

UNIVERSITÉ SAAD DAHLAB -BLIDA 1-

Faculté des sciences de la Nature et de la Vie

Département d'Agro-alimentaire

THESE DE DOCTORAT

En Sciences Agronomiques

**ETUDE PHYTO-CHIMIQUE ET CARACTERISATION TECHNO-
BIOLOGIQUE DE QUELQUES VARIETES DE FIGUES ALGERIENNES
(*FICUS CARICA* L.)**

Par

Souhila MAHMOUDI

Devant le jury composé de :

Mme BELKAHLA H.	Pr. USDB	Présidente
Mr. BENCHABANE M.	Pr. USDB	Examineur
Mr. RIBA A.	Pr. UMBB	Examineur
Mr. CHEMAT I.	Dr. CRAPC	Examineur
Mme. AMELLAL CHIBANE H.	MCA. UMBB	Examinatrice
M. KHALI M.	MCA. CRSTRA	Rapporteur
Mr. BOUTOUMI Y.	Pr. USDB	Invité

Blida, Juin 2018

RESUME

La figue, fraîche ou sèche, est une bonne source de glucides, de fibres diététiques, de minéraux, de vitamines et de substances antioxydantes.

Le présent travail a pour objectif la description pomologique de neuf variétés de figues fraîches, l'évaluation de leur acceptabilité par les consommateurs ainsi que la détermination de la valeur alimentaire et de l'activité antioxydante de leurs pulpes et de leurs pelures. Il s'intéresse aussi à l'évaluation de l'impact de trois techniques de séchage sur la couleur, les composés phénoliques et l'activité antioxydante des figues. Un autre objectif était de valoriser les polyphénols des feuilles du figuier par l'investigation de leurs activités antioxydante et antimicrobienne.

La caractérisation pomologique nous a permis de faire la distinction entre les différentes variétés du figuier étudiés. Le test de dégustation révèle que les figues des variétés 'Bakkor Biadh', 'Boughandjo' et 'Bither' sont les plus préférées par les consommateurs.

Les résultats de l'évaluation de la valeur alimentaire des figues montrent que la pulpe de ce fruit est quatre fois plus sucrée que sa pelure (19,47 contre 4,84 g/100 g MF). La pelure de 'Bakkor Khal' et les pulpes de 'Boughandjo' et 'Bidha' sont les plus riches en protéines. La pelure et la pulpe de 'Bakkor Khal' sont les meilleures sources de potassium (266,67 et 254,17 mg/100 g MF). D'un autre côté, la pelure est environ quatre fois plus riche ($p < 0,05$) en calcium que la pulpe alors que cette dernière est plus riche ($p < 0,05$) en phosphore. En général, la pelure de la figue est plus riche que sa pulpe en polyphénols totaux (1,63 versus 1,11 mg EAG/g MF en moyenne), en flavonoïdes, en tanins et en anthocyanes et elle possède l'activité antioxydante la plus élevée.

La température de l'air asséchant et le sous vide influent considérablement sur la vitesse de séchage et la couleur des figues et quel que soit la technique de séchage utilisée, la déshydratation des figues augmente leur activité antioxydante. Plusieurs acides phénoliques et flavonoïdes ont été identifiés dans les figues fraîches et séchées dont les plus importants sont la lutéoline et l'acide chlorogénique et leurs dérivés.

Les feuilles des variétés 'Bither', 'Bidha' et 'Chatwi' sont les plus riches en polyphénols. Les extraits des variétés 'Chatwi', 'Onk Elhamam', 'Bither', 'Bidha' et 'Zarrouk' semblent avoir les activités antioxydantes les plus élevées. La plus part des extraits des feuilles du figuier testés ont montré une activité antibactérienne contre les souches bactériennes à Gram+ et à Gram- et une activité antifongique modérée.

Mots clés : *Ficus carica*, pomologie, séchage, valeur alimentaire, polyphénols, activité antioxydante.

ملخص

ثمار التين، الطازجة أو الجافة، هي مصدر جيد للكربوهيدرات، الألياف الغذائية، المعادن، الفيتامينات ومضادات الأكسدة.

يهدف هذا العمل إلى تحديد الخصائص الثمرية لتسعة أصناف من التين الطازج، تقييم مدى قبولهم من قبل المستهلكين وكذلك تحديد القيمة الغذائية والنشاط المضاد للأكسدة لللب وقشور هذه الفاكهة. هذه الدراسة تهتم أيضًا بتقييم تأثير ثلاثة تقنيات تجفيف على لون ثمرة التين، مركباتها الفينولية ونشاطها المضاد للأكسدة. الهدف الآخر هو تمييز المركبات الفينولية لأوراق التين من خلال التحقيق في أنشطتها المضادة للأكسدة والمضادة للميكروبات.

لقد سمحت لنا الخصائص الثمرية بالتمييز بين الأصناف المختلفة لثمار شجرة التين المدروسة. كما كشف اختبار التدوق أن المتذوقين فضلوا 'باكور ابيض'، 'بوغانجو' و 'بيثر' على بقية الأصناف. تظهر نتائج تقييم القيمة الغذائية للتين أن لب هذه الفاكهة أربع مرات أكثر حلاوة من قشورها (19,47 مقابل 4,84 ملغ / 100 غرام وزن طازج). قشر 'باكور كحل' ولب 'بوغانجو' و "بيضاء" هم الأغنى بالبروتينات كما أن قشر ولب 'باكور كحل' هي أعلى مصادر البوتاسيوم مقارنة بالأصناف الأخرى (266,67 و 254,17 ملغ / 100 غرام وزن طازج). من ناحية أخرى، القشر حوالي أربع مرات أكثر ثراء ($p < 0,05$) بالكالسيوم من اللب بينما الأخير هو أكثر ثراء ($p < 0,05$) بالفوسفور.

بشكل عام، فإن قشر التين أغنى من لبه بمجموع متعدد الفينولات (1,63 مقابل 1,11 ملغ مكافئ حمض الغاليك / غرام وزن طازج في المتوسط)، الفلافونويد، العفص والأنثوسيانين. قشر فاكهة شجرة التين هو أغنى جزء بالمركبات الفينولية المختلفة وله أهم نشاط مضاد للأكسدة.

درجة حرارة الهواء المجفف والضغط أثر بشكل كبير على سرعة التجفيف ولون التين. مهما كانت طريقة التجفيف فإنها زادت من النشاط المضاد للأكسدة لثمار التين. عدة أحماض فينولية وفلافونويدات تم رصدها في ثمار التين قبل وبعد التجفيف حيث أن أهمها، لوتيولين وحمض الكلوروجينيك ومشتقاتهم.

أوراق التين "بيثر" "بيضاء" و "شتوي" هي الأغنى بمتعدد الفينول. ويبدو أن مستخلصات كل من "شتوي"، "عق الحمام"، "بيثر"، "بيضاء" و "زروق" لها أقوى التأثيرات المثبطة على الجذر DPPH، وقد أظهرت معظم مستخلصات أوراق التين التي تم اختبارها نشاط مضاد للبكتيريا للسلاطات الجرثومية غرام + و غرام - ونشاط مضاد للفطريات ضعيف.

الكلمات المفتاحية: التين، الخصائص الثمرية، التجفيف، القيمة الغذائية، متعدد الفينولات، النشاط المضاد للأكسدة.

ABSTRACT

Fig, fresh or dry, is a good source of carbohydrates, dietary fibers, minerals, vitamins and antioxidants.

The aims of the present work were the pomological description of nine varieties of fresh figs, the evaluation of their acceptability by the consumers as well as the determination of the nutritional value and the antioxidant activity of their pulps and their peels. It was also interested in evaluating the impact of three drying techniques on color, phenolic compounds and the antioxidant activity of figs. Another objective was to valorize polyphenols from fig leaves by investigating their antioxidant and antimicrobial activities.

The pomological characterization allowed us to distinguish between the different studied fig varieties. The sensory test revealed that consumers prefer 'Bakkor Biadh', 'Boughandjo' and 'Bither'.

The nutritional value results of the figs showed that pulp of this fruit is four times sweeter than its peel (19.47 against 4.84 g / 100 g MF). The peel of Bakkor Khal and the pulp of Boughandjo and Bidha are the richest in protein. The peel and pulp of 'Bakkor Khal' are the best sources of potassium (266.67 and 254.17 mg / 100 g MF). On the other hand, the peel is about four times richer ($p < 0.05$) in calcium than the pulp while the latter is richer ($p < 0.05$) in phosphorus. In general, the peel of the fig is richer than its pulp in total polyphenols (1.63 versus 1.11 mg EAG / g MF on average), flavonoids, tannins and anthocyanins and it has the antioxidant activity higher.

In general, fig peel is richer than its pulp in total polyphenols (1.63 against 1.11 mg GAE / g FW on average), flavonoids, tannins and anthocyanins. The fruit peel is the richest part in different phenolic compounds and has the most important antioxidant activity.

The temperature and the under vacuum affect considerably the dehydration rates and the fig color. Whatever the drying technique used, dehydration increase the antioxidant activity of figs. Several phenolic acids and flavonoids had been identified in fresh and dried figs in which luteolin, chlorogenic acid and their derivatives are the most important.

'Bither', 'Bidha' and 'Chatwi' leaves have the highest polyphenolic contents than the other varieties leaves. The extracts of 'Chatwi', 'Onk Elhamam', 'Bither', 'Bidha' and 'Zarrouk' seemed to have the strongest inhibitory effects on the radical DPPH. Most of the fig leaves extracts tested have shown antibacterial activity against Gram + and Gram- bacterial strains and moderate antifungal activity.

Key words: *Ficus carica*, pomology, drying, nutritional value, polyphenols, antioxidant activity.

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier intensément le bon Dieu le tout puissant de m'avoir donné la volonté et le courage pour accomplir ce modeste travail.

Je voudrais exprimer ici ma plus sincère gratitude à Mr. KHALI M., Maître de conférences A. Directeur général du centre technique de l'industrie agroalimentaire (CTAA) pour m'avoir donné une chance en m'acceptant sous sa direction. Je lui remercie particulièrement pour m'avoir fait confiance, orienté et encouragé tout au long de ce travail.

Je tiens à remercier chaleureusement Mme. BELKAHLA H., Professeur au département de Biotechnologie de l'Université Blida 1, de m'avoir fait l'honneur de présider le jury de cette thèse.

Mes sincères remerciements vont à Mr. BENCHABANE M., Professeur au département de Biotechnologie de l'Université Blida 1 qui m'a fait l'honneur d'accepter de me consacrer du temps et de porter son jugement expert sur ce travail.

Je souhaite également remercier vivement Mr. RIBA A., Professeur au département de Biologie à l'Université M'Hamed Bouguerra de Boumerdès de m'avoir fait l'honneur d'examiner et porter son jugement expert sur ce travail.

Mes sincères remerciements s'adressent également à Mr. CHEMAT I., Directeur de recherche au CRAPC à Bousmail, qui malgré ses multiples obligations, m'a fait l'honneur d'évaluer mon travail.

Je tiens à remercier chaleureusement Mme. AMELLAL CHIBANE H., Maître de conférences A. au département de Biologie à l'Université M'Hamed Bouguerra de Boumerdès pour avoir enrichi cette étude par ses expertises et ses expériences respectives.

Tous mes remerciements à Mr. BOUTOUMI Y., Professeur au département de Chimie industrielle à l'Université Blida 1, qui a accepté mon invitation, qu'il soit assuré de toute ma gratitude.

Mes sincères remerciements vont à Mme. MAHMOUDI N., maître de conférences à l'Université Med. Boudiaf de M'sila, pour sa bonne humeur et son soutien, pour me permettre de développer l'esprit de recherche et de m'encourager dans les moments difficiles. Qui, sans compter son temps et son énergie, m'a initié avec patience et enthousiasme à finaliser ce travail. Merci autre fois pour avoir été disponible et activement présente dans la synthèse de cette thèse.

Je remercie chaleureusement Mr. BENKHALED A.A., Mr. CHARIEF N., Mr. TIAIBA A., Chefs de départements de Biochimie et Microbiologie et des Sciences Agronomiques à l'Université Med. Boudiaf de M'sila et Mme. BENFKIH L., Chef de département de Biotechnologie, Université Blida 1 et je leur exprime toute ma respectueuse et immense reconnaissance de m'avoir accueilli dans les laboratoires de ces départements avec gentillesse et bienveillance.

Je tiens à remercier Dr. BENAKMOUM Chef de département de technologie alimentaire à l'Université M'Hamed Bouguerra de Boumerdès, pour l'accueil chaleureux dans son laboratoire des MPCA. Un grand merci à Mme MIDOUNI H. ingénieur de ce laboratoire pour sa disponibilité et son efficacité qui ont permis à ce séjour d'être particulièrement fructueux en termes de résultats.

Je voudrais exprimer ma plus sincère gratitude à Pr. BOUTOUMI Y. et Dr. CHORFA Z. de département de chimie industrielle à l'Université de Blida 1 pour m'avoir aidé dans la réalisation de ce travail.

Je tiens à remercier chaleureusement Pr. BARROCAS DIAS C. et Dr. MANHITA A. de laboratoire HERCULES, Université d'Evora, Portugal pour m'avoir accueilli dans leur laboratoire. Qu'elles trouvent ici ma profonde reconnaissance.

Mes vifs remerciements vont aussi à Mr. MEGATLI S. et Mr. RAMDANE S.A., Chef et Adjoint Chef de département de l'Agro-alimentaire à l'Université de Blida 1, qui m'ont facilité les tâches administratives favorisant ainsi la réalisation de ma thèse.

Mes profonds remerciements vont aussi à Mr. BENYAHIA A., Chef de département de Chimie, Université Med. Boudiaf, M'sila ainsi qu'au chef de laboratoire de chimie organique pour m'avoir accueillis dans leur laboratoire.

Je tiens à remercier toute l'équipe des laboratoires de département des Sciences Agronomiques et de département de Biochimie et Microbiologie de l'Université Med. Boudiaf, M'sila (Mme. BOUNAB S., Mr. SGHIRI K., Mme. MERZAKA, Mme. AMINA, Mme. BOUTOUT, Mr. YASSINE, Mr. RADHWAN et Mr. HICHAM,) pour leur qualité et leur aide.

Mes vifs remerciements vont au chef de laboratoire d'hygiène de la Wilaya de Blida et son staff et surtout 'AMMI DJAMEL' pour leur accueil chaleureux et leur disponibilité durant deux mois.

Je souhaite également remercier les membres du laboratoire de l'ENAP entreprise nationale des peintures de LAHKDARIA Wilaya de BOUIRA pour leur accueil chaleureux et leur disponibilité malgré toutes leurs responsabilités.

Un très grand merci va au propriétaire du verger du figuier à LAKHDARIA, Wilaya de Bouira qui m'a ouvert ses portes durant cinq ans.

Mes plus grands remerciements vont aussi aux membres de ma famille (mon père, ma mère, mes sœurs et mes frères) qui m'ont facilité les déplacements et m'encouragé dans les moments difficiles.

A tous les secrétaires et les bibliothécaires de département des Sciences agronomiques, Université Med. Boudiaf de M'sila, de département de Biotechnologie, de département de l'Agro-alimentaire et de la faculté SNV de l'Université Blida 1 un grand merci à vous pour votre aide.

Mes plus chaleureux remerciements vont à mes enseignants dès l'école primaire jusqu'à l'Université.

Je suis profondément reconnaissante à toutes et à tous ceux qui ont su se mobiliser autour de mes recherches, et m'apporter non seulement leurs expertises techniques, mais aussi leurs temps et leurs conseils avisés, contribuant ainsi à la qualité de mon travail et de ma formation.

TABLE DES MATIERES

RESUME	
REMERCIEMENTS	
TABLE DES MATIERES	
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX	
INTRODUCTION GENERALE	7
PARTIE I : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE 1 : GENERALITES SUR LE FIGUIER (<i>FICUS CARICA</i> L.)	10
1.1 Historique	10
1.2 Systématique	11
1.3 Noms vernaculaires	11
1.4 Description morphologique	12
1.5 Types du figuier	14
1.6 Ecosystème de caprification	16
1.7 Variétés du figuier	16
1.8 Exigences édapho-climatiques	19
1.9 Maladies et ravageurs du figuier	19
1.10 Production des figues	20
1.11 Contraintes de la culture du figuier en Algérie	22
CHAPITRE 2 : DESCRIPTION PHYTOCHIMIQUE ET ACTIVITES BIOLOGIQUES DE <i>FICUS CARICA</i> L.	23
2.1 Description phytochimique	23
2.2 Usage thérapeutique traditionnel	29
2.3 Propriétés pharmacologiques	31
2.4 Activité antioxydante	35
CHAPITRE 3 : LE SECHAGE	39
3.1. Introduction	39
3.2. L'eau dans les aliments	40
3.3 Cinétique de séchage	45
3.4 Modélisation des courbes de séchage	47
3.5 Mode de séchage	47
3.6 Techniques de séchage	48
3.7. Impact de séchage sur le produit fini	50
PARTIE II : ETUDE EXPERIMENTALE	
CHAPITRE 4 : CARACTERISATION POMOLOGIQUE ET PHYSICO-CHIMIQUE DES FIGUES FRAICHES	51
4.1 Introduction	51
4.2 Matériel et méthodes	52
4.2.1 Zone d'échantillonnage et matériel végétal	52
4.2.2 Réactifs, solvants et appareillage	53
4.2.3 Plan général du travail	54
4.2.4 Caractérisation morphologique des fruits	55
4.2.5 Test hédonique de dégustation	57

4.2.6	Caractérisation physico-chimique de la pulpe et de la pelure	58
4.2.7	Analyses statistiques	63
4.3	Résultats et discussion	63
4.3.1	Caractéristiques morphologiques des figues	64
4.3.2	Test hédonique	68
4.3.3	Caractéristiques physico-chimiques des pulpes et des pelures	70
4.3.4	Teneur en sucres totaux	74
4.3.5	Teneur en protéines	77
4.3.6	Teneur en minéraux	79
4.3.7	Teneur en vitamine C	85
4.3.8	Corrélation entre les paramètres	87
4.4	Conclusion	88
CHAPITRE 5 : COMPOSES PHENOLIQUES ET ACTIVITE ANTIOXYDANTE DES FIGUES FRAICHES		91
5.1	Introduction	91
5.2	Matériel et méthodes	92
5.2.1	Matériel végétal	92
5.2.2	Méthodes	92
5.2.2.1	Indices de couleur de la peau	93
5.2.2.2	Extraction	93
5.2.2.3	Rendement d'extraction	94
5.2.2.4	Dosage des polyphénols totaux	94
5.2.2.5	Dosage des flavonoïdes	95
5.2.2.6	Dosage des tanins condensés	95
5.2.2.7	Dosage des anthocyanes	96
5.2.2.8	Etude de l'activité antioxydante	97
5.2.2.9	Analyses statistiques	99
5.3	Résultats et discussion	99
5.3.1	Indices de couleur	99
5.3.2	Rendement d'extraction	100
5.3.3	Dosage des polyphénols totaux	103
5.3.4	Dosage des flavonoïdes	107
5.3.5	Dosage des tanins condensés	110
5.3.6	Dosage des anthocyanes	112
5.3.7	Détermination de l'activité antioxydante	115
5.3.8	Concentration inhibant 50 % de DPPH (IC ₅₀)	116
5.3.9	Corrélation entre les différents paramètres étudiés	119
5.4	Conclusion	121
CHAPITRE 6 : SECHAGE DES FIGUES		122
6.1	Introduction	122
6.2	Matériel et méthodes	123
6.2.1	Matériel végétale	123
6.2.2	Réactifs, solvants et appareillage	123
6.2.3	Méthodes	123
6.2.3.1	Détermination de la teneur en eau	124
6.2.3.3	Processus de séchage	125
6.2.3.4	Indices de couleur	128

6.2.3.5	Extraction	128
6.2.3.6	LC-DAD-ESI-MS	129
6.2.3.7	Activité antioxydante	129
6.2.3.8	Analyses statistiques	130
6.3	Résultats et discussion	130
6.3.1	Courbes de séchage	130
6.3.2	Diffusivité effective	132
6.3.3	Indices de couleur	133
6.3.4	Profils des polyphénols	135
6.3.6	Activité antioxydante	148
6.4	Conclusion	151
CHAPITRE 7 : ACTIVITES ANTIOXYDANTE ET ANTIMICROBIENNE DES FEUILLES DE <i>FICUS CARICA</i> L.		154
7.1	Introduction	154
7.2	Matériel et méthodes	155
7.2.1	Matériel végétal	155
7.2.2	Réactifs, solvants, milieux de culture et appareillage	156
7.2.3	Souches testées	156
7.2.4	Méthodes	157
7.2.4.1	Tests phytochimiques	158
7.2.4.2	Extraction des composés phénoliques	160
7.2.4.3	Rendement d'extraction	161
7.2.4.4	Dosage des polyphénols totaux	161
7.2.4.5	Dosage des flavonoïdes	161
7.2.4.6	Etude de l'activité antioxydante	161
7.2.4.7	Activité antimicrobienne	162
7.2.4.8	Analyses statistiques	164
7.3	Résultats et discussion	164
7.3.1	Tests phytochimiques	164
7.3.2	Rendement d'extraction	165
7.3.3	Teneur en polyphénols totaux	166
7.3.4	Teneur en flavonoïdes	168
7.3.5	Activité antioxydante	169
7.3.6	Activité antimicrobienne	173
7.3.6.1	Diffusion sur gélose	174
7.3.6.2	Méthode de macrodilution	177
7.5	Conclusion	179
CONCLUSION GENERALE		181
APPENDICES		
REFERENCES		

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Figure 1.1 : Feuille du figuier (<i>Ficus carica</i> L.)	13
Figure 1.2 : Coupe longitudinale d'une figue	14
Figure 2.1 : Aperçu des différentes espèces oxygénées activées (EOA) et des antioxydants régulateurs de leur production	36
Figure 3.1 : Vitesse des différents phénomènes d'évolution dans les produits alimentaires en fonction de l'activité de l'eau	41
Figure 3.2 : Allure générale des isothermes de sorption	42
Figure 3.3 : Effet de la température sur les isothermes de sorption de l'eau d'un produit	43
Figure 3.4 : Courbe d'évolution type au cours du temps de la teneur en eau du produit (a), de vitesse de séchage (b) et de la température du produit (c)	46
Figure 3.5 : Transfert de matière et de chaleur lors de l'évaporation de l'eau	48
Figure 4.1 : Carte géographique de la wilaya de Bouira et lieu d'échantillonnage	53
Figure 4.2 : Schéma général de l'étude expérimentale	54
Figure 4.3 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales des pulpes et des pelures des figues en fonction de type de production	73
Figure 4.4 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales des pulpes et des pelures des figues en fonction de la couleur de la peau du fruit	74
Figure 4.5 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figues (g/100 g MF)	75
Figure 4.6 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figues en fonction de type de production (%)	76
Figure 4.7 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau du fruit	77
Figure 4.8 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figues (g/100 g MF)	77
Figure 4.9 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figues en fonction de type de production (%)	78
Figure 4.10 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau du fruit	79
Figure 4.11 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figues en fonction de type de production	83
Figure 4.12 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figues en fonction de la couleur de la peau du fruit	84
Figure 4.13 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figues (mg/100 g MF)	85
Figure 4.14 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figues en fonction de type de production (mg/100g MF)	86
Figure 4.15 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau de fruit	86

Figure 5.1 : Schéma général de l'étude expérimentale	93
Figure 5.2 : Principe de réaction entre la vanilline et les tanins condensés	95
Figure 5.3 : Les formes structurales d'anthocyanine prédominantes présentent à différents niveaux de pH	96
Figure 5.4 : Mécanisme réactionnel intervenant lors du test DPPH entre l'espèce radicalaire DPPH· et un antioxydant (AH)	98
Figure 5.5 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figues (%)	101
Figure 5.6 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figues en fonction de type de production (%)	102
Figure 5.7 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figues selon la couleur de la peau (%)	102
Figure 5.8 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figues (mg équivalent acide gallique/g MF)	104
Figure 5.9 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figues selon le type de production (mg équivalent acide gallique/g MF)	104
Figure 5.10 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau (mg équivalent acide gallique/g MF)	105
Figure 5.11 : Teneurs en flavonoïdes dans les pulpes et les pelures de figues (μg équivalent quercétine/g MF)	108
Figure 5.12 : Teneurs en flavonoïdes totaux dans les pulpes et les pelures des figues selon le type de production (mg équivalent quercétine/g MF)	109
Figure 5.13 : Teneurs en flavonoïdes totaux dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau (mg équivalent quercétine/g MF)	109
Figure 5.14 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures de figues (μg équivalent catéchol/g MF)	111
Figure 5.15 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures des figues selon le type de production (mg équivalent catéchol/g MF)	111
Figure 5.16 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau (mg équivalent catéchol/g MF)	112
Figure 5.17 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures de figues (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW)	113
Figure 5.18 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures des figues selon le type de production (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW)	113
Figure 5.19 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW)	114
Figure 5.20 : IC_{50} des extraits des pulpes et les pelures des figues selon le type de production (mg/ml)	118
Figure 5.21 : IC_{50} des extraits des pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau (mg/ml)	118
Figure 6.1 : Schéma général de l'étude expérimentale	124
Figure 6.2 : Extraction des polyphénols de figues par SSDM	129
Figure 6.3 : Courbes de séchage des figues de la variété 'Bidha'	130
Figure 6.4 : IC_{50} des extraits acétatiques des figues (mg/ml)	149
Figure 6.5 : IC_{50} des extraits méthanoliques des figues (mg/ml)	149
Figure 7.1 : Schéma général de l'étude expérimentale	158
Figure 7.2 : Rendements d'extraction %	165

Figure 7.3 : Zone d'inhibition des souches bactériennes et fongiques en mm (diamètre du disc inclus)	176
Tableau 1.1 : Caractéristiques des variétés de caprifiugiers en Algérie	18
Tableau 1.2 : listes des variétés de figuier autorisées à la commercialisation en Algérie	19
Tableau 1.3 : Production de figue dans le monde et dans quelques pays (tonnes/an)	20
Tableau 1.4 : Culture et production des figes dans quelques Wilaya de l'Algérie	22
Tableau 2.1 : Composition chimique des figes fraîches	24
Tableau 2.2 : Composition chimique des figes sèches	25
Tableau 2.3 : Composition chimiques des feuilles de <i>Ficus Carica</i> L.	26
Tableau 2.4 : Utilisation de <i>Ficus carica</i> L. en médecine traditionnelle	31
Tableau 2.5 : Propriétés pharmacologiques de <i>Ficus carica</i> L.	35
Tableau 3.1 : Modèles les plus utilisés pour modéliser les courbes de séchage	47
Tableau 4.1 : Variétés de figes fraîches étudiées et leurs types	52
Tableau 4.2 : Descripteurs pomologique (qualitatifs) pour la caractérisation des figes fraîches	56
Tableau 4.3 : Descripteurs morphologiques (quantitatifs) pour la caractérisation des figes fraîches	57
Tableau 4.4 : Caractéristiques pomologiques qualitatives des figes fraîches (résultats de 2015 et 2016)	64
Tableau 4.4 : Caractéristiques pomologiques qualitatives des figes fraîches (résultats de 2015 et 2016) (Suite)	65
Tableau 4.5 : Caractéristiques morphologiques quantitatives des figes fraîches (résultats de 2015 et 2016)	67
Tableau 4.6 : Acceptation des consommateurs des figes fraîches de neuf variétés locales	69
Tableau 4.7 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales de la pulpe et de la pelure des figes	71
Tableau 4.8 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figes (mg/100 g MF)	81
Tableau 4.9 : Corrélation entre les paramètres étudiés des pulpes des figes	87
Tableau 4.10 : Corrélation entre les paramètres étudiés des pelures des figes	88
Tableau 5.1 : Valeurs de Chromaticité (L^* , C^* , h^* et a^*) de la peau de neuf variétés de figes	100
Tableau 5.2 : Valeurs des CI50 des extraits des pelures et des pulpes de figes et de BHT	117
Tableau 5.3 : Corrélation entre les différents paramètres étudiés	120
Tableau 6.1 : Constantes et coefficients de séchage des figes en appliquant les modèles de Newton et Henderson et Pabis	132
Tableau 6.2 : Coefficient de diffusion de l'eau dans les figes 'Bidha'	133
Tableau 6.3 : Valeurs de Chromaticité (b^* , L^* et C^*) des figes séchées par différents modes	134
Tableau 6.4 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits d'acétate d'éthyle des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif	136

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figues en utilisant un mode d'ionisation négatif	140
Tableau 7.1 : Variétés du figuier étudiées et leurs types	156
Tableau 7.2 : Sources des souches microbiennes testées	157
Tableau 7.3 : Composition phytochimique des extraits des feuilles du figuier	165
Tableau 7.4 : Teneur en polyphénols totaux des feuilles de différentes variétés du figuier (mg EAG/g ES)	166
Tableau 7.5 : Teneur en flavonoïdes des feuilles de différentes variétés du figuier (mg EQ/g ES)	168
Tableau 7.6 : Activité antioxydante des feuilles du Fiquier, de l'acide gallique et de BHT	171
Tableau 7.7 : Diamètres d'inhibition des antibiotiques et des antifongiques (mm)	174
Tableau 7.8 : CMI et CMB des extraits de feuilles de <i>F. carica</i> contre <i>Staphylococcus aureus</i> et <i>Bacillus cereus</i> (mg/ml)	178

INTRODUCTION GENERALE

«Par le figuier et l'olivier * Et par le Mont Sinîn * Et par cette cité sûre * » (Traduction des Sens du Coran "At-Tîn" (Le Fiquier) 1, 2, 3.). La sourate "At-Tîne " est la seule du Coran à avoir pour titre le nom d'un fruit ou même d'une plante. La figue n'y a été mentionnée qu'une seule fois et c'est également la seule fois dans tout le Coran. La sourate commence par un serment d'Allah qui en est dispensé mais qui le fait pour attirer notre attention sur l'importance alimentaire et thérapeutique de ce fruit béni [1].

Le figuier (*Ficus carica* L.), appartenant à la famille des Moracée, est l'un des arbres fruitiers les plus anciennement cultivés. Les principaux producteurs de figue sont les pays méditerranéens, où cette production joue un rôle économique important [2, 3]. La FAO en 2016 a estimé la superficie figuicole totale dans le monde à 308.460 ha, produisant annuellement environ un million de tonnes de fruits. La Turquie, à elle seule, produit environ 29 % et l'Algérie 12,54 % des figues du monde (troisième producteur mondial) [4].

Le verger figuicole algérien constitue environ 10 % du patrimoine arboricole [5]. La culture de figuier occupe un espace important dans presque toutes les Wilayas à cause de son adaptation pédoclimatique, sa valeur alimentaire et thérapeutique et sa place dans les pratiques culinaires des algériens. Mais elle est concentrée essentiellement dans la région de Kabylie.

L'agronome américain CONDIT a recensé pas moins de 600 variétés de figuier dans le monde [6]. En Algérie, l'institut technique de l'arboriculture fruitière et viticole (ITAFV) a recensé 48 variétés du figuier dont 20 variétés locales et les autres sont étrangères [5]. Les caractéristiques pomologiques et les noms des cultivars de figues, qui varient d'une région à une autre ou parfois au sein d'une même région, rendent son identification plus difficile que dans le cas des autres espèces fruitières.

Les figues, fraîches ou séchées, sont largement consommées par l'Homme car elles constituent une excellente source d'énergie, minéraux, vitamines, acides aminés et fibres diététiques, ce qui contribue positivement à la santé humaine [2]. Ce fruit est très riche en composés phénoliques tels que l'acide gallique, l'acide chlorogénique, l'acide férulique, l'acide coumarique, l'acide syringique, (+)-catéchine, (-)-épicatéchine, la rutine et les proanthocyanidines dont le contenu en ces derniers est supérieur à celui de thé [7, 8].

Les fruits, les racines et les feuilles du figuier ont été utilisés en médecine traditionnelle pour le traitement de plusieurs affections comme la diarrhée, l'indigestion, les gorges endolories, les toux, les problèmes bronchiques, les désordres inflammatoires et cardiovasculaires, les maladies ulcératives et les cancers [9, 10, 11].

Plusieurs recherches sur les propriétés thérapeutiques de *Ficus carica* L. montrent que ses extraits ont des activités antioxydante, antimicrobienne, hypocholestérolémiante et hypoglycémiantes et un effet hépatoprotectif considérables [8, 12, 13].

Les qualités nutritionnelles et hygiéniques des figues fraîches ainsi que la méthode de séchage sont les principaux maillons qui déterminent la qualité du produit fini. C'est pour cela qu'il apparaît important de choisir des variétés à bonne aptitude au séchage et des méthodes de déshydratation qui préservent au mieux la qualité nutritionnelle et thérapeutique des figues.

La figue fraîche est un fruit sensible et à courte durée de vie après la cueillette. La majeure partie des figues produites en Algérie est consommée fraîche soit 87,6 % de la production de 2012 selon la FAO [4] ; c'est pour cela il est nécessaire de sélectionner des cultivars performants et adaptés aux exigences des consommateurs.

La fraction transformée en figues sèches représente 12,3 % du total de la production nationale en 2012 [4]. Le séchage artisanal à l'air libre qui prend beaucoup de temps et qui donne généralement un produit de mauvaise qualité (moisi, trop sec, parasité...), est la seule technique exploitée en Algérie. Pour promouvoir la filière de séchage des figues, il est nécessaire de choisir des cultivars à bonne aptitude au séchage et de nouveaux procédés moins coûteux et qui préservent au mieux la valeur nutritive, les principes actifs et les caractéristiques organoleptiques du fruit.

Le travail de cette thèse vient dans le cadre de la contribution à la caractérisation de la diversité et de l'importance nutritionnelle et thérapeutique des fruits et des feuilles de quelques variétés algériennes du figuier et s'intéresse aussi au séchage des figues de la variété 'Bidha' qui a une bonne aptitude au séchage. Dans ce contexte nous avons fixé quatre objectifs à atteindre :

- Description pomologique de neuf variétés de figues fraîches et évaluation de leur acceptabilité par les consommateurs à travers un test de dégustation hédonique ainsi que la détermination de la valeur alimentaire de la pulpe et de la pelure de ces fruits.
- Extraction, dosage et détermination de l'activité antioxydante des composés phénoliques des pulpes et des pelures des figues fraîches.
- Détermination des cinétiques de séchage et évaluation de l'impact de de quelques techniques de séchage (air libre, étuve, étuve sous vide) sur la couleur, les composés phénoliques et l'activité antioxydante des figues.
- Extraction des composés phénoliques des feuilles du figuier et détermination de leurs activités antioxydante, antibactérienne et antifongique.

CHAPITRE 1

GENERALITES SUR LE FIGUIER (*FICUS CARICA* L.)

1.1 Historique

Le figuier appartient à l'ordre des Urticales, famille des Moracées, et fait partie du genre *Ficus*. Les botanistes font remonter l'origine du figuier domestique au caprifiguier, son ancêtre sauvage. Au II^{ème} siècle av. J.C., Caton l'Ancien en dénombrait cinq espèces, la figue Marisque, l'Africaine, l'Herculanum, la Sagonte et la Tellane noir. Ces variétés n'ont pas cessé de se multiplier en d'autres espèces grâce à l'opération du greffage. Aujourd'hui les spécialistes dénombrent plus de 800 espèces de figuiers réparties dans les zones chaudes, tropicales et humides [14].

Dans l'état actuel des connaissances, le centre d'origine et de diversité du figuier semble se situer dans la partie orientale du Bassin Méditerranéen. C'est d'ailleurs le Moyen Orient qui est le premier producteur mondial (notamment la Turquie). Le figuier se rencontre depuis très longtemps dans tout le Bassin Méditerranéen, de la Syrie au Maroc et de la Turquie au Portugal. Au fil des siècles, le figuier a été introduit sur tous les continents (Afrique du Sud, Australie, et surtout Amérique du Nord et du Sud par les colons espagnols) [15].

1.2 Systematique

Il y a 750 espèces connues de figuiers pour toutes les régions chaudes du monde, la plus largement et mieux décrite agronomiquement étant le figuier ordinaire ou *Ficus carica domestica* L.

Il fait partie de la classe des Dicotylédones et de l'ordre des Urticales, appartient à la grande famille des Moracées et au genre *Ficus* [16].

Tous les *Ficus* ont au moins trois points communs [15] :

- Leur système de reproduction sexué (fleurs mâles et femelles) est enfermé dans une gaine végétale appelée " sycone " ou, communément, figue ;
- Ils sont dioïques. Les fleurs mâles et femelles existent à la fois sur les sujets mâles et les sujets femelles, mais seules certaines fleurs mâles des arbres mâles possèdent du pollen fonctionnel.
- Les mécanismes de fécondation sont subordonnés à la présence d'un insecte spécifique à chaque espèce appartenant au genre *Ficus*. Dans le cas du *F. carica* L., il s'agit du Blastophage (*Blastophaga psenes*, hyménoptère).

Systematiquement, selon LINNE 1753, le figuier est classifié comme suit [17] :

Règne	Plantae
Embranchement	Phanérogames
Sous embranchement	Spermatophyta (Angiospermes)
Classe	Magnoliopsida (Dicotylédones)
Sous classe	Hamamelidae
Ordre	Urticales
Série	Apétales unisexuées
Famille	Moraceae
Genre	<i>Ficus</i>
Espèce	<i>Ficus carica</i>

1.3 Noms vernaculaires

Le figuier est appelé en anglais "Common fig tree", en arabe "Tine", en espagnol "Higuera", en italien "Fico", et en portugais "figueira". La figue est désignée, en Maghreb arabe, par les termes "Karmous" et "Tazarth" en tamazirith. Quant aux deux périodes de production du fruit, elles sont bien distinguées dans le vocabulaire : la première, qui apparaît tôt dans la saison, est le "Bakor" et la deuxième, qui est la plus importante, porte plusieurs noms dont ceux de "karmous", "takhrifa" ou "thazartli". Le caprifiguier est appelé "Dokkar" [14, 16, 17, 18].

En Algérie la figue fraîche est appelée "Bekhsis", "Kartous" ou "Tabekhsist", le figuier est appelé "Karma" et "Taneqwlett" et les figues sèches : "Karmous", "Thazarth", "Inighmane" et "Ihvouvane".

1.4 Description morphologique

1.4.1 Arbre

Le figuier peut atteindre entre 4 et 10 mètres de hauteur selon son milieu naturel. Il a des racines non adventices, une écorce grisâtre et légèrement rude et des Branches pubescentes. Il donne ses premiers fruits au bout de 4 ans, et continue à produire jusqu'à 50 ans. Le rendement de chaque arbre est de 30 à 80 kilos de fruits, selon la qualité des terres, le mode de culture et la nature des fertilisants [14, 19].

1.4.2 Rameaux

Le rameau est constitué d'un ensemble d'entre nœuds chaque nœud constitue le point d'insertion d'une feuille et des bourgeons axillaires, leur disposition alternée, rarement opposée sur le rameau est une spécificité de la famille des Moracées. La fructification de la figue peut avoir lieu à l'intérieur du bourgeon terminal d'un rameau au cours de l'été, c'est le cas des figues des 4 à 5 premiers nœuds de l'unité de croissance.

L'émission des figues en été (futures figues d'automne) commence au moment où l'allongement de la tige et l'émission des feuilles ralentissent au début juin [20].

1.4.3 Feuilles

Le figuier porte un feuillage spectaculaire qui est caduc sauf parfois chez de jeunes arbres (Figure 1.1). Les feuilles, alternes, naissent protégées par deux longues stipules membraneuses (1 à 1,2 cm) qui tombent vite et laissent une cicatrice annulaire. Les grandes feuilles (15 à 28 cm de long sur 8 à 15 cm de large) longuement pétiolées (8 à 10 cm) sont entières, à bord légèrement crénelé et découpées en 3 à 5 lobes (parfois 7), palmés et séparés par des sinus plus ou moins profonds et étroits. Les feuilles sont vertes luisantes au-dessus et velues en dessous [21, 22].

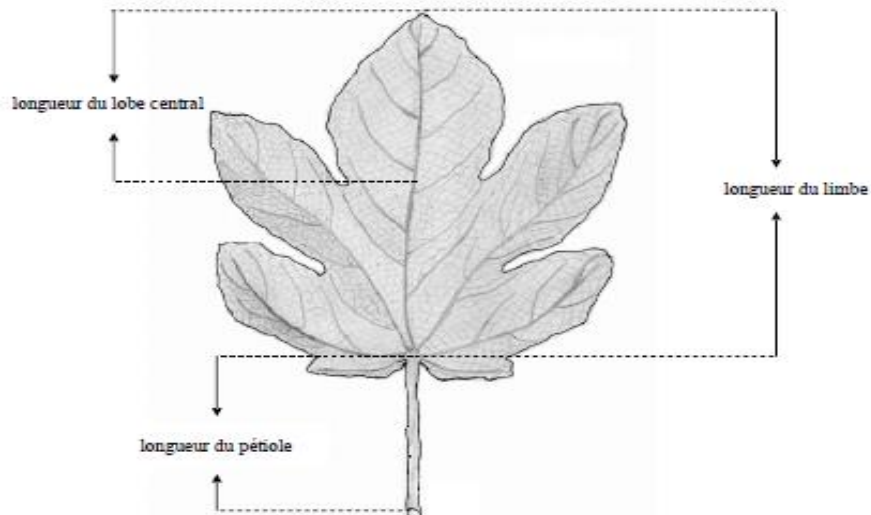


Figure 1.1 : Feuille du figuier (*Ficus carica* L.) [23].

1.4.4 Fruit

La figue n'est pas un fruit mais un réceptacle en forme d'urne (sycone) renfermant une inflorescence cryptique dans une cavité protégée qui n'est accessible que par une ouverture opposée au pédoncule (l'ostiole) [20, 24] (Figure 1.2). Cette constitution de l'inflorescence fait que le transfert du pollen est effectué uniquement par l'insecte du blastophage qui vie en symbiose avec les figues [25].

Après la fécondation, la figue reste environ deux mois sur l'arbre jusqu'à ce que le fruit commence à changer de forme et de couleur selon sa variété. A maturité, elle devient molle au toucher, des fissures commencent à se propager en partant de l'œil vers le pédoncule parce qu'elle se remplit de grains. A travers ces ouvertures la figue dégage un liquide sous trois formes : un lait bien piquant à son toucher, un miel savoureux qui donne plus de goût au fruit et enfin des gouttes semblables à de la gomme, mais avec un goût très sucré au point que les abeilles et d'autres insectes se le disputent [14].

Les véritables fruits sont les innombrables petites graines (30 à 1600 graines par fruit) qui parsèment la chair de la figue, ce que l'on appelle akènes [15, 26].

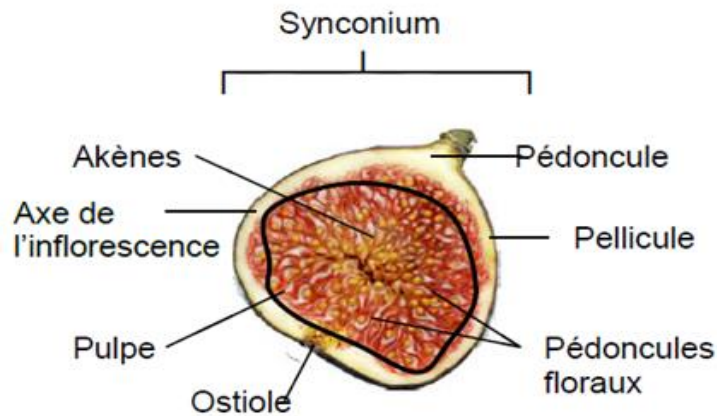


Figure 1.2 : Coupe longitudinale d'une figue [27].

1.4.5 Racines

Le système racinaire du figuier est l'un des points forts de l'écologie de cet arbre. La densité extraordinaire du chevelu racinaire lui permet d'exploiter le peu d'eau disponible dans le sol ; ce qui explique sa persistance dans des situations très sèches [20].

1.5 Types du figuier

F. carica L. est une espèce gynodioïque qui se reproduit spontanément dans la région circumméditerranéenne. Linné a divisé cette espèce en deux formes sexuelles : *F. carica caprificus* et *F. carica domesticus*. La première est l'arbre mâle (caprifuier) et la deuxième est l'arbre femelle (figuier domestique) [18, 28].

Selon le cas, l'arbre femelle peut exiger une pollinisation pour se développer et arriver à maturité ou se développer grâce à la parthénocarpie [20]. Grâce au mode de fécondation, la figue produit deux récoltes : la première caractérisée par une tige plus longue, mûrit en juin, consommée en général comme fruit de table, elle ne dure pas plus de 10 jours. La deuxième, ayant une tige plus courte et de forme plus ronde, mûrit plus tard en été ; elle est consommée aussi comme produit frais, mais est souvent séchée pour divers usages nutritifs et médicinaux [14].

1.5.1 Caprifuier

Le caprifuier est utile seulement pour la pollinisation des variétés Smyrna et San Pedro. Le nom caprifuier dérive de mot italien *caprificus* (figue de chèvre) car ses fruits secs, vigoureux et résineux n'ont pas de valeur [29].

Cet arbre abrite l'insecte-pollinisateur, *Blastophaga psenes*, sous forme de larve dans les ovaires des fleurs femelles et les fleurs mâles produisent du pollen [18, 28].

Trois types de figues, portant des noms italiens, sont produites par le caprifigier : les mammes qui sont peu nombreux et assurent la continuité du cycle de *Blastophaga* durant l'hiver et probablement l'automne, les profichis qui croissent en printemps et assure la production du pollen et les mammonis [6].

1.5.2 Figuiers domestiques

Le figuier domestique ne produit que des graines, ses fleurs mâles sont stériles [28].

➤ Figuiers Bifères

Les bourgeons de l'année précédente dont l'évolution a été bloquée, peuvent chuter ou reprendre leur croissance, au printemps suivant, pour atteindre la maturité au moins de juin. Ces fruits, n'étant pas pollinisés à cause de l'indisponibilité du pollen à l'époque de leur réceptivité, arrivent à maturité grâce à la parthénocarpie. Ce sont les figues fleurs. Les bourgeons qui apparaissent à l'aisselle des feuilles évoluent en fruit au cours de la même année pour arriver à maturité en été. Ce sont les figues d'automne [30]. Selon l'exigence de l'arbre à une pollinisation pour le développement des figues d'automne ou non, on peut classer les figuiers bifères en deux variétés :

- Les variétés de San Pedro (22 variétés seulement) produisent deux récoltes, la première sans pollinisation (parthénocarpie) et la deuxième (la principale) exige une pollinisation.
- Les variétés communes (persistantes) (470 cultivars) sont implantées pour la production des figues fraîches. Les figues sont produites sans pollinisation et le synconium ne contient que des fleurs femelles. Les graines sont vides. Deux récoltes habituellement sont produites par an [29, 31, 32, 33].

1.5.3 Figuier unifère (Smyrne)

Les variétés de ce type du figuier (115 cultivars) ont été généralement implantées pour la production de fruits secs et elles produisent une seule récolte par an. Ces figues exigent la pollinisation par le caprifiguiier (caprification). Le processus de caprification est important dans la production des figues sèches, car les graines contribuent à la saveur du produit sec. Ce type de figue peut être consommé frais ou après transformation (séchage, confiture...) [29, 32].

1.6 Ecosystème de caprification

Pour comprendre l'écosystème de la caprification de *Ficus*, les botanistes distinguent deux types de figuier : les pouponnières (Caprifiguiier) et les pépinières. Malgré leur ressemblance il y a, en effet, deux sortes de figues : celles qui ont un rôle de fécondation et celles qui sont des fruits comestibles [14].

Le figuier se caractérise donc par le fait que la plante est, en même temps, monoïque de morphologie par le fait qu'à l'intérieur d'une même figue et sur un même arbre, il y a place pour des fleurs mâles et des fleurs femelles, et dioïque de fonctionnement en raison des fleurs mâles et femelles qu'elle porte. Ainsi à la différence d'autres arbres fruitiers, le figuier ne porte pas de fleurs sur ses branches. Celles-ci sont inversées et se développent à l'intérieur de son fruit. Et ce sont ces fleurs minuscules qui produisent les petites graines craquantes qui caractérisent la figue [14].

1.7 Variétés du figuier

Pas moins de 600 variétés de figuier ont été recensées par l'agronome américain CONDIT [6], mais l'identification des variétés est bien plus délicate encore que dans le cas des espèces fruitières de grande importance commerciale (rosacées à pépins et à noyau) à cause de [15] :

- L'effet milieu : l'aspect des fruits de deux arbres, issus de boutures prélevées sur un seul arbre d'origine et implantés l'un en zone littorale sur terrain siliceux et l'autre en Provence intérieure sur sol calcaire, diffère au point de faire croire à l'existence de deux variétés.

- Les ouvrages de description pomologiques, et surtout les ouvrages de référence, sont bien moins nombreux que ceux qui concernent les espèces de grande importance commerciale.
- Les nombreux synonymes sont sources de confusion.
- Une même variété porte des noms différents selon les régions où elle est cultivée, parfois même selon les villages d'une même région.
- Les chauvinismes locaux sont nombreux, chacun étant persuadé que sa propre appellation est la bonne en privilégiant sa propre croyance par rapport à toute vérité historique ou scientifique.
- Les collections de référence sont peu nombreuses. De plus, même dans le cas de ces collections, toutes les introductions n'ont pas été déterminées avec une certitude absolue.

1.7.1 Variétés du caprifiquier en Algérie

En 1955, CANDIT [6] a recensé un nombre très élevé de caprifiquiers localisés essentiellement dans la région de Kabylie (Tableau 1.1).

Tableau 1.1 : Caractéristiques des variétés de caprifiugiers en Algérie [6].

Types	Noms	Localité	Caractéristiques
Caprifiugie à pulpe violet ou pourpre et peau verte	Agouat	Sidi-Aich, proximité de Beni-Ourlis	Arbre vigoureux et productif, les feuilles ressemblent à celles de Tit-en-Tsekourt, mais les figues sont plus larges et plus longues et la pulpe est violette.
	Amellal (blanc)	proximité de Mekla.	Arbre diffus, très productif, précoce. Feuilles larges 3 à 5 lobes. Fruit large à 5,08 cm de diamètre, ressemble à celui d'Iloul, mais moins nervurés, vert à maturité et à intérieur violet.
	Beurzel.	Proximité de Sidi-Aich appelé aussi Azigzaou	également confus avec Adras violet, ressemble à Agouat, mais plus précoce.
	Tit-en-Tsekourt (Ain-el-Hadjel)	Ce nom signifie "l'œil de perdrix" reconnu dans toute la Kabylie.	Arbre diffus, productif. Feuille large à 3 lobes. Profichi large 2,54 à 5,08 cm de diamètre, sphérique à collet court, œil remarquable, vert à maturité et à intérieur violet.
Caprifiugie à intérieur violet ou pourpre, peau verte, teinté par des nuances brunes ou violettes	Abetroune	Parmi les variétés les plus anciennes à Tizi-Rached	Arbre productif et vigoureux. Feuille presque entière ou parfois à 5-lobes. Profichi large, plus de 5,08 cm de diamètre, pyriforme, pédoncule moyen, couleur vert nuancé par le violet à maturité, intérieur violet.
	Adras Violet	Ouadhias	Parfois incorrectement appelé Beurzel et est également confondu avec d'autres variétés. Arbre généralement de grande taille, très embranché, compacte et très productif. Feuille à 5 lobes mais variable.
	Hamma	Variété de haute valeur, Jardin d'Essai du Hamma	Arbre vigoureux. Feuille moyenne, 3 à 5 lobes et à base tronquée. Mamme pyriforme, collet court, vert à taches blanches en avant et à intérieur violet. Bonne qualité mais n'est pas convenable à la plantation commerciale.
Caprifiugie à peau verte et à pulpe blanche	Azaim (Orzidane)	Beni-Aissi	Parfois confondu avec Adras Blanc. Feuille à 5 lobes avec des sinus peu profonds. Profichi large supérieur à 5,08 cm de diamètre, sphérique, surface presque lisse, vert, intérieur blanc, texture ferme, précoce comme Iloul.
	Iloul (syn. Aoriv) ce nom dérive du lieu d'origine	Tizi-Rached, Mekla 50 % de totale des caprifiugiers	Arbre vigoureux, diffusément embranché, productif. Feuille de 3 à 5 lobes, rarement entière. Profichi plutôt grand, 2,54 à 5,08 cm de diamètre, sphérique, pédoncule épais et court, surface légèrement nervurée, jaune verdâtre, intérieur blanc, très précoce.
	Taranimt.	Beni-Aissi	Figues similaires au type Smyrna. Feuilles entières. Profichi grand plus de 5,08 cm de diamètre, fruit pyriforme, vert à intérieur blanc plus précoce qu'Adras Violet.
Caprifiugie à pulpe blanche et à peau brun ou violacé	Adras Blanc	La région Kabyle Appelé aussi "Azaim" "Bouhioua"	Arbre vigoureux, très compacte, productif. Feuille de 3-5 lobes. Profichi moyen, pyriforme, pédoncule court, vert teinté au violet, intérieur blanc. Plus précoce.
	Averane.	Beni-Aissi (Le nom indique une variété étrangère ou importée)	Ressemble à Adras Blanc, mais plus tardif et les profichis sont violet à noir.
	Bsikri.	l'oasis de Chetma, près de Biskra	Figues pyriformes, collet et pédoncule court, ostiole moyenne, peau violet à marron à maturité, intérieur blanc et petite cavité, tardif.
Caprifiugiers divers	Belamie, Booung, Bourlier, Belamie, Thaberkant Tifouzal. Madel (syn. Oumadel). Medloub (Bou Ankir) Akoran Azigzaou (vert)		

1.7.2 Variétés de figues comestibles en Algérie

En 1850, plus de 70 variétés ont été introduites en Algérie, mais aucune n'avait été adoptée par les cultivateurs locaux qui se sont toujours tenus aux figuiers qui leurs étaient familiers [5].

Selon l'inventaire réalisé par l'institut technique de l'arboriculture fruitière et viticole (ITAFV), l'Algérie a bénéficié d'un nombre considérable de variétés d'arbres fruitières. Au total, l'ITAFV recense 48 variétés du figuier dont 20 variétés locales et les autres sont étrangères et 13 seulement sont homologuées [5]. 23 variétés locales et étrangères de figuiers (Tableau 1.2) sont actuellement autorisées à la production et à la commercialisation par l'Etat [34].

Tableau 1.2 : Listes des variétés de figuier autorisées à la commercialisation en Algérie [34].

Taghanimt	Reine d'Espagne	Black late	Hirta du japon	Turco
Tameriout	Bejaoui (= col de cygne)	Adriatic	Dottato	Albo (bifère)
Dokkar	Chetoui	Mission	Ischia black	Ischia blanche
Bakkor blanc (bifère)	Azendjer	Hafer el breil	Royal black	Bakkor noir (bifère)
Negro largo	Smyrne	Gentille	/	/

1.8 Exigences édapho-climatiques

Le figuier se plaît aussi bien sur des terrains arides et secs que sur des sols argileux, même s'il est recommandé de le planter dans des sols argilo-siliceux bien irrigués [14]. Selon DEHGAN [35], *F. carica* préfère les sols ensoleillés et bien drainés. L'arbre est légèrement tolérant au sel et à la sécheresse, cependant il n'est pas adapté aux emplacements humides ou aux sols compacts.

1.9 Maladies et ravageurs du figuier

Bien que le figuier soit généralement considéré comme arbre robuste, il est susceptible à plusieurs maladies et affections qui peuvent toucher ses différentes parties.

Les principales affections sont causées par les nématodes des racines (*Meloidogyne spp.*), Coléoptère de fruits secs (*Carpophilus spp.*), mouche du fruit (*Dacus tryoni*), anthracnose (maladie fongique), la rouille du figuier (*Cerotelium fici=Physopella fici*), *Phytophthora palmivora* qui infeste les fruits à partir du sol qui comporte les zoospores et la mosaïque de feuilles et de fruits du figuier [29, 36, 37, 38].

1.10 Production des figues

1.10.1 Dans le monde

The Food and Agriculture Organization (FAO) en 2016 [4] a estimé la superficie figuicole totale dans le monde à 308.460 hectares, produisant annuellement environ un million de tonnes de fruits dont la Turquie, l'Égypte, l'Algérie, le Maroc, l'Iran, la Syrie et l'Espagne produisent 76 % de la quantité globale alors que la Turquie toute seule produit environ 29,08 % de la production totale.

Les U.S.A font désormais partie de ce groupe grâce à la Californie qui est aujourd'hui un important producteur de figue qu'elle exporte très largement avec 40.000 ha et 4,3 millions d'arbres productifs à 80 % [20].

Le tableau suivant explique la répartition et l'évolution de la production de figues dans le monde et dans certains pays de forte production.

Tableau 1.3 : Production de figues dans le monde et dans quelques pays (tonnes/an) [4].

Année pays	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016
Monde	1.093.391	1.175.893	1.100.574	1.082.413	1.093.189	1.124.290	1.137.730	1.159.215	1.050.459
Turquie	205.067	244.351	254.838	260.508	274.535	298.914	300.282	300.600	305.450
Egypte	304.110	286.682	184.972	165.483	171.062	176.595	176.105	172.474	167.622
Algérie	78.735	83.801	123.763	120.187	110.058	117.100	128.620	139.137	131.798
Maroc	69.723	109.200	109.735	114.770	102.694	112.537	126.554	150.111	59.881
Tunisie	25.000	28.000	26.000	26.000	25.000	23.500	27.000	30.000	22.500

Selon les statistiques du tableau 1.3, la production mondiale des figues est fluctuante d'une année à l'autre mais elle reste autour de un million de tonnes par an. Cette fluctuation peut être expliquée par les changements climatiques, les incendies, l'effectif des réimplantations, la conduite de culture (fertilisation, travail du sol...) et les maladies. La Turquie, l'Égypte et l'Algérie sont les grands producteurs de figues dans le monde (305.450, 167.622 et 131.798 tonnes/an respectivement en 2016).

1.10.2 En Algérie

La culture du figuier s'étend sur une superficie de 42.248 ha engendrant une production estimée à 131.798 tonnes de figues fraîches, à savoir un rendement d'environ 3,12 t/ha. L'Algérie occupe la troisième place mondialement concernant la production figuicole qui représente environ 12,54 % de la production mondiale de figues [4].

Le verger figuicole algérien avec près de 5 millions d'arbres se maintient encore parmi les principales espèces fruitières du pays et constitue environ 10 % du patrimoine arboricole [5]. Le figuier est classé en troisième place, après l'olivier (33 %) et le palmier (20 %) et devant l'agrume (9,1 %) [39].

La culture de figuier, en Algérie, occupe une superficie importante dans presque toutes les Wilayas littorales, steppiques et sahariennes (Tableau 1.4) à cause de son adaptation pédoclimatique, sa valeur alimentaire et thérapeutique et sa place dans les pratiques culinaires des algériens. Mais elle est concentrée essentiellement dans la région de Kabylie.

En Algérie, la culture de figuier est concentrée dans les wilayas de Bejaia (27 %), Tizi-Ouzou (13 %) et Sétif (7 %) de l'effectif total. La wilaya de Bejaia occupe la première place nationale en enregistrant une superficie figuicole de 13 352 ha avec un nombre d'arbres de 1256260 figuiers et une production total de 138 650 quintaux/ an (Tableau 1.4) [40].

Tableau 1.4 : Culture et production des figues dans quelques Wilaya de l'Algérie [40].

Wilaya	Superficie (ha)	Nombre d'arbre	Productions Totales (qx)	Rendement kg/arbre	Productions de figues sèches (qx)
Bejaia	13 352	1 256 260	138 650	11,2	25 830
Biskra	20	293 000	39 020	17,0	0
Bechar	45	17 630	840	7,4	0
Blida	845	103 820	28 200	50,2	400
Bouira	1 928	247 880	17 530	9,8	790
Tamanrasset	64	6 430	445	7,9	0
Tizi-Ouzou	6 387	783 280	73 980	9,9	12 580
Alger	32	5 100	1 176	37,3	0
Djelfa	144	36 005	1 040	9,9	0
Sétif	4 922	574 460	47 310	9,2	2 105
Médéa	1 379	141 800	35 500	26,9	0
Mostaganem	1 085	229 800	22 000	14,8	0
M'sila	868	90 750	19 600	25,0	0
Mascara	580	76 920	8 750	16,0	80
Oran	680	61 155	2 400	25,9	0
El-Bayadh	750	172 500	5 000	5,5	0
Boumerdès	1 155	132 800	21 000	16,1	2 750

1.11 Contraintes de la culture du figuier en Algérie

Bien que notre patrimoine figuicole recèle une grande diversité variétale. Cette espèce fruitière se trouve marginalisée à cause de non valorisation des productions de la figueraie. Cette situation a engendré une régression des superficies figuicoles. La préférence des agriculteurs est pour des cultures qui assurent des produits à bonne aptitude à la conservation donc beaucoup plus rémunératrices. Le changement des habitudes alimentaires de la population locale a plongé la culture du figuier dans des problèmes divers [41].

Parmi les facteurs essentiels de la dégradation de la culture du figuier et de la disparition de certains cultivars en Algérie, on cite les conséquences de la guerre de libération nationale, le délaissement et/ou l'abandon des vergers ainsi que l'urbanisation, le développement des infrastructures routières et hydrauliques (installation de plusieurs barrages). Les derniers incendies, en Kabylie et à l'Est du pays, n'ont fait qu'aggraver la situation. Cependant la menace d'érosion génétique la plus importante reste le vieillissement des arbres et la rareté, voire l'absence, de nouvelles plantations particulièrement depuis les années quatre-vingt [5].

CHAPITRE 2

DESCRIPTION PHYTOCHIMIQUE ET ACTIVITES BIOLOGIQUES DE *FICUS CARICA* L.

2.1 Description phytochimique

2.1.1 Molécules issus de métabolisme primaire, vitamines et minéraux

2.1.1.1 Fruit

La figue fraîche est constituée de 84 % de pulpe et de 16 % de pelure. Elle est considérée comme une bonne source d'énergie, de glucides et de fibres diététiques ainsi que de minéraux (potassium, calcium, phosphore et fer), des acides aminés essentielles et de vitamines C, A, B1 et B2 (Tableau 2.1) [42, 43]. Elle est très humide (82,20 %), pauvre en lipides (0,2 %) et en protéines (1,00 %) [8, 45]. L'indice nutritif de figue en comparaison avec d'autres fruits est comme suit : figue 11, pomme 9, raisin 8, dattes 6 et poire 6 [43].

Les fruits du figuier sont riches en glucides (13 à 16,5 g/100 g). Ils sont constitués essentiellement de fructose et de glucose (8,2 and 6,2 g/100 g respectivement) et de sucrose (0,14 g/100 g) [44, 45].

Les figues sont 2 à 4 fois plus riches en minéraux que la plus part des aliments frais ; seulement le fromage et quelques aliments comportent une quantité plus élevée en calcium que les figues. Ces fruits sont les plus riches en fer et en cuivre que presque tous les fruits et légumes. Des traces de zinc sont rapportées d'être présentes aussi [43].

Les fruits du figuier sont riches en fibres brutes (2,3 % en moyenne) en fibres diététiques totales (5,07 %), en FDS (2,47 %) et en FDI (2,67 %) [45].

Les fibres diététiques jouent un rôle important dans la diminution des risques de plusieurs maladies telles que la constipation, les maladies cardiovasculaires, l'obésité, le diabète et la cholestérolémie. Elles sont constituées de cellulose, lignine, hémicellulose, pectines et mucilages et sont subdivisées en fibres diététiques solubles (FDS) et insoluble (FDI) dans l'eau [46].

Le contenu en acides organiques est un facteur primordial de développement de la flaveur des figues. Le profil des acides organiques des figues fraîches est composé de six acides. L'acide malique (431 mg/100 g PF) est le composant majoritaire des figues suivi par les acides citrique (24,7 mg/100 g PF), oxalique (17,2 mg/100 g PF) et succinique (8,7 mg/100 g PF) ainsi que shikimique et fumarique [47, 48].

Les figues sont riches en acide ascorbique (2 à 11,7 mg/100 g) et comportent 0,2 mg/100 g PF d' α -Tocophérol, 270 UI de vitamine A, 0,6 mg/100 g d'acide nicotinique et 50 μ g de riboflavine [43, 47].

Tableau 2.1 : Composition chimique des figues fraîches [45].

Constituants	Minimum	Maximum
Eau g/100g	72,0	87,0
Protéines g/100g	0,8	1,3
Lipides totaux	0,0	0,5
Glucides g/100g disponibles g/100g	9,5	16,5
Fibre alimentaire g/100g	2,0	2,8
Sodium mg/100g	1,0	6,0
Potassium mg/100g	190,0	290,0
Calcium mg/100g	34,0	83,0
Magnésium mg/100g	15,0	21,0
Fer mg/100g	0,3	2,6
Cuivre mg/100g	0,06	0,07
Zinc mg/100g	0,1	0,4
Phosphore mg/100g	12,0	32,0
Vitamine C mg/100g	1,0	15,0

Le tableau suivant représente la composition physico-chimique moyenne des figes sèches (Tableau 2.2).

Tableau 2.2 : Composition chimique des figes sèches [45, 50].

Constituants	Moyenne
Energie Kcal/100g	283
Eau g/100g	25,0
Protéines g/100g	3,14
Lipides totaux g/100g	0,52
Carbohydrates totaux g/100g	66,16
Sucres g/100g	49
Fibres diététiques mg/100g	12,21
FDI/ Insolubles mg/100g	8,24
FDS/ Solubles mg/100g	3,47
Sodium mg/100g	12,26
Potassium mg/100g	609
Calcium mg/100g	133
Magnésium mg/100g	62,0
Fer mg/100g	3,07
Cuivre mg/100g	0,32
Zinc mg/100g	0,55
Phosphore mg/100g	71,0
Vitamine C mg/100g	0,68
Vitamine A UI	9,76

La teneur en eau des figes sèches varie de 17,50 à 25 g/100 g et le taux des cendres est de 1,39 à 2,31 g/100 g (1,95 g/100 g en moyenne). Leur valeur énergétique balance entre 337,6 et 364,7 kcal/100 g et leur acidité, exprimée en g/100g d'acide oxalique, varie de 0,35 à 0,69 g/100 g [45, 49, 50].

Les figes sèches sont une bonne source de potassium (382-611 mg/100 g), de calcium (78,72 à 132,80 mg/100 g), de magnésium (110,5 à 202,4 mg/100 g), de phosphore (31,91 à 76,96 mg/100 g), de sodium (5,58 à 17,69 mg/100 g) et de fer (5,69 à 0,09 mg/100 g) [49].

2.1.1.2 Feuilles

Les feuilles du figuier sont composées de protéines, lipides, fibres brutes, minéraux et carotènes (Tableau 2.3) [17]. Elles comportent $22,42 \pm 0,01$ mg équivalent acide ascorbique/100 g MS d'acide ascorbique et une teneur élevée en vitamine E (α -Tocophérol) (0,057 % MS), dix fois plus supérieur que la teneur en α -Tocophérol de soja (0,0051-0,0111 %) considéré comme une source industrielle de vitamine E. Les feuilles du figuier peuvent être considérées comme une nouvelle source d' α -Tocophérol [51, 52].

Les feuilles du figuier sont constituées de six acides organiques : oxalique, citrique, malique, quinique, shikimique et fumarique. L'acide malique est le composé majoritaire (56 à 96 % des acides organiques totaux), dans toutes les matrices de *F. carica* testées, suivi par l'acide quinique (28 à 37 %) [48].

Tableau 2.3 : Composition chimiques des feuilles de *F. Carica* L. [8, 51].

Composés chimiques	Feuilles fraîches	Feuilles sèches
Humidité (%)	65,90	/
Cendres totales (%)	5,30	4,4
Protéines (%)	5,90	5,1
Lipides (%)	0,81	1,3
Fibres (%)	4,50	/
Carbohydrates (%)	17,5	17,3
Calcium mg/100 g	/	2551,31
Potassium mg/100 g	/	496,71
Fer mg/100 g	/	66,3
Magnésium mg/100 g	/	307,88

/: indisponible

Les feuilles sèches du figuier (16,55 % de cendres totales, 12,81 % de protéines et 30,6 % de NDF) sont couramment utilisées dans l'alimentation des petits ruminants et peuvent être incorporées dans l'alimentation des lapins en engraissement sans effet négatif sur la santé de l'animal [53].

2.1.2 Molécules issus de métabolisme secondaire

Les plantes produisent une grande diversité de métabolites secondaires (principes actifs) pour la défense et la survie dans l'écosystème. Les métabolites secondaires végétaux, dépassant actuellement 100.000 substances identifiées, appartiennent à trois classes chimiques principales : les terpènes (un groupe de lipides), les alcaloïdes (dérivés d'acides aminés) et les polyphénols (dérivés de glucides) [54]. Les polyphénols représentent une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire [55].

L'étude phytochimique de *F. carica* révèle la présence de plusieurs composés bioactifs tels que les composés phénoliques, les phytostérols, les acides organiques, les anthocyanes, les triterpènes, les coumarines et les composés volatiles comme les alcools aliphatiques dans les différentes parties du figuier [56].

2.1.2.1 Fruits

Les fractions solubles et saponifiables de figue sont constituées de lipides (acides gras mono-carboxyliques, acides gras hydroxyliques et les phytostérols), des composés terpenoïdiques et d'une fraction polymérique constituée de polysaccharides et de polyphénols [57].

Plusieurs composés phénoliques ont été identifiés dans les figues fraîches et séchées : acide gallique, acide chlorogénique, acide férulique, acide coumarique, acide syringique, (+)-catéchine, (-)-épicatéchine et rutine. Les figues sèches sont les plus riches en composés phénoliques dont la quercétine rutinoside est le composé majoritaire [7, 8, 58].

Quinze pigments d'anthocyanes ont été isolés à partir de plusieurs variétés de figues [59]. Parmi ces anthocyanes : la Cyanidine-3-O-glucoside et la Cyanidine-3-O-rhamnoglucoside [3].

Les extraits des figues sont caractérisés par la présence de : furanocoumarins (angelicin et bergapten), sesquiterpène hydrocarbonés (germacrene D), sesquiterpènes oxygénés (hydroxycaryophyllene) benzyle alcool et benzyle aldéhyde [60].

Les composés volatiles présents dans les fruits frais affectent sa flaveur et la qualité de son arôme. Ce dernier est constitué d'un mélange complexe d'aldéhydes, alcools, cétones, esters, lactones, terpènes et autres composé [62]. Cinquante-neuf composés volatiles, distribués dans des classes chimiques distinctes (aldéhydes, alcools, cétones, esters, mono-terpènes, sesquiterpènes, norisoprénoids), ont été détectés dans la pulpe, la pelure et les feuilles de *Ficus carica*. La pulpe et la pelure de figue sont caractérisées par l'abondance des mono-terpènes et des aldéhydes [2].

2.1.2.2 Graines

L'huile essentielle des graines de figue contient des acides gras comme l'acide oléique, l'acide linoléique, l'acide linoléique, l'acide palmitique, l'acide stéarique et l'acide arachidique [17].

2.1.2.3 Feuilles

INNOCENTI et *al.* [62] ont identifié quatre coumarines : 4',5'-Dihydropsoralen, bergapten, marmesin et umbelliférone dans les feuilles de *F. carica*. Quelques stérols ont été aussi isolés à partir des feuilles du figuier : Baurenol et 24-Méthylencycloartanol et Ψ -Taraxasterol ester [63].

Plusieurs composés phénoliques ont été identifiés dans les feuilles du figuier : acide férulique, acide coumarique, phénol, acide cinnamique et quercétine [8].

Des acides phénoliques comme les acides 3-O- et 5-O-cafféoylquiniques, l'acide férulique, quercétin-3-O-glucoside, quercétin-3-O-rutinoside, psoralen et bergapten ont été isolés à partir des feuilles de *F. carica* L. [48]. Quatre triterpénoids, bauerenol, lupeol acetate, méthyl maslinate et acide oleanolique ont été identifiés dans les feuilles de *F. carica* [64].

Les feuilles de *F. carica* sont constituées de plusieurs composés volatils appartenant à plusieurs classes chimiques tels que les aldéhydes : 2-méthylbutanal, (*E*)-2-pentanal et (*E*)-2-hexanal ; les alcools : 1-penten-3-ol, 3-méthyl-1-butanol, 2-méthylbutanol, heptanol, benzyl alcohol et phényléthyl alcohol ; les cétones : 3-pentanone ; les esters : méthyl butanoate, méthyl hexanoate, et méthyl salicylate ; les monoterpènes : limonène et menthol ; les sesquiterpènes : α -cubénène, α -guaiène. L'hexanal est un alkyl-aldéhyde, qui est employé dans l'industrie pour produire la saveur fruitée [2, 65].

2.1.2.4 Latex

Le latex de *F. carica* L. constitue une source importante de plusieurs composés protéolytiques connus sous le nom de ficine (EC 3.4.22.3) appartenant à la famille des protéases cystéiniques de la famille de papaine [66].

Le latex du *F. carica* contient approximativement 20 % de la gomme, 70 % d'eau, 9 % de ficine et 1 % d'autres matières sèches [67]. Il comporte le 6-O-linoléyl- β -D-glucosyl- β -sitostérol, le 6-O-oléyl- β -D-glucosyl- β -sitostérol, le 6-O-palmitoyl- β -D-glucosyl- β -sitostérol, le caoutchouc, la résine, l'albumine, le sucre et l'acide malique, les enzymes protéolytiques, diastase, estérase, lipase, catalase et peroxydase [43, 68]. Le profil des acides organiques de latex du *F. carica* révèle la présence de six acides : oxalique, citrique, malique, quinique, shikimique et fumarique [69].

2.2 Usage thérapeutique traditionnel

Les fruits, les racines et les feuilles du figuier ont été utilisés en médecine traditionnelle pour le traitement de plusieurs affections (Tableau 2.4) comme la diarrhée, l'indigestion, les gorges endolories, les toux, les problèmes bronchiques, les désordres inflammatoires et cardiovasculaires, les maladies ulcératives et les cancers [9, 10, 11].

2.2.1 Fruit

Le jus des figues avec le miel a été utilisé pour le traitement de l'hémorragie. Dans la médecine traditionnelle indienne, les fruits du *F. carica* ont été utilisés comme diurétique. Elles sont utilisées comme aide dans les maladies du foie et de la rate. La pâte de fruit est appliquée au gonflement, aux tumeurs, et à l'inflammation pour le soulagement des douleurs [56].

Les sucres contenus dans la figue (surtout sèche) ont une action laxative efficace ; le sirop est employé contre la constipation. La pulpe émoulliente du fruit soulage la douleur, soigne les inflammations et traite les aphtes et les abcès gingivaux. La figue est souvent grillée avant d'être employée en application. C'est également un expectorant léger, qui, associé à d'autres plantes comme l'aunée (*Inula helenium*), soigne les toux irritantes et les bronchites [70].

2.2.2 Latex

Le latex du figuier a été employé traditionnellement pour traiter la verrue. La thérapie de latex de figuier des verrues a été récemment comparée à la cryothérapie qui offre plusieurs effets bénéfiques comprenant la courte durée de traitement, l'absence des effets secondaires, la facilité d'utilisation, la conformité patiente, et un bas taux de répétition [71, 72]. Le latex de quelques espèces de *Ficus* (*Moraceae*) a été traditionnellement utilisé comme vermifuge dans le centre d'Amérique du sud. Il est accepté que l'activité vermifuge du latex de figuier soit due à une fraction protéolytique appelée la ficine [73].

Le latex des feuilles et des tiges soulage légèrement la douleur : on l'utilise pour traiter les piqûres d'insecte et les morsures. Le latex est toxique et ne doit pas être absorbé. Il provoque des réactions allergiques cutanées en cas d'exposition au soleil [70].

2.2.3 Feuilles

Le décocté des feuilles de *F. carica* est très efficace pour laver les blessures de la tête. Il dégage le visage également de la croûte et des blessures courantes. Le sirop des feuilles est excellent pour les toux et les maladies des poumons et aide à fluidiser le sang [43]. En Inde les feuilles du figuier sont utilisées pour le traitement de l'hépatite et les désordres hépatiques [74].

Tableau 2.4 : Utilisation de *Ficus carica* L. en médecine traditionnelle

Partie investiguée	Localité	Méthode	Maladie	Réf
Fruit sec	Italie (Marche, Abruzzo et Latium)	Décoction avec pomme, mauve, prunes	Maladies respiratoires	[75]
Figues	Moyen-Orient et Europe	Non mentionnée	cancer et maladies en relation avec le cancer	[76]
Latex	Non mentionnée	Application externe du latex des figes non mures ou du pédoncule	Verrues Contre les grains En cas de blessure d'insecte	[75]
Latex	Le centre et le sud d'Amérique	Non mentionnée	vermifuge	[73]
<i>Ficus carica</i>	Korea	Non mentionnée	Problèmes de digestion, l'inflammation et l'ulcère	[10]
Fruit sec	Himalaya-Pakistan	Prendre oralement la poudre des figes sèches et des grains d' <i>Amaranthus viridis</i> dans l'eau ou dans le lait	Problèmes de la vision	[77]
Fruit	Inde	Le jus des figes avec le miel	Traitement de l'hémorragie Laxatif Diurétique	[56]
Feuilles	Malaysia	Non mentionnée	Tuberculose	[78]
Feuilles	Pharmacopée occidentale	Décoction, sirop	Laver les blessures de la tête. Les toux et les maladies des poumons et aide à fluidiser le sang	[43]
Fruit	Inde	Fruit dans le beurre clarifié	Fièvre, asthme, épilepsie et troubles émotionnels	[43]
Latex	Iran	Non mentionnée	Verrues, hypoglycémique, anticancéreux	[79]
<i>Ficus carica</i>	Inde	<i>F. carica</i> et <i>Juglans regia</i>	Tonique aphrodisiaque	[43]

2.3 Propriétés pharmacologiques

Un nombre très élevé de propriétés pharmacologiques de différentes parties du figuier a été étudiées par plusieurs chercheurs (Tableau 2.5).

2.3.1 Activité antioxydante

L'activité antioxydante des feuilles, de l'écorce et de la tige du figuier a été rapportée par plusieurs auteurs [52, 80].

2.3.2 Activité antimicrobienne

Les extraits du latex de *F. carica* ont révélé, *in vitro*, une activité antibactérienne contre cinq souches bactériennes (*Enterococcus faecalis*, *Citrobacter freundii*, *P. aeruginosa*, *E. coli* et *P. mirabilis*). Ces extraits inhibent à 100 % *C. albicans* et *Microsporium canis* [81]. L'extrait méthanolique des feuilles du figuier inhibe la prolifération de *Staphylococcus aureus* résistante à la methicillin (MRSA) (CMI : 2,5 à 20 mg/ml ; CMB : 5 à 20 mg/ml) [10]. Les feuilles de *F. carica* ont une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus*, *Citrobacter freundii*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Serratia marcescens*, *Bacillus licheniformis*, *Lactobacillus plantarum* et *Micrococcus luteus* [82].

L'extrait méthanolique des feuilles de *Ficus carica* L. révèle une activité antibactérienne très élevée contre *S. gordonii*, *S. anginosus*, *P. intermedia*, *A. actinomycetemcomitans* et *P. gingivalis* [83].

2.3.3 Activité hépatoprotective

Dans une étude conduite par MOHAN et *al.* [74] sur l'extrait méthanolique des feuilles de *F. carica*, les auteurs ont montré que cet extrait possède une activité hépatoprotective chez les rats à foie endommagé par tétrachlorure de carbone à une dose orale de 500 mg/Kg. L'extrait de la tige de *F. carica* a montré un effet protecteur significatif du foie endommagé par le méthanol chez les rats [84].

2.3.4 Activité hypocholestérolémiant

L'effet des extraits de feuilles du figuier sur le taux du cholestérol (TC) du sérum et du foie ont été étudiés chez les rats rendus expérimentalement hyperlipidémiques. L'extrait à 250 mg/kg a fortement abaissé le TC du sérum et du foie [12].

2.3.5 Activité antipyrétique

L'extrait éthanolique de *F. carica* à 100, 200 et 300 mg/kg du poids vif a montré une réduction significative, dépendante de la dose, de la température du corps normal et à température élevée induite par les levures. L'effet s'est étendu jusqu'à cinq heures après administration de drogue. L'effet antipyrétique de l'extrait éthanolique de *F. carica* était comparable à celui de Paracétamol (150 mg/kg du poids vif) [85].

2.3.6 Activité hypoglycémiant

Selon les travaux d'EL-SHOBAKI et *al.* [8], les fruits et les feuilles du figuier peuvent diminuer significativement l'hyperglycémie et l'hyperlipidémie chez les rats diabétiques par l'alloxane. Le même résultat a été prouvé auparavant par SERRACLARA et *al.* [86] sans aucun effet indésirable dérivant de son administration.

2.3.7 Activité anti-diarrhéique

Les extraits éthanoliques de la feuille et de l'écorce de *F. carica* ont montré la diminution significative ($p < 0,05$) de la sévérité de la diarrhée chez les rats diarrhéiques induits par l'huile du ricin. Les extraits ont produit une réduction significative ($P < 0,05$) du transit intestinal dans le test de motilité gastro-intestinal par le lait du sulfate de baryum des rats sains. Il est évident que *F. carica* a une activité anti-diarrhéique significative et peut être une source potentielle des agents anti-diarrhéiques [9].

2.3.8 Activité anticancéreuse

Tous les extraits des fruits, des feuilles et du latex de *F. carica* L. ont une activité cytotoxique modérée contre les lignées HeLa, sans différence considérable avec approximativement une IC_{50} de 10 à 20 $\mu\text{g/ml}$ [71]. Dans une autre étude, des lignées de cellules cancéreuses de l'estomac enregistrent une sensibilité vis-à-vis le latex du figuier ce qui est peut-être dû aux enzymes protéolytiques du latex [87]. Le latex du *F. carica* inhibe la prolifération des lignées de cellules cancéreuses œsophagiennes [79].

2.3.9 Régulation de thyroïdisme

Les feuilles de *F. carica* ont prouvé, *in vivo* sur des rats, leur effet régulateur de thyroïdisme parce que cette partie de la plante comporte la tyrosine responsable de la formation des hormones de T_3 et de T_4 [88].

2.3.10 Effet sur les paramètres hématologiques

L'effet d'extrait éthanolique des feuilles de *F. carica* sur les paramètres hématologiques chez les rats *albino* a été investigué. Les résultats montrent que cet extrait augmente significativement la concentration d'hémoglobine et le nombre de cellules rouges en quatorze jours [89].

2.3.11 Activité immuno-modulatrice

La suppression induite par Pyrogallol de la réaction des cellules immunitaires médiatrices a été sensiblement atténuée par traitement oral quotidien avec l'extrait éthanolique des feuilles de *F. carica*. L'extrait éthanolique de feuilles de *F. carica* à la dose de 100 mg/kg s'est avéré efficace pour supprimer la réaction retardée d'hypersensibilité induite par les globules rouges de mouton SRBCs chez les souris. Les auteurs suggèrent son utilité thérapeutique dans les désordres d'origine immunologique [90].

2.3.12 Activité anti-inflammatoire

Dans leur étude, KOKA et *al.* [91] suggère que les extraits aqueux et éthanoliques de fruit de *F. carica* ont un effet anti-inflammatoire significatif contre l'œdème de patte induit par carraghénane chez les rats. Les extraits de fruits de *F. carica* ont montré une réduction significative de volume de l'œdème en fonction de la dose. Ces extraits possèdent également une activité analgésique.

2.3.13 Activité laxative

La pâte de figue augmente significativement la quantité fécale chez des chiens constipés et réduit le temps de transit intestinale (Segmental colonic transit time CTT). Les pâtes de figue peuvent être utiles comme un traitement complémentaire chez les personnes souffrant de la constipation chronique [92].

2.3.14 Effet antispasmodique

Les figues possèdent un effet antispasmodique médiatisé probablement par l'activation du canal de triphosphate d'adénosine de K⁺, ce qui explique certains de ses utilisations médicinales dans les désordres intestinales [11].

2.3.15 Pouvoir vermifuge

Les extraits méthanoliques et aqueux des feuilles de *F. carica* à 20 mg/ml ont montré une activité vermifuge significative contre *Pheritima posthuma* [93].

Tableau 2.5 : Propriétés pharmacologiques de *Ficus carica* L.

Partie investiguée	Extrait testé	Méthode	Valeur	Activités biologiques	Réf
Figues fraîches	Extrait méthanolique	Méthode de DPPH	1,44 à 3,14 (mmol TE/g FW)	activité antioxydante	[94]
Figues sèches	Extrait méthanolique (80 % v/v)	Méthode de DPPH	387-825 mol Trolox/100 g ES	activité antioxydante	[95]
Feuilles	Extraits de : éther de pétrole, chloroforme, méthanol et eau	<i>In vitro</i> contre <i>Pheritima posthuma</i>	20 mg/ml	Activité vermifuge	[93]
Feuilles	Extraits : éthanolique et aqueux	Méthode de macrodilution dans un milieu liquide	CMI _{éth} : 6,25-12,5 mg/ml CMI _{eau} : 25-50 mg/ml	Activité antimicrobienne	[83]
Latex	Latex brut	<i>In vivo</i> sur des souris	3 ml/kg/jour pendant 3 jours	Activité vermifuge	[73]
Figues sèches	Extrait par éthanol-eau	Sur le jéjunum isolé du lapin	0,1 à 0,3 mg/ml	Effet antispasmodique	[11]
Figues sèches	Extrait par éthanol-eau	Dualchannel Lumi Aggregometer	0,6 à 1,2 mg/ml	Inhibition de l'induction de l'agrégation des plaquettes chez l'homme	[11]
Latex	Latex brut	<i>in vitro</i> sur des cellules cancéreuses stomacales	5 mg/ml	Anticancéreux	[87]
Feuilles	Extrait éthanolique	Oedème de la patte induit par carraghénane	600 mg/Kg	Activité anti-inflammatoire	[96]

2.4 Activité antioxydante

L'oxydation est une des plus importantes manifestations à l'origine de vieillissement des produits alimentaires et cosmétiques. Les dégradations oxydatives affectent les qualités nutritionnelles et sensorielles des aliments et peuvent avoir des répercussions sur la santé du consommateur. Elles sont également mises en cause dans le vieillissement des tissus biologiques et des organismes ainsi que dans de nombreuses pathologies [97].

2.4.1 Stress oxydatif

L'oxydation ou le stress oxydatif est un état au cours duquel des substances oxydantes, externes comme internes, interviennent sur la capacité de défense anti-oxydative de la cellule [98].

Les substances oxydantes ou radicaux libres peuvent être définis comme des espèces chimiques, paramagnétiques, éventuellement peu stables, caractérisées par un électron non apparié ou célibataire sur leur orbitale externe : cet électron est représenté de manière conventionnelle par un point [99].

Les principaux agents oxydants (radicaux libres) sont les espèces réactives de l'oxygène comme l'anion superoxyde ($\text{O}_2^{\bullet-}$), le radical hydroxyle OH^\bullet , le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), l'oxygène singulet ($^1\text{O}_2$), l'oxyde nitrique NO^\bullet , des enzymes (lipoxygénases, peroxydases), les métaux de transition, comme le Fe^{2+} et le Cu^{2+} , agissent comme catalyseurs dans la formation du radical hydroxyle et les peroxydes lipidiques (Figure 2.1). Qui concourent tous à la formation en chaîne de radicaux libres. Ceux-ci attaquent les protéines, les acides nucléiques, les acides gras insaturés, les vitamines ou d'autres constituants [97, 100].

Les radicaux libres sont produits par divers mécanismes physiologiques (la chaîne respiratoire, l'inflammation, les systèmes enzymatiques, le cycle redox, les rayonnements et les particules inhalées tels que l'amiante et la silice) afin de détruire des bactéries au sein des cellules phagocytaires ou pour réguler des fonctions cellulaires létales telle que la mort cellulaire programmée ou apoptose [101].

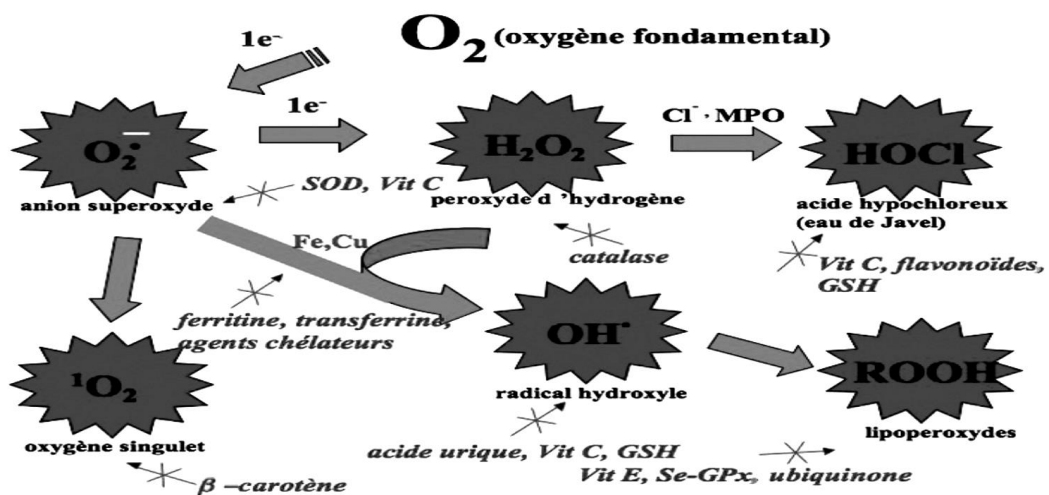


Figure 2.1 : Aperçu des différentes espèces oxygénées activées (EOA) et des antioxydants régulateurs de leur production [100].

2.4.2 Antioxydants

Les antioxydants sont des molécules capables d'interagir sans danger avec les radicaux libres et de mettre fin à la réaction en chaîne avant que les molécules vitales ne soient endommagées.

Chaque molécule antioxydante capte l'électron célibataire d'un radical libre sans donner elle-même un produit radicalaire [102]. Selon leurs sources, on distingue les antioxydants endogènes et les antioxydants naturels :

- Les antioxydants endogènes : les défenses antioxydantes de notre organisme peuvent se diviser : en un système de défense primaire composé d'enzymes et de substances antioxydantes (le superoxyde dismutase (SOD), la catalase, la glutathion peroxydase (GPx), l'acide urique, les protéines à groupement thiols) et en un système de défense secondaire composé d'enzymes protéolytiques, des phospholipases, des ADN endonucléases et ligase et des macroxyprotéinases [103].
- Les antioxydants naturels : les antioxydants les plus connus sont la β -carotène, l'acide ascorbique, le tocophérol ainsi que les oligo-éléments (Cu, Zn, Se, Mn, Cr) et les composés phénoliques. En effet, la plupart des antioxydants de synthèse ou d'origine naturelle possèdent des groupes hydroxyphénoliques dans leurs structures [104].

2.4.3 Mécanismes d'action des antioxydants phénoliques

Les polyphénols sont des antioxydants bien connus avec des effets protecteurs contre les maladies cardiovasculaires, le cancer, les maladies neurologiques et d'autres maladies dégénératives liées à l'inflammation [105].

Les mécanismes antioxydants des polyphénols sont basés sur leur pouvoir donneur d'hydrogène et chélateur d'ions métalliques. Ils peuvent former des complexes avec les métaux et inhibent l'oxydation lipidique initiée par un métal [106].

Les composés phénoliques participent à la lutte contre les radicaux libres car ils ont la propriété de pouvoir piéger de nombreuses espèces radicalaires, incluant les radicaux hydroxyles, pyroxyles et superoxydes. De par leurs nombreuses propriétés antioxydantes [107].

Les tanins condensés ont des propriétés antioxydantes puissantes qui combattent l'inflammation et pourraient faciliter la prévention de la progression d'ulcère de la colite [108].

Les niveaux diététiques totaux des polyphénols sont approximativement 1 g/j, le niveau le plus haut que tous les autres antioxydants diététiques connus, autour de 10 fois plus que la vitamine C et 100 fois plus que la vitamine E et les caroténoïdes [109, 110].

Selon ZHANG et LIN [111] ; l'activité antioxydante des polyphénols dépend de :

- l'ampleur de leur état colloïdal,
- la facilité du fendage de lien d'interflavonoïde ou de sa structure stéréochimique,
- la facilité de l'ouverture d'anneau de pyranne (C-anneau),
- et les nombres relatifs de groupes $-OH$ sur les anneaux A et B.

CHAPITRE 3

LE SECHAGE

3.1. Introduction

Le séchage est l'opération ayant pour but d'éliminer, par évaporation, l'eau d'un corps humide (solide ou liquide), le produit final obtenu étant toujours un solide [112]. Autrement, le séchage est défini comme une réduction de l'humidité de la matière alimentaire pour en augmenter la concentration solide réduisant ainsi les possibilités de dégradation de diverses origines (microbienne, enzymatique, oxydation de lipides, réactions chimiques...), tout en préservant autant que possible les caractéristiques physiques et chimiques [113].

Très généralement, l'objectif principal du séchage est d'abaisser la teneur en eau du produit de telle sorte que son activité de l'eau soit portée à une valeur, que l'on situe généralement vers 0,5 variable selon les aliments, permettant sa conservation à température ordinaire sur de longue durée (de l'ordre de l'année) [114].

Actuellement, d'autres avantages sont recherchés : la réduction de la masse ou du volume de produit à transporter ou à stocker (10 tonnes de lait = 1 tonnes de lait en poudre) ou la commodité d'utilisation (purée, bouillie précuite, café lyophilisé...) [115, 116]. Le séchage est aussi utilisé, pour stabiliser soit des produits agricoles tel que le maïs, la luzerne, le lait, soit des produits industriels comme les pâtes alimentaires, la charcuterie, soit des coproduits industriels tels que les pulpes de sucrerie ou d'amidonnerie, drêches de brasserie ou le sérum de fromagerie [114].

Il permet d'amortir le caractère saisonnier de certaines activités et de produire des ingrédients ou des additifs pour une seconde transformation, également appelés *Produits alimentaires intermédiaires* (PAI) (légumes pour les potages, fruits pour la pâtisserie, épaississants, arômes, ...) [117].

3.2. L'eau dans les aliments

L'eau représente le constituant le plus abondant dans la plus part des aliments à l'état naturel, graines exceptées. D'où le rôle essentiel que joue l'eau pour la structure est les autres caractères des denrées végétales et animales : contribution à l'appétence des aliments, mais caractères qui bien souvent, sont aussi responsable de l'aptitude à la détérioration [118].

3.2.1 Les formes d'eau dans les aliments

L'eau constituant majeure des aliments, peut être présente sous différentes formes : liquide, gazeux, ou solide. On peut aussi faire référence à différents états de l'eau dans l'aliment par « l'eau liée », « l'eau congelable » et « l'eau libre ». Ces notions tentent d'apprécier la quantité d'eau disponible pour les réactions de dégradation chimiques ou microbiologiques [119].

3.2.2 L'activité de l'eau

L'activité de l'eau correspond au rapport entre la pression de la vapeur d'eau de l'aliment (pression de la vapeur d'eau à la surface du produit) et la pression de la vapeur d'eau pure à la même température T_1 et à l'équilibre :

$$A_w = \frac{P_w}{p_w^0}$$

Où P_w : Pression partielle de vapeur d'eau d'une solution ou d'un aliment.

P_w^0 : Pression partielle de vapeur d'eau pure à la même température.

L'humidité relative à l'équilibre (HRE) et l'activité de l'eau A_w sont des grandeurs directement proportionnelles reliées par l'équation : $A_w =$ humidité relative pour 100/100 [118].

L'activité de l'eau A_w en tant que quantité thermodynamique et non pas la teneur en humidité qui définit la disponibilité de l'eau d'un système, qui doit traduire la stabilité du produit au cours de sa conservation. En effet, de nombreuses réactions de dégradation "biochimique" (oxydation, stabilité des couleurs, du goût, des vitamines, des arômes...) ainsi que la capacité de formation de moisissures et de croissance des microbes sont directement influencées par la valeur A_w (Figure 3.1) [113].

La valeur de l'activité de l'eau varie entre 0 (produit sec au point que toute l'eau est liée à l'aliment, et donc sans qualité réactive) et 1 (eau pure et sans soluté, difficile à atteindre et surtout à maintenir). La valeur optimale pour la conservation des produits biologiques, sans additif ni réfrigération, correspond à une activité de l'eau située entre 0,25 et 0,35 ; la croissance des bactéries est généralement limitée lorsque l'activité de l'eau descend en dessous de 0,90 de même les moisissures et les levures sont inhibées respectivement vers une activité de 0,70 et 0,80 [120].

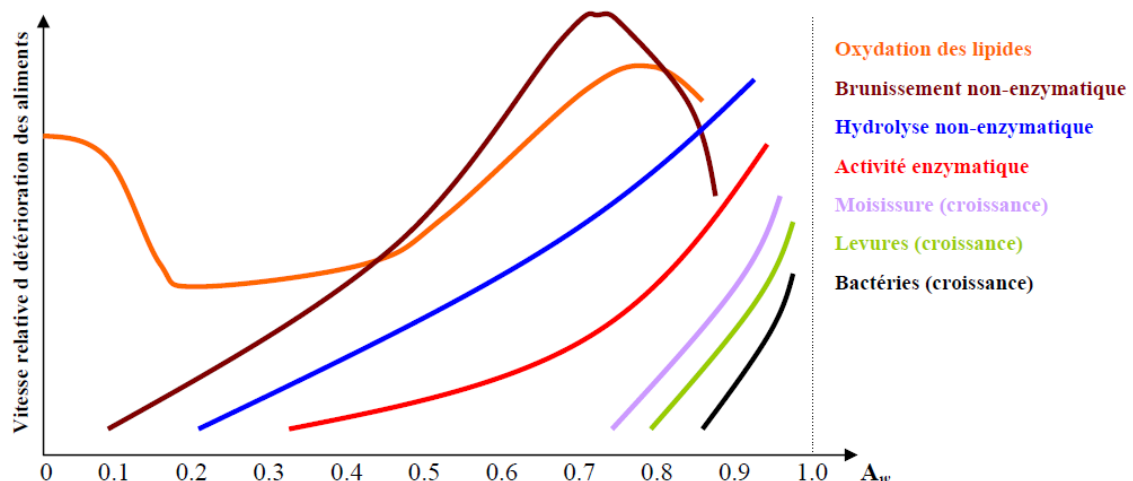


Figure 3.1 : Vitesse des différents phénomènes d'évolution dans les produits alimentaires en fonction de l'activité de l'eau d'après [121].

La plus part des enzymes sont inactives à des A_w inférieures à 0,80, sauf certaines estérases qui restent actives jusqu'à des A_w de l'ordre de 0,25 à 0,30. Les réactions de Maillard s'effectuent à une vitesse maximum pour des activités d'eau de 0,6 à 0,7. Ceci est dû à l'inhibition de la réaction par l'eau aux humidités élevées et à la diminution de mobilité des groupements réactionnels aux faibles humidités [112].

3.2.3 Isothermes de sorption

3.2.3.1 Définition

Les isothermes de sorptions, courbes représentant la variation d' a_w en fonction de la teneur en eau pour une température donnée, sont devenues des données majeures de la technologie alimentaire [122]. L'isotherme d'adsorption (ou de désorption) est la courbe qui indique, à l'équilibre et pour une température déterminée, la quantité d'eau retenue par un aliment donné en fonction de l'humidité relative de l'atmosphère qui l'entoure ; ou, inversement, la pression partielle de vapeur exercée par l'eau de l'aliment en fonction de la teneur en eau de celui-ci [118]. La courbe d'isotherme de sorption est appelée :

- Isotherme d'adsorption si elle a été déterminée expérimentalement en partant d'un produit sec.
- Isotherme de désorption si elle a été déterminée expérimentalement en partant d'un produit saturé en eau.

Les deux courbes sont en général différentes (Figure 3.2) car le séchage d'un produit (passage de : $a_w = 1$ à $a_w < 0,6$) entraîne des modifications de structure et de porosité irréversibles (phénomène d'hystérésis) [123].

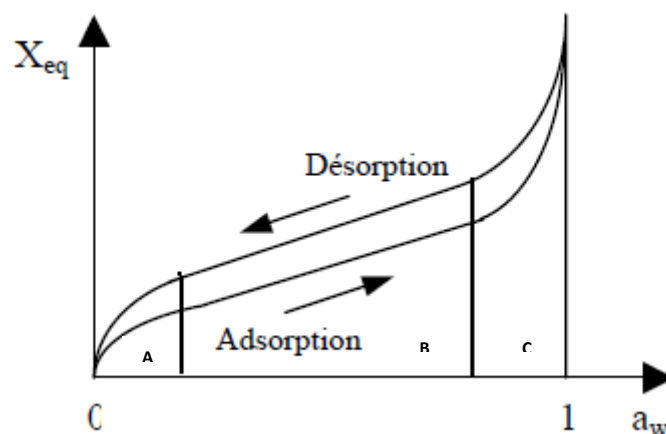


Figure 3.2 : Allure générale des isothermes de sorption [123].

Les isothermes alimentaires sont souvent divisées en trois régions, A, B et C. Chaque région correspond à un mode de fixation particulier de l'eau sur le produit (Figure 3.2) :

- Région A (a_w de 0 à 0,3) : les molécules d'eau sont fortement liées à des sites spécifiques (groupes hydroxyle des polysaccharides, groupes carbonyle et aminés dans les protéines...) sur lesquels l'eau est liée par des liaisons hydrogène, ion-dipôle ou d'autres interactions fortes. L'eau liée est considérée comme solvant et par conséquent ne contribue pas à la contamination microbienne, aux réactions enzymatiques ou chimiques. L'adsorption des molécules d'eau se fait progressivement jusqu'à constituer une monocouche recouvrant toute la surface externe et les surfaces des pores du produit.
- Région B : l'eau reste liée, mais moins fortement que dans la région A. L'isotherme est linéaire dans cette région et l'eau est dans un état intermédiaire entre solide et liquide.
- Région C : l'eau présente à l'état liquide dans les pores du matériau. L'épaisseur de la pellicule est suffisante pour que l'eau soit présente à l'état liquide dans les pores du matériau. L'eau microcapillaire constitue une phase continue.

La température a une grande influence sur le comportement de sorption des aliments (Figure 3.3). La quantité d'eau adsorbée diminue à une valeur donnée d' a_w avec l'augmentation de la température [117].

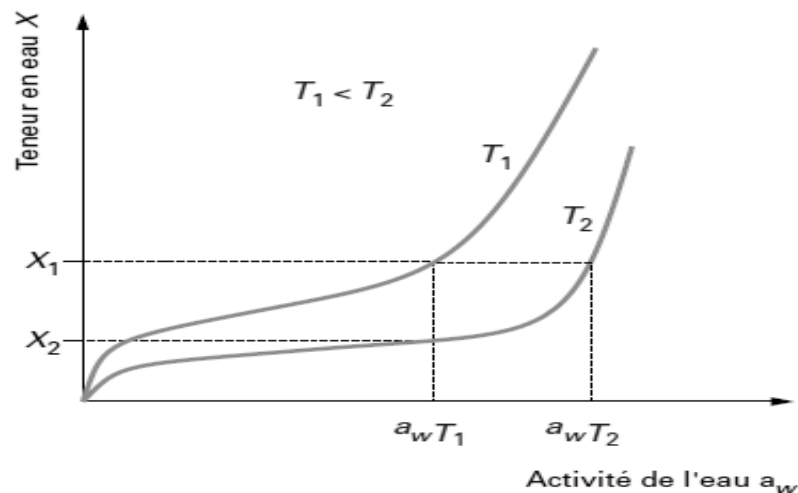


Figure 3.3 : Effet de la température sur les isothermes de sorption de l'eau d'un produit [113].

3.2.3.2 Intérêt des isothermes de sorption

Les isothermes de sorption sont utiles à divers titres. Elles donnent la possibilité de faire des prévisions sur le comportement d'un aliment, lors d'un traitement ou de l'entreposage, dans des conditions autres que celles qui ont été étudiées expérimentalement [118]. Elles sont précieuses pour la prédiction et la prévention des phénomènes de dégradations lors du stockage de l'aliment [119].

La connaissance de l'isotherme de désorption est particulièrement importante en vue du séchage d'un produit par entraînement : produit placé dans un courant d'air chaud et sec à T_a , HR_a . La connaissance de l'isotherme de désorption permet de calculer la teneur en eau d'équilibre X_{eq} du produit avec l'air de séchage qui est la limite vers laquelle va tendre la teneur en eau X du produit en fin de séchage. La valeur de X_{eq} est un paramètre qui apparaît en particulier dans les modèles permettant de prévoir l'évolution de la teneur en eau d'un produit au cours de son séchage [123].

L'isotherme de désorption permet également de prévoir la teneur en eau base sèche minimale que peut atteindre un produit placé dans un air de séchage à température et humidité relative données. Il s'agit de la valeur d'équilibre $X_{min} = X_{eq}$ correspondant à $a_w = \phi$ pour $\theta_{produit} = \theta_{air}$ où : θ = température en °C. et ϕ Humidité relative de l'air [117].

3.2.3.3 Modélisation des isothermes de sorption

De très nombreux modèles empiriques, semi-empiriques ou théoriques ont été proposés pour présenter les courbes d'activité de l'eau en fonction de la teneur en eau et parfois de la température. Toutefois deux modèles sont plus particulièrement utilisés par les chercheurs [112] :

- modèle BET (Brunauer-Emmett-Teller) : particulièrement intéressant pour l'étude de la partie des courbes relative aux faibles teneurs en eau :

$$X = \frac{a_w \cdot C_{BET} \cdot X_m}{(1 - a_w) \cdot (1 + (C_{BET} - 1)) \cdot a_w}$$

Où X est la teneur en eau à l'équilibre, X_m est la teneur en eau de la couche monomoléculaire, a_w est l'activité de l'eau, C_{BET} est la constante de chaleur de sorption de la monocouche.

- modèle GAB (Guggenheim-Anderson-de Boer) : souvent considéré comme une extension du modèle BET, permet de bien représenter les courbes de sorption jusqu'à une activité de 0,80 à 0,85 :

$$X = \frac{a_w \cdot C_{GAB} \cdot K_{GAB} \cdot X_m}{(1 - K_{GAB} \cdot a_w) \cdot (1 - K_{GAB} \cdot a_w + C_{GAB} \cdot K_{GAB} \cdot a_w)}$$

Où C_{GAB} est la constante de chaleur de sorption de la monocouche et K_{GAB} est le facteur de la chaleur de sorption de la multicouche.

3.3 Cinétique de séchage

Selon BIMBENET et *al.* [114], la méthode expérimentale la plus simple et la plus courante pour étudier le séchage par entraînement d'un produit solide consiste à placer celui-ci dans un courant d'air dont les caractéristiques (température, humidité relative et vitesse) sont maintenues constantes, et à enregistrer les variations de sa masse au cours du temps. L'évolution du séchage peut alors être représentée essentiellement par deux courbes :

- La teneur en eau moyenne (X) du produit en fonction du temps (t) ; X est définie comme le rapport de la masse d'eau qu'il contient et sa masse anhydre ;
- La vitesse de séchage ($-dX/dt$) en fonction de la teneur en eau moyenne (X).

Les courbes théoriques, obtenues pour des produits non hygroscopiques et peu déformables comme la cellulose, le bois, l'argile ou le plâtre, permettent classiquement de distinguer trois périodes (Figure 3.4) [117] :

- une période 0 de mise en température du produit, qui disparaît pratiquement lorsque le produit se présente sous forme de particules ou de feuilles ;
- une période 1 de séchage à vitesse constante, qui correspond à l'évaporation superficielle de l'eau libre. Le produit reste en dehors du domaine hygroscopique, l'activité de l'eau dans le produit (a_w) en surface reste proche de 1, et le séchage est contrôlé par les transferts externes. Pendant toute cette période, la température du produit est uniforme et égale (par définition) à la température humide (θ_h) de l'air c'est-à-dire la température de l'air de séchage. À la fin de cette période 1 on peut déterminer la teneur en eau critique du produit ;
- une période 2 de séchage à vitesse décroissante. La surface du produit passe sous la limite supérieure du domaine hygroscopique, l'activité de l'eau (a_w) en surface du produit est inférieure à 1 et les transferts internes de matière deviennent limitants.

La température du produit augmente alors à partir de sa surface. La teneur en eau base sèche du produit diminue jusqu'à atteindre une valeur limite (X_{lim}) qui dépend des conditions de l'air de séchage (température θ et humidité relative φ) ; X_{lim} se déduit de l'isotherme de désorption (à cette température θ) et correspond à la valeur de X pour laquelle $aw = \varphi$.

Pour les produits alimentaires et biologiques, on n'observe en général pas de période de séchage à vitesse constante et la période de séchage à vitesse décroissante est souvent divisée en deux ou trois sous-périodes, qui correspondent à des changements structuraux dans le matériau. Dans tous les cas, une augmentation de la température de l'air de séchage se traduit par une augmentation du potentiel de séchage et par une accélération du procédé.

La plupart du temps en effet, les résistances externes sont négligeables et le séchage est contrôlé par les résistances internes au transfert de matière. La migration d'eau interne est limitée par :

- la résistance des parois cellulaires ;
- la migration des solutés qui obstruent les pores ;
- le durcissement et la rétraction de la surface du produit.

En réalité, ce phénomène dépend de la valeur de la vitesse de l'air de séchage v_a : à faible vitesse, les résistances internes et externes au transfert de matière sont comparables, alors qu'au-delà d'une certaine valeur critique de v_a , le procédé est contrôlé par le transport interne.

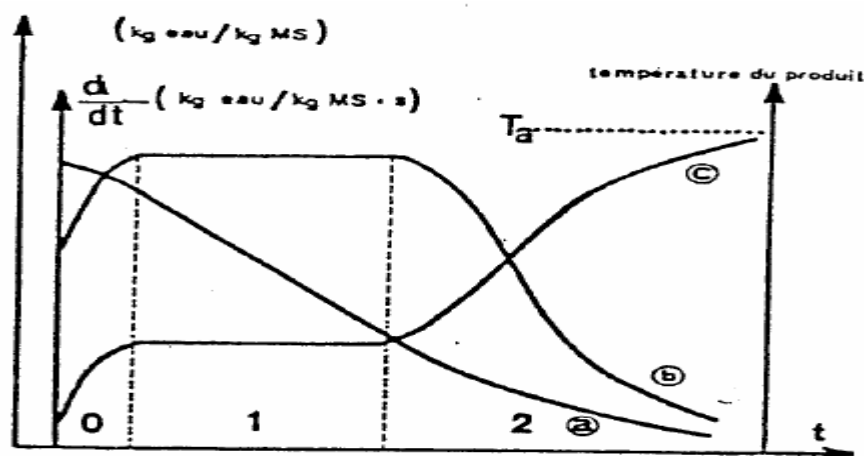


Figure 3.4 : courbe d'évolution type au cours du temps de la teneur en eau du produit (a), de vitesse de séchage (b) et de la température du produit (c).

3.4 Modélisation des courbes de séchage

Plusieurs chercheurs ont proposé des modèles mathématiques pour décrire le phénomène de changement de la teneur en eau, du transfert de chaleur et de la masse dans le séchage. Les équations peuvent être des modèles théoriques, semi-théoriques et empiriques. Les modèles théoriques expliquent clairement les comportements du séchage du produit et peuvent être utilisés dans toutes les conditions du procédé, bien qu'ils comportent de nombreuses hypothèses provoquant des erreurs considérables [124].

Les modèles théoriques les plus utilisés sont dérivés de la diffusion. De la même façon, les modèles semi-théoriques sont généralement issus de la deuxième loi de Fick et des modifications de ses formes simplifiées (d'autres modèles semi-théoriques sont dérivés de la loi de refroidissement de Newton).

Les modèles empiriques dépendent fortement des conditions expérimentales et donnent des informations limitées sur les comportements de séchage du produit [124]. Parmi ceux-ci, les modèles les plus utilisés sont listés dans le tableau 3.1.

Tableau 3.1 : Modèles les plus utilisés pour modéliser les courbes de séchage

Modèle	Equation	Référence
Lewis	$MR = \exp(-kt)$	[42].
Page modifié I	$MR = \exp(-kt)^n$	[125].
Page modifié II	$MR = \exp - (kt)^n$	[126].
Henderson et Pabis	$MR = a \exp(-kt)$	[127] cité par [128]
Logarithmique	$MR = a \exp(-kt) + c$	[129]
Midilli	$MR = a \exp(-kt) + b \cdot t$	[130]
Demir et al.	$MR = a \exp(-kt)^n + b$	[131]

b est une constante empirique (s^{-1}). k , a , n et c sont des constantes de séchage.

3.5 Modes de séchage

L'évaporation de l'eau met en œuvre deux types de transfert (Figure 3.5) : transfert de chaleur (externe puis interne) et transfert de matière (interne puis externe) [116] :

- transfert de chaleur externe de la source de chaleur vers la surface du produit ;

- transfert de chaleur interne de la surface vers le cœur du produit ;
- transfert de masse interne du cœur vers la surface du produit ;
- Transfert de masse externe de la surface du produit vers le milieu extérieur.

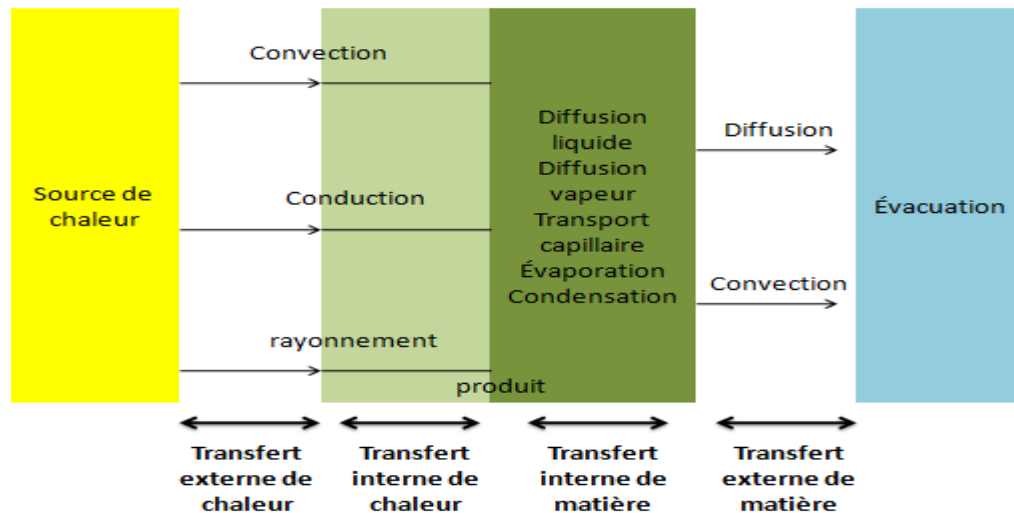


Figure 3.5 : Transfert de matière et de chaleur lors de l'évaporation de l'eau [116].

Deux mécanismes peuvent être mis en œuvre pour extraire par évaporation l'eau d'un produit : l'ébullition et l'entraînement. L'ébullition a lieu lorsque la température du produit est élevée à une valeur telle que la pression de vapeur d'eau de ce produit devient égale à la pression totale ambiante. Lorsque la pression de vapeur de l'eau du produit est supérieure à la pression partielle d'eau dans l'atmosphère qui l'entourne, il y a séchage par entraînement. L'eau est évaporée sans ébullition est la vapeur d'eau est transférée par conduction et convection du produit dans le milieu ambiant [114].

3.6 Techniques de séchage

3.6.1 Séchage par convection

En séchage industriel, il s'agit probablement du mode de séchage le plus courant. Il consiste à mettre en contact, un gaz (air) s'écoulant en régime généralement turbulent, autour du corps à sécher. Pour un séchage par convection, les échanges de chaleur et de masse entre le produit à sécher et l'air de séchage sont déterminés par les coefficients de transfert à la surface, qui dépendent des caractéristiques de l'air (vitesse, température, humidité) [132].

En régime convectif, la chaleur est directement transportée par un fluide caloporteur, qui emmagasine la chaleur (air chaud, vapeur, eau, etc.). La convection est un mode de transfert rapide [132].

3.6.2 Séchage par conduction

L'énergie thermique nécessaire au séchage est apportée non pas par un gaz en mouvement autour du produit à sécher, mais par contact direct entre le produit et une paroi chauffée [133].

3.6.3 Séchage par micro-ondes (ultra-hautes fréquences, UHF)

Les micro-ondes sont obtenues par conversion d'énergie électrique en ondes électromagnétiques. Les micro-ondes ou UHF sont des ondes électromagnétiques de fréquence de 300 à $100 \cdot 10^6$ MHz, soit de longueur d'ondes de $3 \cdot 10^{-3}$ à 1 m. L'aliment placé dans le champ électromagnétique alternatif absorbe les micro-ondes et s'échauffe du fait des frictions intermoléculaires dues aux oscillations des molécules dipolaires qu'il contient [115].

Certaines molécules sont polaires (eau), d'autres se polarisent sous l'effet du champ électrique appliqué comme une aiguille aimantée s'oriente dans un champ magnétique. Si le champ vibre à une certaine fréquence, les molécules tentent de suivre cette vibration. Le champ électromagnétique alternatif porté induit donc des vibrations des molécules polaires qui sont fonction de la fréquence des ondes [115].

La fréquence d'excitation n'est pas rigoureusement spécifique de l'eau ; d'autres substances peuvent être chauffées. Ceci peut conduire à leur évaporation, leur décomposition avec formation de composés volatiles, ainsi qu'à l'élévation de la température de tout le produit, affectant d'autres constituants de l'échantillon qui n'étaient pas influencés à l'origine par les micro-ondes [134].

3.6.4 Séchage par infrarouges

C'est un séchage par application de rayonnement infrarouge sur les produits. Il est généralement utilisé pour le séchage industriel des vernis et des peintures, du bois, des papiers, des cuirs, des textiles, des pâtes alimentaires et la dessiccation des fruits et légumes.

3.6.5 Séchage solaire

Le séchage solaire utilise l'énergie des rayonnements solaires pour chauffer le produit et l'air environnant. On peut utiliser des capteurs solaires pour capter et/ou concentrer le rayonnement solaire, assurant ainsi une augmentation de la température de l'air [135]. Le séchage solaire est le moins coûteux et le plus adapté aux pays en voie de développement car la plus part d'entre eux possèdent un potentiel énergétique solaire assez important.

3.6.6 Séchage par atomisation

Le séchage par atomisation commence par le pompage du liquide dans la chambre de séchage. Par la pulvérisation de la solution à déshydrater va former des gouttelettes sphériques de 10 à 250 μm de diamètre lesquelles seront mises en contact avec un milieu gazeux chaud et sec [136].

3.6.7 Séchage par lyophilisation

La lyophilisation est un procédé d'élimination d'eau dont le principe consiste à sublimer l'eau d'un produit préalablement congelé [137].

3.7. Impact de séchage sur le produit fini

Le séchage ou l'élimination de l'eau des aliments a des impacts négatifs sur le produit fini :

3.7.1 Dégradations biochimiques

Une déshydratation poussée peut avoir une influence fortement stimulante sur l'oxydation des produits lipidiques (rancissement). Le chauffage de certains aliments provoque des réactions entre les sucres réducteurs et les groupements aminés (réaction de Maillard), responsables du goût de cuit, de la coloration brune et de la perte en lysine. La déshydratation provoque aussi la dénaturation des protéines, l'oxydation des pigments, la dégradation des vitamines (A, B1, C) ainsi que des pertes d'arômes qui s'évaporent en partie au cours du séchage [112, 116, 138].

3.7.2 Modifications physiques

Le séchage provoque des modifications physiques et mécaniques telles que des migrations des solutés vers la surface, des fusions et des migrations de matière grasse, des cristallisations, des fissurations (voire des brisures de produit, exemple de pâtes alimentaires), des rétractions, des apparitions de porosité [112].

CHAPITRE 4

CARACTERISATION POMOLOGIQUE ET PHYSICO-CHIMIQUE DES FIGUES FRAICHES

4.1 Introduction

Les figues (*F. carica* L.) ont des formes, des couleurs, des goûts et des propriétés thérapeutiques et technologiques qui diffèrent d'une variété à l'autre et généralement sont nommées en se référant à leur forme, couleur ou la région où elles sont cultivées plus [139].

En Algérie, la majeure partie de la production de figue est consommée fraîche. C'est pourquoi, il est nécessaire de sélectionner des variétés à des caractéristiques favorables pour la consommation des fruits frais, comme la forte saveur fruitée, l'équilibre entre la douceur et l'acidité et les bonnes performances après la cueillette [140].

En plus de ses caractéristiques organoleptiques très appréciées par les consommateurs, les figues constituent une bonne source de différents nutriments tels que les glucides, les fibres diététiques, les vitamines et les minéraux.

Dans ce chapitre, nous nous sommes intéressées dans une première partie à révéler la diversité des caractéristiques morphologiques de neuf variétés algériennes de figue ainsi que leur appréciation hédonique par les consommateurs. La deuxième partie est consacrée à l'évaluation de la valeur alimentaire de la pulpe et de la pelure des fruits de ces variétés car la plus part des consommateurs ont tendance à éplucher les figues et ne consomment que la pulpe.

4.2 Matériel et méthodes

4.2.1 Zone d'échantillonnage et matériel végétal

Les figues (*F. carica* L.) fraîches matures de neuf variétés ont été récoltées aux mois d'août et septembre pendant les saisons 2015 et 2016. Parmi les neuf variétés étudiées : six sont de type unifère (Bidha, Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk, Boughandjo et Safra) et trois sont de type bifère (Bakkor Biadh, Bither et Bakkor Khal) (Tableau 4.1) (Appendice A, Figure A.1).

Tableau 4.1 : Variétés de figues fraîches étudiées et leurs types.

Variétés	Abréviation	Utilisation	Types de production
Bidha	BID	Fraîche/séchée	
Boughandjo	BOG	Fraîche/séchée	
Zarrouk	ZAR	Fraîche/séchée	Unifère
Safra	SAF	Fraîche/séchée	
Onk Elhamam	OKH	Fraîche	
Hamra	HAM	Fraîche/séchée	
Bakkor Biadh*	BAB	Fraîche	
Bakkor Khal*	BAK	Fraîche/séchée	Bifère
Bither*	BIT	Fraîche	

* deuxième production

La collecte des figues a été effectuée dans la région de Lakhdaria (Wilaya de Bouira) (Figure 4.1). La wilaya de Bouira se situe dans la région Centre Nord du pays. Elle s'étend sur une superficie de 4456,26 km². Le chef-lieu de la wilaya est situé à près de 120 km de la capitale Alger. Le climat est chaud et sec en été, froid et pluvieux en hiver. La pluviométrie moyenne est de 660 mm/an au nord et de 400 mm/an dans la partie sud. Les températures varient entre 20 et 40 °C de mai à septembre et de 2 à 12 °C de janvier à mars [141].

Lakhdaria est une région montagneuse qui se trouve à 33 kilomètres au nord-ouest de Bouira à 74 kilomètres au sud-est d'Alger. Cette Daïra est constituée de six communes (LAKHDARIA, **BOUKRAME**, BOUDERBALA, GUERROUMA, ZBARBAR et MAALA).

La région est à vocation agricole, d'une superficie agricole totale de 31.320,58 ha dont 19.269,2 ha de superficie agricole utile. Avec une moyenne de 600 mm de pluie annuellement, la région de Lakhdaria est la plus humide de la wilaya [142].

Selon la DSA de la wilaya de Bouira [142], la culture du figuier dans la wilaya occupe une superficie de 1.932 ha en produisant 59.094,75 Qx/ an soit 7 % de la production arboricole de la wilaya. Le figuier est la deuxième culture arboricole après l'olivier dans la Wilaya et dans la Daïra de Lakhdaria. Il occupe une superficie totale de 305,75 ha produit 5.501 Qx/an dans la région d'étude.

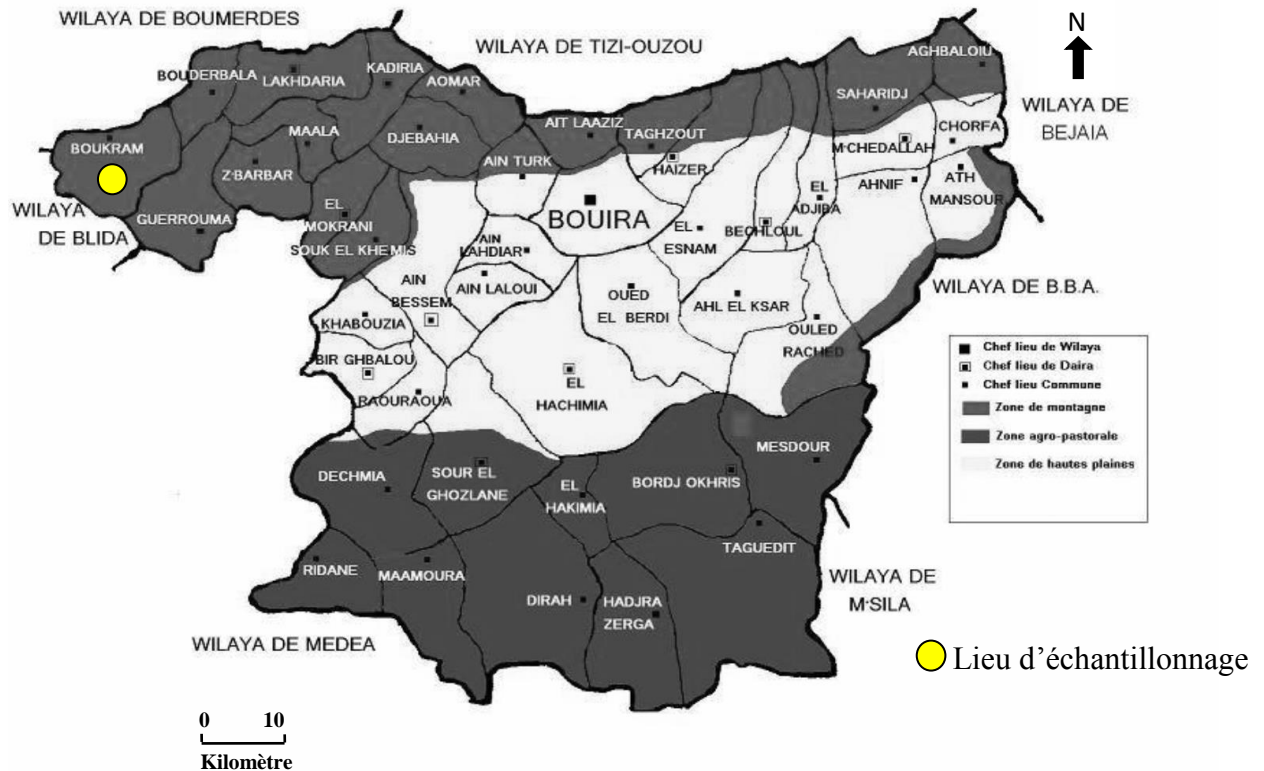


Figure 4.1 : Carte géographique de la wilaya de Bouira et lieu d'échantillonnage [141].

4.2.2 Réactifs, solvants et appareillage

Tous les produits chimiques utilisés, dans cette étude, sont de qualité analytique. Les réactifs, solvants et appareillage sont résumés dans l'appendice B (Tableau B.1 et Tableau B.2).

4.2.3 Plan général du travail

Notre étude a porté sur trois axes majeurs :

- Caractérisation morphologique de neuf variétés de figes fraîches ;
- Test de dégustation hédonique des figes fraîches ;
- Caractérisation physico-chimique et détermination de la valeur alimentaire de la pulpe et de la pelure des figes fraîches en mesurant :
 - ✓ Le pH et l'acidité ;
 - ✓ La matière sèche et les cendres totales ;
 - ✓ Les sucres totaux et les protéines ;
 - ✓ Quelques éléments minéraux ;
 - ✓ La vitamine C.

Le schéma suivant (Figure 4.2) illustre la démarche suivie pour la réalisation de cette étude :

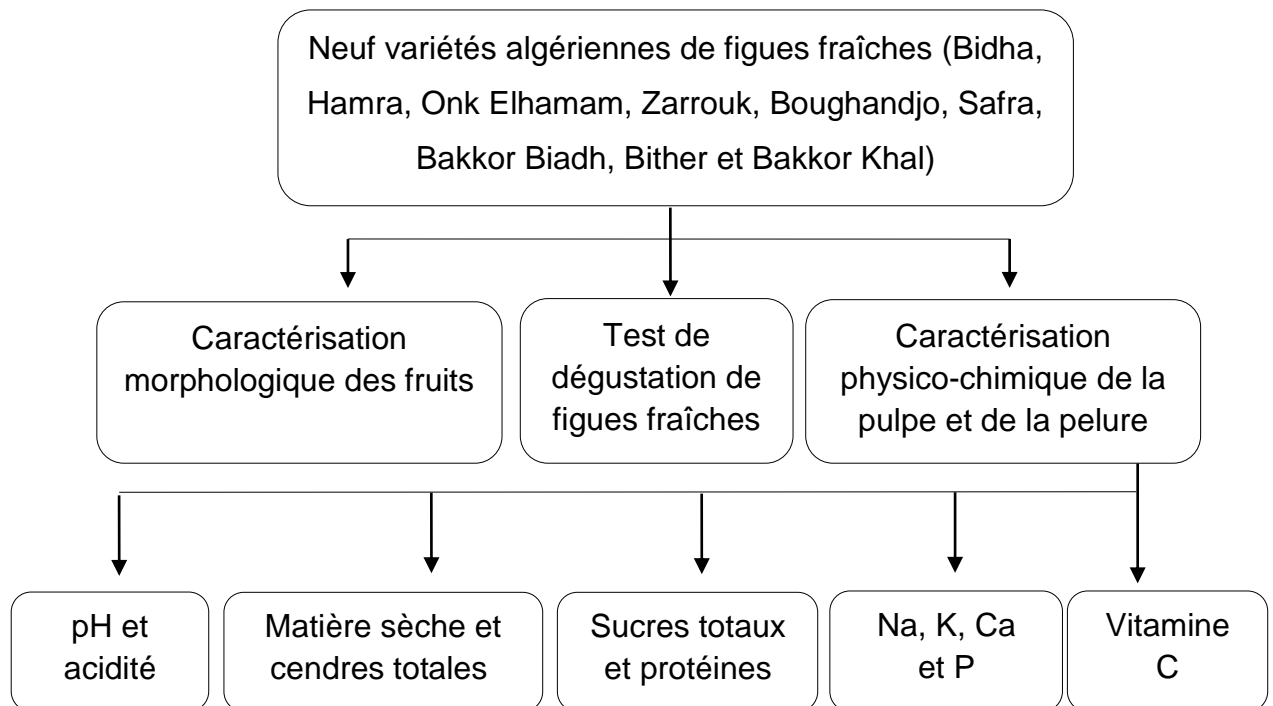


Figure 4.2 : Schéma général de l'étude expérimentale.

4.2.4 Caractérisation morphologique des fruits

4.2.4.1 Echantillonnage

Toutes les observations et mesures ont été effectuées sur 25 fruits par variété (au minimum) prélevés au hasard en pleine maturité à partir de 2 à 5 arbres. L'âge des arbres examinés varie entre 15 et 20 ans et l'observation est déroulée entre l'été des années 2015 et 2016.

4.2.4.2 Choix des descripteurs

Vingt-huit descripteurs morphologiques, quantitatifs et qualitatifs, issus de la liste établie par IPGRI et CIHEAM [143] ont été choisis pour caractériser morphologiquement les neuf cultivars algériens de figes fraîches (Tableau 4.2). Les observations ont porté sur la forme du fruit, les tailles du collet et du pédoncule, la couleur de fond de l'épiderme et de la chair, la taille de l'ostiole, la période de maturité des figes, le rendement, le poids du fruit et le rapport entre les poids de pelure et de pulpe, le nombre des fruits par kilogramme, la présence de fissures sur l'épiderme et des lenticelles etc. (Appendice C, Figure C.1).

Des niveaux d'expression sont indiqués pour chaque caractère afin de définir le caractère et d'harmoniser les descriptions. Pour faciliter la consignation des données ainsi que l'établissement et l'échange des descriptions, à chaque niveau d'expression est attribuée une note exprimée par un chiffre [143].

Tableau 4.2 : Descripteurs pomologique (qualitatifs) pour la caractérisation des figes fraîches [143].

Descripteurs	Code	Observation et notes
1. Période de maturité	PM	1 Très précoce (fin juillet) 2 Précoce (1-10 Août) 3 Mi-saison (11-31 Août) 4 Tardive (1-30 Septembre) 5 Très tardive (> 1 Octobre)
2. Période de cueillette	PC	1 Très courte (<15 jours) 2 Courte (15-20 jours) 3 Moyenne (21-40 jours) 4 Longue (41-60 jours) 5 Très longue (>60 jours)
3. Type de fructification	TF	1 Bifère, 2 Unifère
4. Goutte à l'œil	GO	0 Absente, 1 Présents
5. Couleur de la goutte à l'œil	CGO	1 Transparent, 2 Rosâtre, 3 Rouge, 4 Rouge foncé
6. Facilité d'épluchage	FE	3 Facile 5 Moyennement facile (la pelure adhère à la chair seulement à l'extrémité de l'ostiole) 7 Difficile
7. Fissuration de l'épiderme	CRP	0 Aucun, 1 Craquelée, 2 Longitudinal, 3 Minuscule
8. Quantité de lenticelles	QL	3 Rare, 5 Intermédiaire, 7 Nombreux
9. Couleur des lenticelles	CL	1 Blanc, 2 Rose, 3 Ver
10. Couleur de fond de la peau	CFP	1 Noir (groupe noir 202) 2 Pourpre (groupe gris-pourpre 183-187) 3 Brun (cuivre, violet-clair) (groupe gris-orange 174-177) 4 Vert (groupe vert 141-143) 5 Vert clair (groupe vert jaunâtre 144-145) 6 Verts jaunes (groupe vert jaunâtre 151-153) 7 Jaune (groupe jaune 11)
11. Couleur de la pulpe	CP	1 Blanc (groupe jaune-blanc 158) 2 Ambre (brun clair) (groupe gris-orange 164) 3 Rose (groupe rouge 56) 4 Rouge (groupe rouge 53) 5 Rouge foncé (groupe rouge-pourpre 59)
12. Saveur de la pulpe	SAP	1 Neutre, 2 Peu de saveur, 3 Aromatique, 4 Forte
13. Succulence de la pulpe	SUP	3 Pâteuse, 5 Peu juteuse, 7 Juteuse, 8 Très juteuse
14. Cavité de fruit	CAF	Observé dans la section transversale la plus large 0 Aucune, 3 Très petite, 5 Petite, 7 Moyenne, 9 Grande
15. Forme du fruit selon (largeur/longueur=l)	FLL	1 Oblong ($l < 0,9$), 2 Globule ($l = 0,9-1,1$), 3 Oblate ($l > 1,1$)
16. Forme selon la localisation de la largeur maximale	FLM	1 Ovoïde (au milieu) 2 Bel formé (plus près au cou) 3 Pyriforme (plus près à l'ostiole-extrémité)

Tableau 4.3 : Descripteurs morphologiques (quantitatifs) pour la caractérisation des figes fraîches [143].

Descripteurs	Code	Observation et notes
17. Poids de fruit (g)	PDF	1 Très léger (<20 g) 2 Léger (21-50 g) 3 Moyen (51-90 g) 4 Lourd (91-120 g) 5 Très lourd (plus de 120 g).
18. Poids de la chair	PDC	Mesuré en (g)
19. Poids de la peau	PDP	Mesuré en (g)
20. Rapport P chair/P fruit	RCF	/
21. Rapport P peau/P fruit	RPF	/
22. Diamètre de fruit	DAF	1 Petit (28-38 mm) 2 Moyen (39-49 mm) 3 Large (50-60 mm) 4 Très large > 60 mm
23. Longueur de fruit	LOF	1 Court (29-46 mm) 2 Moyen (47-54 mm) 3 Long (55-75 mm) 4 Très long >75 mm
24. Longueur du cou	LC	0 Absent 1 Court (< 5) 2 Moyen (5-10) 3 Long (>10)
25. Diamètre de l'ostiole	DO	1 Petit (< 1 mm) 2 Moyen (1-3 mm) 3 Large (4-5 mm) 4 Très large (> 5 mm)
26. Épaisseur de la peau de fruit	EPF	(mm) Mesuré au centre
27. Longueur de pédoncule	LGP	Mm
28. Acidité titrable (% d'acide citrique)	ATT	1 (< 0,050) 2 (0,050-0,125) 3 (0,126-0,225) 4 (0,226-0,300) 5 (> 0,300)

4.2.5 Test hédonique de dégustation

Le test de dégustation hédonique des figes fraîches a été réalisé selon la méthode décrite par CRISOSTO et *al.* [94]. Entre 2 à 3 Kg de figes de neuf variétés ont été récoltés et conservés au réfrigérateur à 4 °C jusqu'à le jour de test (un jour). Soixante-quatre consommateurs de deux sexes (40 hommes et 24 femmes) et de différents âges (16-55 ans) ont participé au test de dégustation chez un vendeur de fruits et légumes (commune d'Ouled Heddadj- Wilaya de Boumerdès) en août et septembre 2016 (les cultivars 'Bakkor Biadh' et 'Bither' non pas la même période de maturité que les autres). Deux et sept échantillons de figes fraîches (un pour chaque variété) ont été distribués pour chaque consommateur dans un ordre aléatoire et à température ambiante.

L'échantillon consiste à une moitié d'une figue coupée longitudinalement de l'extrémité de pédoncule à l'extrémité de l'ostiole et présenté dans un gobelet en plastique transparent marqué par trois chiffres. Le consommateur indique, sur une fiche de dégustation (Appendice D), ses observations et choisit le meilleur échantillon à travers une échelle hédonique de neuf points (1= détester fortement à 9= aimer fortement). Entre deux échantillons, Les consommateur boivent un peu d'eau pour nettoyer leurs palais.

L'acceptation chez le consommateur a été mesurée en degré d'aimer (1 à 9) et en pourcentage d'acceptation. Le pourcentage d'acceptation a été calculé en divisant le nombre de consommateurs qui aiment l'échantillon (score>5,0) par le nombre total des consommateurs.

4.2.6 Caractérisation physico-chimique de la pulpe et de la pelure

4.2.6.1 Détermination du pH

Le principe est basé sur la détermination, en utilisant un pH mètre, de la différence de potentiel existant entre deux électrodes en verre plongées dans une solution aqueuse de figue [144].

4.2.6.2 Détermination de l'acidité titrable

Le principe de la méthode consiste à effectuer un titrage de l'acidité d'une solution aqueuse avec une solution d'hydroxyde de sodium 0,1 N en présence de phénolphthaléine comme indicateur jusqu'à un pH 8,1 [145]. L'acidité titrable est exprimée en grammes équivalents acide citrique par 100 g de produit :

$$A = N \times V_1 \times \frac{50}{V_0} \times \frac{100}{m} \times 0,07$$

Où : N : normalité de la soude utilisée 0,1 N.

V_0 : le volume en millilitres, de la prise d'essai.

V_1 : le volume en millilitres, de la solution d'hydroxyde de sodium utilisée.

m : masse, en grammes, de produit prélevé.

50 : volume final de la solution dans la fiole jaugée.

0,07 : facteur correspondant à l'acide citrique.

4.2.6.3 Teneur en matière sèche

La teneur en extrait sec (matière sèche) est déterminée par la méthode gravimétrique de référence [146]. 5 g de figue (m) est placé dans un creuset préalablement séché et pesé (m_0). Le creuset contenant la prise d'essai est placé à l'étuve à 103 ± 2 °C jusqu'à l'obtention d'un poids constant durant 16 h et la masse m_1 est notée.

La teneur en matière sèche est donnée par la relation suivante :

$$MS\% = \frac{m_1 - m_0}{m} \times 100$$

Où :

MS : matière sèche en %

m_0 : masse du creuset vide (g).

m_1 : masse du creuset et du résidu (g).

m_2 : masse de la prise d'essai (g).

4.2.6.4 Détermination des cendres totales

La teneur en matière minérale est déterminée par la méthode de référence [146]. Le creuset à incinération est chauffé durant 15 min dans le four de calcination à 550 ± 10 °C, laissé refroidir une heure et pesé. Le creuset est rempli par 5 g d'échantillon puis placé dans le four de calcination durant 5 h à 550 °C. Le poids du creuset et résidu est pesé après refroidissement dans le dessiccateur pendant une heure.

La teneur en cendres exprimée en pourcentage massique de l'échantillon rapportée à la matière telle qu'elle est donnée par la relation suivante :

$$TC\% = \frac{m_2 - m_0}{m_1 - m_0} \times 100$$

Où :

TC : taux des cendres (%).

m_0 : masse du creuset vide (g).

m_1 : masse du creuset et de la prise d'essai (g).

m_2 : masse du creuset et du résidu (g).

4.2.6.5 Dosage du sodium, potassium et calcium par photométrie de flamme

Une prise d'essai de 3 g de figue est minéralisée dans un four de calcination à 550 °C pendant 5 h jusqu'à l'obtention des cendres blanchâtres. Le minéralisat dissout dans 10 ml de HNO₃ à 20 % (v/v) est chauffé à 100 °C durant 5 min puis filtré par papier filtre et ajusté à 100 ml par l'eau distillée.

Les concentrations en sodium, potassium et en calcium (mg/100 g MF) sont déterminées en se référant aux courbes d'étalonnage de sodium allant de 1,25 à 30 mg/l (M/V), de potassium de 15 à 90 mg/l et de calcium préparées à partir des solutions mères de NaCl, KCl et CaCl₂ (Appendice E : Figure E.1, Figure E.2 et Figure E.3).

4.2.6.6 Dosage de phosphore

La teneur en phosphore a été déterminée en utilisant la méthode phospho-vanado-molybdique décrite par YOUSHIDA *et al.* [147].

Dans un tube à essai, 1 g d'échantillon a été mélangé avec 10 ml de mélange d'acides (750 ml de HNO₃ + 150 ml de H₂SO₄ + 300 ml d'HClO₄ à 60 %) et laissé 2 heures en prédigestion sous hotte puis chauffé par flamme de gaz (très faible) jusqu'à l'obtention d'une solution limpide. La solution limpide a été diluée dans une fiole de 50 ml par l'eau distillée puis filtrée par papier filtre N° 1. Dans un tube à essai, 1 ml d'extrait a été mélangé avec 2 ml de HNO₃ à (2 N) et diluer à 8 ml par l'eau distillée.

1 ml de la solution molybdate vanadate (mélange à volume égale d'une solution de 25 mg d'ammonium molybdate [(NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O] dans 500 ml d'eau distillée et 1,25 g de vanadate d'ammonium (NH₄VO₃) dans 500 ml d'acide nitrique HNO₃ à 1 N) (fraîchement préparée) a été ajouté au mélange précédant et le volume a été complété à 10 ml par eau distillée. Le mélange a été agité puis incubé 20 min à l'obscurité et l'absorbance a été mesurée à 420 nm.

Une gamme d'étalonnage de 2,5 à 12,5 ppm a été préparée à partir d'une solution mère de phosphore (dissoudre 0,110 g de potassium phosphate monobasique (KH₂PO₄) dans l'eau distillée à 1 L. C'est la solution 25 ppm de phosphore). La teneur en phosphore (mg/100 g MF) a été déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage du phosphore (Appendice E : Figure E.4).

4.2.6.7 Dosage des sucres totaux

La méthode colorimétrique de DUBOIS et *al.* [148] permet de doser les sucres totaux. En milieu acide et à chaud, les pentoses (C₅) et les hexoses (C₆) subissent une cyclisation pour donner respectivement le furfural et l'hydroxyméthyl furfural. Les composés ainsi formés réagissent avec le phénol pour donner un complexe coloré jaune-orange présentant une absorption maximale à 450 nm. Le complexe coloré ainsi formé permet le dosage spectrophotométrique des sucres et leurs dérivés.

Une prise d'essai de 5 g d'échantillon, 1,5 g de carbonate de sodium (pour neutraliser l'acidité) et 200 ml d'eau distillée sont placés dans un bécher de 250 ml. Le mélange est porté à ébullition (100 °C), tout en agitant, pendant 30 minutes puis filtré sur un papier filtre. Le filtrat est ajusté à 500 ml en utilisant l'eau distillée. 1 ml de phénol à 5 % (M/V) est ajouté à 1 ml de filtrat et le mélange est agité soigneusement. Un volume de 5 ml d'acide sulfurique concentré est versé sur le mélange précédent en 5 secondes et agité rapidement.

Le mélange est laissé refroidir à la température de la salle pendant 30 minutes et à l'obscurité puis l'absorbance est lue à 490 nm contre un blanc. La teneur en sucres totaux est exprimée en g/100 g de matière fraîche en se référant à la courbe d'étalonnage de glucose (8 à 48 µg/ml) (Appendice E : Figure E.5).

4.2.6.8 Dosage des protéines

La teneur en protéines dans les pulpes et les pelures des figues fraîches a été déterminée en se référant à la méthode de Kjeldahl [149]. Le principe consiste en la minéralisation ou la pyrolyse de la matière organique contenue dans le produit. L'azote organique est transformé en azote minéral sous forme de sulfate d'ammonium (NH₄) SO₄ sous l'action oxydative de l'acide sulfurique bouillant sur la matière organique et en présence d'un catalyseur.

La neutralisation (par un excès de lessive de soude) et la distillation du sulfate d'ammonium libère l'ammoniac (NH₃) qui est piégé dans une solution d'acide borique. Le distillat est titré par une solution d'acide sulfurique.

Une prise d'essai de 5 g a été mélangée avec 10 g de sulfate de potassium anhydre K₂SO₄, 1 g de sulfate de cuivre CuSO₄ et 25 ml d'acide sulfurique pure dans un matras de Kjeldahl. Le matras a été placé dans le minéralisateur pendant 3 h à 350 °C jusqu'à obtention d'une solution limpide.

Après refroidissement, 50 ml d'eau distillée a été ajoutés avec précaution dans le matras et le mélange a été neutralisé avec 100 ml d'une solution d'hydroxyde de sodium NaOH à 35 %. Le matras a été placé au distillateur et l'allonge qui termine le dispositif dans une fiole conique contenant 50 ml d'acide borique H₃SO₄ à 4 % et 1 ml de l'indicateur mixte (rouge de méthyle et bleu de méthylène). Après la distillation, le distillat a été titré avec l'acide chlorhydrique HCl à 0,25 N.

Le pourcentage de protéines dans l'échantillon est obtenu en multipliant le % d'azote par un facteur F dépendant du type d'aliment analysé :

$$P\% = \frac{14,01 \times (V_1 - V_0) \times N \times 100 \times F}{M}$$

Où :

P% : La teneur en protéine, exprimée en pourcentage ;

N : Normalité de l'acide chlorhydrique, qui est de l'ordre de 0,25 N ;

V₀ : volume, en ml, de la solution l'acide chlorhydrique, utilisé pour l'essai à blanc ;

V₁ : volume, en ml, de la solution l'acide chlorhydrique, utilisé pour l'échantillon ;

M : Poids de la prise d'essai en mg ;

F : Facteur de conversion en protéines (6,25).

4.2.6.9 Dosage de la vitamine C

La vitamine C dans les pulpes et les pelures de différents cultivars de figues a été dosée par iodométrie selon le protocole décrit par TAREEN et *al.* [150]. La méthode employée est un titrage direct.

L'acide ascorbique est titré par une solution, à concentration connue, de diiode. Une réaction d'oxydoréduction a lieu entre le diiode et l'acide ascorbique en donnant une coloration bleu en présence d'empois d'amidon.

Une prise d'essai de 25 ml de jus de fruit avec quelques gouttes d'empois d'amidon (1 %) a été titrée par une solution de diiode à 0,002 M (mélanger 5 g d'iode de potassium (KI) et 0,268 g d'iodate de potassium (KIO₃), diluer avec 200 ml d'eau distillée, ajouter 30 ml d'acide sulfurique (3 M) et compléter jusqu'à 500 ml avec l'eau distillée).

On termine l'addition progressive de la solution de diiode à 0,002 M jusqu'à apparition de la couleur bleu-noir persistante. On note le volume de diiode.

La réaction qui se produit au cours de ce dosage est la suivante :



De cette réaction on déduit la relation de calcul suivante :

$$n_{\text{initiale}}(\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6) = n_{\text{E}}(\text{I}_2)$$

$$\text{soit } C_2 = C_1 V_1 / V_2 \text{ mol. L}^{-1}.$$

La masse d'acide ascorbique par litre de jus est de :

$$m(\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6)/\text{L} = C(\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6) \times M(\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6)$$

Où :

m : masse d'acide ascorbique par litre de jus (g. L⁻¹).

M : Masse molaire de l'acide ascorbique : 176 g/mol.

C_1 : concentration de la solution de diiode (mol. L⁻¹).

C_2 : concentration de jus de fruit en vitamine C (mol. L⁻¹).

V_1 et V_2 : volume versé de diiode (ml) et volume prélevé de jus de fruit (ml).

4.2.7 Analyses statistiques

Les résultats de différentes analyses ont été exprimés en moyenne \pm SEM (standard error of mean) de trois mesures. Les droites d'étalonnage sont calculées par la méthode de la régression linéaire en utilisant l'Excel. La différence significative entre les différents résultats a été déterminée par l'analyse de la variance ANOVA one-way et two-way suivie par le test de Tukey pour les comparaisons multiples avec un risque d'erreur α fixé à 5 %. L'analyse statistique a été conduite par le GraphPad Prism 6 statistics program.

4.3 Résultats et discussion

Les résultats de la caractérisation morphologique des fruits de neuf variétés de *F. carica* ainsi que des caractéristiques physico-chimiques de leurs pulpes et pelures sont représentés dans les différents figures et tableaux ci-dessous.

4.3.1 Caractéristiques morphologiques des figues

Les caractères pomologiques qualitatifs des fruits de neuf variétés locales de figuier sont indiqués dans le tableau 4.4. Les cultivars 'Bakkor Biadh', 'Bither' et 'Bakkor Khal' sont de type bifère produisant deux récoltes par an alors que les autres variétés sont de type unifère produisant les fruits d'automne seulement. A l'exception de 'Bakkor Biadh' et 'Bither' qui sont des variétés très précoces (période de maturité fin de juillet) et qui ont une période de cueillette très courte, les autres variétés produisent en mi-saison et ont une période de cueillette courte pour la plus part.

Tous les variétés bifères et la variété 'Hamra' n'ont pas une goutte à l'ostiole, la couleur de la goutte varie de transparent au rouge pour les autres variétés. La facilité d'épluchage est un caractère très important pour les consommateurs car ces derniers ont tendance à éplucher les figues avant consommation surtout pour les variétés qui ont une peau épaisse comme 'Bakkor Biadh' et 'Onk Elhamam'. Ce qui est en concordance avec les résultats de ÇALISKAN et POLAT [151] qui ont rapporté que la facilité d'épluchage est un caractère critique de préférences des consommateurs.

Tableau 4.4 : Caractéristiques pomologiques qualitatives des figues fraîches (résultats de 2015 et 2016).

Variété	PM	PC	TF	GO	CGO	FE	CRP	QL
BIT	T. précoce	T. courte	Bifère	Absente	Absente	Facile	Aucun	nombreux
BAK	Mi-saison	Moyenne	Bifère	Absente	Absente	T. facile	longitudinale	rare
BOG	Mi-saison	Courte	Unifère	Présente	transparent	Facile	longitudinale	intermédiaire
HAM	Mi-saison	Courte	Unifère	Absente	Absente	M. facile	longitudinale	nombreux
ZAR	Mi-saison	Courte	Unifère	Présente	Rosâtre	Difficile	Latérales	nombreux
SAF	Mi-saison	Courte	Unifère	Présente	Rosâtre	Facile	longitudinale	Rare
BID	Mi-saison	Courte	Unifère	Présente	transparent	Difficile	longitudinale	nombreux
OKH	Mi-saison	Courte	Unifère	Présente	Rouge	M. facile	longitudinale	intermédiaire
BAB	T. précoce	T. courte	Bifère	Absente	Absente	Facile	Aucun	intermédiaire

Abréviations : PM : période de maturité, PC : période de cueillette, TF : type de fructification, GO : goutte à l'ostiole, CGO : couleur de la goutte à l'ostiole, FE : facilité d'épluchage, CRP : craquelure de la peau, QL : quantité de lenticelles. M : moyennement.

A l'exception de 'Bakkor Biadh' et 'Bither', toutes les autres variétés ont des fissures de l'épiderme qui indiquent le degré de maturité de fruit.

Les lenticelles sur la peau des figes sont rares à nombreux et leur couleur varie entre le blanc, le rose et le brun. La couleur de l'épiderme du fruit n'est pas homogène pour la même variété et elle est très variable d'une variété à l'autre. Les figes ont des couleurs de pulpe brillantes qui varient entre l'ambre, le rose et le rouge (Tableau 4.4).

La saveur ainsi que la succulence de la pulpe sont des critères très importants d'appréciation des figes. Les figes testées sont neutres à fortement aromatiques et peu juteuses à juteuses. Le fruit du figuier selon le rapport l (largeur/longueur) est globuleux, oblong ou oblate alors qu'il est pyriforme, ovoïde ou bel formé selon la localisation de la largeur maximale.

La forme de fruit est très importante pour l'emballage et le transport. La forme de fruit la plus appropriée est globeuse [151, 152]. PODGORNİK et al. [153] ont rapporté la diversité de la forme (oblate, oblong et globuleuse), de la couleur de la peau (vert, marron, violet et noir) et de la pulpe (rose, rouge, ambre, jaune et rouge noirâtre) ainsi que la flaveur (peu de flaveur, aromatique et forte arôme).

Tableau 4.4 : Caractéristiques pomologiques qualitatives des figes fraîches (résultats de 2015 et 2016) (Suite).

variété	CL	CFP	CP	SAP	SUP	CAF	FLL	FLM
BIT	blanc	vert-jaune	Ambre	Aromatique	Juteuse	Aucun	globuleux	Pyriforme
BAK	Brun	Noir	rouge foncé	Aromatique	p. juteuse	t. petite	oblong	Ovoïde
BOG	blanc	vert-jaune	rose foncé	forte arôme	Juteuse	Aucun	oblong	Ovoïde
HAM	blanc	violet-vert	rouge foncé	peu saveur	p. juteuse	Petite	oblong	bel formé
ZAR	blanc	violet-vert	rouge orangé	peu saveur	p. juteuse	Petite	globuleux	bel formé
SAF	blanc	Jaune	rouge vif	peu saveur	p. juteuse	Aucun	oblate	bel formé
BID	blanc	vert-jaune	Rose claire	forte arôme	Juteuse	t. petite	globuleux	bel formé
OKH	Rose	violet claire	rouge foncé	peu saveur	p. juteuse	Aucun	oblong	Pyriforme
BAB	Blanc	vert-jaune	rose claire	Neutre	Juteuse	t. petite	oblate	bel formé

Abréviations : CL : couleur des lenticelles, CFP : couleur du fond de l'épiderme, CP : couleur de la pulpe, SAP : saveur de la pulpe, SUP : succulence de la pulpe, CAF : cavité de fruit, FLL : forme selon l, FLM : forme selon la localisation de la largeur maximale. p : peu. t : très

La différenciation visuelle entre certains variétés est difficile et nécessite une observation approfondie, telles que 'Hamra' et 'Zarrouk' qu'elles apparaissent similaires la première fois.

Le type de fructification, la période de maturité, la forme du fruit, la couleur du fond de l'épiderme et la couleur interne de la pulpe étaient les caractères qui ont permis de distinguer entre les cultivars [154].

La longueur et la largeur des figes varient respectivement de 3,34 cm pour 'Bither' à 5,73 cm pour 'Onk Elhamam' et de 3,64 cm pour 'Boughandjo' à 5,16 cm pour 'Safra'. Le fruit de la variété 'Onk Elhamam' est le plus long alors que celui de 'Safra' est le plus large. Les variétés 'Bakkor Khal', 'Safra', 'Bidha' et 'Zarrouk' n'ont pas du cou alors que pour les autres cultivars la longueur du cou est entre 3,7 mm pour 'Bakkor Biadh' et 16,75 mm pour 'Onk Elhamam'. Ce dernier prend son nom de la longueur de son cou (Tableau 4.5).

Le diamètre de l'ostiole varie de 4,1 mm pour 'Bakkor Khal' à 7,67 mm pour 'Onk Elhamam'. La peau de 'Bakkor Biadh' et celle de 'Onk Elhamam' sont les plus épaisses (7,54 et 6,23 mm respectivement) alors que celui de 'Bither' est la plus fine (1,5 mm). La longueur de pédoncule est comprise entre 2 et 9,33 mm et le poids de fruit entre 29,97 et 59,88 g. Le poids de tous les cultivars est entre léger à moyen. L'acidité des figes étudiées varient entre 0,21 à 0,39 % acide citrique.

Le poids de fruit est un caractère très important pour la consommation des figes fraîches [151]. Dans leur étude sur douze variétés de figes cultivées en Californie, KING et *al.* [155] ont enregistré un intervalle allant de 29,5 à 72,3 g pour le poids de fruit, de 0,14 à 0,52 % acide citrique pour l'acidité et de 2,3 à 4,8 mm pour l'épaisseur de la peau.

Ces résultats sont comparables aux nôtres pour le poids de fruit et son acidité alors que pour l'épaisseur de la peau, ceux de 'Bakkor Biadh' et 'Onk Elhamam' dépassent le maximum enregistré par ces auteurs.

Tableau 4.5 : Caractéristiques morphologiques quantitatives des figes fraîches (résultats de 2015 et 2016).

Var	BAB	BIT	ZAR	OKH	BID	SAF	HAM	BOG	BAK	P
LOF	3,59 ^c	3,34 ^{cf}	4,01 ^{aec}	5,73 ^b	4,09 ^{adce}	4,31 ^a	4,68 ^{adg}	4,63 ^{ad}	4,46 ^a	<0,05
DAF	4,83 ^b	3,72 ^a	4,30 ^c	4,82 ^{bc}	3,84 ^{ac}	5,16 ^b	4,07 ^{ac}	3,64 ^a	3,67 ^a	<0,05
LC mm	3,7 ^a	8,74 ^b	0,00 ^a	16,75 ^c	0,00 ^a	0,00 ^a	8,1 ^b	4,88 ^{ab}	0,00 ^a	<0,05
DO mm	7,08 ^{bcd}	5,48 ^{abde}	5,81 ^{bd}	7,67 ^{bc}	5,63 ^{bde}	7,24 ^{bc}	6,32 ^b	6,29 ^b	4,10 ^a	<0,05
EPF	7,54 ^b	1,50 ^c	2,00 ^{ac}	6,23 ^b	3,00 ^{ac}	2,91 ^{ac}	2,77 ^{ac}	3,40 ^a	3,30 ^a	<0,05
LGP	2,14 ^{bd}	3,00 ^{bd}	5,75 ^{ab}	3,86 ^b	9,33 ^c	4,50 ^{abd}	2,71 ^{bd}	2,00 ^{bd}	6,43 ^a	>0,05
PF g	50,74 ^d	39,27 ^c	37,79 ^c	54,57 ^{bd}	33,12 ^{ac}	59,88 ^b	37,80 ^{ac}	35,42 ^{ac}	29,97 ^a	<0,05
PDC	45,15 ^{cd}	35,89 ^c	30,88 ^{ac}	42,56 ^{cd}	28,84 ^{ac}	56,50 ^b	30,39 ^{ac}	27,50 ^{ac}	25,13 ^a	<0,05
PDP	12,71 ^{cd}	9,67 ^d	5,29 ^a	13,41 ^c	5,16 ^a	9,27 ^{bd}	6,33 ^{abd}	7,00 ^{abd}	4,13 ^a	<0,05
RCF	0,77 ^a	0,79 ^a	0,85 ^a	0,78 ^a	0,85 ^a	0,84 ^a	0,82 ^a	0,79 ^a	0,85 ^a	>0,05
RPF	0,23 ^a	0,21 ^a	0,15 ^a	0,22 ^a	0,15 ^a	0,16 ^a	0,18 ^a	0,21 ^a	0,15 ^a	>0,05
ATT	0,28 ^f	0,21 ^c	0,32 ^e	0,32 ^e	0,21 ^c	0,35 ^b	0,35 ^b	0,39 ^a	0,39 ^a	<0,05

Abréviations : LOF : longueur de fruit, DAF : diamètre de fruit, LC : longueur de collet, DO : diamètre de l'ostiole, EPF : épaisseur de la peau de fruit, LGP : longueur de pédoncule, PF : poids de fruit, PDC : poids de la chair, PDP : poids de la peau, RCF : rapport poids de la chair/poids de fruit, RPF : rapport poids de la peau/poids de fruit, ATT : acidité titrable, p : risque d'erreur. ^{a, b, c, d, e, f, g} Deux lettres différentes dans la même colonne correspondent à une différence significative (p<0,05) entre les variétés (test de Tukey).

Dans d'autres études, le poids de fruit varie de 22,15 à 52,47 g [151], entre 35,6 et 55,6 g [94] et entre 29,6 et 52,4 g [151]. L'intervalle de l'acidité est de 0,17 à 0,25 % acide citrique [31] et de 0,2 à 0,38 % [151]. L'acidité diminue avec la maturité de figue [94]. La longueur de fruit est entre 35,2 à 61,5 mm, et le diamètre est entre 39,9 à 60,52 mm [31]. La taille de fruit diffère selon la variété et l'âge de l'arbre [151, 156].

Une différence significative ($p < 0,05$) a été enregistrée entre les variétés pour la longueur et le diamètre de fruit, longueur du cou, diamètre de l'ostiole, épaisseur de la peau de fruit, poids de fruit, poids de la chair, poids de la peau et l'acidité titrable. Ces paramètres pomologiques quantitatifs ont permis la distinction entre les cultivars étudiés. Ces résultats sont en accord avec ceux d'AIT HADDOU et *al.* [154].

4.3.2 Test hédonique

Parmi les soixante-quatre consommateurs participant au test hédonique 62,5 % sont des hommes et 37,5 % sont des femmes. 70,3 % ont un âge entre 16 et 40 ans et 29,7 % ont un âge supérieur à 40 ans.

Les consommateurs ont aimé 'Boughandjo', 'Bither', 'Bakkor Biadh', 'Onk Elhamam', 'Hamra', 'Zarrouk' et 'Bakkor Khal' modérément avec un pourcentage d'acceptation élevé 75 et 70,31 % pour les variétés bifères 'Bakkor Biadh' et 'Bither' respectivement (Tableau 4.6). Les consommateurs préfèrent 'Bakkor Biadh' probablement parce que le fruit de cette variété est moins sucré que les autres, sa chair est juteuse, sa peau est épaisse mais facile à l'épluchage ainsi qu'il comporte une faible quantité de grains.

Le pourcentage des consommateurs qui ont ni aimé ni détesté les différentes variétés de figues est le plus faible (18,23 % en moyenne) soit 3,23 fois moins que les consommateurs qui ont aimé les différents cultivars (58,85 % en moyenne).

Les variétés 'Bidha' et 'Safra' sont ni aimés ni détestés par les consommateurs. La variété 'Bidha' est très sucrée et savoureuse mais sa peau est très rigide, rugueuse et difficile à l'épluchage alors que la variété 'Safra' est peu juteuse et peu savoureuse. La quasi-totalité des consommateurs ont tendance à éplucher la figue au moins jusqu'à moitié et pour eux les variétés les plus faciles à l'épluchage, les plus savoureuses et juteuses et à un degré de sucrage et d'acidité équilibré sont préférables.

Tableau 4.6 : Acceptation des consommateurs des figes fraîches de neuf variétés locales

Variété	note (1-9) ^s	Notes [1-5[Note =5	Notes]5-9]
Boughandjo	6,61 ^a	10,94 ^a	20,31 ^a	68,75 ^a
Bakkor Khal	5,58 ^b	20,31 ^b	28,13 ^b	51,56 ^b
Zarrouk	5,67 ^c	28,13 ^c	21,88 ^{ad}	50,00 ^{bc}
Safra	4,95 ^d	46,88 ^d	10,94 ^{cf}	42,19 ^d
Bidha	5,29 ^e	34,38 ^e	17,19 ^{ace}	48,44 ^c
Onk Elhamam	6,11 ^f	17,19 ^b	20,31 ^a	62,50 ^e
Hamra	6,01 ^g	26,56 ^c	12,50 ^{cf}	60,94 ^e
Bakkor Biadh	6,33 ^h	10,94 ^a	14,06 ^c	75,00 ^f
Bither	6,56 ^a	10,94 ^a	18,75 ^a	70,31 ^a

^s Degré d'aimer : 1= détester extrêmement, 2= très détesté, 3= détesté modérément, 4= détesté faiblement, 5= ni détesté ni aimé, 6= aimé faiblement, 7= aimé modérément, 8= très aimé, 9= aimé extrêmement. a, b, c, d, e, f, g Deux lettres différentes dans la même colonne correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey).

Dans leur étude sur quatre variétés californiennes de figes, CRISOSTO et *al.* [94] ont montré que le degré d'acceptation des figes est affecté par la variété et le stade de maturité. Les figes bien mures sont préférables que les figes qui ont une maturité commerciale.

Le niveau de maturité affecte les propriétés sensorielles des figes fraîches, indépendamment de la variété. Les figes fraîches récoltées plus tôt dans la saison (moins mures) sont plus susceptibles de présenter des profils sensoriels immatures, tels que des caractères "latex", "amères", "astringentes", "granuleuses", "picotant", et "Graines adhésives." Les figes fraîches mûres se caractérisent davantage par les caractères : "fruitées", "miel", "juteuses", "collantes", "visqueuses" et "sucrées" [155]. Ces résultats accentuent l'importance de choisir des cultivars avec des saveurs fortes, non dépendante de l'étape de maturité, et qui demeureront ferme quand elles mûrissent [94, 155].

4.3.3 Caractéristiques physico-chimiques des pulpes et des pelures

Les valeurs du pH présentées dans le tableau 4.7 sont légèrement acides. Les pH des pulpes des figues étudiées varient de $4,3\pm 0,02$ pour la variété 'Bakkor Khal' à $5,69\pm 0,03$ pour la variété 'Bither' alors qu'ils sont comprises entre $5,28\pm 0,03$ et $5,67\pm 0,02$ pour les pelures de 'Zarrouk' et 'Bither'. En moyenne ($n=9$), le pH des pelures est supérieur ($p<0,05$) à celui des pulpes ($5,46\pm 0,12$ contre $4,75\pm 0,39$ respectivement). Ces résultats sont en agrément avec ceux de VIUDA-MARTOS et *al.* [157] qui ont enregistré un pH plus élevé dans la pelure que dans la pulpe de figues. Cette différence peut être en relation avec le contenu en acides organiques plus élevé dans la pulpe que dans la pelure de fruit [157].

L'acidité des pulpes est entre $0,18\pm 0,02$ % pour 'Bidha' et $0,53\pm 0,02$ % pour 'Boughandjo' et 'Hamra', alors que celle des pelures est entre $0,14\pm 0,01$ % pour 'Bidha', 'Hamra' et 'Bither' et $0,25\pm 0,02$ % pour 'Boughandjo', 'Zarrouk', 'Bakkor Biadh' et 'Safra' (Tableau 4.7). Les pulpes des figues sont plus acides ($p<0,05$) que leurs pelures à savoir en moyenne $0,4\pm 0,11$ versus $0,2\pm 0,05$ % respectivement.

Le contenu en acides organiques dans le fruit est un facteur important de développement de sa flaveur. La pulpe et la pelure de figue comportent l'acide malique, l'acide citrique, l'acide ascorbique, l'acide succinique, l'acide shikimique, l'acide tartrique, l'acide fumarique et l'acide oxalique dont les acides malique et citrique sont les composés majoritaires dans la pulpe et les acides malique et oxalique sont les plus abondants dans la pelure [47, 48, 157].

Les résultats de tableau 4.7, montrent qu'à l'exception de 'Bidha et 'Boughandjo', les pelures des autres cultivars comportent plus de matière sèche ($p<0,05$) que leurs pulpes. La pulpe est plus juteuse que la pelure en enregistrant un taux moyen de matière sèche de $23,97\pm 4,53$ % contre $26,13\pm 3,74$ % respectivement. Les deux variétés 'Bakkor Biadh' et 'Bither' sont les plus riches en eau en donnant les taux en matière sèche les plus faibles à savoir respectivement $13,47\pm 0,31$ % contre $14,41\pm 0,26$ % pour les pulpes et $17,70\pm 0,24$ % contre $17,76\pm 0,03$ % pour les pelures.

Tableau 4.7 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales de la pulpe et de la pelure des figues.

Variétés	Partie	pH	ATT	MS	TC
Safra	Pulpe	4,58±0,03 ^a	0,53±0,01 ^a	23,63±0,306 ^a	0,629±0,042 ^a
	Pelure	5,37±0,01 ^A	0,25±0,02 ^A	26,07±0,274 ^A	0,829±0,025 ^A
Bidha	Pulpe	4,89±0,02 ^a	0,18±0,02 ^c	29,33±0,976 ^b	0,977±0,045 ^b
	Pelure	5,59±0,02 ^A	0,14±0,01 ^A	26,19±0,072 ^A	0,822±0,013 ^A
Boughandjo	Pulpe	4,53±0,01 ^a	0,53±0,04 ^a	33,28±0,384 ^c	1,263±0,014 ^c
	Pelure	5,30±0,03 ^A	0,25±0,04 ^A	29,61±0,078 ^{BC}	0,993±0,014 ^{BD}
Hamra	Pulpe	4,58±0,02 ^a	0,53±0,02 ^a	24,68±0,117 ^{ad}	0,700±0,006 ^{ad}
	Pelure	5,37±0,01 ^A	0,14±0,02 ^A	29,94±0,448 ^{BC}	0,969±0,022 ^B
Zarrouk	Pulpe	4,42±0,01 ^a	0,46±0,02 ^{ab}	26,08±0,437 ^d	0,596±0,049 ^a
	Pelure	5,28±0,03 ^A	0,25±0,01 ^A	31,58±0,050 ^C	0,847±0,024 ^{AB}
Onk Elhamam	Pulpe	4,38±0,02 ^a	0,39±0,03 ^b	24,83±0,368 ^{ad}	0,601±0,023 ^a
	Pelure	5,50±0,03 ^A	0,21±0,01 ^A	27,61±0,492 ^{AB}	0,790±0,032 ^A
Bakkor Biadh	Pulpe	5,42±0,02 ^a	0,28±0,04 ^{bcd}	13,47±0,311 ^e	0,903±0,032 ^b
	Pelure	5,65±0,02 ^A	0,25±0,03 ^A	17,70±0,240 ^{BD}	1,017±0,038 ^{BD}
Bither	Pulpe	5,69±0,03 ^a	0,25±0,02 ^c	14,41±0,259 ^e	0,591±0,008 ^a
	Pelure	5,67±0,02 ^A	0,14±0,04 ^A	17,76±0,030 ^D	0,530±0,027 ^C
Bakkor Khal	Pulpe	4,3±0,02 ^a	0,42±0,04 ^{ab}	26,03±0,092 ^d	0,512±0,038 ^{ae}
	Pelure	5,45±0,02 ^A	0,18±0,04 ^A	28,69±0,936 ^B	0,836±0,065 ^{AB}

Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. ATT : acidité en g EAC/100 g MF (g équivalents acide citrique/ 100 g de matière fraîche), MS : matière sèche en % par rapport à la matière fraîche, TC : taux de cendres en % par rapport à la matière fraîche. ^{a, b, c, d, e, f, g} Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey). ^{A, B, C, D, E} Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey).

EL-SHOBAKI et *al.* [8] ont enregistré un taux de matière sèche de 17,8 % MF dans des figues issues consécutivement de l'Égypte. En revanche, FAVIER et *al.* [45], PANDE et AKOH [47] et RAMULU et RAO [46] ont rapporté des taux plus élevés de 13 à 28 ; 20 et 24,5 % respectivement. Dans une étude sur les figues de la variété 'Brown Turkey', PANDE et AKOH [47] ont trouvé des taux de matière sèche dans la pulpe et la pelure plus faible que les nôtres (10 % pour chacune). NAKILCIOGLU et HISIL [158] ont rapporté un intervalle de matière sèche allant de $17,31 \pm 0,1$ à $23,56 \pm 0,6$ % dans les figues fraîches de dix variétés.

Les taux de cendres totales (Tableau 4.7) varient de $0,512 \pm 0,038$ % à $1,263 \pm 0,014$ % pour les pulpes et de $0,530 \pm 0,027$ % à $1,017 \pm 0,038$ % pour les pelures. La pelure de la figue est plus riche en cendres totales (en moyenne $0,848 \pm 0,097$ % $n=9$) que sa pulpe (en moyenne $0,752 \pm 0,197$ % $n=9$).

Le taux des cendres totales varient significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie de fruit et en fonction de la variété. Des taux de cendres totales de 0,65 et 4,5 % ont été enregistrés précédemment dans le fruit entier de figue [8, 159].

Selon le type de production, on peut diviser les variétés de figues en deux catégories : les unifères qui donnent une seule production par an et les bifères qui donnent deux productions par an. Le pH, l'acidité et les taux de la matière sèche et des cendres totales des pulpes et des pelures des figues selon le type de production sont représentés dans la figure 4.3.

Le pH moyen des pulpes des unifères ($4,56 \pm 0,12$) est le plus faible par rapport aux autres ($5,40 \pm 0,1$ pour la pelure des unifères et $5,14 \pm 0,56$ et $5,59 \pm 0,09$ pour les pulpes et les pelures des bifères). Les valeurs moyennes de l'acidité titrable pour les pulpes des unifères ($0,43 \pm 0,1$ %) et des bifères ($0,2 \pm 0,04$ %) sont les plus élevées par rapport à celles des pelures de ces deux groupes ($0,32 \pm 0,07$ et $0,19 \pm 0,04$ %) (Figure 4.3).

De l'observation de la figure 4.3, il apparaît que les pelures et les pulpes des unifères sont plus riches ($p < 0,05$) en matière sèche (28,5 et 26,27 % en moyenne, $n=9$) que celles des bifères (21,38 et 17,97 % en moyenne, $n=9$).

Les taux de cendres totales des pelures et des pulpes des variétés unifères sont supérieurs ($p>0,05$) à ceux des pelures et des pulpes des variétés bifères à savoir respectivement 0,875 % et 0,794 % contre 0,795 % et 0,668 %.

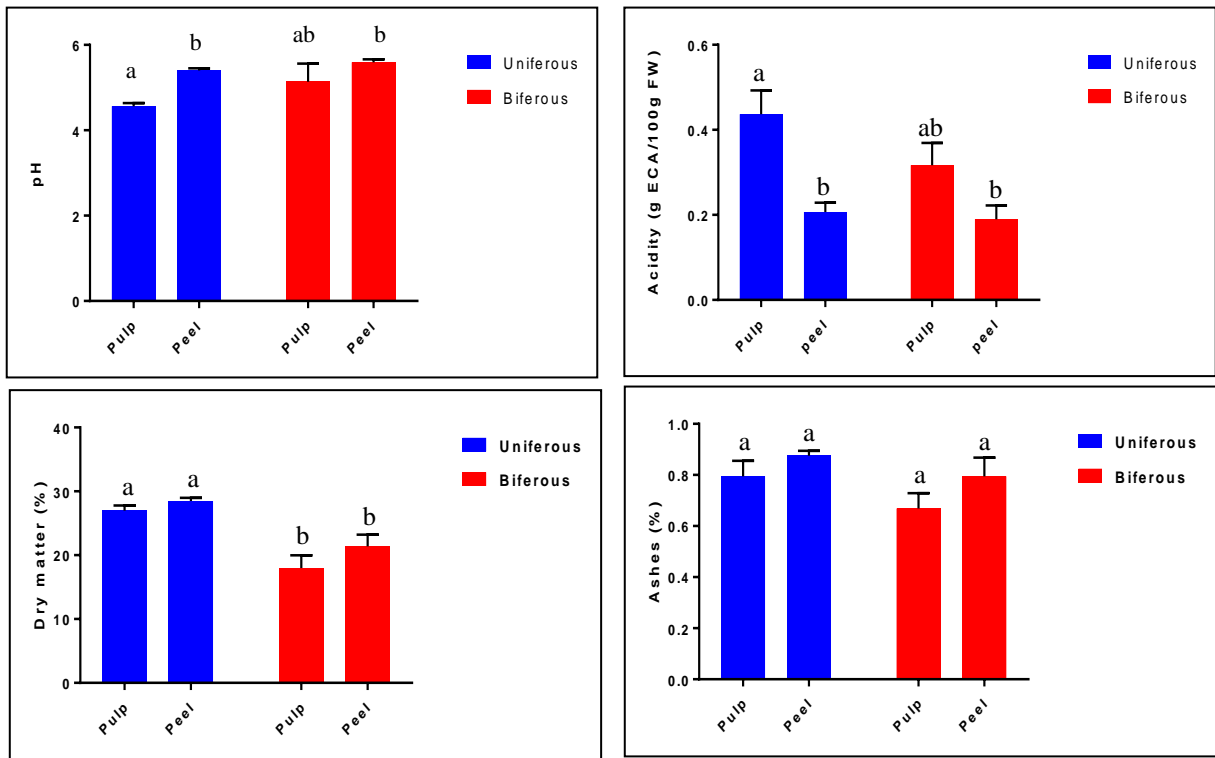


Figure 4.3 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales des pulpes et des pelures des figes en fonction de type de production. (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p<0,05$ par le test de Tukey.

Parmi les neuf variétés étudiées, cinq (Bidha, Boughandjo, Safra, Bakkor Biadh et Bither) ont des peaux à des couleurs claires qui varient entre le jaune et le vert et les autres (Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk et Bakkor Khal) ont des peaux foncées variant de rouge au violet foncé. Le pH, l'acidité et les taux de la matière sèche et des cendres totales des pulpes et des pelures des figes selon la couleur de la peau de fruit sont représentés dans la figure 4.4.

Les pH moyens des pelures et des pulpes des figes à peau claire ($5,52\pm 0,14$ et $5,02\pm 0,43$) sont supérieurs à ceux des figes à peau foncée ($5,4\pm 0,08$ et $4,42\pm 0,08$). Les pulpes des variétés à peau foncée sont plus acide ($0,45\pm 0,05$ %) que celles des variétés à peau claire ($0,35\pm 0,14$ %) alors que l'acidité des pelures de ces dernières est légèrement supérieur que celle des pelures des figes à peau foncée ($0,19\pm 0,04$ et $0,2\pm 0,05$ % respectivement).

Les variétés à peau claire sont plus humides que les autres en enregistrant des taux de matières sèches plus faibles (23,47 % et 22,82 % contre 29,45 % et 25,4 % pour les pelures et les pulpes respectivement). Le taux moyen des cendres totales dans les pulpes des variétés à peau claire (0,873 %) est légèrement supérieur ($p>0,05$) à celui de leurs pelures (0,838 %) alors que ce taux est plus supérieur ($p<0,05$) dans les pelures (0,861 %) que dans les pulpes (0,602 %) pour les variétés à peau foncée.

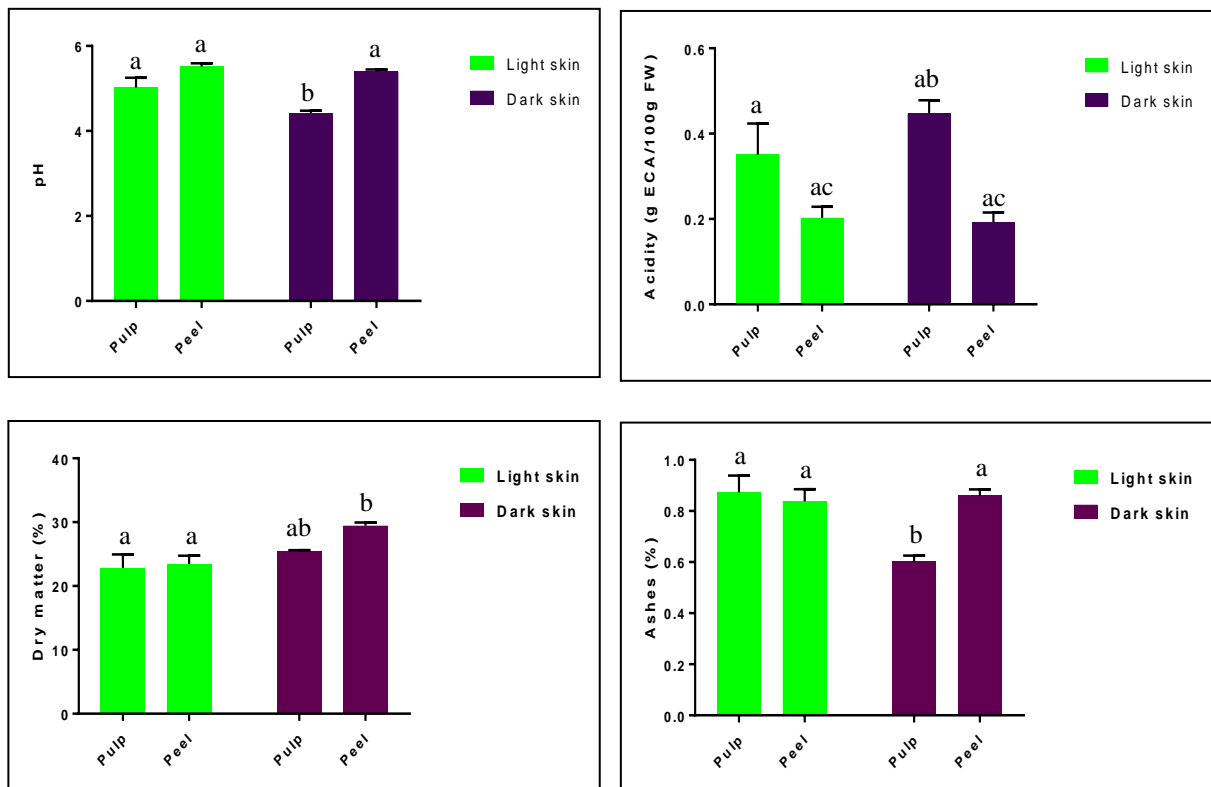


Figure 4.4 : pH, acidité, matière sèche et cendres totales des pulpes et des pelures des figes en fonction de la couleur de la peau de fruit. (Moyenne \pm SEM).^{a, b, c, d} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p<0,05$ par le test de Tukey.

4.3.4 Teneur en sucres totaux

D'après les résultats de la figure 4.5, la teneur moyenne en sucres totaux de la pulpe pour les neuf variétés de figes varie entre $9,453\pm 0,729$ g/100 g MF pour 'Bakkor Biadh' et $26,016\pm 0,625$ g/100 g MF pour 'Safrá' tandis que celle de la pelure est entre $0,958\pm 0,118$ g/100 g MF pour 'Bidha' et $11,594\pm 0,958$ g/100 g MF pour 'Boughandjo'.

Les variétés les plus sucrées sont en ordre : 'Safra', 'Bakkor Khal', 'Onk Elhamam', 'Bidha' et 'Hamra' alors que les moins sucrées sont : 'Bakkor Biadh', 'Zarrouk' et 'Bither'.

Pour toutes les variétés étudiées, la pulpe est quatre fois plus sucrée que la pelure soit en moyenne 19,475 et 4,843 g/100 g MF respectivement.

La teneur en sucres totaux diffère significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie du fruit au sein de la même variété et entre les différentes variétés.

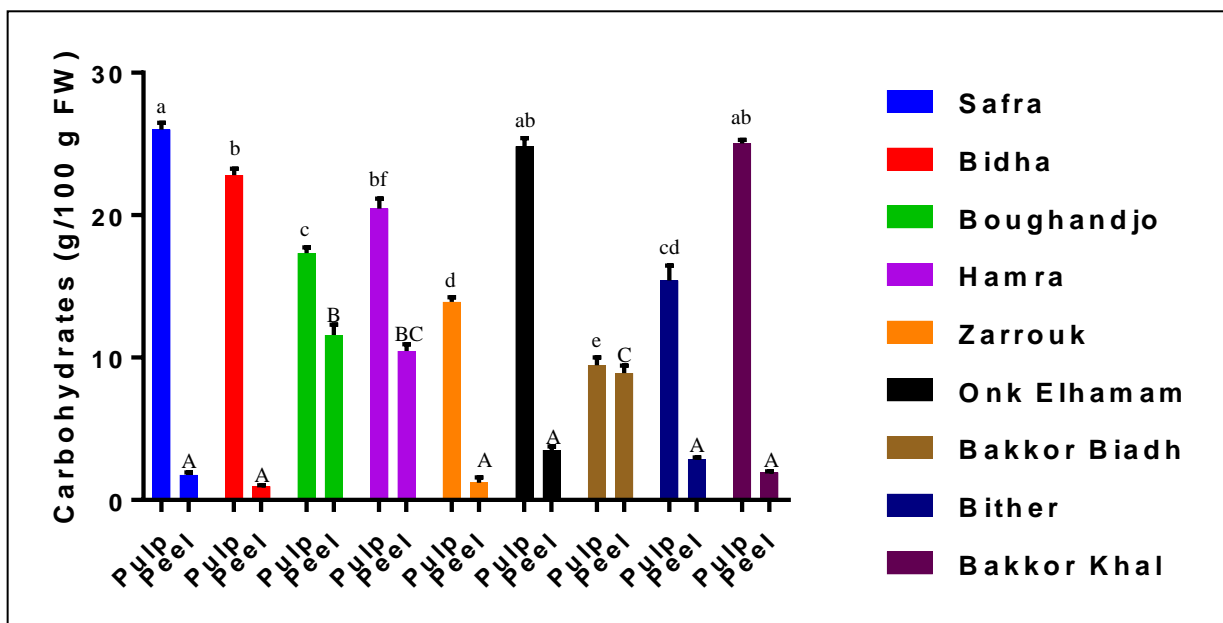


Figure 4.5 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figes (g/100 g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures). a, b, c, d, e, f les moyennes des valeurs des pulpes des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. A, B, C les moyennes des valeurs des pelures des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

EL-SHOBAKI *et al.* [8] ont trouvé une teneur de 12,9 g/100g de glucides dans le fruit frais de figue de la variété Alsultani. FAVIER *et al.* [45] ont rapporté un intervalle de 9,5 à 16,5 g/100 g de glucides dans les figes fraîches.

Huit glucides ont été identifiés dans les figes : rhamnose, fructose, arabinose, xylose, Mannose, glucose, sucrose et galactose [157, 160]. Le fructose (≈ 56 %) et le glucose (≈ 43 %) sont les sucres dominants dans les figes alors que le taux de sucrose est le plus faible [58, 161].

La composition de figue en sucre peut influencer la perception de la douceur de fruit. Le fructose a une douceur relative plus élevée que le glucose [163]. Par conséquent, la perception de la douceur de figue est probablement due à la prédominance du fructose [44].

L'observation des résultats de la teneur en sucres totaux dans les pulpes et les pelures de figes selon le type de production de l'arbre illustrés par la figure 4.6, révèle que cette teneur est plus importante ($p > 0,05$) dans la pulpe et la pelure des unifères (20,9 et 4,922 g/100 g MF en moyenne) que dans celles des bifères (16,63 et 4,566g/100 g MF en moyenne).

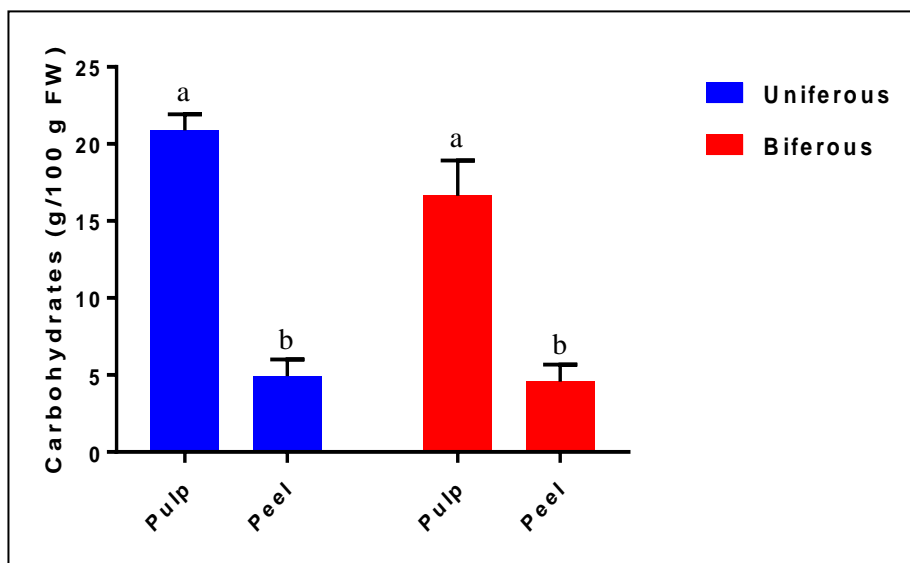


Figure 4.6 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figes en fonction de type de production (%). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Selon les résultats de la figure 4.7, nous constatons que les pulpes des figes à peau foncée renferment plus de sucres ($p > 0,05$) que celles des figes à peau claire (21,06 et 18,21 g/100 g MF en moyenne) tandis que les pelures de ces dernières comportent plus de sucres ($p > 0,05$) que celles des figes à peau foncée (5,217 et 4,287 g/100 g MF en moyenne). Pour les deux types de figes, la teneur maximale en sucres totaux revient à la pulpe ($p < 0,05$).

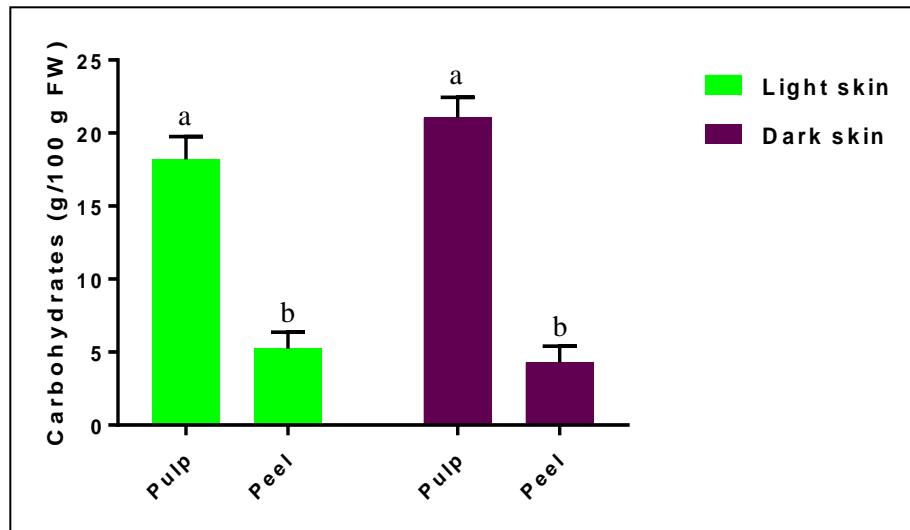


Figure 4.7 : Teneurs en sucres totaux dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau du fruit. (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

4.3.5 Teneur en protéines

Dans l'ensemble, des teneurs en protéines illustrées dans la figure 4.8, il apparaît que les teneurs maximales en protéines concernent la pelure de 'Bakkor Khal' et les pulpes de 'Boughandjo' et 'Bidha' tandis que les teneurs les plus faibles reviennent à la pelure et la pulpe de 'Bither' et à la pulpe de 'Bakkor Khal'.

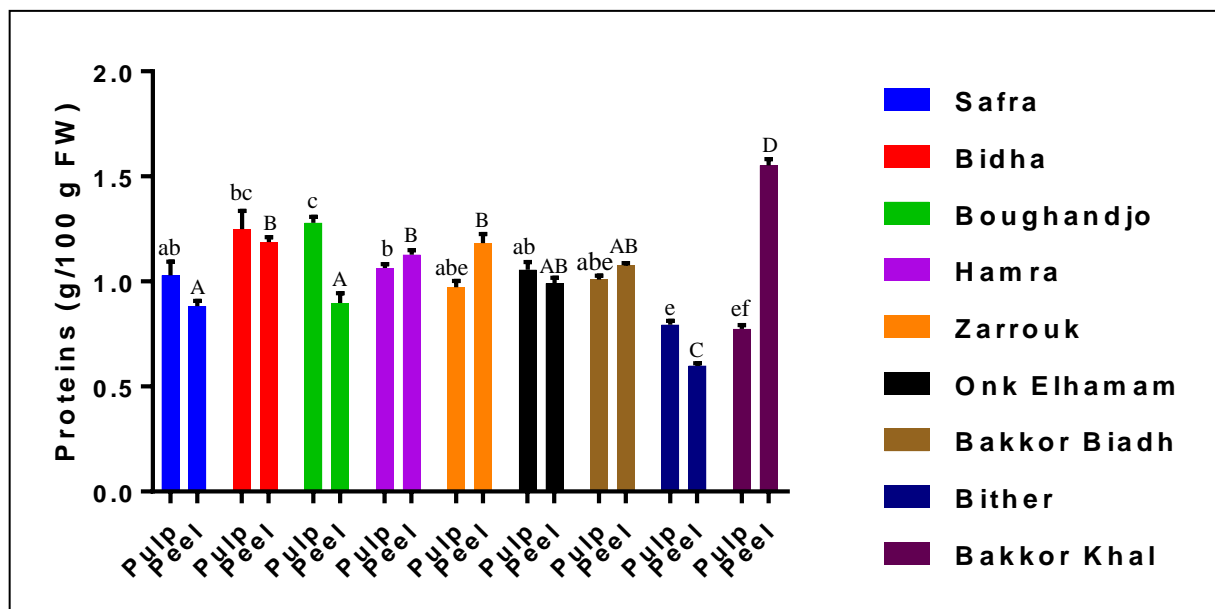


Figure 4.8 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figes (g/100 g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures).^{a, b, c, d, e, f} les moyennes des valeurs des pulpes des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. ^{A, B, C, D} les moyennes des valeurs des pelures des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Les teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figes varient respectivement entre $0,773 \pm 0,023$ et $1,279 \pm 0,037$ g/100 g MF et entre $0,599 \pm 0,016$ et $1,552 \pm 0,038$ g/100 g MF. La teneur moyenne en protéines dans la pelure de figes est légèrement supérieure ($p > 0,05$) par rapport à celle de la pulpe à savoir respectivement 1,055 et 1,025 g/100 g MF en moyenne.

EL-SHOBAKI et al. [8] ont enregistré une teneur de 1 g/100 g de protéines dans le fruit frais de figue. Les teneurs en protéines dans notre étude sont comparables à celles enregistrées par FAVIER et al. [45] soit 0,8 à 1,3 g/100 g pour les figes fraîches. En revanche, nos résultats sont inférieurs à ceux (8,6 %) rapportés par Sadia et al. [159].

Les résultats illustrés dans la figure 4.9, laissent apparaître que la pulpe des unifères est plus riche ($p < 0,05$) en protéines (1,113 g/100 g MF) comparativement à celle des bifères (0,847 g/100 g MF). En revanche, la teneur en protéines dans la pelure des unifères est légèrement faible ($p > 0,05$) comparativement à celle des bifères à savoir respectivement 1,046 et 1,076 g/100 g MF.

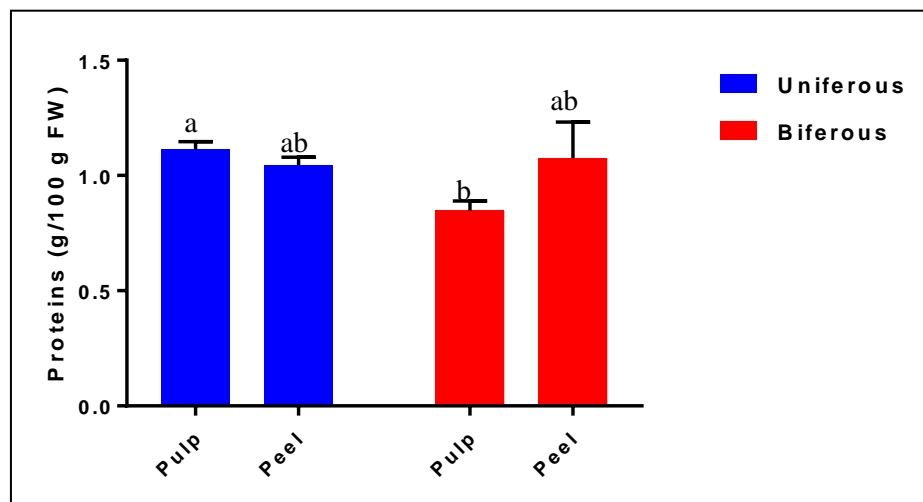


Figure 4.9 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figes en fonction de type de production (%). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Concernant la distribution des protéines dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau (Figure 4.10), il en ressort que la pulpe des figes à peau claire est légèrement plus riche ($p > 0,05$) en protéines par rapport à celle des figes à peau foncée (1,104 contre 0,966 g/100 g MF en moyenne).

Par contre, les pelures des variétés à peau claire sont plus pauvres ($p < 0,05$) en protéines comparativement à celles des variétés à peau foncée (0,921 versus 1,216 g/100 g MF en moyenne respectivement). Les pulpes des figues à peau claire renferment plus de protéines que leurs pelures tandis que les pulpes des figues à peau foncée comportent moins de protéines que leurs pelures.

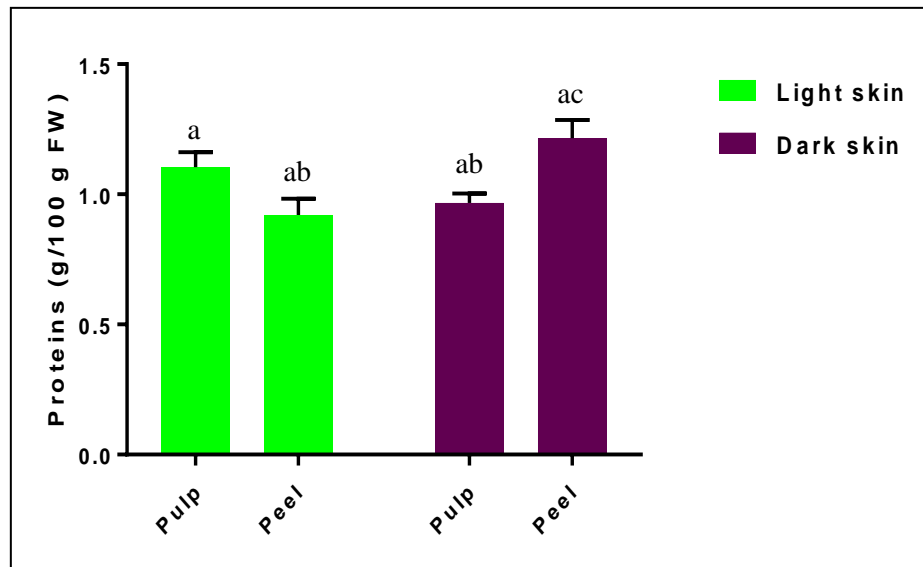


Figure 4.10 : Teneurs en protéines dans les pulpes et les pelures des figues selon la couleur de la peau du fruit. (Moyenne \pm SEM). ^{a, b, c} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

4.3.6 Teneur en minéraux

Les minéraux sont des micronutriments impliqués dans de nombreux processus biochimiques et une prise appropriée de ces minéraux est essentielle à la prévention des maladies en relation avec l'insuffisance des minéraux [163]. La figue est une bonne source des éléments minéraux (Ca, Cr, Cu, Fe, K, Mg, Mo et Mn) [65].

Il ressort du tableau 4.8 que les teneurs en sodium varient de $6,250 \pm 0,463$ à $14,120 \pm 1,080$ mg/100 g MF pour les pulpes et de $1,620 \pm 0,309$ à $9,028 \pm 0,463$ mg/100 g MF pour les pelures. En moyenne, la pulpe des figues est plus riche ($p < 0,05$) en sodium que la pelure soit 8,848 contre 5,581 mg/100 g MF. Les pulpes 'Bither', 'Hamra', 'Safrà' et 'Boughandjo' avec les pelures de 'Hamra' et 'Boughandjo' enregistrent les teneurs maximales en sodium alors que la pelure de 'Bither' donne la teneur la plus faible. Communément, la teneur en sodium dans les figues fraîches balance entre 1 à 6 mg/100 g [45].

L'efficacité potentielle des interventions diététiques avec une grande prise de potassium, destinée à réduire le risque d'hypertension, sont d'intérêt considérable pour la santé publique [164].

A cet égard, il est très intéressant de consommer des fruits riches en potassium comme les figes pour promouvoir la santé des consommateurs.

Les figes renferment une teneur très élevée en potassium allant de $205,56 \pm 8,33$ à $254,17 \pm 6,94$ mg/100 g MF pour les pulpes et de $165,28 \pm 6,94$ à $266,67 \pm 2,78$ mg/100 g MF pour les pelures. La pelure et la pulpe de 'Bakkor Khal' sont les sources les plus élevées de potassium par rapport aux autres variétés. En moyenne, la pulpe est plus riche ($p < 0,05$) en potassium que la pelure ($220,22$ et $209,41$ mg/100 g MF). Nos résultats sont en agrément avec ceux de SADIA et *al.* [159] qui ont rapporté que la concentration de potassium dans les figes est la plus élevée par rapport aux autres minéraux. Nos résultats sont comparables à ceux de FAVIER et *al.* [45] qui ont rapporté un intervalle de potassium de 190 à 290 mg/100 g dans les figes fraîches. Selon SAJIB et *al.* [165], l'apport journalier recommandé de sodium et de potassium pour un adulte en bonne santé ne dépasse pas 2400 mg et 4700 mg respectivement.

Le calcium est un autre minéral important pour l'état de santé, particulièrement en ce qui concerne le maintien d'une masse osseuse appropriée. Bien que les contributeurs principaux à la prise de Ca dans le régime humain soient les produits laitiers, sa teneur dans les fruits ne devrait pas être sous-estimée [166].

Dans notre étude, la teneur en calcium pour la pulpe diverge entre $13,89 \pm 1,85$ et $30,55 \pm 3,70$ mg/100 g MF et pour la pelure entre $61,11 \pm 1,85$ et $125,44 \pm 3,37$ mg/100 g MF. Les pelures de 'Bakkor Khal', 'Zarrouk' et 'Bidha' enregistrent des teneurs maximales en calcium tandis que les pulpes de 'Safra' et 'Hamra' renferment les teneurs les plus faibles avec des valeurs très proches.

En moyenne, la pelure est quatre fois plus riche ($p < 0,05$) en calcium que la pulpe à savoir respectivement 91,01 contre 19,96 mg/100 g MF. FAVIER et *al.* [45] ont rapporté une teneur en calcium de 34 à 83 mg/100 g dans les figes fraîches.

Le calcium appelé «super nutriment» s'est avéré cliniquement associé à une réduction du risque de diverses maladies non transmissibles telles que l'ostéoporose, les maladies cardiovasculaires et contribue également à réduire le risque de cancer colorectal [165].

Tableau 4.8 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figes (mg/100 g MF).

variétés	Partie	Na	K	Ca	P
SAF	Pulpe	10,648±0,772 ^{ab}	241,667±5,556 ^{ab}	13,889±1,852 ^{ab}	14,786±0,302 ^a
	Pelure	6,944±0,463 ^A	240,278±4,167 ^{AB}	88,889±4,630 ^A	9,365±0,582 ^{AB}
BID	Pulpe	6,250±0,463 ^{cd}	205,556±8,333 ^{bc}	16,667±2,778 ^b	13,254±0,265 ^{ab}
	Pelure	4,398±0,309 ^{AC}	180,556±2,778 ^{BCF}	105,111±4,926 ^B	12,381±0,476 ^C
BOG	Pulpe	9,028±0,926 ^a	215,278±1,389 ^{abc}	30,555±3,704 ^{bcd}	23,175±0,423 ^c
	Pelure	7,870±0,617 ^{AD}	244,444±5,556 ^{ABE}	81,944±4,630 ^A	11,905±0,317 ^{AE}
HAM	Pulpe	11,111±0,926 ^{ab}	206,944±4,167 ^{bc}	13,944±1,926 ^{ab}	16,111±0,529 ^{ae}
	Pelure	9,028±0,463 ^{AD}	204,167±4,167 ^{BCD}	81,334±2,889 ^A	10,238±0,476 ^{ABD}
ZAR	Pulpe	6,944±0,463 ^{ca}	215,278±4,167 ^{abc}	19,055±2,370 ^b	10,397±0,423 ^d
	Pelure	4,630±0,309 ^{AC}	181,944±1,389 ^{BCDF}	121,389±4,815 ^C	8,175±0,423 ^{BE}
OKH	Pulpe	7,407±0,772 ^{ca}	209,722±6,944 ^{bc}	14,244±2,392 ^{abc}	14,206±0,265 ^{ab}
	Pelure	4,398±0,309 ^{AC}	187,500±1,389 ^C	78,889±2,593 ^A	10,556±0,212 ^A
BAB	Pulpe	7,639±0,463 ^{caf}	206,944±1,389 ^{bc}	20,833±2,778 ^b	9,286±0,476 ^d
	Pelure	6,713±0,617 ^{ACD}	213,889±5,556 ^{ABCD}	61,111±1,852 ^D	7,619±0,317 ^{BE}
BIT	Pulpe	14,120±1,080 ^e	226,389±6,944 ^b	22,222±1,852 ^b	12,540±0,529 ^{ab}
	Pelure	1,620±0,309 ^B	165,278±6,944 ^{BCF}	75,000±5,556 ^{AD}	8,730±0,106 ^B
BAK	Pulpe	6,481±0,772 ^{cag}	254,167±6,944 ^{ab}	28,222±2,148 ^{bc}	16,587±0,529 ^{ae}
	Pelure	4,630±0,309 ^{AC}	266,667±2,778 ^{ABE}	125,444±3,370 ^C	12,063±0,370 ^{AC}

Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. Les valeurs sont exprimées en mg par 100 g de matière fraîche (mg/100 g MF). a, b, c, d, e, f, g Deux lettres différentes correspondent à une différence significative (p<0,05) entre les variétés (test de Tukey). A, B, C, D, E, F, G Deux lettres différentes correspondent à une différence significative (p<0,05) entre les variétés (test de Tukey).

En comparant nos résultats des teneurs en potassium et en calcium dans les figues avec ceux rapporté par SAJIB et *al.* [165] et par FAVIER et *al.* [45] dans les fraises, la mangue et le citron, on constate que la figue est hautement plus riche en ces minéraux.

Concernant le phosphore, Les teneurs sont dans l'ordre de $9,29 \pm 0,48$ à $23,17 \pm 0,42$ mg/100 g MF et de $7,62 \pm 0,32$ à $12,38 \pm 0,48$ mg/100 g MF dans les pulpes et les pelures de figues. Les pulpes de 'Boughandjo', 'Bakkor Khal' et 'Hamra' renferment les teneurs maximales en phosphore tandis que les pelures de 'Bakkor Biadh', 'Zarrouk' et 'Bither' comportent les teneurs les plus faibles.

En moyenne, la pulpe est plus riche ($p < 0,05$) en phosphore que la pelure soit respectivement 14,48 versus 10,11 mg/100 g MF. En généralement, la teneur en phosphore dans les figues fraîches varie de 12 à 32 mg/100 g [45].

Pour chaque gramme de phosphore ingéré dans le régime, le corps a besoin d'un autre gramme de calcium avant que le phosphore puisse être absorbé par l'intestin et arrive à la circulation sanguine. La plupart des nutritionnistes recommandent que les niveaux idéaux soient quelque part entre 2 parts de calcium pour 1 part de phosphore [49].

Dans les variétés unifères et bifères, la pulpe est plus riche en sodium ($p < 0,05$) que la pelure (Figure 4.11). La pulpe chez les unifères (8,565 mg/100 g MF) renferme moins de sodium que celle chez les bifères (9,414 mg/100 g MF) tandis que la pelure de ces derniers (4,321 mg/100 g MF) est plus pauvre en ce minéral que les unifères (6,211 mg/100 g MF).

La figure 4.11 révèle que les teneurs en potassium dans les pulpes et les pelures des unifères et des bifères sont proches ($p > 0,05$). La pulpe et la pelure des cultivars bifères enregistrent des teneurs en potassium légèrement supérieures à celles enregistrées par les unifères soit des teneurs moyennes de 229,2 et 215,3 mg/100 g MF contre 215,7 et 206,5 mg/100 g MF respectivement.

Les résultats mentionnés dans la figure 4.11, indiquent que la pulpe des unifères donne une faible teneur en calcium (18,06 mg/100 g MF) comparativement à celle des bifères (23,76 mg/100 g MF) alors que la pelure des unifères est plus riche en calcium (92,93 mg/100 g MF) en comparaison avec celle des bifères (87,19 mg/100 g MF).

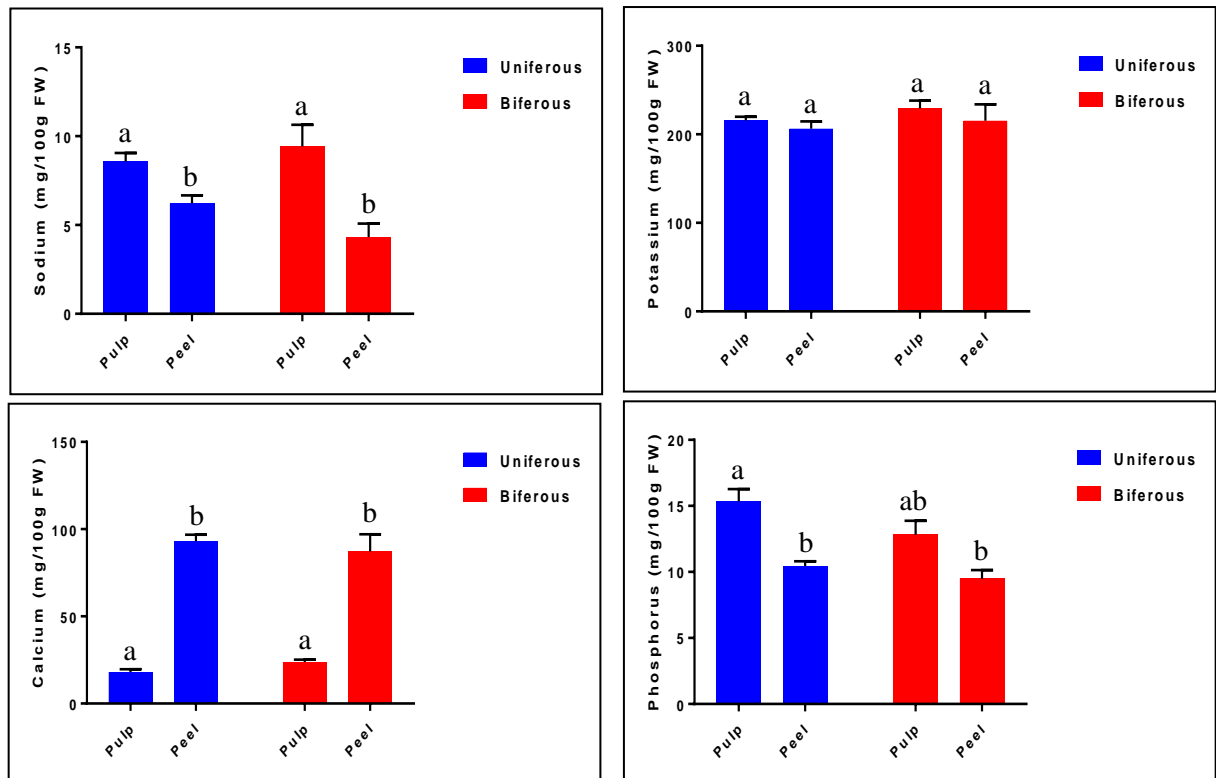


Figure 4.11 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figes en fonction de type de production. (Moyenne \pm SEM). ^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

La pulpe et la pelure des unifères est plus riche en phosphore (15,32 et 10,44 mg/100 g MF) par rapport à celles des bifères (12,8 et 9,471 mg/100 g MF).

D'après la figure 4.12, la teneur en sodium dans la pulpe des figes à peau claire est supérieure ($p > 0,05$) à celle des figes à peau foncée à savoir respectivement 9,537 et 7,986 mg/100 g MF en moyenne. Les pelures des variétés à peau foncée et à peau claire enregistrent des teneurs en sodium très proches de 5,671 et 5,509 mg/100 g MF en moyenne respectivement.

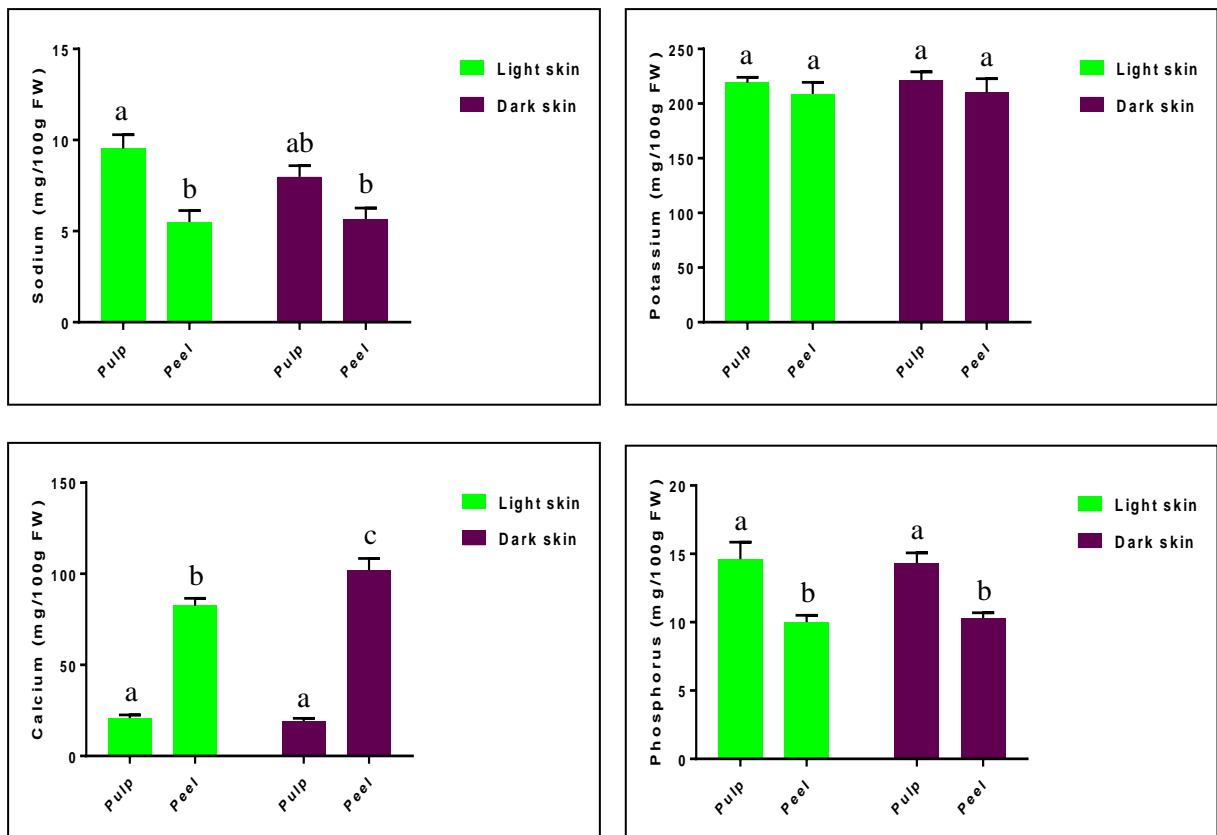


Figure 4.12 : Teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore dans les pulpes et les pelures des figes en fonction de la couleur de la peau du fruit. (Moyenne \pm SEM). a, b, c les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Les teneurs moyennes en potassium dans les pulpes des figes à peau foncée et à peau claire et dans leurs pelures sont très proches soit consécutivement 221,5 et 219,2 mg/100 g MF contre 210,1 et 208,9 mg/100 g MF.

Quant au calcium, les pulpes des variétés à peau claire sont légèrement plus concentrées (20,83 mg/100 g MF) que celles des variétés à peau foncée (18,87 mg/100 g MF respectivement) tandis qu'elle est significativement plus supérieure ($p < 0,05$) dans la pelure des figes à peau foncée comparativement à celle des figes à peau claire (101,8 et 82,41 mg/100 g MF).

Pour les concentrations en phosphore, elles sont très proches dans les pulpes et les pelures des figes à peau claire et à peau foncée à savoir des moyennes de 14,61 et 14,33 mg/100 g MF pour les pulpes et 10 et 10,26 mg/100 g MF pour les pelures.

4.3.7 Teneur en vitamine C

Les pulpes et les pelures de 'Onk Elhamam' et 'Bidha' sont plus riches en vitamine C par rapport aux autres variétés. Elles sont égales à $9,33 \pm 0,52$ et $10,67 \pm 0,31$ mg/100 g MF pour la pulpe et la pelure de 'Onk Elhamam' et à $8,67 \pm 0,56$ et $5,33 \pm 0,22$ mg/100 g MF pour celles de 'Bidha' (Figure 4.13). Pour les autres variétés, la teneur en vitamine C varie de $1,56 \pm 0,08$ à $2,89 \pm 0,03$ mg/100 g MF dans les pulpes et de $1,33 \pm 0,04$ à $3,78 \pm 0,08$ mg/100 g MF dans les pelures dont la variété 'Hamra' est la plus pauvre en vitamine C.

Ces résultats sont inférieurs à ceux enregistrés par PANDE et AKOH [47] qui ont rapporté des teneurs de $11,7 \pm 1,8$; $10,6 \pm 5,2$ et $14,2 \pm 2,6$ mg/100 g MF dans la pulpe, la pelure et le fruit entier de figue de la variété 'Brown Turkey'. FAVIER et al. [45] ont cité un intervalle allant de 1 à 15 mg/100 g de vitamine C dans les figes fraîches.

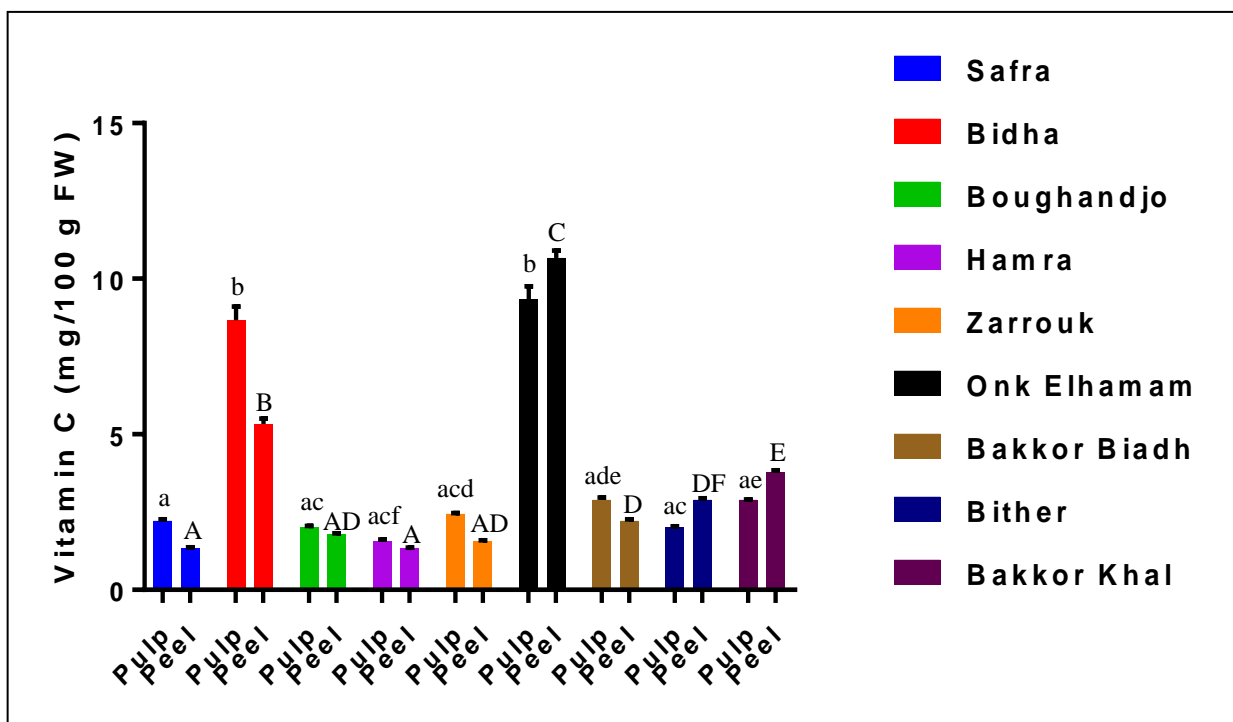


Figure 4.13 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figes (mg/100 g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures). a, b, c, d, e, f les moyennes des valeurs des pulpes des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. A, B, C, D, E, F les moyennes des valeurs des pelures des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

La teneur en vitamine C dans le fruit de 'Onk Elhamam' est légèrement inférieure à celle de pastèque et d'avocat (11 mg/100g MF) alors qu'elle est supérieure à celle de la nêfle (2 mg/100g) [45].

Il ressort de la figure 4.14 que les pulpes et les pelures des unifères sont riches ($p>0,05$) en vitamine C comparativement à celles des bifères à savoir respectivement 4,37 et 3,67 mg/100 g MF en moyenne pour les unifères contre 2,59 et 2,96 mg/100 g MF en moyenne pour les bifères.

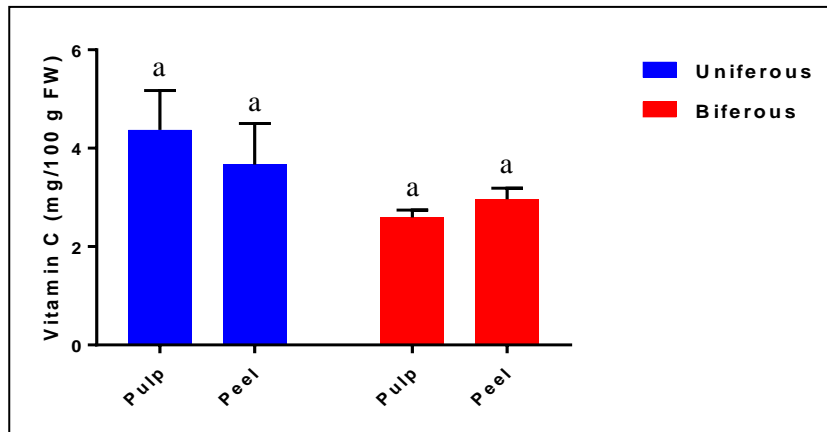


Figure 4.14 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figes en fonction de type de production (mg/100g MF). (Moyenne \pm SEM). ^a les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures au même lettre correspondent à une différence non significative à $p>0,05$ par le test de Tukey.

Les variétés à peau foncée renferment plus de vitamine C que les variétés à peau claire soit respectivement 4,056 et 4,333 mg/100 g MF pour la pulpe et la pelure de la première catégorie et 3,556 et 2,711 mg/100 g MF pour la deuxième catégorie (Figure 4.15).

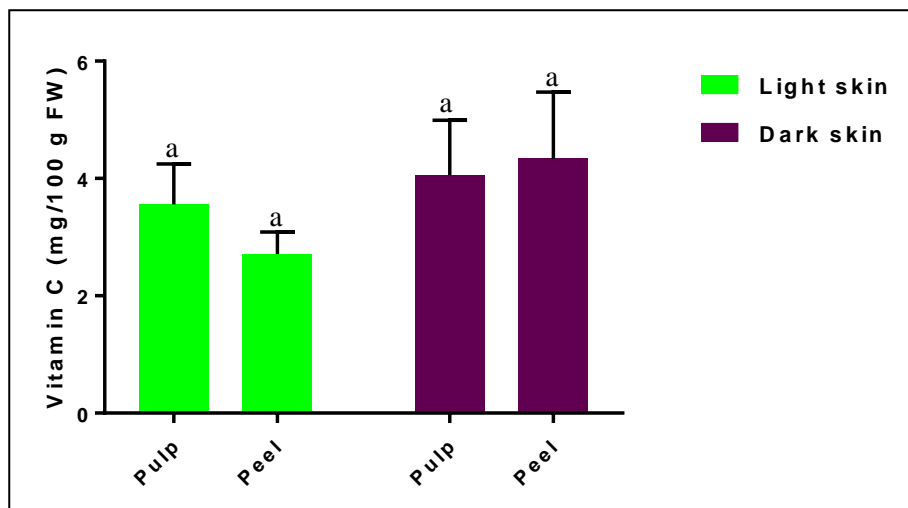


Figure 4.15 : Teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau du fruit. (Moyenne \pm SEM). ^a les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures aux lettres similaires correspondent à une différence non significative à $p>0,05$ par le test de Tukey.

4.3.7 Corrélation entre les paramètres

Les résultats du tableau 4.9 révèlent une corrélation négative entre la teneur en sodium, en potassium, en calcium et en protéines avec la teneur en vitamine C. Et cette dernière est corrélée avec l'acidité.

La teneur en sucres est corrélée négativement avec les teneurs en sodium, potassium, calcium et phosphore. Elle est faiblement corrélée avec l'acidité ($r=0,274$). Toutefois, les concentrations en potassium et en phosphore sont corrélées avec la teneur en calcium ($r=0,345$ et $r=0,491$ respectivement).

Tableau 4.9 : Corrélation entre les paramètres étudiés des pulpes des figes

Paramètres	Na	K	Ca	P	Sucres	Protéines	Vit. C	ATT
Na	1,000	0,106	-0,098	0,096	-0,375	-0,165	-0,514	-0,303
K	0,106	1,000	0,345	0,199	-0,427	0,197	-0,358	0,119
Ca	-0,098	0,345	1,000	0,491	-0,646	-0,281	-0,371	0,085
P	0,096	0,199	0,491	1,000	-0,320	-0,122	-0,159	0,485
Sucres	-0,375	-0,427	-0,646	-0,320	1,000	0,213	0,317	0,274
protéines	-0,165	0,197	-0,281	-0,122	0,213	1,000	-0,305	-0,184
vit C	-0,514	-0,358	-0,371	-0,159	0,317	-0,305	1,000	0,427
Acidité	-0,303	0,119	0,085	0,485	0,274	-0,184	0,427	1,000

La teneur en protéines a une bonne corrélation avec la teneur en phosphore et avec l'acidité ($r=0,725$ et $r=0,503$ respectivement), une faible corrélation négative avec la teneur en sucres et une corrélation positive modérée avec les autres paramètres (Tableau 4.10). La teneur en sucres est corrélée positivement avec les teneurs en calcium et en vitamine C et négativement avec les autres paramètres. Les teneurs en sodium et en phosphores ont une corrélation avec la teneur en potassium.

Tableau 4.10 : Corrélation entre les paramètres étudiés des pelures des figes

Paramètres	Na	K	Ca	P	Sucres	Protéines	Vit. C	ATT
Na	1,000	0,508	-0,233	0,093	-0,355	0,278	-0,413	0,234
K	0,508	1,000	0,206	0,368	-0,134	0,247	-0,282	0,016
Ca	-0,233	0,206	1,000	0,378	0,557	0,301	-0,041	-0,290
P	0,093	0,368	0,378	1,000	-0,043	0,725	0,328	0,038
Sucres	-0,355	-0,134	0,557	-0,043	1,000	-0,163	0,443	-0,213
protéines	0,278	0,247	0,301	0,725*	-0,163	1,000	0,295	0,503
vit C	-0,413	-0,282	-0,041	0,328	0,443	0,295	1,000	0,408
Acidité	0,234	0,016	-0,290	0,038	-0,213	0,503	0,408	1,000

* p<0,05

4.4 Conclusion

Les descripteurs pomologiques qualitatifs et quantitatifs ont permis la distinction entre les neuf variétés de figes. Les figes étudiées sont de deux types de fructification (unifères et bifères). Elles ont une forme globuleuse, oblongue ou oblate et une couleur du fond de l'épiderme qui varie entre le jaune, le vert-jaune, le violet et le noir. Le goût ainsi que la succulence de la pulpe sont des critères très importants d'appréciation des figes. Les figes testées sont neutres à fortement aromatiques et peu juteuses à juteuses.

Selon la longueur et le diamètre de fruit, les figes étudiées sont courtes à longues et petites à larges. Le fruit de 'Onk Elhamam' est le plus long alors que celui de 'Safra' est le plus large.

Le test hédonique révèle que les figes des variétés 'Boughandjo', 'Bither' et 'Bakkor Biadh' enregistrent les scores les plus élevés à savoir 6,61 ; 6,56 et 6,33 respectivement avec une préférence de 'Bakkor Biadh' (75 %) probablement parce que le fruit de cette variété est moins sucré que les autres, sa chair est juteuse, sa peau est épaisse mais facile à l'épluchage ainsi qu'il comporte une faible quantité de grains.

La caractérisation physico-chimique des pulpes et des pelures des figes révèle que les pulpes sont plus acides et plus juteuses ($p < 0,05$) que les pelures. En outre, la pelure est plus riche en cendres totales (en moyenne $0,85 \pm 0,10$ %) que la pulpe (en moyenne $0,75 \pm 0,20$ %).

Les valeurs de l'acidité titrable moyenne des pulpes des unifères et des bifères sont plus élevées que ceux des pelures de ces deux groupes. Les pelures et les pulpes des unifères sont plus riches ($p < 0,05$) en matière sèche que celles des bifères.

Les pulpes des figues à peau foncée sont plus acides ($0,45 \pm 0,05$ %) que celles des figues à peau claire ($0,35 \pm 0,14$ %) alors que l'acidité des pelures de ces derniers est légèrement supérieur que celle des pelures des figues à peau foncée ($0,19 \pm 0,04$ et $0,2 \pm 0,05$ % respectivement). Les variétés à peau claire sont plus humides que les autres.

La figue est une bonne source de glucides. Les variétés les plus sucrées sont en ordre : 'Safra', 'Bakkor Khal', 'Onk Elhamam', 'Bidha' et 'Hamra' alors que les moins sucrés sont : 'Bakkor Biadh', 'Zarrouk' et 'Bither'. En général, la pulpe est quatre fois plus sucrée que la pelure.

La teneur en sucres est plus importante dans la pulpe et la pelure des unifères (20,9 et 4,922 g/100 g MF en moyenne) que dans celles des bifères (16,63 et 4,566g/100 g MF en moyenne). Les pulpes des figues à peau foncée renferment plus de sucres ($p > 0,05$) que celles des figues à peau claire tandis que les pelures de ces dernières comportent plus de sucres ($p > 0,05$) que celles des figues à peau foncée.

La pelure de 'Bakkor Khal' et les pulpes de 'Boughandjo' et 'Bidha' sont les plus riches en protéines. La pulpe des unifères est plus riche ($p < 0,05$) en protéines (1,113 g/100 g MF) comparativement à celle des bifères (0,847 g/100 g MF). En revanche, la teneur en protéines dans la pelure des unifères est légèrement faible ($p > 0,05$) comparativement à celle des bifères. Les pulpes des figues à peau claire renferment plus de protéines que leurs pelures tandis que les pulpes des figues à peau foncée comportent moins de protéines que leurs pelures.

Les figues renferment une teneur très élevée de potassium dont la pelure et la pulpe de 'Bakkor Khal' sont les sources les plus élevées de potassium par rapport aux autres cultivars. En moyenne, la pulpe est plus riche ($p < 0,05$) en potassium que la pelure (220,216 et 209,413 mg/100 g MF).

Les pelures de 'Bakkor Khal', 'Zarrouk' et 'Bidha' enregistrent des teneurs maximales en calcium. En moyenne, la pelure est quatre fois plus riche ($p < 0,05$) en calcium que la pulpe. En moyenne, la pulpe est plus riche ($p < 0,05$) en phosphore que la pelure soit respectivement 14,482 et 10,115 mg/100 g MF.

La teneur en potassium dans les pulpes et les pelures des unifères et des bifères sont proches ($p > 0,05$). La pulpe des unifères donne une faible teneur en calcium comparativement à celle des bifères alors que la pelure des unifères est plus riche en calcium en comparaison avec celle des bifères. La pulpe et la pelure des unifères est plus riche en phosphore par rapport à celles des bifères.

Les pelures des cultivars à peau foncée et à peau claire enregistrent des teneurs en sodium très proches. Les teneurs moyennes en potassium dans les pulpes des cultivars à peau foncée et à peau claire et dans leurs pelures sont très proches.

La teneur en calcium dans la pulpe des figes à peau claire est légèrement supérieure ($p > 0,05$) à celle des figes à peau foncée tandis qu'elle est significativement plus supérieure ($p < 0,05$) dans la pelure des figes à peau foncée comparativement à celle des figes à peau claire.

Les teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures de 'Onk Elhamam' et 'Bidha' sont nettement plus supérieures ($p < 0,05$) par rapport à celles des autres variétés. Les pulpes et les pelures des unifères sont riches en vitamine C comparativement à celles bifères à savoir respectivement 4,37 et 3,667 mg/100 g MF en moyenne pour les unifères contre 2,593 et 2,963 mg/100 g MF en moyenne pour les bifères. Les variétés à peau foncée comportent plus de vitamine C que les variétés à peau claire.

Il ressort de ce travail que les différentes variétés de figes constituent une bonne source naturelle de sucres, minéraux (Na, Ca, K et P) et vitamine C à intérêt nutritionnel.

CHAPITRE 5

COMPOSES PHENOLIQUES ET ACTIVITE ANTIOXYDANTE DES FIGUES FRAICHES

5.1 Introduction

Les fruits représentent une part importante de la nourriture humaine. Ils sont considérés comme une bonne source de nutriments (glucides, minéraux, vitamines, etc.) et de métabolites secondaires à intérêt thérapeutique tels que les polyphénols. Plusieurs milliers de composés phénoliques ont été caractérisés jusqu'à aujourd'hui chez les végétaux (acides phénoliques, flavonoïdes, etc.). Ils ont tous en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques portant un ou plusieurs fonctions hydroxyles [55].

En tant qu'antioxydants, tous les polyphénols sont capables de piéger les radicaux libres générés en permanence par notre organisme ou formés en réponse à des agressions de notre environnement (cigarette, polluants, infections, etc.). Ingérés avec nos aliments, ces composés renforcent nos défenses naturelles contre le stress oxydant et préviendraient ainsi les diverses maladies chroniques associées, telles que le cancer et les maladies cardio-vasculaires [167].

Les figes (*F. carica* L.) sont une bonne source de polyphénols à pouvoir antioxydant. Plusieurs composés phénoliques (acides gallique et chlorogénique, catéchine, psoralène, bergaptène, etc.) ont été identifiés dans la figue entière ainsi que dans sa pulpe et sa pelure [48, 58].

Visant à contribuer à mieux connaître la composition des fruits en composés phénoliques et leurs activités biologiques, nous nous sommes intéressés, dans ce chapitre, à l'étude de la distribution de différentes classes de composés phénoliques dans les pulpes et les pelures de quelques variétés locales de figes fraîches ainsi que leur activité antioxydante.

5.2 Matériel et méthodes

5.2.1 Matériel végétal

Les figes fraîches et mures de neuf variétés, unifères (Bidha, Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk, Boughandjo, Safra) et bifères (Bakkor Biadh, Bither et Bakkor Khal), ont été récoltées au mois d'août et septembre pendant la saison 2015 dans la région de Lakhdaria (Wilaya de Bouira). 500 g de fige de chaque variété ont été rincées à l'eau et essuyées, puis leurs pulpes et pelures ont été séparées et congelées à -18 °C jusqu'à utilisation.

5.2.2 Méthodes

Dans l'optique de révéler l'influence variétale sur la composition de la pelure et de la pulpe de fige en polyphénols et leur activité biologique, nous avons divisé notre travail en trois parties :

- ⇒ Détermination des indices de couleur de la peau des figes
- ⇒ Extraction des principes actifs des pulpes et des pelures de neuf variétés locales de figes et détermination de :
 - ✓ Rendement d'extraction ;
 - ✓ Teneur en polyphénols totaux ;
 - ✓ Teneur en flavonoïdes ;
 - ✓ Teneur en anthocyanes ;
 - ✓ Teneur en tanins.
- ⇒ Etude, *in vitro*, de l'activité antioxydante de :
 - ✓ Extraits méthanoliques des pulpes et des pelures des figes fraîches ;
 - ✓ BHT (Butylhydroxytoluène).

Le schéma suivant illustre la démarche suivie pour la réalisation de cette étude (Figure 5.1) :

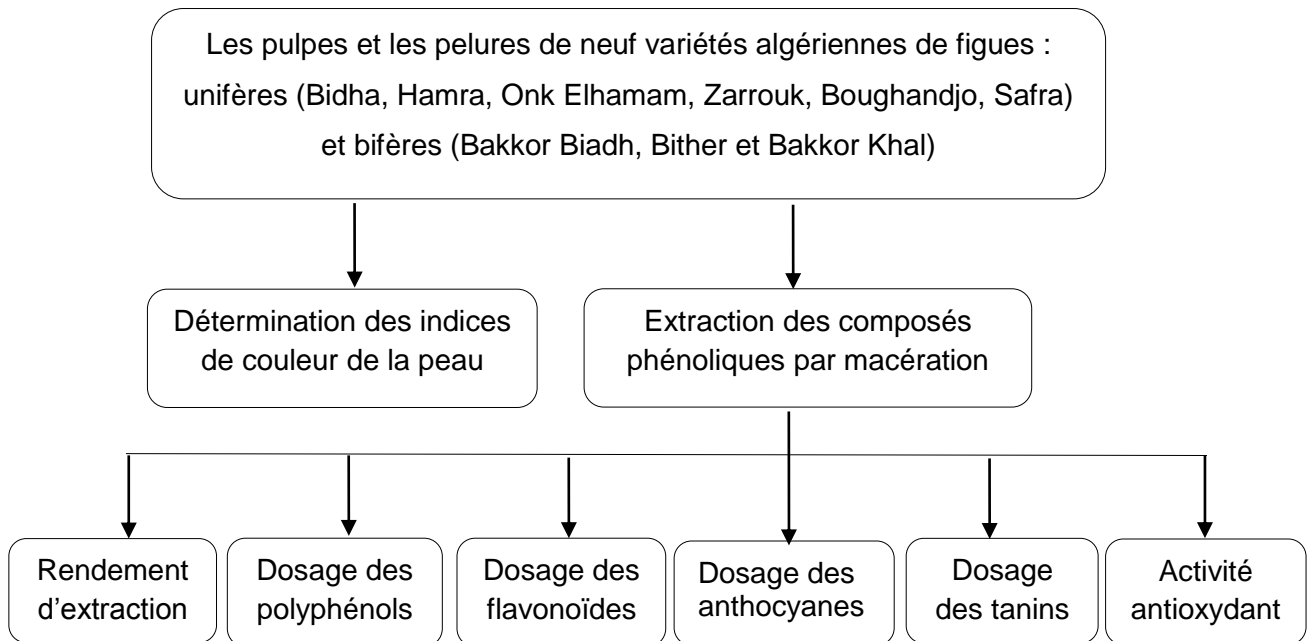


Figure 5.1 : Schéma général de l'étude expérimentale.

5.2.2.1 Indices de couleur de la peau

La couleur de la peau des figes a été mesurée en utilisant un colorimètre (Konica MINOLTA CM-2600 d) standardisé par des plaques noir et blanc. Les indices de couleur sont : a^* (vert au rouge), b^* (bleu au jaune), L^* (noir au blanc), C^* (chroma qui indique l'intensité), h^* (hue°). La couleur a été mesurée à trois positions (choisies au hasard) par fruits en utilisant quatre fruits par variété [44, 94].

5.2.2.2 Extraction

L'extraction des polyphénols de la pulpe et de la pelure de différentes variétés de figes fraîches a été faite par macération dans le méthanol « extraction solide-liquide ». 30 g de fige broyée ont été mélangés avec 300 ml du méthanol pure et laissé en macération à température ambiante et à l'obscurité durant 24 heures avec une agitation occasionnelle. L'extrait obtenu a été filtré sur un papier filtre N° 1 puis le solvant a été évaporé sous vide (rotavapeur type BÜCHI) à une température de 45 °C jusqu'à l'obtention d'un résidu sec. L'extrait sec a été conservé au réfrigérateur à 4 °C jusqu'à son utilisation.

5.2.2.3 Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction a été calculé par la formule suivante :

$$R (\%) = \frac{M_{ext}}{M_{mv}} \times 100$$

Où :

R : Rendement d'extraction en % ;

M_{ext} : Masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg ;

M_{mv} : Masse de la matière végétale de départ en mg.

5.2.2.4 Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu [168]. Cette méthode a été décrite dès 1965 par Singleton et Rossi. Le réactif Folin-Ciocalteu est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique (H₃ PW₁₂ O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃ PMo₁₂ O₄₀). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène (W₈ O₂₃) et de molybdène (Mo₈ O₂₃) [169].

Une prise d'essai de 200 µl de chaque extrait à analyser a été mélangée successivement avec 1000 µl du réactif Folin-Ciocalteu (10 % v/v) et 800 µl d'une solution de bicarbonate de sodium (Na₂CO₃) à 7,5 % (p/v) (pour favoriser un milieu alcalin et déclencher la réaction d'oxydoréduction).

Le mélange a été agité puis incubé à l'obscurité au bain Marie à 40 °C pendant dix minutes. Les absorbances ont été lues à 760 nm avec un spectrophotomètre UV-Visible (Schimadzu-UV-2401PC, UV-Vis Japon) contre un blanc préparé par la même manière précédente en remplaçant l'extrait par 200 µl d'eau distillée.

Une gamme d'étalonnage de six concentrations d'acide gallique allant de 10 à 100 µg/ml (p/v) a été préparée pour calculer la concentration des polyphénols dans chaque extrait (Appendice E, Figure E.6). La concentration en composés phénoliques totaux est exprimée en milligramme équivalent acide gallique par gramme de matière fraîche.

5.2.2.5 Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes totaux a été effectué par la méthode colorimétrique du chlorure d'aluminium selon le protocole décrit par KOOLEN et *al.* [170].

Un volume de 1 ml de chaque extrait de la pulpe et de la pelure des figes fraîches a été mélangé avec 1 ml d'une solution méthanolique de chlorure d'aluminium à 2 % (p/v). Le mélange a été agité, incubé 10 min à l'obscurité et l'absorbance a été lue à 430 nm avec spectrophotomètre UV-Visible (Schimadzu-UV-2401PC, UV-Vis) contre un blanc préparé de la même manière précédente en remplaçant l'extrait par 1 ml du méthanol absolu.

La concentration en flavonoïdes est exprimée en microgramme équivalent quercétine par gramme de matière fraîche en se référant à la courbe d'étalonnage de la quercétine (neuf concentration de 0,5 à 8 µg / ml p/v) (Appendice E, Figure E.7).

5.2.2.6 Dosage des tanins condensés

Les tanins condensés ont été déterminés par la méthode spectrophotométrique de vanilline en milieu acide décrite par BA et *al.* [171].

Le réactif vanilline-HCl est spécifique pour les flavane-3-ol et proanthocyanidines. La réaction est basée sur la condensation de l'aldéhyde phénolique (vanilline) avec la structure de phloroglucinol de flavan-3-ol et de proanthocyanidines dans des conditions acides en méthanol ou éthanol [172]. (Figure 5.2).

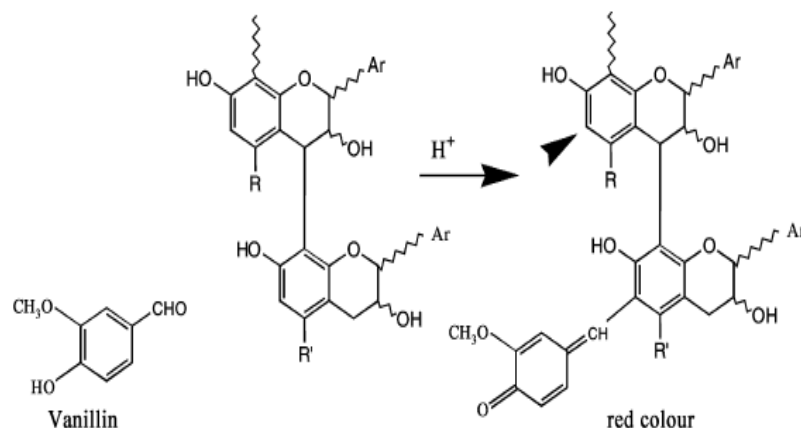


Figure 5.2 : Principe de réaction entre la vanilline et les tanins condensés [173].

Le réactif de vanilline a été préparé en mélangeant à volume égal : l'HCl à 8 % (v/v) dans le méthanol et la vanilline dans le méthanol à 4 % (p/v). Le mélange est maintenu à 30 °C avant le dosage. Une prise d'essai de 200 µl de chaque extrait à analyser a été mélangée avec 1000 µl du réactif de vanilline. Le mélange a été agité puis incubé à l'obscurité pendant vingt minutes à température ambiante. L'absorbance a été lue à 500 nm avec un spectrophotomètre UV-Visible (Schimadzu-UV-2401PC, UV-Vis japon) contre un blanc préparé par la même manière précédente en remplaçant l'extrait par le méthanol.

La concentration en tanins condensés est exprimée en microgramme équivalent catéchol par gramme de matière fraîche en se référant à la courbe d'étalonnage de catéchol (huit concentrations allant de 0 à 0,9 g / ml p/v) (Appendice E, Figure E.8).

5.2.2.7 Dosage des anthocyanes

Les anthocyanes ont été déterminés par la méthode officielle spectrophotométrique de différenciation du pH (AOAC, 2005) décrite par LEE et *al.* [174]. Les colorants monomériques d'anthocyanine changent réversiblement la couleur avec un changement du pH ; la forme colorée d'oxonium existe à pH 1,0, et la forme hemiketal sans couleur prédomine à pH 4,5 (Figure 5.3). La différence dans l'absorbance des colorants à 520 nm est proportionnelle à la concentration en colorant. Les anthocyanines dégradées sous la forme polymérique sont résistantes au changement de couleur en fonction du pH et ne sont pas incluses dans les mesures parce qu'elles absorbent à pH 4,5 aussi bien qu'à pH 1,0 [174].

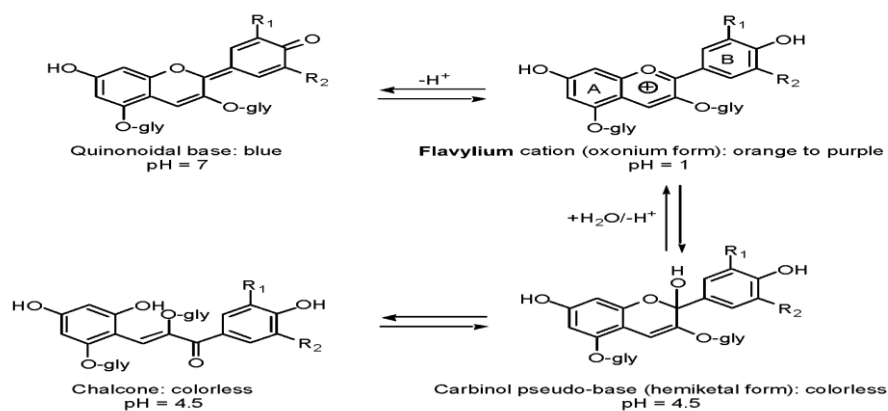


Figure 5.3 : Les formes structurales d'anthocyanine prédominantes présentent à différents niveaux de pH [174].

Les composés anthocyaniques totaux ont été évalués par colorimétrie en utilisant un spectrophotomètre UV-visible (Schimadzu-UV-2401PC, UV-Vis japon). La méthode utilisée est basée sur une différenciation des absorbances en utilisant deux solutions tampons : KCl (0,025 M) à pH 1,0 (1) et CH₃COON (0,4 M) à pH 4,5 (2). Pour cela 500 µl d'extrait ont été mélangés avec 1000 µl du tampon (1) et 500 µl d'extrait ont été mélangés avec 1000 µl de tampon (2).

Les solutions ont été incubées pendant 30 minutes à l'abri de la lumière et les absorbances ont été ensuite successivement mesurées à 520 et 700 nm contre des blancs préparés de la même manière précédente en remplaçant l'extrait par le méthanol.

La concentration de pigment d'anthocyanine dans les pulpes et les pelures des figes a été exprimée en µg équivalent cyanidine 3-rutinoside par g de matière fraîche en utilisant la formule suivante :

$$\text{Anthocyanine (cyanidine-3-rutinoside équivalent, mg/L)} = \frac{A \times MW \times DF \times 1000}{\epsilon \times l}$$

Où :

ΔA : variation des absorbances à différents pH et longueurs d'ondes :

$$A = (A_{520\text{nm}} - A_{700\text{nm}})_{\text{pH } 1} - (A_{520\text{nm}} - A_{700\text{nm}})_{\text{pH } 4,5}$$

Mm : poids moléculaire de cyanidine-3-rutinoside (595,2 g/mol).

Df : facteur de dilution.

l : longueur de parcours en centimètre

ε : coefficient d'extinction en l/mol/cm (28800)

1000 : facteur de conversion du gramme au milligramme

5.2.2.8 Activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits de la pulpe et de la pelure des figes fraîches de différentes variétés a été évaluée *in vitro* par la méthode de DPPH· (2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl) rapportée par KOH et *al.* [175] en apportant quelques modifications.

La méthode du DPPH· est basée sur la réduction d'une solution alcoolique de l'espèce radicalaire stable DPPH· en présence d'un antioxydant donneur d'hydrogène (AH), qui aboutit à la formation d'une forme non-radicalaire, le DPPH-H ce qui entraîne un virage de la couleur violacée du DPPH au jaune (Figure 5.4) [176].

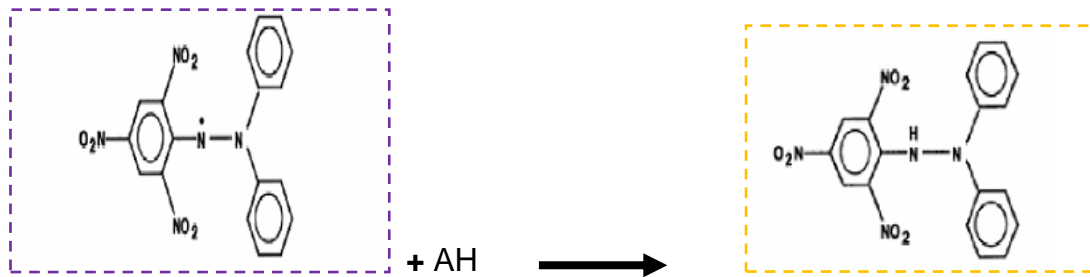


Figure 5.4 : Mécanisme réactionnel intervenant lors du test DPPH entre l'espèce radicalaire DPPH· et un antioxydant (AH) [177].

Brièvement, une prise d'essai de 2,7 ml d'une solution fraîche de DPPH· (6×10^{-5} mol/l dans le méthanol) a été ajoutée à 0,3 ml de chaque extrait à différentes concentrations (1 à 80 mg/ml).

Le mélange a été agité fortement, incubé 30 min à l'obscurité et l'absorbance a été lue à 517 nm avec spectrophotomètre UV-Visible (Schimadzu-UV-2401PC, UV-Vis) contre un blanc composé du méthanol et un contrôle constitué de 2,7 ml du DPPH· et 0,3 ml du méthanol.

L'activité antioxydante a été calculée en utilisant la formule suivante :

$$A_{\text{antiox}} (\%) = 100 \times \frac{A_0 - A_s}{A_0}$$

Où :

A_{antiox} : activité antioxydante (%).

A_0 : densité optique du contrôle (nm).

A_s : densité optique de l'échantillon (nm).

Le BHT (Butylhydroxytoluène) à différentes concentrations a été testé comme standard. Les IC_{50} des extraits de la pulpe et de la pelure de différentes variétés des figes et de standard ont été estimés à partir de l'équation de la courbe de tendance de chacun (IC_{50} de l'échantillon correspond à la concentration permettant 50 % d'inhibition du DPPH·).

5.2.2.9 Analyses statistiques

Les résultats de différentes expériences ont été exprimés en moyenne \pm SEM (standard error of mean) de trois mesures. Les droites d'étalonnage sont calculées par la méthode de la régression linéaire en utilisant l'Excel. La différence significative entre les différents résultats a été déterminée par l'analyse de la variance ANOVA two-way suivie par le test de Tukey pour les comparaisons multiples avec un risque d'erreur α fixé à 5 %. L'analyse statistique a été conduite par le Graph Pad Prism 6 statistics program.

5.3 Résultats et discussion

Les résultats de différents dosages des polyphénols ainsi que de l'évaluation de l'activité antioxydante des pulpes et des pelures de neuf variétés algériennes de figes fraîches sont représentés dans les différents figures et tableaux ci-dessous.

5.3.1 Indices de couleur

L'observation des résultats du tableau 5.1 révèle deux groupes de figes : un groupe de figes à une couleur de peau foncée qui varie de violet au noir (Onk Elhamam, Hamra, Zarrouk and Bakkor Khal) et un groupe de figes à une couleur de peau claire (Bidha, Safra, Boughandjo, Bakkor Biadh and Bither).

Les valeurs de la luminosité (L^*) et de chroma (C^*) des figes à peau claire sont plus supérieures (62,37 à 79,2 et 31,83 à 54,7) que celles des figes à peau foncée (32,03 à 38,97 et 3 à 10,26). Le groupe des figes à peau foncée a des valeurs positives de a^* (6,52 en moyenne) alors que celles de groupe des figes à peau claire est négatives (-4,21 en moyenne).

Pour le groupe des figes à peau claire, les valeurs de Hue° (h^*) varient de 90,65 à 98,01 (intervalle de couleur : vert-jaune), alors que celles de groupe des figes à peau foncée sont de 20,14 à 50,74 (intervalle de couleur : rouge-jaune) et de 280,2 (couleur bleu).

Les résultats obtenus indiquent une divergence dans la couleur de la peau des différentes variétés de fige testés. Cette diversité (vert jaunâtre, jaune, vert, violet, marron et noir) a été rapportée par plusieurs auteurs [44, 94, 153].

CRISOSTO et al. [94] et HENDRY et al. [178] ont rapporté que les valeurs élevées de la luminosité et du chroma des variétés vertes indiquent des couleurs plus lumineuses et plus intenses. Le chroma est l'une des caractéristiques les plus importantes employées pour définir la qualité de la nourriture et a une influence décisive sur l'acceptation par les consommateurs. Nos valeurs de luminosité L^* et de chroma C^* sont en accord avec ces études.

Tableau 5.1 : Valeurs de Chromaticité (L^* , C^* , h^* et a^*) de la peau de neuf cultivars de figes

Cultivars	Couleur	L^*	C^*	h^*	a^*	b^*
BAB	Vert-jaune	67,52±4,01 ^d	46,34±3,38 ^d	96,22±3,18 ^{cd}	-6,13±1,89 ^c	43,27±3,73 ^a
SAF	jaune	79,20±4,48 ^c	54,70±2,14 ^c	90,65±2,01 ^c	1,78±1,82 ^b	55,00±2,14 ^a
BID	Vert-jaune	65,90±2,15 ^d	48,23±2,90 ^d	96,14±2,34 ^{cd}	-6,15±1,45 ^c	47,98±3,02 ^a
BIT	Vert-jaune	63,55±2,68 ^d	47,33±2,55 ^d	97,70±3,59 ^{cd}	-5,15±2,78 ^c	45,83±2,78 ^a
BOG	Vert-jaune	62,37±1,21 ^d	31,83±2,33 ^e	98,01±4,84 ^{cd}	-5,38±1,19 ^c	32,07±2,59 ^c
HAM	violet	37,17±3,11 ^{ab}	8,95±2,28 ^a	44,37±24,44 ^{ac}	6,86±0,66 ^a	-0,49±1,01 ^{bd}
OKH	violet	38,06±1,01 ^a	9,45±1,15 ^a	20,14±5,34 ^a	11,22±2,49 ^a	1,74±1,71 ^b
ZAR	violet	38,97±2,02 ^a	10,26±1,53 ^a	50,74±25,64 ^a	7,31±2,63 ^a	5,79±3,08 ^{be}
BAK	noire	32,03±3,09 ^b	3,00±0,94 ^b	280,20±13,22 ^b	0,69±0,26 ^b	-2,63±1,03 ^{bd}

Abréviation : L^* luminosité (s'étendant de noir au blanc), C^* chroma (indiquant l'intensité ou la saturation de la couleur), h^* hue° (angle qui indique la couleur pure de spectre), a^* les valeurs négatives indiquent la couleur verte et les valeurs positives indiquent la couleur rouge. ^{a, b, c, d, e} les moyennes des valeurs dans la même colonne à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

5.3.2 Rendement d'extraction

L'extraction des composés phénoliques des pulpes et des pelures de figes a été faite par macération de la matière végétale fraîche dans le méthanol. Après évaporation de solvant à une basse température (45 °C), pour éviter la destruction des principes actifs qui sont sensibles à la chaleur, les rendements d'extraction ont été déterminés.

L'observation des résultats de la figure 5.5, nous a permis de constater que les pulpes et les pelures des variétés 'Bither' et 'Bakkor Biadh' enregistrent les rendements d'extraction les plus faibles (11 à 14,6 %) comparativement à ceux des pulpes des variétés 'Bidha' et 'Bakkor Khal' (23,07 et 22 % respectivement).

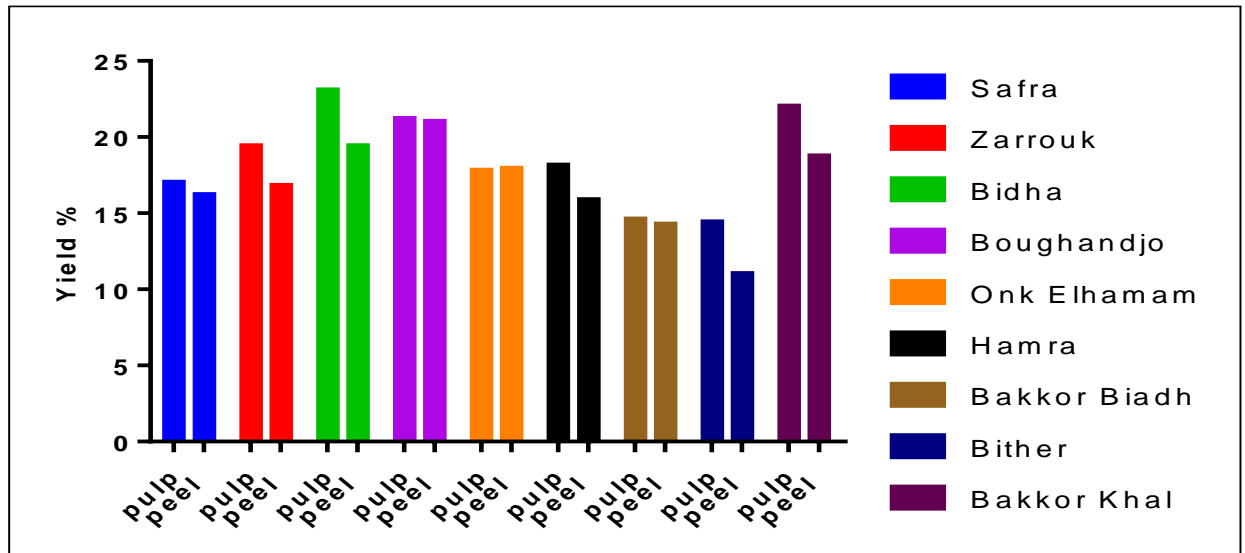


Figure 5.5 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figues (%).

Les rendements d'extraction des pulpes de différentes variétés allant de 14,4 à 23,07 % (18,62 % en moyenne (n=9)) sont supérieurs à ceux des pelures qui varient de 11 à 21 % (16,8 % en moyenne (n=9)). Il n'y a pas une différence significative ($p > 0,05$) entre les rendements d'extraction en fonction des variétés ou des parties de fruit étudiées.

L'étude du rendement d'extraction des pulpes et des pelures des figues selon le type de production (une ou deux productions par an) nous permettons de diviser les cultivars étudiés en deux classes : les unifères et les bifères (Figure 5.6).

Les pulpes des variétés unifères (Bidha, Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk, Boughandjo et Safra) et des bifères (Bakkor Biadh, Bither et Bakkor Khal) donnent des rendements moyennes de 19,43 et 17 % respectivement qui sont légèrement supérieurs ($p > 0,05$) à leurs pelures (17,87 et 14,67 % respectivement) (Figure 5.6). Dans l'ensemble, le rendement moyen des unifères est supérieur à celui des bifères.

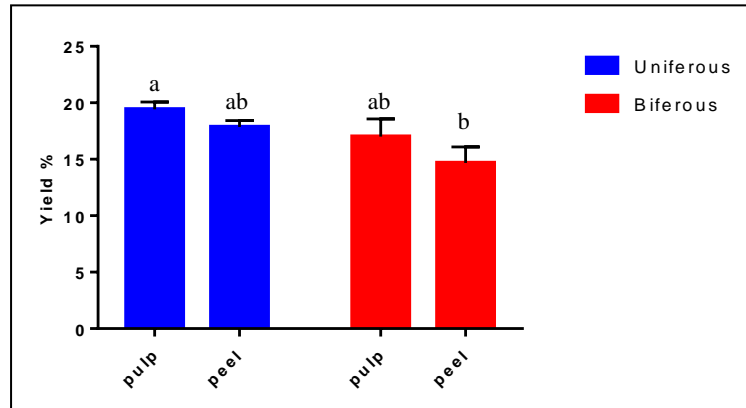


Figure 5.6 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figes en fonction de type de production (%). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

L'étude de rendement d'extraction des pulpes et des pelures de neuf variétés de fige selon la couleur de la peau nous permettons de diviser les cultivars étudiés en deux classes ; les figes à peau claire (Bidha, Boughandjo, Safra, Bakkor Biadh et Bither) (vert et jaune) et les figes à peau foncée (Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk et Bakkor Khal) (rouge à violet foncé) (Figure 5.7).

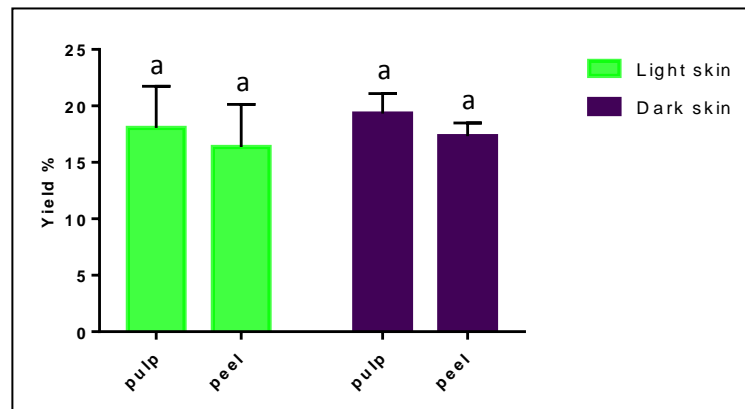


Figure 5.7 : Rendements d'extraction des pulpes et des pelures des figes selon la couleur de la peau (%). (Moyenne \pm SEM).^a les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures aux lettres similaires correspondent à une différence non significative à $p > 0,05$ par le test de Tukey.

Entre les deux types de figes, les rendements d'extraction des pulpes (18,05 contre 16,37 %) sont légèrement élevés ($p > 0,05$) par rapport à ceux des pelures (19,33 contre 17,33 %) pour les figes à peau claire et à peau foncée respectivement. Les figes à peau foncée donnent des rendements d'extraction légèrement supérieurs ($p > 0,05$) à ceux des figes à peau claire (Figure 5.7).

La macération, bien que généralement longue et à rendement souvent médiocre, est la seule méthode utilisable dans le cas de l'extraction d'un ensemble de molécules fragiles. Pour être efficace, une macération peut durer de 4 à 10 jours environ ; ceci peut présenter quelques inconvénients en termes de fermentation ou de contamination bactérienne notamment si le solvant utilisé est l'eau. Ces phénomènes peuvent entraîner une dégradation rapide des molécules actives [54].

5.3.3 Polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux nous donne une estimation globale de la teneur en différentes classes de composés phénoliques contenus dans le fruit du figuier.

La quantité de composés phénoliques totaux varie considérablement à travers les deux parties et les diverses variétés du fruit. Elle s'est étendue de $0,66 \pm 0,01$ à $3,49 \pm 0,02$ mg EAG/g MF et de $0,59 \pm 0,004$ à $3,83 \pm 0,06$ mg EAG/g MF respectivement dans les pulpes et les pelures de différentes variétés de figue étudiées (Figure 5.8).

La pelure de la variété 'Bakkor Khal' et la pulpe de la variété 'Bidha' sont les plus riches en polyphénols avec des valeurs très proches de $3,83 \pm 0,07$ et $3,49 \pm 0,02$ mg EAG/g MF consécutivement. En revanche, les variétés 'Bither' et 'Hamra' sont les plus pauvres en composés phénoliques à savoir respectivement $0,66 \pm 0,008$ et $0,87 \pm 0,008$ mg EAG/g MF pour les pulpes et $0,59 \pm 0,004$ et $0,94 \pm 0,025$ mg EAG/g MF pour les pelures.

Pour toutes les variétés, la teneur en polyphénols totaux de la pelure est plus grande que celle de la pulpe, sauf pour les deux variétés 'Bidha' et 'Bither'. La pulpe de 'Bidha' enregistre une teneur en polyphénols nettement supérieure à celle enregistrée par la pelure à savoir respectivement $3,49 \pm 0,02$ et $1,56 \pm 0,006$ mg EAG/g MF. En outre, la teneur en polyphénols totaux de la pulpe de la variété 'Bither' est légèrement élevée que celle de la pelure.

Ceci serait en accord avec les résultats rapportés par SOLOMON et *al.* [3] qui ont trouvé une teneur en polyphénols totaux significativement plus élevée dans la pulpe de figue verte 'Kadota' que dans sa pelure.

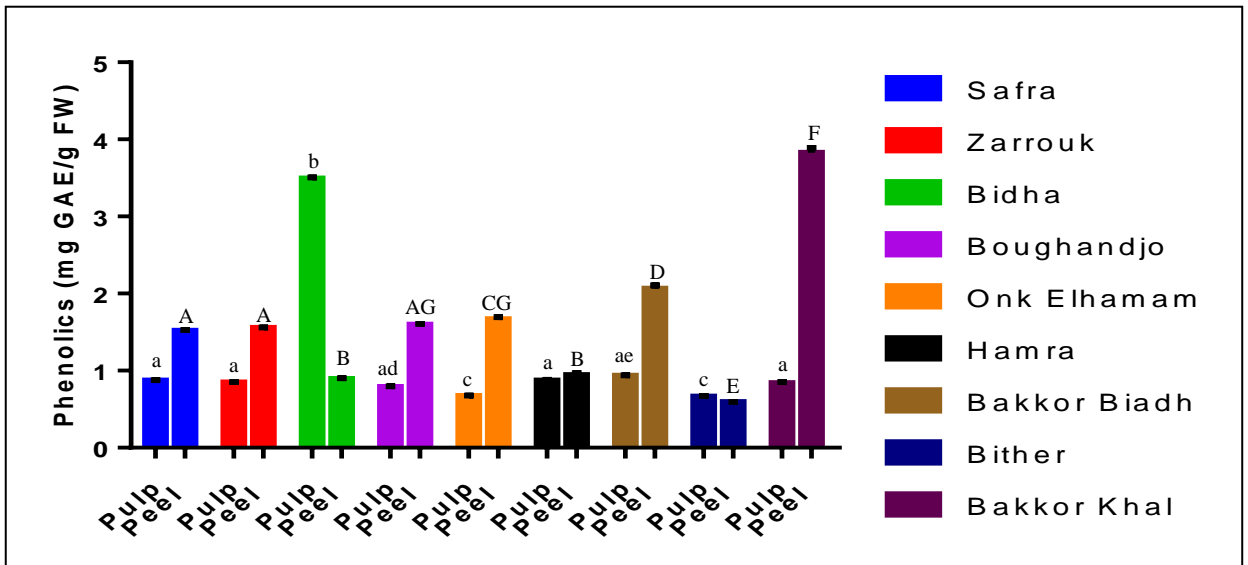


Figure 5.8 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figes (mg équivalent acide gallique/g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures). ^{a, b, c, d, e,} les moyennes des valeurs des pulpes des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. ^{A, B, C, D, E, F, G} les moyennes des valeurs des pelures des fruits à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

La concentration en composés phénoliques varie significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie du fruit dont la pelure est plus riche en ces composés (1,63 mg EAG/g MF en moyenne ($n=9$)) que la pulpe (1,11 mg EAG/g MF en moyenne ($n=9$)). Elle diverge aussi significativement ($p < 0,05$) en fonction de la variété du fruit étudiée.

Les teneurs moyennes en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des unifères (1,26 et 1,36 mg EAG/g MF respectivement) sont très proches ($p > 0,05$) par contre dans les bifères, elles sont nettement élevées ($p < 0,05$) dans les pelures (2,16 mg EAG/g MF) que dans les pulpes (0,81 mg EAG/g MF) (Figure 5.9).

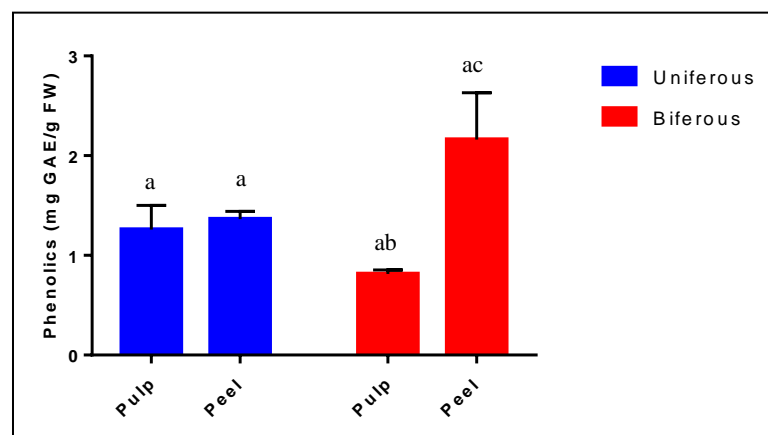


Figure 5.9 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figes selon le type de production (mg équivalent acide gallique/g MF). (Moyenne \pm SEM). ^{a, b, c} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

La pulpe des unifères est plus riche en composés phénoliques que celle des bifères alors que la pelure des unifères est plus pauvre en ces principes actifs que celle des bifères.

Les teneurs moyennes en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des variétés à peau claire sont très proches à savoir 1,35 et 1,33 mg EAG/g MF respectivement (Figure 5.10). En revanche, les pelures des variétés à peau foncée enregistrent une teneur moyenne nettement supérieure ($p < 0,05$) à celle de leurs pulpes (2 et 0,81 mg EAG/g MF respectivement).

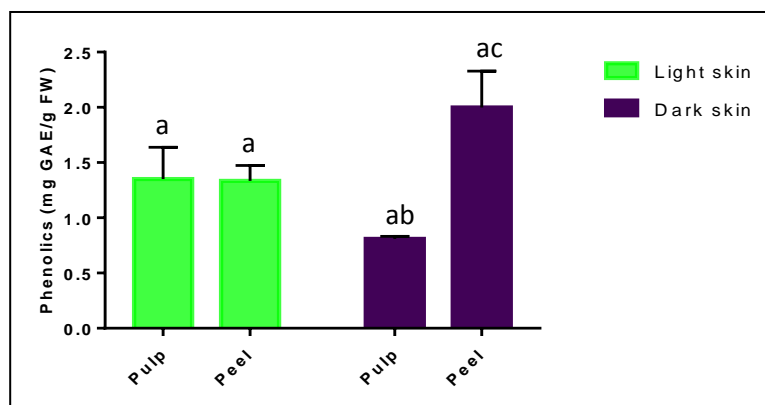


Figure 5.10 : Teneurs en polyphénols totaux dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau (mg équivalent acide gallique/g MF). (Moyenne \pm SEM).^{a, b, c} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Nos résultats sont en concordance avec ceux de VALLEJO et *al.* [7] qui ont déterminé la teneur en polyphénols totaux dans dix-huit variétés espagnoles de figue (première et deuxième production). Les résultats de ces chercheurs montrent que les pelures (0,198 à 1,402 mg/g MF) sont plus riches en polyphénols totaux que les pulpes (0,0 à 0,113 mg/g MF).

Dans le même contexte, les travaux d'OLIVEIRA et *al.* [48] confirment nos résultats. Ces auteurs ont prouvé que la pelure de la figue est plus riche en polyphénols totaux que sa pulpe en enregistrant des teneurs de 600,6 et 723 mg/kg d'extrait lyophilisé dans la pelure et 36,6 et 130,3 mg/kg d'extrait lyophilisé dans la pulpe des deux variétés étudiées. La concentration en polyphénols est plus élevée dans la peau (surtout les anthocyanes) que dans la pulpe (surtout les proanthocyanidines) de la figue [7].

SOLOMON et *al.* [3] ont étudié la distribution des quantités de polyphénols totaux dans le fruit entier, la pulpe et la pelure de six variétés de figue. Ces auteurs enregistrent des teneurs allant de $0,486\pm 0,03$ à $2,81\pm 0,03$; de $0,417\pm 0,03$ à $4,63\pm 0,04$ et de $0,365\pm 0,04$ à $1,00\pm 0,08$ mg EAG/g MF dans le fruit entier, la pelure et la pulpe respectivement. Nos résultats de la teneur en composés phénoliques de la pelure de différentes variétés étudiées sont inclus dans l'intervalle cité par ces auteurs alors que ceux des pulpes sont nettement supérieurs aux valeurs évoquées par ces chercheurs.

En comparaison avec les travaux de VIUDA-MARTOS et *al.* [157], il apparaît que les teneurs en polyphénols totaux dans les pelures ($4,78\pm 0,28$ mg EAG/g E et $5,76\pm 0,13$ mg EAG/g E) et dans les pulpes ($1,92\pm 0,07$ mg EAG/g E et $2,67\pm 0,01$ mg EAG/g E) de deux variétés espagnoles de figue (Cuello de dama et Colar) sont plus élevées que les nôtres.

NAKILCIOGLU et HISIL [159] et ÇALISKAN et POLAT [44] ont étudié la composition en polyphénols de quelques variétés de figue cultivées dans la Turquie. Ces chercheurs enregistrent des teneurs très variables allant de $0,492\pm 0,09$ à $3,07\pm 0,027$ mg EAG/g MF.

Selon plusieurs auteurs, la teneur en composés phénoliques diffère significativement en fonction de la couleur de la peau du fruit dont les figues à peaux plus foncées sont les plus riches en ces principes actifs [3, 44, 179, 180]. Ceci est en concordance avec nos résultats.

ALJANE et SDIRI [180] ont trouvé des teneurs en polyphénols totaux très faibles dans dix variétés cultivées dans le sud-est tunisien à savoir $0,172$ à $0,306$ mg EAG/g MF pour les variétés 'Tayouri Ahmar' et 'Bither Akhal'.

MARINOVA et *al.* [181] ont évoqué que la figue est une bonne source de composés phénoliques ($0,59$ mg EAG/g MF) dont sa teneur est supérieure à celle de la pêche ($0,509$ EAG/g MF) et inférieure à celle des pommes jaunes ($0,997$ EAG/g MF).

Les profils de polyphénols de la pulpe et de la pelure de deux variétés portugaises de figues (Pingo de Mel et Branca Tradicional) représentent le même profil composé de 3-O- et 5-O- acides caffeoylquiniques, acide férulique, quercetin-3-O-glucoside, quercetin-3-O-rutinoside, psoralen et bergapten [48].

De même, l'acide gallique, l'acide syringique, la catéchine, l'épicatéchine, la lutéoline 6 C-hexose-8 C-pentose et l'apigénine-rutinoside ont été identifiés dans la figue [7, 58, 159].

Le contenu phytochimique du matériel végétal est influencé par plusieurs facteurs comme le stade phénologique, le génotype, les conditions ecophysiologiques et les techniques de culture. Pour les fruits, le stade phénologique est le facteur le plus important puisque durant la croissance et la maturation une série de modifications biochimique, physiologique et structurale détermine la qualité compositionnelle et les activités biologiques des fruits [182]. Le cultivar est le plus important variable influençant la composition phytochimique des figues [183].

5.3.4 Flavonoïdes

Les flavonoïdes représentent une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols, ils sont considérés comme des pigments quasi universels des végétaux.

La figure 5.11 représente la teneur en flavonoïdes dans la pulpe et la pelure de chaque variété étudiée. Les résultats indiquent que les teneurs en flavonoïdes balancent entre $37,42 \pm 1,72$ et $149,46 \pm 4,15$ $\mu\text{g EQ/g MF}$ pour les pulpes et entre $56,75 \pm 1,75$ et $254,25 \pm 1,08$ $\mu\text{g EQ/g MF}$ pour les pelures.

La comparaison des concentrations en flavonoïdes dans les pulpes révèle que la variété 'Boughandjo' suivie par 'Zarrouk' sont les plus riches en ces composés ($149,46 \pm 4,15$ et $116,21 \pm 3,13$ $\mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement). En revanche, les pelures des variétés 'Onk Elhamam' ($254,25 \pm 1,08$ $\mu\text{g EQ/g MF}$), 'Boughandjo' ($216,07 \pm 1,42$ $\mu\text{g EQ/g MF}$) et 'Bakkor Khal' ($188,90 \pm 1,47$ $\mu\text{g EQ/g MF}$) enregistrent les teneurs en flavonoïdes les plus élevées.

Les extraits des pulpes de 'Bidha', 'Bakkor Khal' et 'Safra' donnent les teneurs en flavonoïdes les plus faibles à savoir $37,42 \pm 1,72$; $50,98 \pm 3,51$ et $53,30 \pm 4,65$ $\mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement. Les pelures des variétés 'Bither' et 'Safra' sont les plus pauvres en flavonoïdes ($37,42 \pm 1,72$ et $83,24 \pm 1,00$ $\mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement).

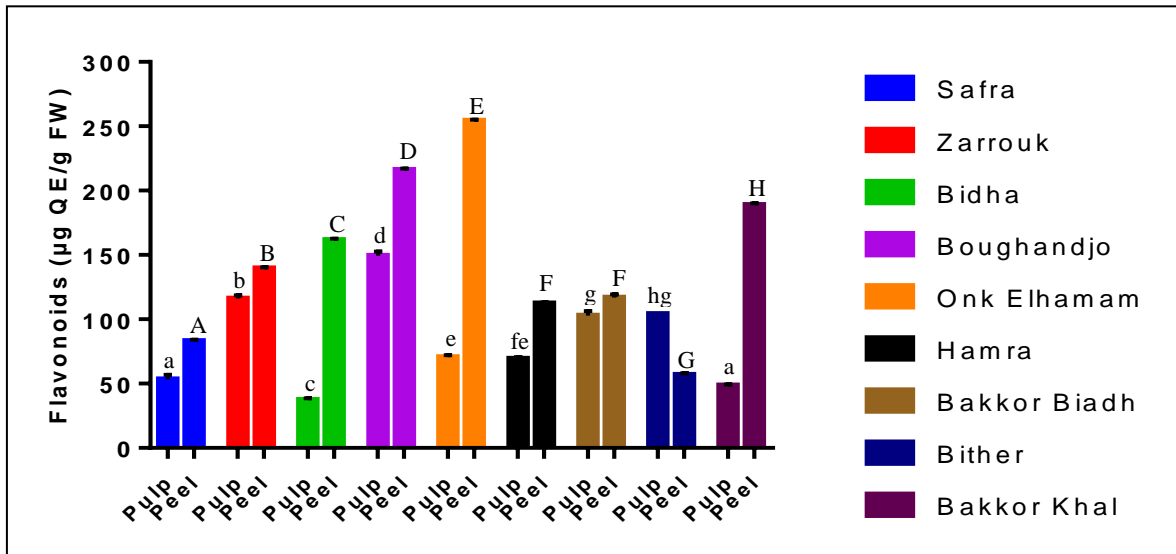


Figure 5.11 : Teneurs en flavonoïdes dans les pulpes et les pelures de figes (μg équivalent quercétine/g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures). a, b, c, d, e, f, g, h les moyennes des valeurs dans la pulpe du fruit à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. A, B, C, D, E, F, G, H les moyennes des valeurs dans la pelure du fruit à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Les concentrations en flavonoïdes diffèrent significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie du fruit dont les pelures sont plus riches en flavonoïdes ($147,760 \mu\text{g EQ/g MF}$ en moyenne, $n=9$) que les pulpes ($83,821 \mu\text{g EQ/g MF}$ en moyenne, $n=9$). Ceci serait en accord avec les travaux de plusieurs auteurs [157, 179] qui ont enregistré des teneurs en flavonoïdes plus élevées dans les pelures que dans les pulpes des variétés étudiées.

En moyenne, la teneur en flavonoïdes dans les pelures des variétés unifères est nettement plus supérieure ($p < 0,05$) que celle de leurs pulpes soit respectivement $161,2$ et $82,74 \mu\text{g EQ/g MF}$. Cette teneur est plus élevée ($p > 0,05$) dans les pelures que dans les pulpes des bifères ($120,9$ et $85,99 \mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement) (Figure 5.12). Les pelures des variétés unifères sont plus riches ($p < 0,05$) en flavonoïdes que celles des bifères alors que les pulpes des bifères enregistrent une teneur moyenne en flavonoïdes légèrement supérieure ($p > 0,05$) que celle des unifères.

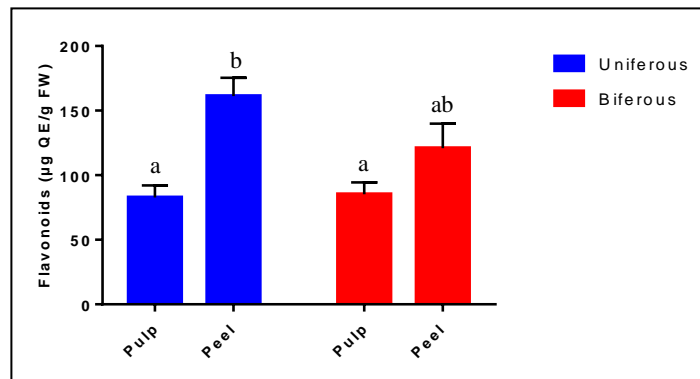


Figure 5.12 : Teneurs en flavonoïdes totaux dans les pulpes et les pelures des figes selon le type de production (mg équivalent quercétine/g MF). (Moyenne \pm SEM).^a,
^b les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Dans les variétés à peau claire et à peau foncée, les pelures enregistrent des teneurs moyennes en flavonoïdes supérieures à celles enregistrées par les pulpes (Figure 5.13). Les pelures des variétés à peau foncée comportent plus de flavonoïde ($p > 0,05$) que celle des variétés à peau claire (173,8 et 126,9 $\mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement) alors que les pulpes de ces dernières sont plus riches ($p > 0,05$) en ces biomolécules que celles des figes à peau foncée (89,43 et 76,81 $\mu\text{g EQ/g MF}$ respectivement). Ces résultats sont en accord avec ceux d'ALJANE et SDIRI [180].

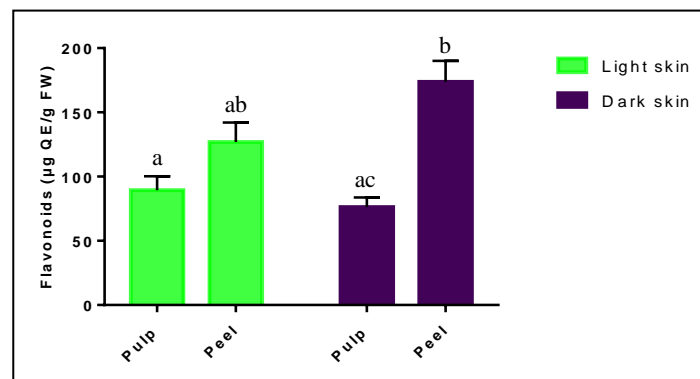


Figure 5.13 : Teneurs en flavonoïdes totaux dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau (mg équivalent quercétine/g MF). (Moyenne \pm SEM).^a,
^{b, c} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

SOLOMON et *al.* [3] ont enregistré un intervalle de teneurs en flavonoïdes dans les pulpes (21 à 57 $\mu\text{g EC/g MF}$) plus restreint que le nôtre. En revanche, ces auteurs ont trouvé des teneurs plus élevées en flavonoïdes (22 à 456 $\mu\text{g EC/g MF}$) que les nôtres dans les pelures.

Les teneurs en flavonoïdes de trois variétés tunisiennes de figues (Kohli, Hamri et Bidhi) rapportées par HARZALLAH et *al.* [179] (jusqu'à 12,75 mg EC/g MF) sont nettement supérieures aux nôtres.

Les teneurs en flavonoïdes enregistrées dans notre travail sont nettement inférieures à celles évoquées par VIUDA-MARTOS et *al.* [157] à savoir $17,61 \pm 0,45$ et $19,12 \pm 0,04$ mg ER/g E pour les pelures et $9,24 \pm 0,22$ et $13,51 \pm 0,14$ mg ER/g E pour les pulpes.

MARINOVA et *al.* [181] ont enregistré une teneur de $202 \mu\text{g EC/g MF}$. Cette valeur est supérieure à celle de la pêche ($150 \mu\text{g EC/g MF}$) et inférieure à celle des pommes jaunes ($348 \mu\text{g EC/g MF}$). NAKILCIOGLU et HISIL [159] ont rapporté des concentrations en flavonoïdes plus importantes, allant de 673 ± 80 à $1475 \pm 93,4 \mu\text{g ER/g}$, dans les dix variétés turques de figues fraîches alors qu'ALJANE et SDIRI [180] ont rapporté des teneurs plus faibles ($40,3 \pm 2,2$ à $96 \pm 9,6 \mu\text{g EC/g MF}$) dans les variétés tunisiennes étudiées.

5.3.5 Tanins condensés

Les résultats de la teneur en tanins condensés dans les pulpes et les pelures de différentes variétés de figues étudiées illustrés par la figure 5.14, révèlent que la quantité de tanins aurait varié de $0,607 \pm 0,05 \mu\text{g EC/g MF}$ (pulpe de 'Bither') à $4,42 \pm 0,06 \mu\text{g EC/g MF}$ (pulpe de 'Zarrouk') et de $0,388 \pm 0,02 \mu\text{g EC/g MF}$ (pelure de 'Bither') à $18,47 \pm 0,11 \mu\text{g EC/g MF}$ (pelure de 'Bakkor Khal').

Parmi les pulpes, celle de 'Zarrouk' contenait la concentration en tanins la plus élevée ; elle est 7 fois plus grande que celle de la pulpe de 'Bither' qui renfermerait la plus basse teneur en tanins. Dans la pelure, celle de 'Bakkor Khal' renfermerait la teneur en tanins la plus élevée suivies de celles de 'Zarrouk', 'Safra' et 'Boughandjo' avec des teneurs très proches de $7,55 \pm 0,13$; $7,33 \pm 0,04$ et de $7,10 \pm 0,04 \mu\text{g EC/g MF}$ respectivement.

La teneur en tanins diffère significativement en fonction de la partie du fruit ($p < 0,05$). Elle est 3 fois plus dans les pelures ($6,08 \pm 3,58 \mu\text{g EC/g MF}$ en moyenne ($n=9$)) que dans les pulpes ($2,06 \pm 1,26 \mu\text{g EC/g MF}$ en moyenne ($n=9$)). Ceci est en concordance avec les résultats de HARZALLAH et *al.* [179] qui ont prouvé que la pelure est plus riche en tanins que la pulpe.

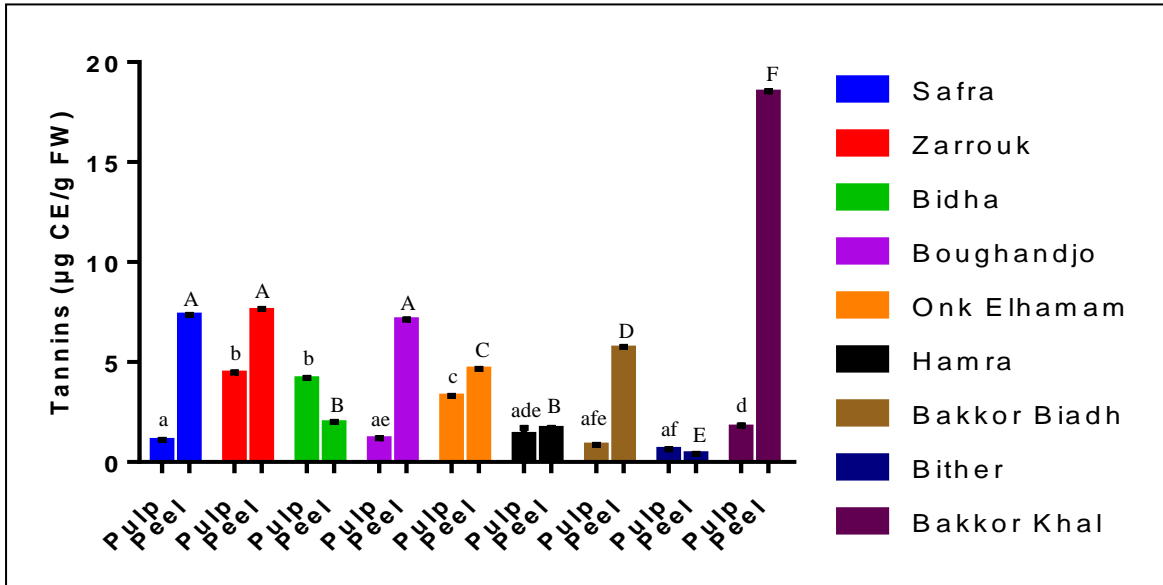


Figure 5.14 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures de figes (μg équivalent catéchol/g MF). (Moyenne \pm SEM de trois mesures), a, b, c, d, e, f, g, h les moyennes des valeurs dans la pulpe du fruit à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. A, B, C, D, E, F, G, H les moyennes des valeurs dans la pelure du fruit à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Dans les deux types de figue, les pelures sont plus riches en tanins que les pulpes (Figure 5.15). Les pelures des bifères enregistrent une teneur moyenne en tanins ($8,117 \mu\text{g EC/g MF}$) plus supérieure que celle ($5,036 \mu\text{g EC/g MF}$) enregistrée par les unifères ($p > 0,05$). En revanche, les pulpes des unifères renferment plus de tanins que les pulpes des bifères à savoir respectivement $2,565$ et $1,051 \mu\text{g EC/g MF}$ ($p > 0,05$).

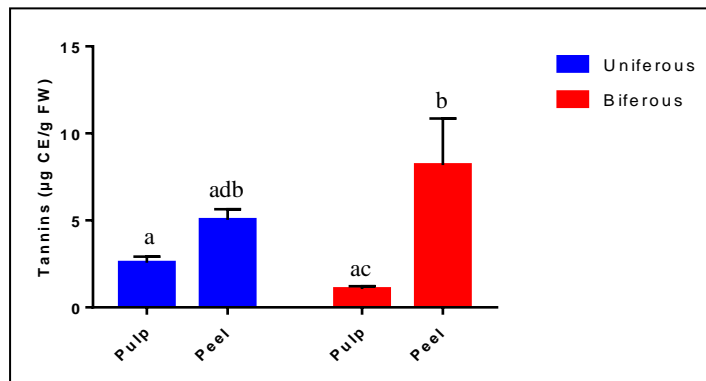


Figure 5.15 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures des figes selon le type de production (mg équivalent catéchol/g MF). (Moyenne \pm SEM), a, b, c, d les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Les pulpes des figes à peau claire et à peau foncée enregistrent des teneurs en tanins (1,553 et 2,693 $\mu\text{g EC/g MF}$ respectivement) inférieures à celles enregistrées par les pelures de ces deux types (4,488 et 8,077 $\mu\text{g EC/g MF}$ respectivement) (Figure 5.16). Les concentrations moyennes en tanins des pulpes et des pelures des variétés à peau foncée sont supérieures ($p > 0,05$) à celles des pulpes et des pelures des variétés à peau claire.

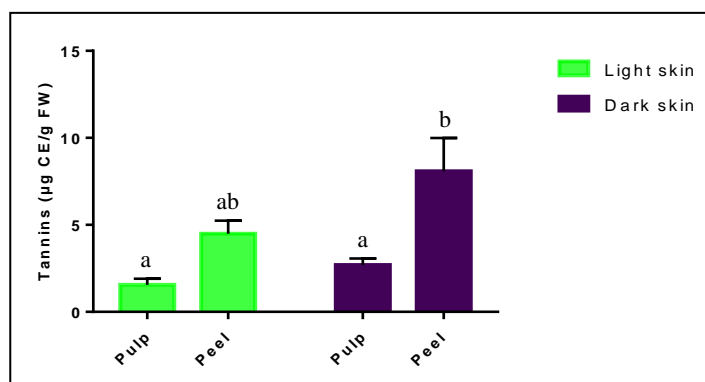


Figure 5.16 : Teneurs en tanins dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau (mg équivalent catéchol/g MF). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

5.3.6 Anthocyanes

D'un point de vue chimique, les anthocyanes appartiennent à la famille des flavonoïdes. Ces pigments montrent une coloration rouge typique en solution acide avec une absorbance maximale vers 520 nm. Ces pigments sont présents en abondance dans les fruits et les baies. On les trouve essentiellement dans les vacuoles des cellules épidermiques et hypodermiques.

L'accumulation des anthocyanes est influencée par les facteurs environnementaux tels que la lumière, la température, la nutrition de la plante et les attaques pathogène [184].

Les résultats de la teneur en anthocyanes (Figure 5.17) montre que la pelure de la variété 'Bakkor Khal' contient la plus grande quantité d'anthocyane avec une valeur de $159,61 \pm 2,71 \mu\text{g EC-3-R/g MF}$. Ce qui est peut être expliqué par la couleur très foncée de la peau de cette variété.

Les teneurs en anthocyanes varient de zéro (Bakkor Biadh) à $159,61 \pm 2,71 \mu\text{g EC-3-R/g MF}$ (Bakkor Khal) ($n=9$) pour les pelures et de $12,03 \pm 1,34$ (Zarrouk) à $144,72 \pm 2,83 \mu\text{g EC-3-R/g MF}$ (Boughandjo) ($n=9$) pour les pulpes.

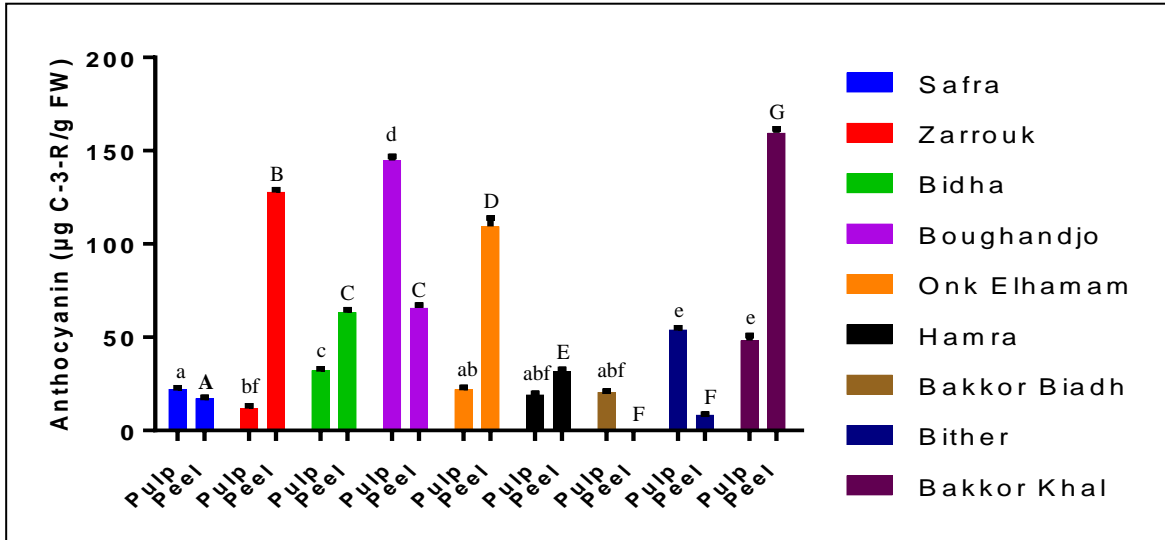


Figure 5.17 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures de figes (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW). (Moyenne \pm SEM de trois mesures). a, b, c, d, e, f, les moyennes des valeurs dans la pulpe du fruit à différentes lettres correspond à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey. A, B, C, D, E, F, G, H les moyennes des valeurs dans la pelure du fruit à différentes lettres correspond à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Nous n’avons pas détecté les anthocyanes dans la pelure de ‘Bakkor Biadh’. Toutefois, la pelure de ‘Bither’ et la pulpe de ‘Zarrouk’ donnent les concentrations en anthocyanes les plus faibles ($8,34 \pm 0,50$ et $12,03 \pm 1,34 \mu\text{g EC-3-R/g MF}$). La teneur en anthocyanes diffère significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie du fruit dont celle des pelures est plus supérieures que celle des pulpes à savoir $64,82$ et $41,72 \mu\text{g EC-3-R /g MF}$ en moyenne ($n=9$) respectivement.

Les teneurs en anthocyanes dans les pulpes des variétés bifère et unifère sont très proches ($p > 0,05$) soit en moyenne respectivement 41 et $42,08 \mu\text{g EC-3-R /g MF}$ (Figure 5.18).

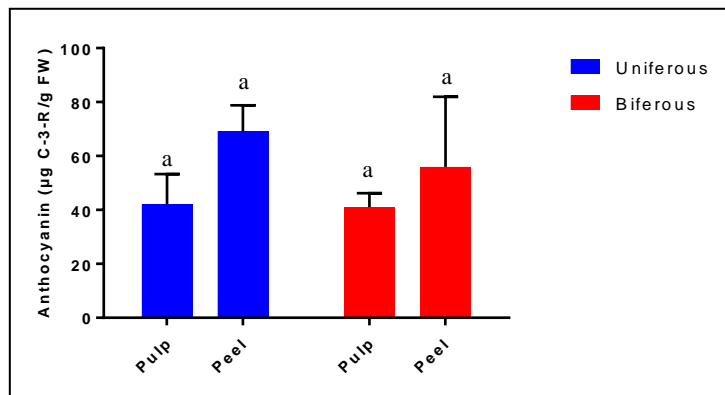


Figure 5.18 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures des figes selon le type de production (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW). (Moyenne \pm SEM). a les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures au même lettre correspondent à une différence non significative à $p > 0,05$ par le test de Tukey.

En revanche, la concentration moyenne en anthocyane dans les pelures des unifères (69,24 $\mu\text{g EC-3-R /g MF}$) est supérieure ($p>0,05$) que celle des pelures des bifères (55,98 $\mu\text{g EC-3-R /g MF}$).

Les pulpes des variétés à peau claire enregistrent une teneur moyenne en anthocyanes supérieure ($p>0,05$) que celle enregistrée par les pelures (54,78 et 30,98 $\mu\text{g EC-3-R /g MF}$ respectivement) (Figure 5.19). En outre, la teneur moyenne en anthocyanes dans les pelures des figes à peau foncée est nettement supérieure ($p<0,05$) que celle de leurs pulpes (107,1 et 25,4 $\mu\text{g EC-3-R /g MF}$ respectivement). Les pulpes des figes à peau claire sont riches ($p>0,05$) en anthocyanes que celles des figes à peau foncée alors que les pelures de ces dernières sont nettement plus riches ($p<0,05$) en anthocyanes que les pulpes des variétés à peau claire.

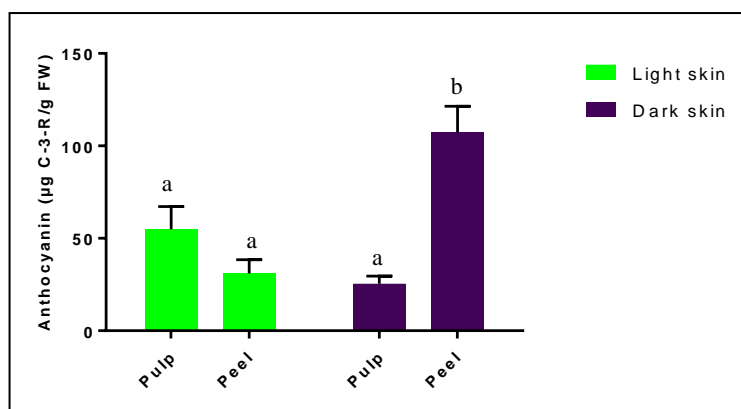


Figure 5.19 : Teneurs en anthocyanes dans les pulpes et les pelures des figes selon la couleur de la peau (μg équivalent cyanidine-3- rutinoside/g FW). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p<0,05$ par le test de Tukey.

Les concentrations en anthocyanes enregistrées dans notre travail sont supérieures à celles rapportées par DUENAS et *al.* [59] qui ont trouvé des teneurs de 32 à 97 $\mu\text{g/g MF}$ ($n=4$) dans les pelures et de 1,5 à 14 $\mu\text{g/g MF}$ ($n=4$) dans les pulpes. En revanche, les teneurs en anthocyanes enregistrées par HARZALLAH et *al.* [179] sont nettement plus supérieures que les nôtres. Ces auteurs ont montré que la pelure est plus riche en anthocyanes que la pulpe et que la variété à peau noir est la plus riche en ces pigment ce qui est en accord avec nos résultats.

Par contre, nos résultats sont nettement plus faibles par rapport à ceux évoqués par VIUDA-MARTOS et *al.* [157] qui ont rapporté des valeurs de $6,21 \pm 0,28$ et de $16,63 \pm 0,85$ mg EC-3-G /g E dans la pelure des variétés étudiés mais ils n'ont pas détecté ces principes actifs dans la pulpe.

Les résultats de SOLOMON et *al.* [3] montrent une concentration moyenne d'anthocyane dans la pelure de $92,6 \mu\text{g C-3-G/g MF}$ ($n=5$), avec des valeurs qui varient entre 7,1 et 273 μg . A l'exception de pelure de la variété 'Bakkor Biadh', les teneurs en anthocyanes des autres variétés enregistrées dans notre étude rentrent dans l'intervalle cité par ces auteurs.

L'utilisation de HPLC–DAD–MS a permis la détection de quinze pigments d'anthocyanes dans les pulpes et les pelures de cinq variétés de figes fraîches (Colar, Cuello de Dama (vert), Cuello de Dama (pourpre-noir), Granilla et Bursa Siyahi). La Cyanidine 3-rutinoside est le composé prédominant dans la fige (48 à 81 % dans la pelure et 68 à 79 % dans la pulpe), suivi par la Cyanidine 3- glucoside (5 à 18 % dans la pelure et 10 à 15 % dans la pulpe) [59].

ÇALISKAN et POLAT [44] ont enregistré des teneurs en anthocyanes dans 72 variétés turques de fige hautement variables, allant de 0,7 (Sultani 3) à 298,9 $\mu\text{g EC-3-R/g MF}$ (Siyah 5). De plus, ALJANE et SDIRI, [180] ont rapporté des teneurs en anthocyanes qui varient entre $5,5 \pm 0,1$ et $91,6 \pm 0,4 \mu\text{g EC-3-G/g MF}$ ($n=10$).

5.3.7 Activité antioxydante

Les activités antiradicalaires, exprimées en pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH· en fonction de la concentration des extraits de figes et de BHT sont rapportées sous forme de courbes afin de pouvoir mieux caractériser cette activité (Appendice F, Figure F.1). Les différentes courbes révèlent que chaque extrait étudié et la BHT possèdent un effet antioxydant dépendant de leur concentration. Ce qui est confirmé par OLIVEIRA et *al.* [48].

Les courbes de l'activité antioxydante de l'ensemble des extraits des pelures de figes semblent avoir une tendance évolutive supérieure à celle des pulpes.

L'observation de la figure 5.20, révèle que pour les extraits des pulpes, les courbes d'inhibition du DPPH· s'accroissent fortement de 5 mg/ml jusqu'à 70 mg/ml d'extrait en enregistrant des pouvoirs d'inhibition allant de 12 à 96 % (Zarrouk). La phase stationnaire a été observée à partir de 40 à 70 mg/ml en donnant des pouvoirs d'inhibition allant de 66 % pour la variété 'Hamra' à 96 % pour la variété 'Zarrouk'.

Le pouvoir inhibiteur des extraits des pelures augmente en fonction de la concentration de ces deniers de 1 à 60 mg/ml en enregistrant des pouvoirs d'inhibition allant de 4 % pour la variété 'Bidha' à 97 % pour la variété 'Zarrouk'. Les courbes commencent à se stabiliser à partir de 7 à 60 mg/ml en notant des pourcentages d'inhibition de 78 % pour la variété 'Bither' à 97 % pour la variété 'Zarrouk'.

5.3.8 Concentration inhibant 50 % de DPPH· (IC₅₀)

Les IC₅₀ (Tableau 5.2) des extraits des pulpes et des pelures de différentes variétés de figes sont déterminées à partir des équations des courbes de tendances des graphes de la figure F.1 (Appendice F).

Les concentrations en extraits des pulpes qui inhibent 50 % du radical libre DPPH· (Tableau 5.2) varient de 15,87±0,25 à 48,77±0,53 mg/ml pour les variétés 'Bakkor Khal' et 'Bakkor Biadh' respectivement. En revanche, les IC₅₀ des extraits des pelures varient de 2,48±0,04 à 32,42±0,09 mg/ml pour les variétés 'Bakkor Khal' et 'Bither' respectivement.

La comparaison des pouvoirs antioxydants de nos extraits entre eux révèle que ceux des pelures de la variété 'Bakkor Khal' suivie par 'Onk Elhamam' sont les plus supérieurs (IC₅₀ de 2,48±0,04 et 8,04±0,14 mg/ml respectivement).

Les pelures de 'Zarrouk' et 'Saфра' et de 'Boughandjo' et 'Bakkor Biadh' enregistrent des IC₅₀ très proches à savoir respectivement 11,04±0,04 et 11,48±0,10 mg/ml ; 27,59±0,18 et 27,56±0,36 mg/ml. La variété 'Bither' est la moins effective en tant qu'antioxydants que les autres variétés (48,77±0,53 et 32,42±0,09 mg/ml).

A l'exception de la variété 'Bidha', il est bien évident que la pulpe de fruit possède une activité antioxydante plus faible que celle de pelure. Les IC₅₀ des extraits des figues diffèrent significativement ($p < 0,05$) en fonction de la partie du fruit à savoir des concentrations inhibitrices moyennes de 29,51 et 18,91 mg/ml pour les pulpes et les pelures respectivement.

Tableau 5.2 : Valeurs des CI₅₀ des extraits des pelures et des pulpes de figues et de BHT.

Variétés	Partie	IC ₅₀ (mg/ml)
Safra	Pulpe	18,882±0,009 ^a
	Pelure	11,483±0,101 ^A
Zarrouk	Pulpe	21,989±0,154 ^b
	Pelure	11,037±0,038 ^A
Bidha	Pulpe	24,085±0,069 ^c
	Pelure	31,984±0,101 ^B
Boughandjo	Pulpe	36,778±0,224 ^d
	Pelure	27,595±0,181 ^C
Onk Elhamam	Pulpe	32,392±0,241 ^e
	Pelure	8,045±0,145 ^D
Hamra	Pulpe	31,760±0,471 ^e
	Pelure	17,590±0,076 ^E
Bakkor Biadh*	Pulpe	35,028±0,350 ^f
	Pelure	27,564±0,365 ^C
Bither*	Pulpe	48,772±0,528 ^g
	Pelure	32,416±0,091 ^B
Bakkor Khal*	Pulpe	15,870±0,255 ^h
	Pelure	2,479±0,044 ^F
BHT		0,082±0,004 ^{iG}

IC₅₀ (µg /ml) : concentration d'extrait qui inhibe 50 % du DPPH. BHT : butylhydroxytoluène. * : deuxième production. Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. a, b, c, d, e, f, g, h, i Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey). A, B, C, D, E, F, G Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey).

La concentration minimale moyenne qui inhibent 50 % du DPPH enregistrées par les extraits des pulpes des variétés unifères est plus supérieure ($p < 0,05$) que celle donnée par les pelures (27,65 et 17,96 mg/ml respectivement) (Figure 5.20).

Les extraits des pelures des variétés unifères et bifères ont un pouvoir antioxydant supérieur à celui des extraits des pulpes dont les pelures des unifères sont les plus effectives en tant qu'antioxydant.

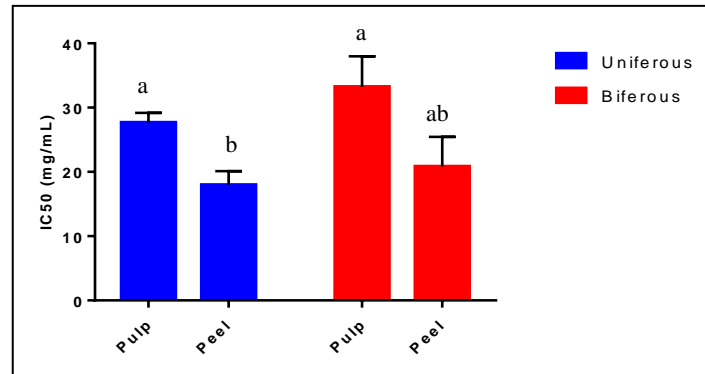


Figure 5.20 : IC₅₀ des extraits des pulpes des pelures des figes selon le type de production (mg/ml). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

L'observation de la figure 5.21 montre que les pelures des variétés à peau foncée enregistrent la concentration moyenne qui inhibe 50 % du DPPH· la plus faible (9,79 mg/ml) ($p < 0,05$), ce qui signifie qu'elles ont le pouvoir antiradicalaire le plus élevé par rapport aux autres parties.

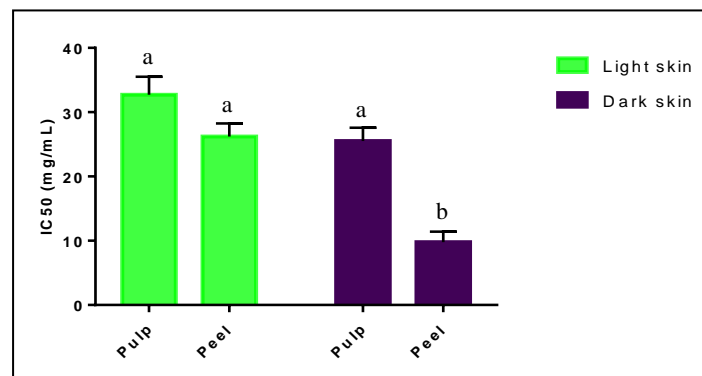


Figure 5.21 : IC₅₀ des extraits des pulpes des pelures des figes selon la couleur de la peau (mg/ml). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs dans les pulpes et les pelures à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

En comparaison avec les résultats obtenus par HARZALLAH et *al.* [179] qui ont étudié l'activité antioxydante de trois variétés de figes cultivées en Tunisie : la IC₅₀ de la pelure de 'Bakkor Khal' dans notre étude est plus faible que celle de la variété 'Kohli' enregistrée par ces auteurs ($4,52 \pm 0,71$ mg/ml) alors que la IC₅₀ de la pulpe est similaire à celle de leur variété $15,45 \pm 0,98$ mg/ml.

Les IC₅₀ de la pelure et de la pulpe de la variété 'Hamri' (9,71±0,83 et 12,99 ±0,74 mg/ml respectivement) enregistrées par HARZALLAH et *al.* [179] sont nettement inférieures à celles enregistrées dans notre étude pour la variété 'Hamra'.

Nos résultats de pouvoir antioxydant de la variété 'Bidha' sont en concordance avec ceux de HARZALLAH et *al.* [179] qui trouvent une IC₅₀ plus faible dans la pulpe (10,59 ± 0,74 mg/ml) que dans la pelure (26,7±1,92 mg/ml) de la variété 'Bidhi'.

OLIVEIRA et *al.* [48] ont réalisé l'étude de l'activité antioxydante de deux variétés 'Pingo de Mel' et 'Branca Tradicional' en Portugal. Ils ont montrés des IC₅₀ de 5,896 mg/ml et de 3,448 mg/ml pour les pelures de 'Pingo de Mel' et 'Branca Tradicional' respectivement alors qu'ils ont enregistré des IC₅₀ de 11,112 mg/ml et à 8,112 mg/ml pour les pulpes. Ces résultats confirment les nôtres, en montrant que l'activité antioxydante de la pelure est nettement supérieure que celle de la pulpe.

CRISOSTO et *al.* [94], PIGA et *al.* [185] et SOLOMON et *al.* [3] ont observé dans leurs études que la majorité des composés à activité antioxydante (polyphénols, flavonoïdes et anthocyanes) sont localisés dans la pelure des figes. Ils ont trouvé aussi que les cultivars à peau foncée contiennent des niveaux plus élevés en antioxydant que ceux d'une peau claire.

5.3.9 Corrélation entre les différents paramètres étudiés

La teneur en polyphénols totaux est fortement corrélée avec la teneur en tanins ($r=0,779$) mais elle est modérément corrélée avec le rendement d'extraction et les teneurs en flavonoïdes et en anthocyanes. Par contre, la teneur en anthocyane est corrélée avec la teneur en flavonoïdes et en tanins ($r=0,656$ et $0,519$ respectivement) (Tableau 5.3).

La IC₅₀ enregistre une bonne corrélation négative avec la teneur en tanins condensés, une corrélation négative moyenne avec la teneur en polyphénols et une corrélation négative modérée avec les autres paramètres. Ceci signifie que l'activité antioxydante des peaux et des pulpes de fige dépend de la teneur en polyphénols et en tannin.

Les valeurs de la luminosité (L*) ont une bonne corrélation positive avec la teneur en anthocyane ($r=0.595$) et une corrélation modérée avec les autres paramètres. Une corrélation très forte ($r=0.979$) avait été établie entre les valeurs du chroma (C*) et les valeurs de luminosité. Une corrélation négative modérée avait été montrée entre le hue° et le P, A., L* et C*.

Tableau 5.3 : Corrélation entre les différents paramètres étudiés

Paramètres	R	P	F	A	TC	IC50	L*	C*	h*
Y	1,000	0,321	0,145	0,351	0,176	-0,207	0,266	0,291	0,250
PC	0,321	1,000	0,227	0,364	0,779	-0,521	0,386	0,444	-0,084
FC	0,145	0,227	1,000	0,656	0,455	-0,275	0,197	0,104	0,109
AC	0,351	0,364	0,656**	1,000	0,519	-0,345	0,595	0,433	-0,154
CTC	0,176	0,779***	0,455	0,519*	1,000	-0,659	0,347	0,348	0,144
IC50	-0,207	-0,521*	-0,275	-0,345	-0,659**	1,000	0,071	0,097	0,055
L*	0,266	0,386	0,197	0,595	0,347	0,071	1,000	0,979	-0,138
C*	0,291	0,444	0,104	0,433	0,348	0,097	0,979***	1,000	-0,124
h*	0,250	-0,084	0,109	-0,154	0,144	0,055	-0,138	-0,124	1,000

Abréviations: R: rendement, P: polyphénols, F: flavonoïdes, A: anthocyanes, TC: tanins condensés, L*: luminosité, C*: chroma, h*: hue°. * $p<0,05$; ** $p<0,01$; *** $p<0,001$

Des résultats similaires aux nôtre, corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antioxydante des figues, ont été rapporté par plusieurs auteurs [3, 44, 58]. Dans d'autres espèces, il a été rapporté que l'activité antioxydante est corrélée avec le contenu en polyphénols mais pas avec le contenu en anthocyanes [94, 186], ce qui est en concordance avec nos résultats.

5.4. Conclusion

Nous avons réalisé une quantification des polyphénols totaux, des flavonoïdes, des anthocyanes et des tanins à travers des méthodes colorimétriques. Ces dosages ont montré que les deux parties de tous les cultivars de figues étudiés renfermeraient des teneurs variables en ces composés phénoliques.

En général, la pelure de la figue est plus riche que sa pulpe en polyphénols totaux (1,63 mg contre 1,11 EAG/g MF en moyenne respectivement), en flavonoïdes (147,76 versus 83,56 µg EQ/g MF en moyenne respectivement), en tanins (6,08 contre 2,06 µg EC/g MF en moyenne respectivement) et en anthocyanes (66,84 versus 41,33 µg EC-3-R /g MF en moyenne respectivement).

Quel que soit le type de production (unifère ou bifère), la pelure de fruit du figuier est toujours la partie la plus riche en différents composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins et anthocyanes).

Les pulpes des figues à peau claire enregistrent des teneurs en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en anthocyanes supérieures à celles enregistrées par les pulpes des figues à peau foncée. En revanche, tous les composés phénoliques dosés sont plus abondants dans la pelure des figues à peau foncée que dans la pelure des figues à peau claire.

A l'exception de la variété 'Bidha', il est bien évident que la pelure du fruit possède une activité antioxydante plus importante que celle de la pulpe à savoir des concentrations inhibitrices moyennes de 18,91 et 29,51 mg/ml respectivement. Les figues unifères sont plus effectives en tant qu'antioxydants que les bifères alors que les figues à peau foncée présentent une activité antioxydante supérieure à celle des figues à peau claire.

Au terme de ce travail, il est important de noter que les différents cultivars de figues et surtout à peau foncée sont une bonne source naturelle de composés phénoliques à propriétés antioxydantes et qu'il est conseillé de consommer le fruit entier car sa pelure comporte plus de principes actifs bénéfiques pour la santé humaine.

CHAPITRE 6

SECHAGE DES FIGUES

6.1 Introduction

En Algérie, les importations des figues sèches enregistrent une évolution à la hausse. Elles passent de 50 tonnes en 2010 à 210 tonnes en 2013 [4]. Celles-ci sont en relation avec la faible transformation des figues fraîches.

Cette situation est engendrée en partie par l'absence de politique nationale pour la production de fruits secs. Ce qui se traduit par une absence caractérisée d'industrie de déshydratation des fruits. Il est alors du devoir vers la société algérienne de participer à promouvoir ces richesses en faisant appel aux procédés les plus faisables et non coûteux pour le bien être de notre économie et surtout pour notre sécurité alimentaire [187].

Le séchage est la méthode la plus utilisée pour stabiliser et prolonger la durée de vie des fruits. L'aptitude au séchage de fruit, la faisabilité et le moindre coût de procédé de séchage sont des critères de choix importants mais ne sont pas suffisants. La préservation de la valeur nutritive, des principes actifs et des caractéristiques gustatives de fruit sont des critères primordiaux.

C'est dans ce contexte que vient le travail de ce chapitre consacré à l'évaluation de l'impact de trois méthodes de séchage sur les composés phénoliques et l'activité antioxydante des figues blanches.

6.2 Matériel et méthodes

6.2.1 Matériel végétal

Des figues bien mures, saines et homogènes de la variété 'Bidha' ont été collectées dans la région de Boukrame (Lakhdaria, Wilaya de Bouira) durant le mois de septembre 2016. Le diamètre moyen des figues est de 3,5 cm.

6.2.2 Réactifs, solvants et appareillage

Tous les produits chimiques utilisés, dans cette étude, sont de qualité analytique. Les réactifs, solvants et appareillage sont résumés dans l'appendice B, Tableau B.1 et Tableau B.2.

6.2.3 Méthodes

Notre étude a été surtout guidée par quatre idées majeures :

- Détermination des cinétiques de séchage des figues ;
- Evaluation de l'impact de quelques techniques de séchage sur la couleur des figues ;
- Evaluation de l'impact des techniques de séchage sur le profil des polyphénols des figues par LC-DAD-ESI-MS ;
- Evaluation de l'impact des techniques de séchage sur l'activité antioxydante des figues.

Le schéma suivant illustre la démarche suivie pour la réalisation de cette étude (Figure 6.1) :

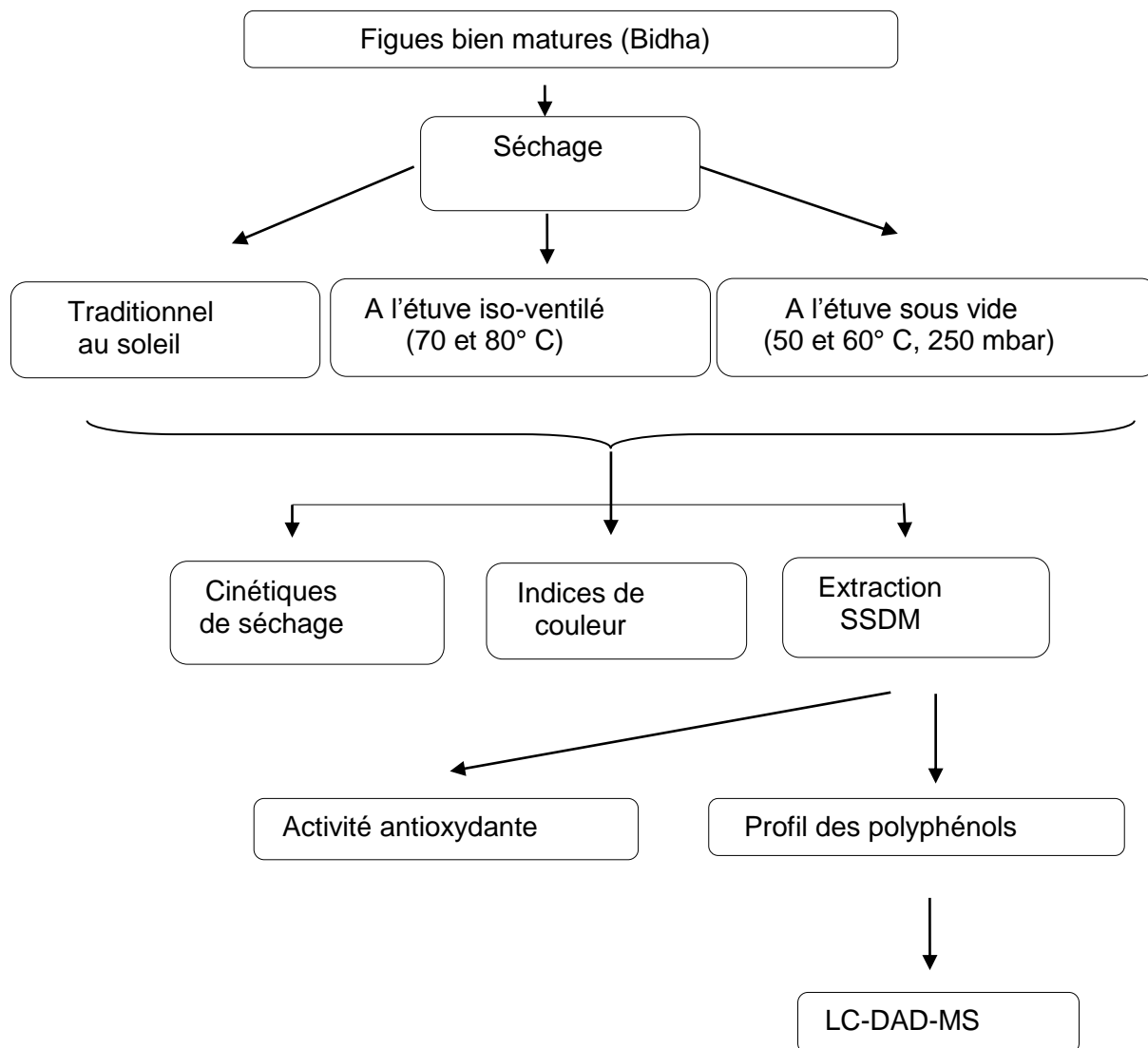


Figure 6.1 : Schéma général de l'étude expérimentale.

6.2.3.1 Détermination de la teneur en eau

La détermination de la teneur en eau des échantillons a été réalisée selon la méthode AFNOR (NF V03-708) [146]. Après homogénéisation du produit, une quantité de 5 g de figue a été introduite dans une capsule. La capsule a été par la suite introduite dans l'étuve chauffée à 105 °C pour 24 h jusqu'à l'obtention d'un poids constant.

L'humidité est exprimée en pourcentage par rapport à la masse initiale (taux d'humidité) ou en teneur en eau :

$$\text{Teneur en eau (exprimée en g H}_2\text{O/g MS)} : w_d = \frac{\text{masse d'eau}}{\text{masse de la matière sèche}} = \frac{m_1 - m_2}{m_2}$$

$$\text{Taux d'eau (en \% bh base humide)} : w_w = \frac{\text{masse d'eau}}{\text{masse du produit humide}} \times 100 = \frac{m_1 - m_2}{m_1} \times 100$$

Où :

m_1 : la masse de la prise d'essai avant le séchage (g)

m_2 : la masse de la prise d'essai après le séchage (g)

La mesure de la teneur en humidité est réalisée à deux moments :

- Figues avant séchage (matière première),
- Figues après séchage.

6.2.3.3 Processus de séchage

Dans ce travail, trois procédés de séchage sont testés à savoir : le séchage conventionnel en utilisant une étuve ventilée (70 et 80 °C), le séchage au soleil et le séchage sous vide en utilisant une étuve sous vide (50 et 60 °C, p= 250 mbar).

✓ Séchage par convection

Le séchage par convection consiste à évaporer l'eau du produit en le soumettant à l'effet de la chaleur jusqu'à l'obtention d'une humidité résiduelle inférieure ou égale à 30 % en utilisant une étuve ventilée. On a déterminé la cinétique de séchage des figues à deux températures : 70 et 80 °C.

✓ Séchage sous vide

Le séchage sous vide consiste à évaporer l'eau du produit en le soumettant à l'effet combiné de la chaleur et du vide en utilisant un séchoir de laboratoire (Heraeus) connecté à une pompe à vide. Deux couples température/pression sont testés : T= 50 °C/P= 250 mbar, T= 60 °C/P= 250 mbar.

✓ Séchage au soleil

Le séchage au soleil consiste à déposer les figues en une seule couche sur des claies au roseau et l'exposées au soleil durant sept à huit jours en les recouvrir la nuit.

✓ Courbes de séchage

Les courbes de séchage des figes blanches ont été déterminées pour les deux méthodes de séchage : à l'étuve à 70 et 80 °C et à l'étuve sous vide à 50 et 60 °C. Il consiste à faire sécher le produit en mode discontinu et de tracer la courbe décrivant l'humidité réduite (g H₂O/g MS) en fonction du temps de séchage. Pour le séchage des figes par convection et sous vide, l'humidité initiale des figes est déterminée et des pesées sont effectuées d'une façon équidistante au cours de séchage (chaque une heure) arrivant à la pesée correspondante à l'humidité recherchée et l'opération est arrêtée à ce stade.

✓ Modélisation

Deux modèles ont été utilisés pour décrire les cinétiques de séchage de figes :

- Modèle de Lewis [188] cité par THU HA [124] :

$$MR = \frac{M - M_e}{M_0 - M_e} = \exp(-kt)$$

- Modèle de Henderson et Pabis [127] cité par CHIBANE [128] :

$$MR = a \exp(-kt)$$

Où : MR : humidité réduite (kg H₂O/ kg MS)

M : humidité à temps t (kg H₂O/ kg MS)

M₀ : humidité initiale (kg H₂O/ kg MS)

M_e : humidité à l'équilibre (kg H₂O/ kg MS)

k : constante de vitesse (min⁻¹)

a : constante pré-exponentielle.

L'adéquation du modèle a été déterminée en utilisant le coefficient de détermination R^2 et l'erreur relative moyenne (ERM) décrite par AMELLAL et BENAMARA [189] et CHIBANE [128] :

$$ERM = \frac{100}{N} \sum_{i=1}^N \frac{|MRei - MRpi|}{MRei}$$

Où : ERM : erreur relative moyenne (%), MRei : humidité réduite expérimentale (g H₂O/g MS), MRpi : humidité réduite prédite par modèle (g H₂O/g MS), N : nombre de points expérimentaux.

✓ Coefficient de diffusion

La diffusivité effective est l'une des propriétés physiques qui permet de caractériser les transferts de masse au sein des milieux poreux. La mesure de ce paramètre est indispensable lors de la modélisation de séchage. De nombreux auteurs ont déterminé la diffusivité effective, en vue soit d'obtenir une meilleure caractérisation physique des milieux, soit d'effectuer des tentatives d'utilisation des modèles théoriques [124].

La diffusivité effective de la figue est estimée en utilisant la deuxième loi mathématique simplifiée de Fick. La solution analytique de la loi unidimensionnelle de diffusion de Fick avec une diffusivité constante de l'humidité pour la sphère est donnée comme suit [190] cité par DOYMAZ [42] :

$$MR = \frac{6}{\pi^2} \sum_{n=1}^{\infty} \frac{1}{n^2} \exp\left(-\frac{n^2 \pi^2 D_{eff} t}{r^2}\right) \dots \dots \dots (1)$$

Où :

Deff : est la diffusivité effective (m²/s)

r : est le rayon de la figue (m).

Pour les longues périodes de séchage (MR < 0,6/ réglage n = 1), l'équation (Eq. 1) peut être simplifiée en ne gardant que le premier terme de la série. Ainsi, après linéarisation de l'équation avec un logarithme népérien, on aboutit à [42, 124,

$$191] : MR = \ln\left(\frac{6}{\pi^2}\right) - \left(\frac{\pi^2 D_{eff} t}{r^2}\right) \dots \dots \dots (2)$$

Le coefficient de diffusion a été calculé en utilisant la méthode des pentes en traçant les données expérimentales de séchage en termes de $\ln(MR)$ par rapport aux données de temps [42]. On doit obtenir une ligne droite de pente (k_2) :

$$k_2 = \left(\frac{\pi^2 D_{eff}}{r^2} \right) \dots \dots \dots (3)$$

6.2.3.4 Indices de couleur

La variation de la couleur de la peau des figues en fonction de mode de séchage a été mesurée en utilisant un colorimètre (Konica MINOLTA CM-2600 d) standardisé par des plaques noir et blanc. Les indices de couleur sont : b^* (bleu au jaune), L^* (noir au blanc), C^* (chroma qui indique l'intensité). La couleur a été mesurée à trois positions (choisies au hasard) par fruits en utilisant trois fruits [44, 94].

6.2.3.5 Extraction

La méthode utilisée pour l'extraction des principes actifs des figues 'Bidha' séchées par différentes méthodes (au soleil, à l'étuve, à l'étuve sous vide) est la SSDM (Sea sand disruption method) décrite par TEIXEIRA et al. [192]. Le sable (issu de la plage de Réghaia, Alger) a été lavé plusieurs fois par l'eau distillée et trois fois par le méthanol et séché à l'air libre avant utilisation.

0,5 g de figue a été placé dans un mortier en verre avec 2 g du sable et 2 ml *n*-hexane. Le matériel est mélangé dans le mortier en utilisant un pilon jusqu'à l'obtention d'un mélange homogène approprié à l'emballage dans une colonne.

Le mélange est transféré dans une seringue de 10 ml contenant trois cercles de papier filtre au bas. Le matériel transféré dans la seringue est recouvert par un autre cercle de papier filtre et comprimé en utilisant le plongeur de seringue. Les principes actifs sont élués successivement par 10 ml d'acétate d'éthyle et de méthanol (70 % v/v) (Figure 6.2). Les extraits sont évaporés en utilisant un rotavapeur à 40 °C jusqu'à l'obtention d'un résidu sec.

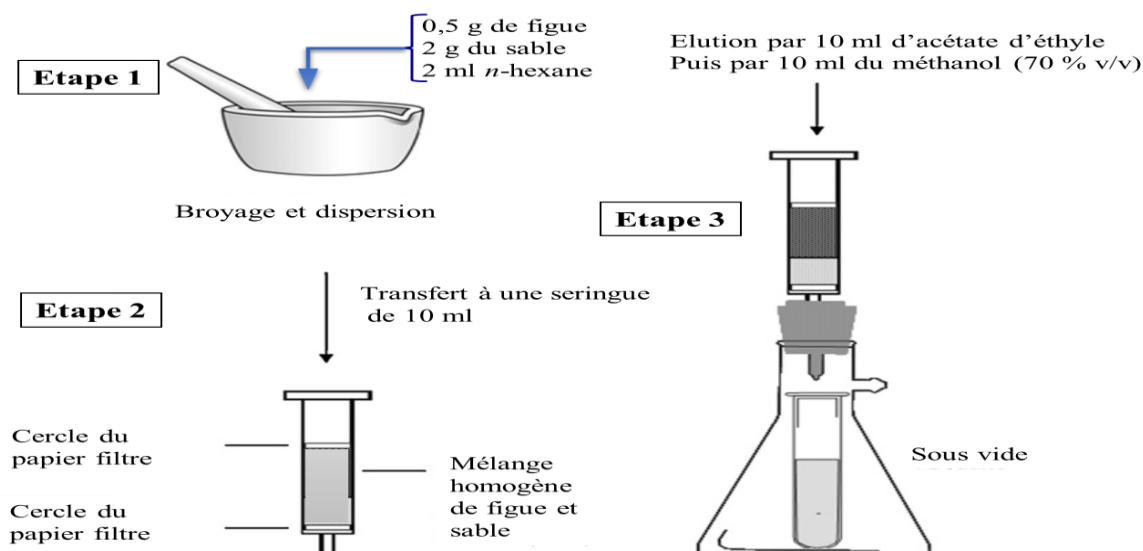


Figure 6.2 : Extraction des polyphénols de figes par SSDM.

6.2.3.6 LC-DAD-ESI-MS

La caractérisation des composés phénoliques dans les figes de la variété 'Bidha' avant et après séchage a été conduite sur une HPLC avec un détecteur à photodiodes (PDA) couplée à un spectrophotomètre de masse et équipé avec une source d'ionisation électrospray (Fleet Thermo Finnigan). La colonne analytique était une phase inversée Zorbax Eclipse XDB C18 (Résolution rapide, taille de particules 3,5 μm , 150 mm x 4,6 mm).

La séparation chromatographique a été réalisée avec la phase mobile à un débit de 0,2 ml/min en injectant 10 μl d'échantillon. La phase mobile était composée de solution aqueuse d'acide formique à 0,1 % (v/v) (A) et d'acétonitrile (B) en utilisant le programme d'élution suivant: 5,0 % B (0-5 min), 5,0-15,0 % B (5-15 min), 15,0 à 60,0 % de B (15 à 60 min), 60,0 à 100,0 % de B (60 à 80 min) et 100,0 % de B (80 à 100 min). Le traitement des données a été réalisé à l'aide du logiciel Xcalibur software (Thermo Finnigan). Les standards : acide chlorogénique, acide vanillique, acide syringique, acide férulique, acide caféique, acide gallique, quercétine, Kaempferol, rutine et cyanidin-3-O-rutinoside ont été injectés.

6.2.3.7 Activité antioxydante

L'impact de mode de séchage sur l'activité antioxydante des figes a été évalué par la méthode de DPPH \cdot (2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyl) décrite par KOH et *al.* [175] (Chapitre 5).

6.2.3.8 Analyses statistiques

La différence significative ($p < 0,05$) entre les différents résultats a été déterminée par l'analyse de la variance ANOVA one-way suivie par le test de Tukey pour les comparaisons multiples en utilisant le Graph Pad Prism 6 statistics program.

6.3 Résultats et discussion

6.3.1 Courbes de séchage

Des courbes de séchage des figes de la variété 'Bidha' à l'étuve (70 et 80 °C) et à l'étuve sous vide (50 et 60 °C. $p=250$ mbar) illustrées par la figures 6.3, il apparait que la température de l'air asséchant influe considérablement sur la vitesse de séchage. Selon THU HA [124], cette influence est due à l'apport de chaleur au produit qui croît avec la température de l'air. L'évolution de la teneur en eau présente une allure décroissante pour l'ensemble des essais.

Les taux de séchage des figes séchés à l'étuve sous vide à 60 °C sont les plus élevés suivis par ceux des figes séchés à l'étuve à 80 °C. Ce qui est expliqué par l'effet de la pression.

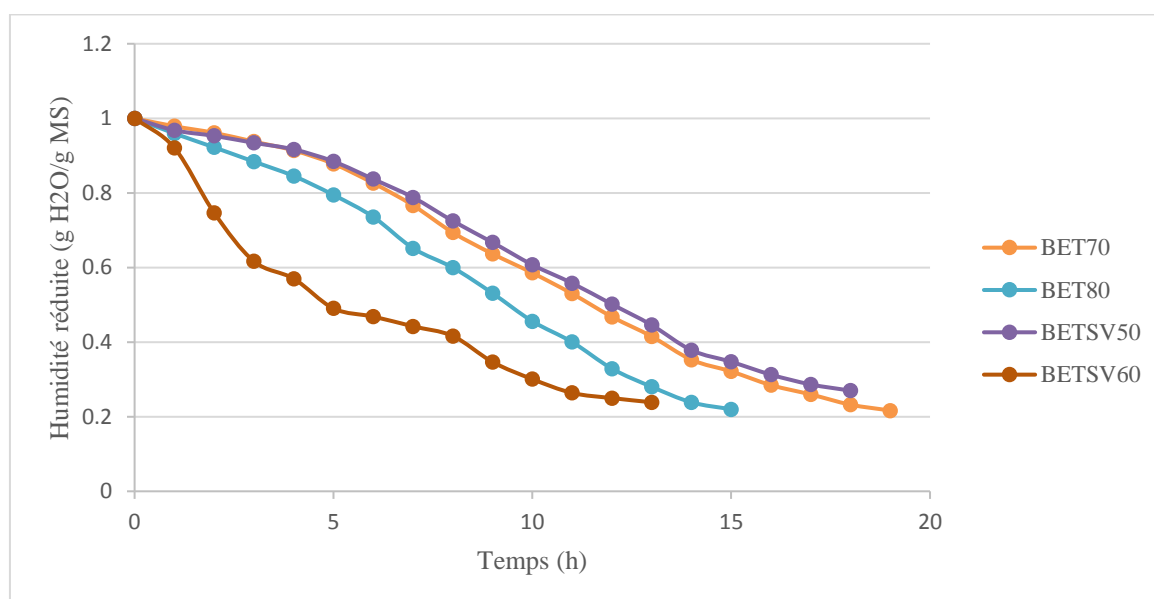


Figure 6.3 : Courbes de séchage des figes de la variété 'Bidha'. BET70 : Bidha séchée à l'étuve à 70 °C. BET80 : Bidha séchée à l'étuve à 80 °C. BETSV50 : Bidha séchée à l'étuve sous vide à 50 °C. BETSV60 : Bidha séchée à l'étuve sous vide à 60 °C.

Dans leur étude de séchage des figues à différentes températures (55 à 85 °C), BABALIS et BELESSIOTIS [193] ont montré que les valeurs initiales de taux de séchage sont presque doublées lorsque la température de l'air asséchant augmente de 55 à 85 °C. Selon ces mêmes chercheurs, cet effet direct prédominant de la température de l'air asséchant sur le taux de séchage devient moins important après approximativement 10 à 15 h.

Les résultats obtenus montrent que le séchage des figues par l'étuve et par l'étuve sous vide à différentes températures nécessite entre 13 à 19 heures pour passer d'une humidité initiale de 51,44 % bh à 26,68 ; 26,78 ; 26,81 et 27,43 % bh pour BET70, BET80, BETSV60 et BETSV50 respectivement.

Selon les travaux d'ABUL-FADL et *al.* [194], le séchage des figues sous vide à 60 °C nécessite 36 heures pour diminuer l'humidité initiale du fruit de 71,59 % bh à 20,30 % bh. D'après ces mêmes auteurs, le couplage de microondes et le sous vide (MWVD method) réduit le temps de séchage à deux heures pour arriver au même taux d'humidité.

Plusieurs chercheurs [124, 128, 193, 195, 196] ont constaté que le temps de séchage des fruits et légumes diminuait considérablement avec l'augmentation de la température de séchage. La cinétique de séchage est influencée significativement par la température alors que la vitesse de l'air asséchant a un effet limité sur le processus de séchage [197].

Les résultats du tableau 6.1 montrent que, les coefficients de déterminations les plus élevés et les erreurs relatives moyennes les plus faibles sont enregistrés par le modèle de Henderson et Pabis ; ce modèle décrit mieux la cinétique de séchage des figues. Ces résultats sont en concordance avec ceux de CHIBANE [128]. Pour les deux modèles testés, les valeurs les plus élevées de R^2 et les plus faibles de MRE sont données par les figues séchées à l'étuve sous vide à 60 °C.

Tableau 6.1 : Constantes et coefficients de séchage des figues en appliquant les modèles de Newton et Henderson et Pabis

Modèle	Variété	Traitement	Constantes	R ²	MRE
Newton	Bidha	ET70	k=0,07	0,910	12,387
		ET80	k=0,087	0,909	11,594
		ETSV50	k=0,063	0,901	11,236
		ETSV60	k=0,118	0,977	5,477
Henderson et Pabis	Bidha	ET70	k=0,088/ a=1,249	0,960	7,929
		ET80	k=0,106/ a=1,216	0,951	8,544
		ETSV50	k=0,079/ a=1,209	0,951	8,204
		ETSV60	k=0,111/ a=0,937	0,983	4,794

Abréviations : ET70 : étuve à 70 °C. ET80 : étuve à 80 °C. ETSV50 : étuve sous vide à 50 °C. ETSV60 : étuve sous vide à 60 °C. a : constante pré-exponentiel. k : constante de vitesse (h⁻¹). R² : coefficient de détermination. MRE : mean relative error (%).

6.3.2 Diffusivité effective

Les valeurs de la diffusivité varient de $3,281 \cdot 10^{-11}$ à $4,610 \cdot 10^{-11}$ m²/s pour les figues de la variété 'Bidha' (Tableau 6.2). Ces valeurs sont inférieures aux diffusivités de figues rapportées par BABALIS et BELESSIOTIS [193] et par DOYMAZ [42]. Elles sont inférieures aussi à celles enregistrées par MARTINEZ-GARCIA et *al.* [197] pour les figues divisées en deux ($5,88 \times 10^{-10}$ à $2,08 \times 10^{-9}$ m² /s).

Les faibles valeurs de la diffusivité effective enregistrées dans notre étude peuvent être expliquées par la forte teneur en sucre qui conduit au rétrécissement et au colmatage de la structure du gel durant le séchage ce qui entraîne une élimination d'un faible taux d'eau [198].

Les valeurs de la diffusivité enregistrées dans notre étude sont incluses dans l'intervalle rapportée pour les aliments allant de 10^{-11} à 10^{-9} m²/ s [197]. Les meilleurs coefficients de diffusion ont été enregistrés par les figues séchées à l'étuve sous vide à 60 °C et à l'étuve à 80 °C. Le sous vide permet de diminuer la température de séchage à 60 °C et d'obtenir des diffusivités effectives proches ou supérieures à celles des figues séchées à l'étuve à 80 °C.

Selon NOOMHORM [199], le rôle de la diminution de la pression dans le séchage est de diminuer la température et d'assurer un transfert de matière rapide ce qui est en accord avec nos résultats.

Tableau 6.2 : Coefficient de diffusion de l'eau dans les de figues 'Bidha' ($\times 10^{-11} \text{ m}^2/\text{s}$)

Modèle	Variété	Traitement	D (m^2/s)
Henderson et Pabis	Bidha	ET70	3,654
		ET80	4,402
		ETSV50	3,281
		ETSV60	4,610

Abréviations : ET70 : étuve à 70 °C. ET80 : étuve à 80 °C. ETSV50 : étuve sous vide à 50 °C. ETSV60 : étuve sous vide à 60 °C. D : coefficient de diffusivité (m^2/s).

Les résultats du tableau 6.2 montrent que les valeurs de la diffusivité effective varient avec la teneur en eau du produit à sécher et avec la température de l'air asséchant, ce qui est confirmé par plusieurs chercheurs [124, 189, 193, 200].

6.3.3 Indices de couleur

La couleur est un attribut très important des aliments, car elle influence l'acceptabilité par le consommateur (40 % du critère d'acceptabilité) [201]. Des couleurs anormales, suggérant la détérioration de la qualité ou du caractère comestible, sont des causes de rejet par le consommateur [202].

L'observation des résultats du tableau 6.3 et la figure G (Appendice G) révèle que les modes de séchage testés affectent considérablement la couleur de la peau et de la pulpe des figues de la variété 'Bidha'.

La valeur de b^* la plus élevée a été enregistrée par les figues séchées à l'air libre alors que les valeurs les plus faibles ont été données par les figues séchées à l'étuve sous vide à 50 et à 60 °C. Les valeurs de la luminosité (L^*) et de chroma (C^*) des figues séchées à l'air libre et à l'étuve à 70 °C sont les plus élevées par rapport aux figues séchées par les autres modes (Tableau 6.3).

Tableau 6.3 : Valeurs de Chromaticité (b^* , L^* et C^*) des figues séchées par différents modes

Variété	Traitement	b^*	L^*	C^*
Bidha	Soleil	43,26±3,25 ^a	65,13±3,65 ^a	34,49±1,69 ^{ab}
	ET70	26,22±3,33 ^b	46,63±4,30 ^b	28,66±3,49 ^a
	ET80	20,81±2,77 ^{bc}	38,12±2,60 ^b	23,37±3,00 ^{ac}
	ETSV50	12,66±2,45 ^c	35,25±0,36 ^b	15,31±2,60 ^c
	ETSV60	12,84±2,25 ^c	38,37±1,38 ^b	15,68±2,48 ^c

Abréviation : b^* : les valeurs négatives indiquent la couleur bleu et les valeurs positives indiquent la couleur jaune. L^* luminosité (s'étendant de noir au blanc), C^* chroma (indiquant l'intensité ou la saturation de la couleur). ^{a, b, c} les moyennes des valeurs dans la même colonne à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Des résultats obtenus, il est évident que le séchage des figues de la variété 'Bidha' à l'air libre donne une couleur jaune-marron lumineuse très satisfaisante. En revanche, l'étuvage à des températures élevés et le sous vide même à des températures faibles intensifient la couleur des figues (Figure a.12).

L'impact des traitements thermiques sur les micronutriments des fruits en lien avec leur effet sur les qualités sensorielles principalement la couleur a été étudié par plusieurs auteurs [203].

Les polyphénols sont impliqués dans la couleur soit sous forme native (anthocyanes, flavonols), soit après oxydation (par le phénomène de brunissement enzymatique) ; ils sont abondants dans les baies, et de nombreux autres fruits, et sont souvent plus concentrés dans les zones externes du fruit [203].

Selon BCHIR et al. [202], beaucoup de réactions peuvent affecter la couleur pendant le traitement thermique des fruits et de leurs dérivés. Les plus communes sont la dégradation des pigments (chlorophylle, β -carotène, etc.) et les réactions de brunissement telles que la réaction de Maillard des hexoses, et l'oxydation de l'acide ascorbique.

D'autres facteurs peuvent affecter la couleur : le pH des fruits, l'acidité, la température, la durée du processus, la variété du fruit et la contamination par les métaux lourds [204-206].

6.3.4 Profils des polyphénols

Pour évaluer l'impact des techniques de séchage utilisées et pour examiner l'influence de type de solvant d'extraction sur les profils des composés phénoliques des figues, l'extraction de ces molécules a été effectuée en utilisant deux solvants à polarités différentes (acétate d'éthyle et méthanol-eau à 70 % v/v).

Les résultats des chromatogrammes des composés phénoliques (Tableaux 6.4 et 6.5 ; figures H.1 et H.2 et tableaux H.1 et H.2) révèlent la présence de plusieurs composés phénoliques de différentes classes (acides hydroxybenzoïques, acides hydroxycinnamiques, flavonols, flavones, flavanones, flavanols, isoflavones et proanthocyanidines).

Les composés phénoliques majoritaires identifiés dans l'extrait d'acétate d'éthyle des figues fraîches (ABNT) sont respectivement : luteolin, prenylgenistein I, iriflophenone-di-C-hexoside, luteolin-8-C-glucoside, apigenin-6,8-C-pentoside-hexoside, dihydroquercetin (taxifolin) et dihydro-p-coumaric acid hexose (Tableau 6.4).

Les principaux acides hydroxybenzoïques et ses dérivés repérés dans l'extrait d'acétate d'éthyle des figues fraîches sont : *p*-hydroxybenzoyl glucoside, vanillic acid glucoside, syringic acid hexoside et syringic acid malate II.

Plusieurs acides hydroxycinnamiques et ses dérivés ont été identifiés dans l'ABNT ; les plus abondants sont respectivement : dihydro-*p*-coumaric acid hexose, *p*-coumaroylhexose II, *p*-coumaric acid hexose, *p*-coumaroylhexose I et 1-*O*-coumaroyl-2-*O*-glucosylglycerol.

Différents flavonoïdes-flavones sont présents dans l'ABNT, tels que luteolin, luteolin 8-*C*-glucoside (orientin), apigenin-*C*-hexoside-*O*-pentoside et apigenin 8-*C*-glucoside (vitexin). Dihydroquercetin (taxifolin), quercetin, et prenylgenistein sont les flavanonols et isoflavones identifiés dans cet extrait. Des tanins hydrolysables comme digalloyl quinic acid I et Galloylquinic acid I et II sont aussi présents dans cet extrait.

Tableau 6.4 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits d'acétate d'éthyle des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif

Peak	ABNT	ABS	ABET70	ABET80	ABESV50	ABESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
1	16,48	16,55	16,73	16,58	16,64	/	305/261/221/219/179	(+) gallocatechin	[207]
2	18,3	18	18,25	/	18,37	18,63	253/179/161/135	2-O-caffeoylglycerol	[208]
3	/	19,62	19,78	19,68	20,05	19,72	117/116	Succinic acid	[209]
4	20,8	/	/	/	/	/	325/265/187/163/145	<i>p</i> -coumaroylhexose I	[210]
5	21,09	21,31	21,04	21,07	21,15	21,2	399/237/219/163/145/117	1-O-coumaroyl-2-O-glucosylglycerol	[208]
6	23,52	23,41	23,82	23,65	23,42	2372	325/163/145/119	<i>p</i> -coumaric acid hexose	[211]
7	25,7	25,45	25,99	25,76	25,77	25,41	325/265/187/163/145	<i>p</i> -coumaroylhexose II	[210]
8	26,71	26,43	26,97	26,75	26,71	/	181/166/151	Syringaldehyde	[212]
9	/	/	/	/	/	28,29	315/153/109	Dihydroxybenzoic acid hexoside I	[213]
10	29,86	29,43	29,97	29,7	29,66		359/197/153/135	Syringic acid hexoside	[214]
11	/	/	/	/	/	31,35	313/197/167/153/133/123/115	Syringic acid malate I	[213]
12	32,46	32,47	32,84	32,62	32,56	/	313/179/135/133/115	Syringic acid malate II	[213]
13	40,48	/	40,77	/	40,4	40,82	327/267/237/207/165/150/121	Dihydro- <i>p</i> -coumaric acid+hexose	[215]
14	/	/	/	/	/	41,95	299/137	<i>p</i> -hydroxybenzoylhexose	[211]
15	43,66	43,25	43,71	/	43,61	/	299/239/179/137	<i>p</i> -hydroxybenzoyl glucoside	[216]
16	/	/	/	45,11	45,03	/	137	Hydroxybenzoic acid derivative	[217]
17	45,73	45,69	46	45,9	45,77	45,59	285/257/243/241/217/199/175/151/133/107	Luteolin	[208]
18	/	/	/	/	46,58	46,39	595/545/461/287/272	Unknown tannin	[210]
19	46,56	46,24	46,76	46,7	/	/	329/167/152/123/108	Vanillic acid glucoside	[213]
20	47,95	47,59	47,78	47,83	47,98	47,92	563/443/414/413/341/294/293	Apigenin-C-hexoside-O-pentoside	[218]
21	/	/	48,28	48,42	/	/	577/457/413/293	Apigenin-C-hexoside-C-deoxyhexoside	[213]
22	49,53	49,33	49,72	49,71	49,32	49,47	299/298/285/284/256/240/239/165/149/133/121	7-methoxy 2'-hydroxy genistein (cajanin)	[213]
23	51,82	51,75	52,01	51,99	51,75	51,77	337/191/163/119	3-Coumaroylquinic acid cis	[219]
24	53,9	53,76	54,06	/	/	/	495/343	Digalloyl quinic acid I	[220]

Tableau 6.4 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits d'acétate d'éthyle des figes (Suite)

Peak	ABNT	ABS	ABET70	ABET80	ABSV50	ABSV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
25	59,91	59,95	60,04	59,96	59,78	59,75	343/191/169	Galloylquinic acid I	[220]
26	/	/	/	60,7	60,29	60,26	635/463/343/211/161	Trigalloyl hexose isomer	[220]
27	62,27	61,84					343/191/169	Galloylquinic acid II	[220]
28	63,82	63,56	63,89	63,97	63,68	63,55	303/285/151/125	Dihydroquercetin (taxifolin)	[213]
29	64,58	64,43	64,61	64,92	64,48	64,49	301/273/179/151/121/107	Quercetin	Stand
30	66,31	66,06	/	/	66,04	65,75	507/345/327/315	Syringetin hexoside	[207]
31	/	/	/	/	/	68,36	417/357/327	Luteolin-6-C-arabinoside	[221]
32	69,37	69,05	69,55	69,38	69,35	/	569/479/461/431/389/359/329/317/287/239/167	Iriflophenone-di-C-hexoside	[222]
33	70,47	/	70,56	70,58	69,94	/	491/329	Tricin-7-O-glucoside	[221]
34	71,21	71	/	/	/	/	449/431/355/329/287/269/193	Ferulic acid hexose derivative I	[210]
35	71,95	71,74	/	/	/	/	449/431/355/329/287/269/193	Ferulic acid hexose derivative I	[210]
36	/	/	/	/	71,78	/	271/177/151/119/107	Naringenin	[213]
37	/	/	/	/	/	74,73	651/329	Tricin-7-O- α -L-rhamnosyl-glucuronide	[221]
38	75,54	75,28	75,7	75,55	75,54	/	447/357/327/285	Luteolin 8- c -glucoside (orientin)	[223]
39	77,54	/	77,69	77,33	77,58	77,68	637/329/314	Quercetin-dimethyl-ether-O-rutinoside	[224]
40	/	78,91	78,83	/	/	/	505/329/314	Quercetin-dimethyl-ether-O-glucoside	[224]
41	79,98	79,75	/	/	/	/	563/545/503/473/443/383/353/325/297/117	Apigenin C-hexoside C-pentoside I	[213]
42	/	80,41	80,28	80,39	80,87	/	579/272/271/269	Naringenin-7-O-rutinoside	[225]
43	82,37	82,25	82,5	/	82,43	/	563/353/473/ 443/383/323/311/297	Apigenin-6, 8-C-pentoside-hexoside	[217]
44	85,68	85,55	85,76	85,63	85,7	85,94	337/293/282/269/268/254/238/225/133	Prenylgenistein I	[213]
45	86,45	86,33	86,55	/	86,47	/	337/293/282/269/268/254/253/238/225/133	Prenylgenistein II	[213]
46	86,98	86,86	87,07	/	86,99	/	337/293/282/269/268/254/253/238/133	Prenylgenistein III	[213]
47	88,06	87,93	88,16	88,08	88,05	87,75	431/311/283/269/268/117/	Apigenin 8-C-glucoside (vitexin)	[213]

/ : N'est pas détecté. RT : temps de rétention (min). Ref : références. ABNT : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha avant séchage. ABS : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha séchée au soleil. ABET70 : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha séchée à l'étuve à 70 °C. ABET80 : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha séchée à l'étuve à 80 °C. ABESV50 : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha séchée à l'étuve sous vide à 50 °C. ABESV60 : extrait d'acétate d'éthyle de Bidha séchée à l'étuve sous vide à 60 °C.

Les techniques de séchage utilisées influent quantitativement et qualitativement sur les profils des composés phénoliques des extraits d'acétate d'éthyle des figes. Le contenu le plus élevé en luteolin (composé majoritaire) a été enregistré par l'ABSV50, soit environ quatre fois plus que le contenu le plus faible donné par l'ABSV60. L'augmentation de la température de séchage par l'étuve a diminué légèrement le contenu en luteolin. Le séchage prolongé à l'air libre (7 à 8 jours) a aussi diminué la teneur en ce composé phénolique.

Le séchage sous vide à 60 °C et à l'étuve à 70 et 80 °C a baissé fortement la teneur en prenylgenistein I, prenylgenistein II et prenylgenistein III dans les extraits d'acétates d'éthyle des figes. Le séchage à température élevée à 60 et à 80 °C à l'étuve sous vide et à l'étuve a détruit le prenylgenistein III. En revanche, le séchage à l'étuve sous vide à 50 °C et à l'air libre préserve mieux ces trois composés.

Contrairement aux composés précédents, les teneurs les plus élevées en iriflophenone-di-C-hexoside ont été enregistrées par les figes séchées à l'étuve à 70 et 80 °C respectivement. Le sous vide à 60 °C a détruit ce composé.

Le séchage des figes à l'air libre et à l'étuve à 80 °C a diminué 2,7 et 3,9 fois leur contenu en luteolin 8-C-glucoside (orientin) alors que le séchage des figes à l'étuve sous vide à 60 °C a détruit ce composé. En outre, les teneurs les plus élevées en orientin ont été enregistrées par ABSV50 et ABET70.

Le contenu des figes en dihydroquercetin a augmenté par le séchage à l'étuve à 80 °C et à l'étuve sous vide à 60 °C en comparaison avec les figes fraîches. En revanche, ces techniques de séchage ont diminuées fortement la teneur en quercetin dans les figes sèches.

Par rapport aux figes fraîches, la teneur en dihydro-*p*-coumaric acid hexose a augmenté dans les figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C alors que dans les figes séchées à l'air libre et à l'étuve à 80 °C ce composé n'a pas été détecté.

On constate une augmentation des teneurs en apigenin-C-hexoside-O-pentoside et en apigenin 8-C-glucoside (vitexin) dans les figes séchées à l'air libre et à l'étuve sous vide à 50 °C en comparaison avec les figes fraîches.

Toutes les techniques de séchages testées ont détruit le *p*-coumaroylhexose I et ont réduit la teneur en *p*-coumaric acid hexose par rapport aux figes fraîches. Apigenin-*C*-hexoside-*C*-deoxyhexoside, naringenin, naringenin-7-*O*-rutinoside, luteolin-6-*C*-arabinoside et trigalloyl hexose isomer n'ont été détectés que dans les figes sèches.

Les composés phénoliques majoritaires identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîche (MBNT) sont respectivement : dihydroxybenzoic acid, kaempferol-3,7-*O*-di-rhamnopyranoside, *trans* 5-*O*-*p*-coumaroylquinique acide, procyanidin dimer I et trisgalloyl glucose (Tableau 6.5).

Les principaux acides hydroxybenzoïques identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîches sont dihydroxybenzoic acid (composé majoritaire) et dihydroxybenzoic acid di-pentoside. En outre, 3-*O*-caffeoylquinic acid (chlorogenic acid), 5-*O*-caffeoylquinic acid (neochlorogenic acid), caffeic acid-*O*-hexoside II, caffeic acid, dicaffeic acid, caffeoylmalic acid I et II, caffeic acid hexose et caffeoyl hexoside sont les acides hydroxycinnamiques identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîches.

Des flavonoïdes-flavonols et flavones (Kaempferol, Kaempferol-3,7-*O*-di-rhamnopyranoside, kaempferol-3-rhamnoside-4''-rhamnoside-7-rhamnoside, kaempferol-3-*O*-alpha-L-arabinoside et tricinn hexoside), des procyanidines (procyanidin dimer I et procyanidin dimer hexoside I), un dihydrochalcone (phloretin hexoside), un gallotanin (tris galloyl glucose) ont été identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîches (Tableau 6.5).

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif

Peak	MBNT	MBS	MBET70	MBET80	MBESV50	MBESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
1	/	/	15,53	/	15,4	/	353/191/179/135	1-O-caffeoylquinic acid I	[225]
2	15,38	15,01	/	/	/	/	435/273/255	Phloretin hexoside	[211]
3	/	/	15,89	/	15,92	15,89	371/209/191	5-O-caffeoylgalactaric acid	[226]
4	/	/	16,19	/	/	16,41	337/191/173/163	cis 5-O-p-coumaroylquinic acid	[214]
5	16,56	16,54	/	/	16,78	/	195	Unknown	/
6	/	/	17,03	/	/	/	515/353/191/179	Caffeoylquinic acid hexoside I	[213]
7	/	17,1	/	/	/	/	195	Unknown	/
8	17,69	17,74	17,86	/	17,45	/	337/191/173/163	<i>trans</i> 5-O-p-Coumaroylquinic acid	[214]
9	/	/	/	/	20,75	20,70	367/191/173/161/139	5-O-feruloylquinic acid	[225]
10	21,06	21,36	21,47	/	21,35	21,84	353/191/179	3-O-caffeoylquinic acid	[225]
11	22,74	22,81	22,42	/	/	/	353/191/179	5-O-caffeoylquinic acid	[213]
12	/	/	/	/	23,9	23,91	341/179/135	Caffeic acid-O-hexoside I	[227]
13	/	/	/	23,79	/	/	355/193/178/149/134	Ferulic acid hexoside I	[213]
14	24,77	24,97	24,7	/	25,07	24,94	341/179/161/135	Caffeic acid-O-hexoside II	[224]
15	/	/	/	25,87	/	/	309/193/134	Ferulic acid malate II	[213]
16	25,91	26,28	26,07	/	/	26,27	179/135	Caffeic acid	Standard
17	27,07	27,66	/	/	/	/	341/281/251/203/179/161/135	Dicafeic acid	[225]
18	28,56	/	/	/	/	/	341/179/135	Caffeic acid hexose	[208]
19	/	/	/	28,58	/	/	533/191	Quinic acid derivative	[224]
20	/	/	/	33,6	/	/	415/285/179/161/143	Caffeic acid derivatived	[224]
21	/	/	/	/	33,88	/	424	Unknown	/
22	/	/	35,81	/	/	35,39	397/235/179/149/131	Caffeic acid-O-hexoside II	[214]

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif (Suite)

Peak	MBNT	MBS	MBET70	MBET80	MBESV50	MBESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
23	/	37,21	37,16	/	/	/	247/179/135	Caffeic acid isoprenyl ester	[228]
24	/	/	/	/	37,09	37,41	247/179/135	Caffeic acid isoprenyl ester (isomer)	[228]
25	38	38,21	37,94	38,22	38,03	/	295/179/133/115	Caffeoylmalic acid I	[213]
26	/	/	/	/	/	38,56	479/389/359/167	Vanillic acid derivative	[224]
27	/	39,31	39,07	/	39,48	39,49	341/179/161	Caffeoylglucopyranose	[210]
28	39,61	39,98	40	/	/	/	341/179	Caffeoyl hexoside	[229]
29	/	40,58	40,65	/	40,53	/	359	Unknown	/
30	41,49	41,73	/	/	/	/	737/611/449	Procyanidin dimerhexoside I	[220]
31	/	/	/	/	/	41,85	359	Unknown	/
32	42,35	42,88	42,6	/	/	/	473/341/323/179/135	Caffeic acid-O-(pentosyl) hexoside	[222]
33	/	/	/	/	/	42,82	359	Unknown	/
34	/	/	/	/	43,32	/	593/417/269	Apigenin dihexoside	[226]
35	/	/	/	/	/	43,43	613/505/493/475/433/415/403/385/373/361/331/251/239/209	Phloretin-3', 5'-di-C-glucoside	[222]
36	43,03	43,65	43,65	/	/	/	295/179/133/115	Caffeoylmalic acid II	[213]
37	44,5	/	44,23	/	/	/	283/179/135	Caffeic acid phenylethyl ester	[228]
38	/	/	/	/	44,97	/	459	Unknown	/
39	/	45,47	/	/	/	/	801/671/477//399/323/261/144/119	Dicaffeoyl-protocatechuic acid diglucoside	[230]
40	/	/	/	/	45,62	/	175/147/133/131/119/	4-Methylumbelliferone	[209]
41	46,12	/	/	/	/	/	153/109/108	Dihydroxybenzoic acid	[213]
42	/	/	46,19	/	/	/	417	Unknown	/
43	/	/	/	46,29	/	46,22	415/285/179/161/143	Caffeic acid derivative	[224]

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif (Suite)

Peak	MBNT	MBS	MBET70	MBET80	MBESV50	MBESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
44	/	/	47,02	/	/	/	493/331/313/283/271/241/169	Caffeoyl-O-glu-galloyl	[229]
45	/	/	47,76	/	/	/	605	Unknown	/
46	47,88	47,52	/	/	/	/	418/417/285/284/256/255/227/183	Kaempferol-3-O-alpha-L-arabinoside	[209]
47	/	/	/	/	/	47,09	499	Unknown	/
48	48,53	/	/	/	/	/	417/285/241/153/152/108/109	Dihydroxybenzoic acid dipentoside I	[213]
49	/	48,29	/	/	/	/	341/215/179/119	gentiobiose	[231]
50	/	/	/	48,75	/	/	205/161/133/117/105	6-carboxyl-umbelliferone	[213]
51	/	/	/	/	48,51	/	415/285/179/161/143	Caffeic acid derivative III	[224]
52	49,33	49,34	/	/	/	/	649/605/479/301	Tris galloyl glucose	[207]
53	/	/	/	/	49,7	/	579/578/577/576/413	Vitexin-2"-O-rhamnoside	[209]
54	/	/	/	50,24	/	/	205/187/161/146/133/118/105	Phellodenol A/hydrated form of 4', 5'-dihydropsoralin	[213]
55	50,65	50,67	/	/	/	/	563	Unknown	/
56	/	/	/	/	50,81	50,81	691	Unknown	/
57	/	/	51,73	/	/	/	849/801/697/577/559/425/407/287	Proanthocyanidin trimer	[210]
58	/	52,25	/	/	/	/	713	Unknown	/
59	/	/	/	/	52,45	/	623/447	Kaempferol (Glc/Gal/+Glu A)	[232]
60	53,64	52,83	/	/	/	/	577/425/451/407/289	Procyanidin dimer 1	[211]
61	/	/	53,77	/	/	/	431/285	Kaempferol-3-O-rhamnoside	[220]
62	/	/	/	/	54,18	/	148/147/146	Quercetin-3-O-rhamnoside	[209]
63	54,72	54,86	/	/	/	/	579/578/577/576/575/432/431/430/285	Kaempferol-3,7-O-di-rhamnopyranoside	[209]
64	/	/	55,84	/	/	55,33	335/179/161/135	5-O-caffeoylshikimic acid	[216]

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif (Suite)

Peak	MBNT	MBS	MBET70	MBET80	MBESV50	MBESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
65	/	/	/	55,59	/	/	286	Unknown	/
66	55,64	55,18	/	/	/	/	529/432/431	Apigenin- <i>O</i> -hexoside derivative	[224]
67	/	/	56,38	/	/	/	771/609/463	6-hydroxykaempferol (Glc/Gal+Rut)	[209]
68	/	/	/	56,62	/	/	153	Unknown	/
69	/	/	/	57,92	/	/	723	Unknown	/
70	58,65	58,53	/	/	/	/	725/724/723/722	Kaempferol-3-Rhamnoside-4"-Rhamnoside-7-Rhamnoside	[209]
71	/	/	/	58,95	/	/	563	Unknown	/
72	/	/	/	60,74	/	/	849/831/577/407/	Proanthocyanidin tetramer	[210]
73	/	/	/	/	60,94	/	491	Unknown	/
74	/	62,59	/	/	/	/	517/337/277/217/193/175	Feruloyl coniferin	[207]
75	/	/	62,7	/	/	/	753	Unknown	/
76	/	/	/	62,44	/	/	533/515/488/371/353	Caffeic acid- <i>O</i> -hexoside derivative	[224]
77	/	/	/	/	63,54	/	285/284/257/255/	Kaempferol -3- <i>O</i> -hexoside	[224]
78	64,28	/	/	/	/	/	753	Unknown	/
79	/	/	/	/	/	64,54	415/285/179/161/143	Caffeic acid derivative II	[224]
80	/	/	/	/	/	69,13	329	Unknown	/
81	67,24	/	/	/	/	/	285/257/151	Kaempferol	Standard
82	71,8	/	/	/	/	/	491/343/329/314	Tricin hexoside	[208]
83	/	72,52	/	/	/	/	449/431/355/329/269/193	Ferulic acid- <i>O</i> -hexoside derivative	[224]
84	/	/	/	73,77	/	/	593/285/257	Kaempferol-3- <i>O</i> -rutinoside	[232]

Tableau 6.5 : Composés phénoliques caractérisés dans les extraits méthanoliques des figes en utilisant un mode d'ionisation négatif (Suite)

Peak	MBNT	MBS	MBET70	MBET80	MBESV50	MBESV60	Fragments	Compounds	Ref
	RT								
85	/	/	/	/	/	73,88	462/461/460/285/284/313	Kaempferol-3-glucuronoside	[209]
86	/	/	74,74	/	74,13	/	505/487/475/343/325/313/307/295	Guaiacyl (8-O-4) caffeoyl alcohol hexoside I	[215]
87	77,05	77,18	/	/	/	/	375/345/327/195/179/165	Guaiacyl 4-O-hexoside (8-O-4) guaiacyl	[215]
88	81,62	/	/	/	/	/	379/351/337/333/315/307/305/289/287	Coumaroylquinic acid derivative	[233]
89	/	/	/	82,35	/	/	571	Unknown	/
90	82,95	/	/	/	/	/	353/335/191/179/173/135	4,5-dicaffeoylquinic acid	[231]
91	/	/	84,51	/	/	/	325	Unknown	/
92	85,98	/	86,26	/	86,3	86,48	513/313/311/179/161	Caffeoyltartaric acid derivative	[224]

/ : N'est pas détecté. RT : temps de rétention (min). Ref : références. MBNT : extrait méthanolique de Bidha avant séchage. ABS : extrait méthanolique de Bidha séchée au soleil. ABET70 : extrait méthanolique de Bidha séchée à l'étuve à 70 °C. ABET80 : extrait méthanolique de Bidha séchée à l'étuve à 80 °C. ABESV50 : extrait méthanolique de Bidha séchée à l'étuve sous vide à 50 °C. ABESV60 : extrait méthanolique de Bidha séchée à l'étuve sous vide à 60 °C.

Le séchage, quel que soit la technique utilisée, influe considérablement sur le contenu en *trans* 5-*O-p*-coumaroylquinic acid. La teneur en ce composé phénolique est trois et trente-deux fois plus dans les figes fraîches que dans les figes séchées à l'air libre et à l'étuve sous vide à 50 °C alors qu'elle est nulle dans les figes séchées par les autres techniques.

Le séchage des figes à l'air libre a diminué six fois le contenu en 3-*O*-caffeoylquinic acid (chlorogenic acid) tandis que le séchage à l'étuve à 70 °C et à l'étuve sous vide à 60 °C a augmenté le contenu en ce composé trois et neuf fois plus. Chlorogenic acid n'a pas été détecté dans les figes séchées à l'étuve à 80 °C.

Les contenus les plus élevés en 5-*O*-caffeoylquinic acid (neochlorogenic acid) ont été enregistrés dans l'extrait méthanolique des figes séchées à l'air libre et dans celui des figes fraîches. Ce composé phénolique n'a pas été identifié dans les extraits MBET80, MBESV50 et MBESV60. La température élevée et le sous vide le détruisent.

Caffeic acid hexose, dihydrobenzoic acid, dihydroxybenzoic acid di-pentoside I, coumaroylquinic acid derivative, 4,1-dicaffeoylquinic acid, tricinn hexoside et Kaempferol n'ont été détectés que dans l'extrait méthanolique des figes fraîches. Le séchage a détruit ces composés ou les a transformés.

D'autre part, phloretin hexoside, dicaffeic acid, procyanidin dimer hexoside I, Kaempferol-3-*O*- α -L-arabinoside, tris galloyl glucose, procyanidin dimer I, kaempferol-3-Rhamnoside-4''-Rhamnoside-7-Rhamnoside et guaiacyl 4-*O*-hexoside (8-*O*-4) guaiacyl n'ont été identifiés que dans les figes fraîches et séchées à l'air libre.

Les différentes techniques de séchage ont conduit à l'apparition de plusieurs composés qui n'ont pas été identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîches tels que : 5-*O*-caffeoylgalactaric acid, *cis* 5-*O-p*-coumaroylquinic acid, 5-*O*-feruloylquinic acid, ferulic acid hexoside I, ferulic acid malate II, caffeic acid isoprenyl ester, vanillic acid derivative, caffeoyl glucopyranose, phloretin-3', 5'-di-*C*-glucoside, 4-methylumbelliferone, 6-carboxyl-umbelliferone, phellodenol A/hydrated form of 4', 5'-dihydropsoralin, kaempferol-3-*O*-rutinoside et kaempferol-3-*O*-hexoside.

L'apparition de ces substances dans les extraits méthanoliques des figes séchées peut être expliquée par la destruction des parois cellulaires par la chaleur et le sous vide et la libération de ces composés.

Plusieurs composés phénoliques appartenant aux différentes classes de polyphénols (acides phénoliques, flavonols, flavones, flavan-3-ols et anthocyanines) ont été identifiés dans les différents cultivars de figes. Les principaux acides phénoliques sont chlorogenic acid, ellagic acid, gallic acid, *p*-coumaric acid, ferulic acid, vanillic acid derivative, syringic acid, dihydroxybenzoic acid hexoside et sinapic acid hexoside [48, 213, 234-236].

Kaempferol rutinoside, quercetin-3-glucoside, quercetin, quercetin derivative 1, quercetin derivative 2 et rutin sont les principaux flavonols déterminés [213]. Les flavanones, flavanonoles et isoflavones : eriodictyol, naringenin, dihydroquercetin, phellodenol A/hydrated form of 4', 5'-dihydropsoralin, prenylhydroxygenistein et prenylgenistein I, II et III ont été aussi identifiés dans les figes [213].

Apigenin, Apigenin 8-C-glucoside, luteolin, orientin, luteolin 6-C-hexose-8-C-pentose, luteolin-3,7-O-diglucoside, luteolin-7-glucoside, apigenin-7-O-rutinoside, apigenin-rutinoside, chrysin, tangeretin, procyanidin B1, procyanidin B2 et procyanidin A sont les flavones et procyanidines identifiés dans les figes [7, 213, 235-237]. La plus part de ces composés phénoliques ou leurs dérivés ont été identifiés dans les extraits d'acétate d'éthyle ou méthanoliques des figes fraîches et séchées que nous avons étudiées.

Bien que plusieurs chercheurs aient signalé que le séchage, en général, est considéré comme défavorable aux principes actifs en raison de la possibilité d'induire une décomposition par oxydation ou par voie enzymatique et une dégradation thermique des polyphénols, l'augmentation de la quantité de composés phénoliques suite au séchage a été rapportée [238].

Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette contradiction telle que la différence des procédures d'extraction et les méthodes d'analyse utilisées dans l'étude et dans l'expression des résultats (sur la base du poids sec ou humide) [239].

Dans le tissu végétal intact, les polyphénols sont strictement compartimentés (vacuole de la cellule) et protégés de l'oxydation. L'effet des traitements thermiques sur les matrices végétales et leurs polyphénols est complexe. En effet, il va intégrer successivement la déstructuration proprement dite, due à la destruction des membranes plasmiques (vers 50 °C) puis des structures pariétales (à haute température), et la dégradation des polyphénols sous l'effet des enzymes libérées ou de réactions purement chimiques [203]

Dans notre étude, une large variation dans les profils des composés phénoliques des figes fraîches et séchées par différentes techniques (surtout pour les extraits méthanoliques) a été observée. Généralement, les figes séchées, par différentes techniques, présentent des quantités élevées de composés phénoliques de différentes classes ce qui préserve les activités biologiques et l'impact positif de ce fruit séché sur la santé des consommateurs.

Les résultats obtenus dans notre étude montrent que les températures élevées combinées ou non au sous vide, ainsi que le séchage prolongé à l'air libre même à des faibles températures diminuent et parfois détruisent certains polyphénols. Nos résultats sont en accord avec ceux de Çoklar et Akbulut [239].

Les variations qualitatives et quantitatives des profils des polyphénols trouvées dans notre étude peuvent être expliquées par l'effet de la température et de la période de séchage, l'humidité, le pH et le solvant d'extraction. Ces variations peuvent être expliquées aussi par l'oxydation des polyphénols qui conduit à la formation des composés phénoliques néoformés. L'impact le plus perceptible de ces molécules est l'apparition de la couleur. Les catéchines et l'acide chlorogénique sont très impliqués dans cette coloration [240].

Selon SLATNAR et *al.*, KAMILOGLU et *al.*, et RUSSO et *al.* [234-236], le séchage a baissé considérablement les teneurs en chlorogenic acid, Kaempferol-rutinoside, quercetin-3-glucoside, quercetin derivatives et apigenin pour les figes à peau jaune. Ce qui est en concordance avec nos résultats pour chlorogenic acid.

La différence entre le profil des composés phénoliques de figes fraîches et celui des figes sèches peut être expliquée par la destruction des membranes suite à un traitement thermique permettant en effet le libre accès de l'oxygène et des enzymes à leurs substrats. Les polyphénols vont pouvoir être exposés à des réactions ; la principale étant l'oxydation, pouvoir diffuser plus librement et pouvoir interagir avec les macromolécules présentes, principalement les polysides pariétaux [203].

En revanche, KAMILOGLU et *al.* et PIGA et *al.* [235, 241] ont montré que les contenus en composés phénoliques ont augmenté après le séchage des figes à peau foncée, des prunes et des pruneaux. Cette situation a été expliquée par l'augmentation de pouvoir d'extraction des composés phénoliques à la suite de la dégradation des parois cellulaires [235].

6.3.6 Activité antioxydante

L'activité antioxydante des composés phénoliques dérive de leur potentiel redox élevé et de leur capacité de donner des électrons ou des atomes d'hydrogène aux radicaux libres, ce qui arrête les réactions indésirables conduisant au stress oxydatif [242].

Les activités antioxydantes, exprimée en CI_{50} , des extraits acétatiques et méthanoliques des figes de la variété 'Bidha' avant et après séchage par différentes techniques sont représentées par les figures 6.4 et 6.5.

Quel que soit la technique de séchage utilisée, la déshydratation des figes augmente leur activité antioxydante. L'extrait acétatique des figes séchées à l'air libre suivi de celui des figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées soient des CI_{50} de $15,84 \pm 0,02$ et $16,60 \pm 0,52$ mg/ml respectivement. Pour le séchage à l'étuve et à l'étuve sous vide, l'augmentation de la température a diminuée légèrement le pouvoir antiradicalaire des figes (Figure 6.4).

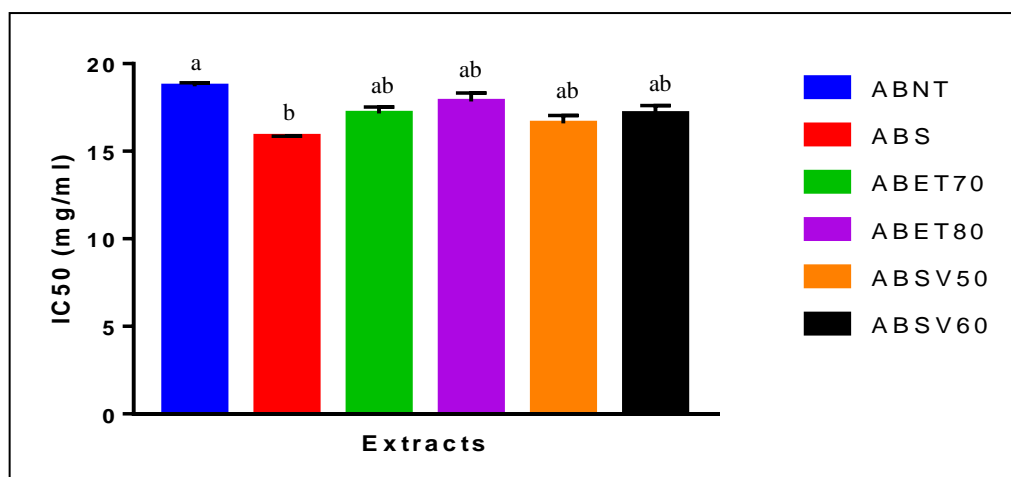


Figure 6.4 : CI₅₀ des extraits acétatiques des figes (mg/ml). (Moyenne \pm SEM).^{a, b} les moyennes des valeurs à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Contrairement aux résultats de l'activité antioxydante des extraits acétatiques des figes, la hausse de la température de séchage a augmenté le pouvoir antioxydant des figes. Cette fois ci, les extraits méthanoliques des figes séchées à l'étuve à 80 °C et à l'étuve sous vide à 60 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées (CI₅₀= 20,25 \pm 0,83 et 20,63 \pm 0,50 mg/ml respectivement (Figure 6.4). L'extrait méthanolique des figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C a un pouvoir antioxydant supérieur à celui des extraits des figes séchées à l'air libre et à l'étuve à 70 °C.

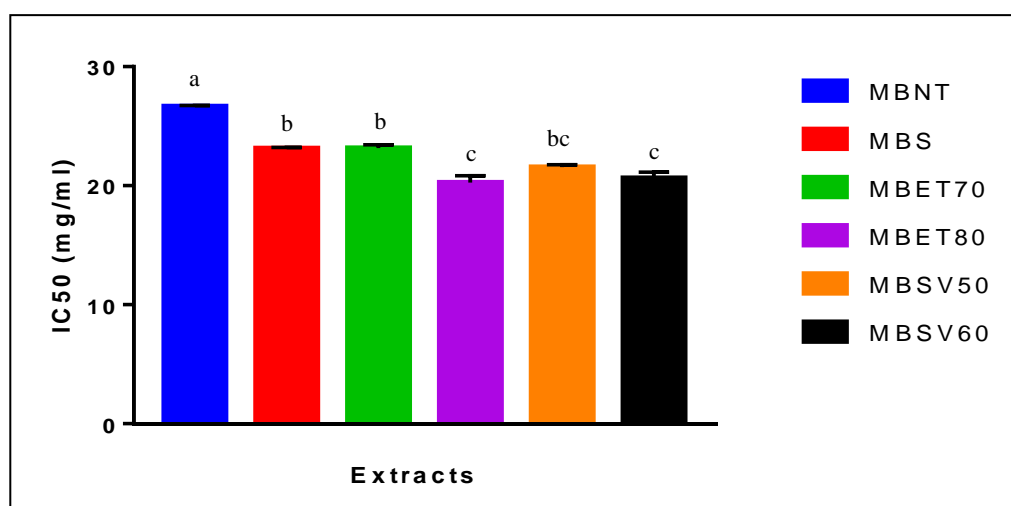


Figure 6.5 : CI₅₀ des extraits méthanoliques des figes (mg/ml). (Moyenne \pm SEM).^{a, b, c} les moyennes des valeurs à différentes lettres correspondent à une différence significative à $p < 0,05$ par le test de Tukey.

Le pouvoir antioxydant des figes enregistré dans cette étude est supérieur à celui de WAHYUNI et *al.* [243] qui ont trouvé une CI_{50} de $33,38 \pm 0,24$ pour les figes sèches.

KONAK et *al.* [244] ont montré que le séchage des figes à peau claire augmente leur activité antioxydante de 15 à 35 %. Ces chercheurs ont expliqué cette augmentation par la formation des produits de la réaction de Maillard connus pour leur capacité de stabiliser les radicaux libres.

Le degré de brunissement est corrélé positivement avec le pouvoir antioxydant. La formation des substances issues de la réaction de Maillard, douées d'activité antioxydante peut contribuer à l'accroissement de l'activité antioxydante des figes séchées à haute température. Ces substances contribuent aussi à l'augmentation de la durée de vie de fruit [245, 246].

Les coproduits de la réaction de Maillard et de caramélisation issus de traitement thermique des aliments augmentent l'activité antioxydante à travers la donation d'un hydrogène ou d'un électron. La réaction de Maillard est une réaction non enzymatique entre un sucre réducteur et un acide aminé, un peptide ou une protéine conduisant à la formation d'un ensemble de coproduits, des substances intermédiaires et des produits bruns (mélanoidines) qui contribuent au développement de l'arôme, le goût, la couleur et l'activité antioxydante des aliments [247].

KONAK et *al.* [244] n'ont pas enregistré une différence significative entre les activités antioxydantes des figes séchées à l'air libre ou à l'étuve ce qui est en accordance avec nos résultats des extraits acétatiques. Le séchage à l'étuve et à l'étuve sous vide à haute température augmente un peu l'activité antioxydante des figes pour les extraits méthanoliques. En revanche, HOXHA et KONGOLI [248] ont rapporté que le séchage des figes à l'air chaud augmente leur teneur en composés phénoliques de 25 à 35 % plus et améliore leur activité antioxydante par rapport aux figes séchées à l'air libre.

De même, MARTINEZ-GARCIA et *al.* [197] ont enregistré une amélioration de l'activité antioxydante des figes séchées à 45, 55 et 65 °C avec l'élévation de la température de séchage. HOXHA et KONGOLI [248] ont constaté une amélioration de l'activité antioxydante des figes après séchage.

CHAUHAN et *al.* 2015 [249] ont rapporté que la longue période de séchage à l'air libre détruit certains composés phénoliques des figes ce qui explique la progression de l'activité antioxydante des figes séchées à haute température par rapport aux figes séchées à l'air libre. Selon ces auteurs, le séchage à l'air libre nécessite une longue période pour la déshydratation, ce qui expose le fruit à l'oxygène atmosphérique et réduit les teneurs en vitamine C et en composés phénoliques.

Plusieurs auteurs confirment que les figes sèches sont considérées comme une source importante d'antioxydants naturels susceptibles d'être utilisés en tant qu'aliment fonctionnel pour prévenir les maladies causées par le stress oxydatif [250].

Des études récentes révèlent que les fruits séchés peuvent avoir des concentrations significativement plus élevées en antioxydants que les fruits frais ce qui est expliqué par la concentration des polyphénols durant le séchage. En revanche, d'autres études montrent que le séchage, en général, diminue le pouvoir antioxydant par dégradation enzymatique ou thermique des polyphénols [238].

ABUL-FADL et *al.* [194] ont confirmé que tous les antioxydants testés (acide ascorbique, polyphénols totaux et flavonoïdes) ont significativement diminué après séchage des figes.

En comparaison, le séchage des prunes augmente leur activité antioxydante ce qui est expliqué par l'augmentation du pouvoir d'extraction des composés à pouvoir antiradicalaire suite à une destruction des parois cellulaires et l'inhibition des enzymes oxydatives par la chaleur [238, 241, 251].

Ces différents résultats peuvent être expliqués par la diversité des méthodes d'extraction et d'évaluation de la capacité antioxydante, la façon d'interprétation des résultats et la différence dans l'évaluation de l'impact des substances interférentes telles que l'acide ascorbique, les caroténoïdes et les saccharides [242].

6.4 Conclusion

Ces dernières années, la demande sur les fruits déshydratés a augmenté et leur marché est en extension. Le séchage des fruits consiste à éliminer une bonne partie de l'eau qu'ils contiennent pour augmenter leur durée de vie, ce qui affecte la qualité nutritionnelle, sensorielle mais aussi thérapeutique du fruit déshydraté.

A travers ce chapitre nous avons présenté la cinétique de séchage des figues blanches de la variété 'Bidha', les résultats de la modélisation des courbes de séchage et de la diffusivité effective, l'impact de trois techniques de séchage (à l'air libre, à l'étuve 70 et 80 °C et à l'étuve sous vide 50 et 60 °C 250 mbar) sur le profil des composés phénoliques et l'activité antioxydante.

La température de l'air asséchant et le sous vide influent considérablement sur la vitesse de séchage. Les taux de séchage des figues séchées à l'étuve sous vide à 60 °C sont les plus élevés suivis par ceux des figues séchées à l'étuve à 80 °C.

Le modèle de Henderson et Pabis décrit mieux la cinétique de séchage des figues. Pour les deux modèles testés, les valeurs les plus élevées de R^2 et les plus faibles de MRE sont données par les figues séchées à l'étuve sous vide à 60 °C. Les meilleurs coefficients de diffusion ont été enregistrés par les figues séchées à l'étuve sous vide à 60 °C et à l'étuve à 80 °C. Le sous vide permet de diminuer la température du séchage à 60 °C et d'obtenir des diffusivités effectives proches ou supérieures à celles des figues séchées à l'étuve à 80 °C.

Les techniques de séchage testées influent considérablement sur la couleur de la peau et de la pulpe des figues de la variété 'Bidha'. Le séchage à l'air libre donne une couleur jaune-marron lumineuse très satisfaisante. En revanche, l'étuvage à des températures élevées et le sous vide même à des températures faibles intensifient la couleur des figues.

Plusieurs composés phénoliques ont été identifiés par LC-DAD-ESI-MS dans les figues fraîches et séchées par différentes techniques (air libre, étuve à 70 et 80 °C et étuve sous vide à 50 et 60 °C, 250 mbar).

Les principaux polyphénols identifiés dans l'extrait d'acétate d'éthyle des figues fraîches (ABNT) sont luteolin, prenylgenistein I, iriflophenone-di-C-hexoside, dihydroquercetin, quercetin, luteolin-8-C-glucoside, apigenin-6,8-C-pentoside-hexoside, *p*-hydroxybenzoyl glucoside, vanillic acid glucoside, syringic acid hexoside, syringic acid malate II, dihydro-*p*-coumaric acid hexose, *p*-coumaroylhexose II, *p*-coumaric acid hexose, *p*-coumaroylhexose I, apigenin 8-C-glucoside (vitexin) et Galloylquinic acid I.

Les polyphénols identifiés dans l'extrait méthanolique des figes fraîches sont dihydroxybenzoic acid, Kaempferol, kaempferol-3, 7-O-di-rhamnopyranoside, *trans* 5-O-*p*-coumaroylquinique acid, procyanidin dimer I, tris galloyl glucose, dihydroxybenzoic acid di-pentoside, 3-O-caffeoylquinic acid, 5-O-caffeoylquinic acid, caffeic acid-O-hexoside II, caffeic acid, dicaffeic acid, caffeoylmalic acid I et II, caffeic acid hexose et caffeoyl hexoside

Les techniques de séchage utilisées influent quantitativement et qualitativement sur les profils des composés phénoliques des extraits d'acétate d'éthyle et méthanoliques des figes. Les techniques de séchage à l'étuve sous vide à 60 °C et à l'étuve à 80 °C sont les plus défavorables aux composés phénoliques.

Une large variation dans les profils des composés phénoliques des figes fraîches et séchées par différentes techniques a été observée. Généralement, les figes séchées, par différentes techniques, présentent des quantités élevées de composés phénoliques de différentes classes ce qui préserve les activités biologiques et l'impact positif de ce fruit séché sur la santé des consommateurs.

Quel que soit la technique de séchage utilisée, la déshydratation des figes augmente leur activité antioxydante. L'extrait acétatique des figes séchées à l'air libre suivi de celui des figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées. Pour le séchage à l'étuve et à l'étuve sous vide, l'augmentation de la température a diminué légèrement le pouvoir antiradicalaire des figes.

Contrairement aux résultats de l'activité antioxydante des extraits acétatiques, les extraits méthanoliques des figes séchées à l'étuve à 80 °C et à l'étuve sous vide à 60 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées. L'extrait méthanolique des figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C a un pouvoir antioxydant supérieur à celui des extraits des figes séchées à l'air libre et à l'étuve à 70 °C.

CHAPITRE 7

ACTIVITES ANTIOXYDANTE ET ANTIMICROBIENNE DES FEUILLES DE *FICUS CARICA* L.

7.1 Introduction

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires communs dans les plantes qui n'ont pas seulement des fonctions physiologiques dans les plantes mais aussi des effets positifs sur la santé humaine parce qu'ils ont la capacité d'agir comme des antioxydants [44]. Les antioxydants ont des rôles importants dans la prévention des processus pathogéniques en relation avec le cancer, les maladies cardiovasculaires, dégénération maculaire, cataractes et asthme, et peuvent renforcer les fonctions immunitaires. Les défenses antioxydantes protègent le corps contre les effets néfastes des radicaux libres générés comme sous-produits durant le métabolisme normal [159].

En addition du rôle antioxydant, il a été rapporté que les composés phénoliques de différentes plantes ont une activité antimicrobienne contre différents microorganismes pathogènes [253-254]. De nos jours, Il y a un intérêt croissant aux plantes médicinales comme alternative aux médicaments synthétiques, particulièrement contre les agents microbiens à cause de l'augmentation de la résistance microbienne contre les antibiotiques [255].

La recherche de nouveaux agents antimicrobiens comme les composés phénoliques devient donc indispensable.

Des milliers de plantes sont connus dans la médecine traditionnelle pour leurs potentiels médicinal et thérapeutique dans le monde entier comme le figuier (*Ficus carica*). Leur fruits, racines et feuilles ont été utilisés dans la médecine traditionnelle pour le traitement de plusieurs désordres comme les maladies gastro-intestinales (colique, ulcères, constipation, perte d'appétit et diarrhées), respiratoires (douleurs de la gorge, toux et problèmes bronchiaux), inflammatoire, tumeurs, furoncles, cancer et les désordres cardiovasculaires ainsi que la prévention de l'anémie nutritionnelle et comme anthelminthique [96, 256, 257].

Les activités biologiques de différentes parties de *F. carica*, principalement, les activités antioxydante et antimicrobienne [10, 48, 157, 258] ; anti-cancérigène [71, 87, 259], anti-inflammatoire [260, 261] et antidiabétique [261] ont été rapportées.

Dans ce chapitre, nous nous sommes intéressés à l'étude des principes actifs des feuilles de dix variétés algériennes de figuier et leurs activités biologiques en déterminant leurs teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes ainsi que leurs activités antioxydantes et antimicrobiennes.

7.2 Matériel et méthodes

7.2.1 Matériel végétal

Les feuilles de dix variétés du figuier (*Ficus carica* L.) ont été récoltées au mois de septembre 2013 dans la région de Lakhdaria (Wilaya de Bouira). Parmi les dix variétés étudiées : sept sont de type unifère (Bidha, Hamra, Onk Elhamam, Zarrouk, Chatwi, Boughandjo et Safra), deux sont de type bifère (Bakkor Biadh et Bither) et un caprifiguier (Dhokkar) (Tableau 7.1). Les feuilles ont été séchées durant vingt jours à température ambiante, à l'obscurité et dans un endroit aéré pour mieux conserver les molécules sensibles à la chaleur et à la lumière.

Après séchage, les feuilles ont été broyées jusqu'à l'obtention d'une poudre fine homogène. La poudre fine est ensuite conservée à l'abri de l'humidité. La granulométrie fine de la poudre permet d'augmenter la surface de contact entre l'échantillon et le solvant.

Tableau 7.1 : Variétés du figuier étudiées et leurs types.

Variétés	Types
Bidha	
Hamra	
Onk Elhamam	
Zarrouk	Unifère
Chatwi	
Boughandjo	
Safra	
Bakkor Biadh	Bifère
Bither	
Dhokkar	Caprifiguier

7.2.2 Réactifs, solvants, milieux de culture et appareillage

Tous les produits chimiques utilisés dans ce travail sont de qualité analytique (Appendice B, Tableau B.1). Les appareils utilisés dans ce travail sont représentés dans le tableau B.2 (Appendice B).

7.2.3 Souches testées

L'effet antimicrobien des feuilles de *F. carica* a été testé sur deux souches fongiques (*Aspergillus brasiliensis* et *Candida albicans*), cinq bactéries à Gram+ (*Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecalis* et *Micrococcus luteus*) et quatre bactéries à Gram- (*Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Salmonella sp.*) (Tableau 7.2).

Les souches microbiennes ont été conservées à 4 °C. dans des tubes stériles contenus 10 ml de gélose incliné (Mueller-Hinton pour les bactéries et Sabouraud pour les champignons).

Tableau 7.2 : Sources des souches microbiennes testées

Souches	Sources
1. Bactérie	
<i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 6538)	Institut Pasteur (Alger)
<i>Bacillus cereus</i> (ATCC 10876)	
<i>Bacillus subtilis</i> (ATCC 9372)	
<i>Micrococcus luteus</i> (ATCC 4698)	
<i>Enterococcus faecalis</i> (ATCC 29200)	
<i>Klebsiella pneumoniae</i> (ATCC 4352)	
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (ATCC 27853)	
<i>Escherichia coli</i> (ATCC 25922)	
<i>Salmonella sp.</i>	Laboratoire algérien des médicaments LAM (Tipaza)
2. Levure	
<i>Candida albicans</i> (ATCC 10231)	SAIDAL de Gué de Constantine (Alger)
3. Moisissure	
<i>Aspergillus brasiliensis</i> (ATCC 16404)	

7.2.4 Méthodes

Notre étude a été surtout guidée par trois idées majeures :

- Tests phytochimiques,
- Extraction de polyphénols des feuilles de dix variétés du figuier et détermination de :
 - Rendement d'extraction ;
 - Teneur en polyphénols totaux ;
 - Teneur en flavonoïdes ;
- Etude, *in vitro*, des activités biologiques des extraits des feuilles de *Ficus carica* L :
 - Activité antioxydante ;
 - Activités antibactérienne et antifongique.

Le schéma suivant (Figure 7.1) illustre la démarche suivie pour la réalisation de cette étude :

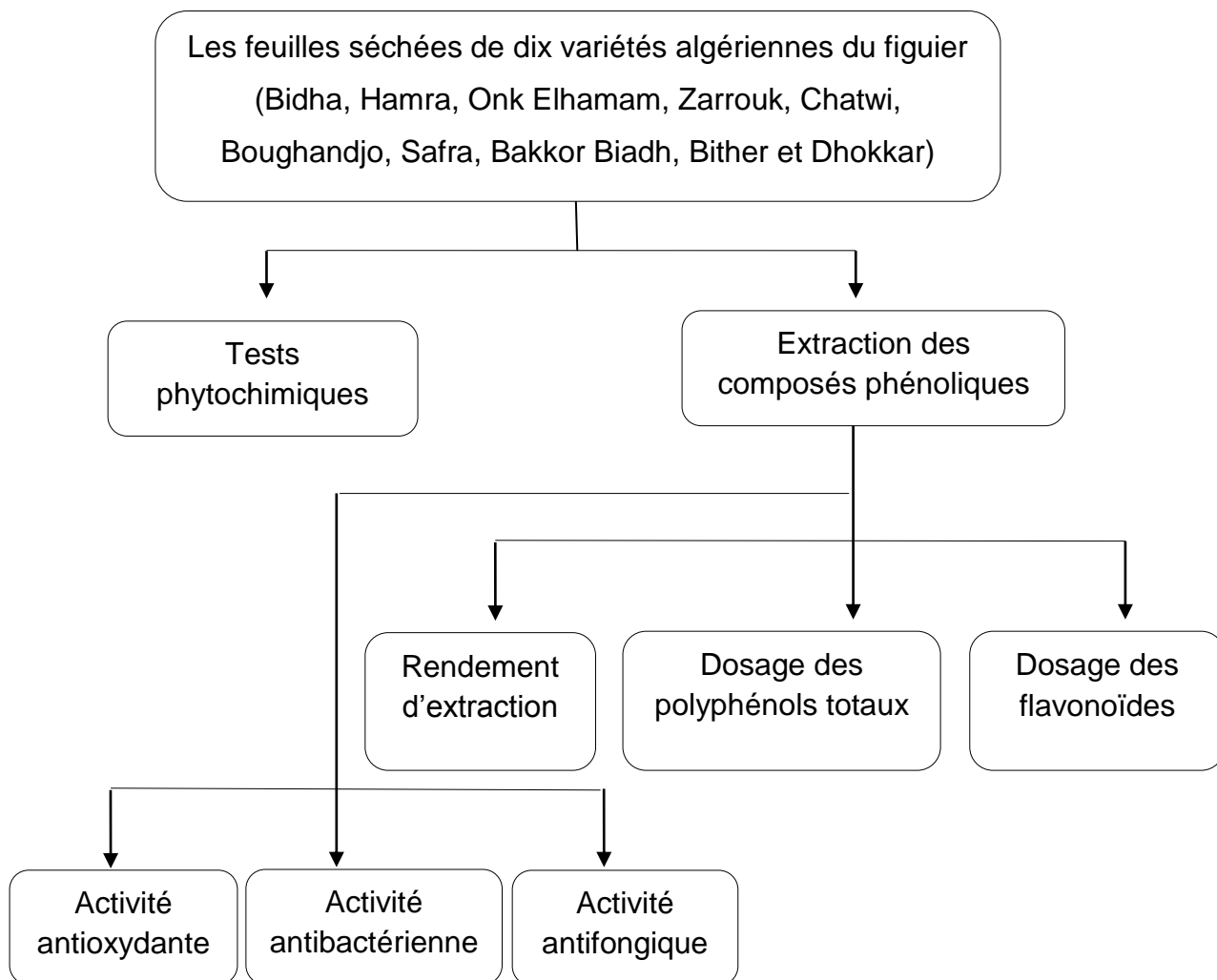


Figure 7.1 : Schéma général de l'étude expérimentale.

7.2.4.1 Tests phytochimiques

Le test phytochimique (screening) ne renseigne pas sur la structure d'une molécule bien déterminée. Il met seulement en évidence la présence de telle ou telle famille chimique pouvant contenir un échantillon. Différentes familles de composés chimiques ont été testées en préparant une infusion de 5 g de la poudre de feuille du figuier dans 50 ml d'eau distillée durant 30 minutes pour chaque variété étudiée [263].

➤ Les substances phénoliques

- Test des flavonoïdes : Les flavonoïdes ont été recherchés par la réaction à la cyanidine. A 1 ml d'extrait méthanolique à tester, ajouter 1 ml d'alcool chlorhydrique, 1 ml d'alcool iso-amylque et 2 à 3 copeaux de magnésium. L'apparition d'une coloration rose-orangé à violet ou rouge indique la présence des flavonoïdes.
- Test des tanins : A 1 ml d'extrait aqueux ou méthanolique, ajouter 200 µl d'une solution de FeCl₃ à 1 %. Un test positif est révélé par l'apparition d'une coloration bleue-noire ou verdâtre. La différenciation entre les tanins galliques et catéchiques se fait par le réactif de Stiasny (méthanol-acide chlorhydrique concentré 2 : 1 v/ v).
- Tanins catéchiques : A 1 ml de l'infusion, ajouter 0,5 ml de réactif de Stiasny ; le mélange obtenu est chauffé au bain-marie à 90 °C pendant 15 minutes. L'apparition d'un précipité montre la présence des tanins catéchiques.
- Tanins galliques : Pour révéler les tanins galliques, filtrer le mélange précédemment chauffé et prélever 0,5 ml du filtrat. Le filtrat est ensuite saturé avec de l'acétate de sodium et à ce mélange il est ajouté 100 µl d'une solution de FeCl₃ à 1 % (P/ V). Le développement d'une teinte bleu-noire indique la présence de tanins galliques non précipités par le réactif de Stiasny.

➤ Les Saponosides

5 ml d'extrait aqueux sont bien mélangés avec 10 ml d'eau distillée pendant 2 mn. La formation d'une mousse persistante après 15 mn confirme la présence des saponosides

➤ Les Coumarines

Placer 1 g de feuilles de *Ficus carica* L humide dans un tube à essai. Couvrir le tube avec un papier imbibé d'une solution de NaOH et le placer dans un bain marie pendant quelques minutes. Toute fluorescence jaune indique la présence de coumarines après l'examen sous UV à 366 nm.

➤ Les anthocyanes

Quelques gouttes d'ammoniaque diluée à $\frac{1}{2}$ sont ajoutées à 5 ml d'extrait aqueux des feuilles de *Ficus carica* L. La réaction donne une coloration bleue en présence d'anthocyane.

➤ Les anthraquinones

Bouillir 1g de la plante pendant quelques minutes en présence de 10 ml de KOH 0,5 N et 1 ml d' H_2O_2 à 5 %. Refroidir le mélange, filtrer puis acidifier le filtrat avec l'acide acétique. Extraire la solution acide obtenue avec 10 ml de benzène. Agiter l'extrait benzénique en présence de 5 ml de NH_4OH . Une réaction positive est révélée par la formation d'une couleur rouge au niveau de la couche alcaline.

➤ Alcaloïdes

Les tests ont été réalisés par des réactions de précipitation avec les réactifs de Mayer [mélange temporaire ajusté à 100 ml d'une solution A (1,358 g de chlorure de mercure $HgCl_2$ dans 60 ml d'eau distillée) et d'une solution B (5 g d'iodure de potassium KI dans 10 ml d'eau distillée)]. De Wagner [2 g de KI et 1,27 g de I sont dissous dans 75 ml d'eau distillée, puis ajustés à 100 ml avec l'eau distillée]. Et de Dragendorff [mélange ajusté à 100 ml d'une solution A (0.5g de bismuth nitrate ($Bi(NO_3)_3 \cdot 5 H_2O$) + 20 ml d'acide acétique 20%) et d'une solution B (5 ml de KI à 40 % dans l'eau distillée)].

Prendre 1 ml d'extrait à analyser dans 3 tubes à essai et ajouter 5 gouttes de réactif de Mayer dans le premier tube, 5 gouttes du réactif de Wagner dans le second tube et 5 gouttes du réactif de Dragendorff dans le troisième tube, l'apparition d'un précipité blanc, brun et orange, respectivement, révèle la présence des alcaloïdes.

Les résultats des tests phytochimiques ont été évalués comme suit : +++ : fortement positif ; ++ : moyennement positif ; + : faiblement positif ; - : négatif.

7.2.4.2 Extraction des composés phénoliques

L'extraction des polyphénols des feuilles du figuier a été effectuée par la méthode de Soxhlet « extraction solide-liquide ». 30 g de poudre des feuilles de différentes variétés du figuier ont été extraites par 300 ml du méthanol pure dans un appareil du Soxhlet durant 8 heures (six cycles) à une température de 50 °C.

L'extrait obtenu est filtré sur un papier filtre N° 1 puis évaporé sous vide (rotavapeur type BÜCHI) à une température de 40 °C jusqu'à l'obtention d'un résidu sec. L'extrait est conservé au réfrigérateur jusqu'à son utilisation.

7.2.4.3 Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est calculé par la formule suivante :

$$R (\%) = \frac{M_{ext}}{M_{mv}} \times 100$$

Où : R : Rendement d'extraction en % ;

M_{ext} : Masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg ;

M_{mv} : Masse de la matière végétale de départ en mg.

7.2.4.4 Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu précédemment décrite dans le chapitre 5 [168].

La concentration en composés phénoliques totaux est exprimée en milligramme équivalent acide gallique par gramme d'extrait sec en se référant à la courbe d'étalonnage d'acide gallique (Appendice E, Figure E.6).

7.2.4.5 Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes totaux a été effectué par la méthode colorimétrique du chlorure d'aluminium selon le protocole décrit par KOOLEN et *al.* [170]. (Chapitre 5). La concentration en flavonoïdes est exprimée en milligramme équivalent quercétine par gramme d'extrait sec en se référant à la courbe d'étalonnage de la quercétine (neuf concentration de 0,5 à 8 µg / ml p/v) (Appendice E, Figure E.7).

7.2.4.6 Activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits de différentes variétés de feuilles du figuier et à différentes concentrations (50 à 2800 µg/ml) a été évaluée *in vitro* par la méthode de DPPH· (2,2-Diphényl-1-picrylhydrazyl) rapportée par KOH et *al.* [175] (Chapitre 5). Les CI₅₀ des extraits de feuilles de figuier et des standards ont été estimés à partir de l'équation de la courbe de tendance de chacun (CI₅₀ de l'échantillon correspond à la concentration permettant 50 % d'inhibition du DPPH·).

7.2.4.7 Activité antimicrobienne

➤ Préparation des extraits

Les extraits méthanoliques secs de feuilles de dix variétés du figuier (*Ficus carica* L.) ont été dissous dans le diméthyle sulfoxyde (DMSO) pour obtenir une concentration finale de 150 mg/ml pour chaque extrait. Le choix est porté sur le DMSO parce que nos résultats ont montré qu'il permet une très bonne diffusion des extraits de feuilles du figuier et une bonne homogénéité du mélange extrait-milieu de culture d'une part et d'autre part, il ne présente aucun effet sur toutes les souches testées.

➤ Préparation de l'inoculum

Après la réactivation des souches bactériennes dans un bouillon nutritif pendant 24 h à 37 °C, un deuxième repiquage est réalisé dans des boîtes Pétri contenant de la gélose nutritive puis incubées à 37 °C pendant 18 h, pour avoir une culture en phase de croissance exponentielle. À l'aide d'une anse de platine, on racle 3 à 5 colonies bien isolées et identiques de chacune des souches bactériennes et on les mets dans 10 ml d'eau physiologique.

La densité optique de la suspension bactérienne doit être de 0,8 à 0,1 à 625 nm (équivalent à 0.5 Mc Ferland). On admet que cette densité est équivalente à 10^8 CFU/ml. La suspension bactérienne est ensuite diluée à 1/10 dans de l'eau physiologique pour avoir une concentration finale de 10^7 CFU/ml. Pour les champignons, on ajuste la concentration finale de l'inoculum à 10^6 CFU/ml.

➤ Diffusion sur gélose

L'évaluation des activités antibactériennes et antifongiques des extraits des feuilles du figuier a été réalisée par la méthode de diffusion sur gélose selon LAZREG AREF et al. [264].

➤ Ensemencement et dépôt des disques

L'ensemencement a été réalisé par écouvillonnage sur gélose dans une boîte Pétri, un écouvillon chargé de la suspension bactérienne ou fongique est frotté sur la totalité de la surface gélosée en stries serrées. L'opération est répétée deux fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois et l'ensemencement est terminé en passant l'écouvillon au bord de la boîte.

Les disques stériles de 9 mm de diamètre (NO. 321 261 Germany), imbibés par 50 µl d'extrait de feuilles de figuier (7,5 mg par disque), sont déposés délicatement sur la surface de la gélose inoculée à l'aide d'une pince stérile (5 disques/boîte). Pour faire une comparaison avec nos résultats, deux antibiotiques (Ciprofloxacine à 100 µg/disque et Oxacilline 500 µg/disque), un antifongique (Lamidaz 100 µg/disque) et le DMSO (témoin négatif) ont été testés. Les boîtes de Pétri ont été incubées à température ambiante pendant 30 minutes, puis dans une étuve pendant 24 heures à 37 °C pour les bactéries et à 30 °C pendant 48 à 72 heures pour les champignons.

➤ Lecture des antibiogrammes et des fongigrammes

La lecture des résultats a été faite par la mesure de diamètre de la zone d'inhibition (mm), qui est présentée par une auréole formée autour de chaque disque où aucune croissance n'est observée (diamètre de disque, 9 mm, inclus).

➤ Détermination de la CMI et CMB

Nous avons déterminé la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide (CMB) de tous les extraits des feuilles de figuier uniquement pour deux souches bactériennes, *Staphylococcus aureus* et *Bacillus cereus*, parce qu'elles sont les plus sensibles aux extraits (diamètre d'inhibition \geq 15 mm [265]), les autres souches ont été éliminées parce qu'elles sont peu ou pas sensibles aux extraits.

➤ Détermination de la CMI

La concentration minimale inhibitrice (CMI) a été déterminée suivant la méthode de macrodilution dans un milieu liquide (bouillon Mueller-Hinton).

Les extraits ont été dilués dans le DMSO puis des dilutions successives au demi ont permis de préparer une gamme de dilution allant de 2,187 à 70 mg/ml. Dans des tubes à essai stériles, on mélange 950 µl de bouillon Mueller-Hinton, 50 µl de la suspension bactérienne (10^7 UFC/ml) et 1 ml de chaque dilution d'extrait pour avoir des concentrations finales allant de 1,09 à 35 mg/ml puis les tubes sont incubés pendant 24 h à 37 °C. La plus faible concentration de tube qui ne présente aucun trouble visible à l'œil nu correspond à la CMI.

➤ Détermination de la CMB

Pour la détermination des concentrations minimales bactéricides (CMB), un prélèvement de 10 µl à partir des tubes qui ne présentent pas un trouble visible est déposé en strie sur gélose Mueller-Hinton. La boîte ensemencée est incubée 24 heures à 37 °C. La plus faible concentration qui tue 99,99 % des bactéries correspond à la CMB.

7.2.4.8 Analyses statistiques

Les résultats de différentes expériences sont exprimés en moyenne ± SEM (standard error of mean) de trois mesures. Les droites d'étalonnage sont calculées par la méthode de la régression linéaire en utilisant l'Excel.

La différence significative entre les différents résultats a été déterminée par l'analyse de variance (ANOVA one-way) suivie par le test de Tukey pour les comparaisons multiples avec un risque d'erreur α fixé à 5 %. L'analyse statistique a été réalisée par le GraphPad Prism 6 statistics program.

7.3 Résultats et discussion

Dans notre étude nous nous sommes intéressés aux tests phytochimiques et à l'extraction des polyphénols des feuilles de dix variétés du figuier ainsi qu'à leurs activités antioxydantes et antimicrobiennes. Les résultats obtenus sont représentés dans les différents tableaux et figures ci-dessous.

7.3.1 Tests phytochimiques

Les résultats des tests phytochimiques des extraits de feuilles de différentes variétés de *Ficus carica* L. sont représentés dans le tableau 7.3.

Les résultats obtenus montrent que tous les extraits de feuilles de différentes variétés du *F. carica* testés sont très riches en polyphénols, en flavonoïdes et en coumarines. Ces extraits révèlent une présence modérée de saponosides et des alcaloïdes et une absence totale de tanins, des anthocyanes et des anthraquinones. Nos résultats sont en concordance avec ceux de PATIL et *al.* [93].

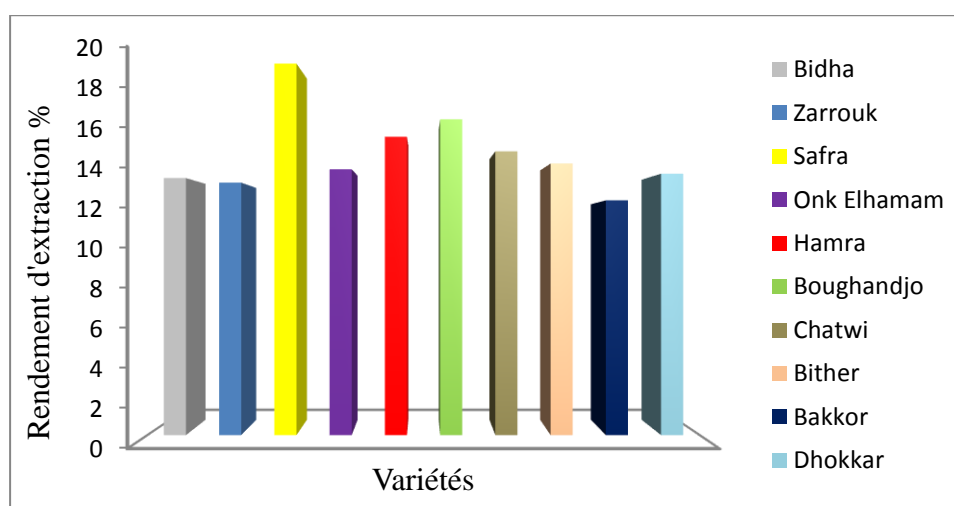
Tableau 7.3 : Composition phytochimique des extraits des feuilles du figuier

Composants Variétés	Poly	Flavo	Tan	Alcal	Coum	Antho	Anthr	Sap
OKH	+++	++	-	+	++	-	-	+
HAM	+++	++	-	+	++	-	-	+
ZAR	+++	++	-	+	+	-	-	+
BOG	+++	++	-	+	++	-	-	+
SAF	+++	++	-	+	++	-	-	+
BID	+++	++	-	+	++	-	-	+
CAT	+++	++	-	+	++	-	-	+
BIT	+++	++	-	+	++	-	-	+
BAB	+++	++	-	+	++	-	-	+
DOK	+++	++	-	+	++	-	-	+

Abréviations : BID : Bidha, BOG : Boughandjo, ZAR : Zarrouk, SAF : Safra, OKH : Onk Elhamam, HAM : Hamra, BAB : Bakkor Biadh, BIT : Bither, CAT : Chatwi, DOK : Dokkar. Poly : polyphénols, Flav : flavonoïdes, Tan : tanins, Alcal : alcaloïdes, Coum : coumarines, Antho : Anthocyanes, Anthr : Anthraquinones, Sap : Saponosides. +++ : Très abondant ; ++ : abondant ; + : présence modérée ; - : absent.

7.3.2 Rendement d'extraction

Il ressort des résultats de rendements d'extraction illustrés par la figure 7.2, que le plus grand rendement d'extraction a été obtenu pour la variété Safra (19,81 %) suivi par les variétés 'Boughandjo', 'Hamra', 'Chatwi', 'Bither' et 'Onk Elhamam' dont les rendements d'extraction sont respectivement 16,84, 15,91, 15,13, 14,48 et 14,17 %. Les autres variétés enregistrent des rendements allant de 12,52 % pour 'Bakkor Biadh' à 13,94 % pour 'Dhokkar'.

**Figure 7.2** : Rendements d'extraction %

Nos rendements d'extraction sont nettement supérieurs à ceux enregistrés par PATIL et *al.* [93] sur les extraits d'éther du pétrole, de chloroforme et du méthanol (9, 12, 8 % respectivement) obtenus par Soxhlet.

La différence de rendement d'extraction d'une variété à l'autre peut être due à la variabilité de la composition chimique de ces dernières et au degré de solubilisation des principes actifs de chaque variété dans le solvant d'extraction (méthanol).

7.3.3 Teneur en polyphénols totaux

Le tableau 7.4 résume les résultats de la teneur en polyphénols totaux des extraits méthanoliques des feuilles de dix variétés du figuier.

Tableau 7.4 : Teneur en polyphénols totaux des feuilles de différentes variétés du figuier (mg EAG/g ES)

Variétés	Polyphénols totaux (mg EAG/g ES)
Onk Elhamam	49,741 ± 0,817 ^a
Hamra	42,889 ± 0,357 ^b
Zarrouk	48,815 ± 0,515 ^{af}
Bouhandjo	47,407 ± 0,522 ^{ae}
Safra	48,074 ± 0,464 ^{ae}
Bidha	53,519 ± 0,417 ^c
Chatwi	52,370 ± 0,353 ^{ac}
Bither	58,704 ± 0,455 ^d
Bakkor Biadh	45,889 ± 0,849 ^e
Dhokkar	46,074 ± 0,134 ^e

Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. ^{a, b, c, d, e, f} Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey). (mg EAG /g MS) : mg équivalent acide gallique par g d'extrait sec.

Les résultats du dosage des polyphénols totaux des feuilles de différentes variétés de *F. carica* montrent que la variété 'Bither' suivie par 'Bidha' et 'Chatwi' sont quantitativement les plus riches en polyphénols totaux dont les teneurs sont 58,70±0,45 ; 53,52±0,42 et 52,37±0,35 mg EAG/g ES respectivement.

Les autres variétés enregistrent des teneurs qui varient entre 42,89±0,36 mg EAG/g ES pour 'Hamra' soit la plus faible teneur et 49,74±0,82 mg EAG/g ES pour 'Onk Elhamam'.

L'analyse statistique de résultats des teneurs en polyphénols totaux des feuilles du figuier montre qu'il existe une différence significative ($p < 0,05$) entre les dix variétés étudiées.

Les feuilles des variétés bifères suivies par les feuilles des variétés unifères sont les plus riches en polyphénols totaux (en moyenne : $52,30 \pm 5,23$ et $48,97 \pm 2,01$ mg EAG/g ES respectivement). En revanche, la variété 'Dhokkar' enregistre la teneur la plus faible en polyphénols ($46,07 \pm 0,13$ mg EAG/g ES).

Les teneurs en polyphénols totaux des feuilles de dix variétés algériennes du figuier étudiées ($42,89 \pm 0,36$ à $58,704 \pm 0,45$ mg EAG/g MS) sont nettement supérieures à la somme des polyphénols déterminée par OLIVEIRA et al. [48]. Ces derniers ont enregistré $32,41$ et $34,47$ mg /g d'extrait lyophilisé des feuilles de 'Branca Tradicional' et 'Pingo de Mel'. Nos résultats sont aussi supérieurs à ceux enregistrés par KONYALIOGLU et al. [52] et à ceux de GHAZI et al. [51] ($907,02 \pm 33,24$ mg EAG/100 g). En outre, la tige de *F carica* est la partie la plus riche en polyphénols ($133 \pm 3,50$ mg GAE/g MS) par rapport aux autres parties de l'arbre [84] et les fruits sont la partie la plus pauvre en ces substances actives ($2,12$ mg EAG/g MF) [44].

D'après VALLEJO et al. [7] et OLIVEIRA et al. [48], la teneur en polyphénols totaux diffère significativement en fonction de la partie de l'arbre en suivant cette ordre : feuilles > pelure > pulpe.

Cette différence dans les résultats est en relation avec les variétés étudiées, la nature des feuilles (fraîches ou séchées) et la méthode d'extraction et de dosage. En effet, le dosage par la méthode de Folin-Ciocalteu donne une évaluation brute de tous les composés phénoliques d'un extrait. Il n'est pas spécifique aux polyphénols, mais beaucoup de composés peuvent réagir avec le réactif, donnant un taux phénolique apparent élevé [266].

Les concentrations en polyphénols totaux enregistrées dans notre étude sont nettement inférieures à celle enregistrée par AO et al. [267] dans l'extrait méthanolique des feuilles d'une plante du même genre (*F. microcarpa*) à savoir $128 \pm 1,2$ mg équivalent acide gallique/g d'extrait).

Qualitativement, les feuilles de figuier sont constituées de trois acides hydroxycinnamiques (3-O- et 5-O-acide caffeoylquinique et acide férulique), deux flavonoïdes glycosides (quercetin 3-O-glucoside et quercetin 3-O-rutinoside) et deux furanocoumarines qui sont le psoralen et le bergapten [48, 256]. En outre, TEIXEIRA et al. [192] ont identifié l'acide chlorogénique dans les feuilles du figuier. Par rapport aux autres parties de l'arbre, la tige et les feuilles sont les plus riches en polyphénols surtout en flavonoïdes qui agissent comme un filtre protecteur des chloroplastes contre les rayons UV destructeurs [268].

7.3.4 Teneur en flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent une classe des polyphénols très importante, par le nombre élevé de ses composés et leurs diverses activités biologiques. Les résultats de dosage des flavonoïdes, exprimés en mg EQ/g ES, des extraits méthanoliques des feuilles de différentes variétés du figuier sont rapportés dans le tableau 7.5.

Tableau 7.5 : Teneur en flavonoïdes des feuilles de différentes variétés du figuier (mg EQ/g ES)

Variétés	Flavonoïdes totaux (mg EQ/g ES)
Onk Elhamam	12,558 ± 0,116 ^a
Hamra	12,492 ± 0,093 ^a
Zarrouk	11,700 ± 0,132 ^a
Boughandjo	14,455 ± 0,396 ^b
Safra	16,093 ± 0,166 ^{ce}
Bidha	15,446 ± 0,040 ^{deg}
Chatwi	16,211 ± 0,156 ^e
Bither	13,980 ± 0,060 ^{fbe}
Bakkor Biadh	14,795 ± 0,306 ^{gb}
Dhokkar	11,667 ± 0,041 ^a

Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. a, b, c, d, e, f, g Deux lettres différentes correspondent à une différence significative ($p < 0,05$) entre les variétés (test de Tukey). (mg EQ /g MS) : mg équivalent quercétine par g d'extrait sec.

Des résultats de tableau 7.5, on constate que les extraits des variétés 'Chatwi' et 'Safra' ont enregistré des concentrations en flavonoïdes proches ($16,21 \pm 0,16$ et $16,09 \pm 0,17$ mg EQ/g ES) et supérieures aux autres variétés. En revanche, des teneurs similaires et plus faibles ont été enregistrées par les variétés 'Dhokkar' et 'Zarrouk' soit $11,67 \pm 0,041$ et $11,70 \pm 0,13$ mg EQ/g ES respectivement.

L'analyse statistique de résultats des teneurs en flavonoïdes des feuilles du figuier révèle qu'il existe une différence significative ($p < 0,05$) entre les dix variétés étudiées. Les feuilles des variétés bifères suivies par les variétés unifères sont les plus riches en flavonoïdes (moyennes : $14,39 \pm 0,33$ et $14,14 \pm 1,08$ mg EQ/g ES) par rapport aux feuilles du caprifiguiier.

Nos résultats des flavonoïdes des extraits méthanoliques des feuilles du figuier ($13,94$ mg EQ/g MS en moyenne) sont proches à ceux de KONYALIOGLU et *al.* [52], sur les extraits (n-Hexane, éthanol, méthanol, acétate d'éthyle et eau) des feuilles de la même plante obtenues par macération ($7,02$ à $13,97$ mg /g MS). Ces résultats montrent que le solvant et la méthode d'extraction influe significativement sur la teneur en flavonoïdes. En revanche les teneurs en flavonoïdes ($40,73$ mg/g) rapportées par ALLAHYARI et *al.* [269] sont très supérieures aux nôtres.

En comparaison avec les résultats de SAOUDI et EL FEKI, [84] sur la tige du figuier ($43,25 \pm 2$ mg EQ/g MS), il s'avère que la tige est plus riche en flavonoïdes que les feuilles.

Les concentrations en flavonoïdes enregistrées dans notre étude sont nettement supérieures à celle indiquée par AO et *al.* [267] dans l'extrait méthanolique des feuilles d'une plante du même genre (*F. microcarpa*) à savoir $9,4 \pm 0,6$ mg équivalent rutine/g d'extrait).

7.3.5 Activité antioxydante

Les profils d'activité anti-radicalaire obtenus sont rapportés en forme de courbes (Appendice I, Figure I.1) afin de pouvoir mieux caractériser cette activité. Les différentes courbes révèlent que chaque extrait étudié possède un effet antioxydant dépendant de sa concentration, ce qui est confirmé par plusieurs auteurs [48, 270].

D'après la figure I.1, (Appendice I), les courbes de l'activité antioxydante de l'ensemble des extraits des feuilles de différentes variétés de *F. carica* semblent prendre une même tendance évolutive. On remarque une forte ascension de la courbe d'inhibition du DPPH· de 50 µg/ml jusqu'à 1200 µg/ml, en prenant une tendance constante (phase stationnaire) à partir de 1600 µg/ml pour les variétés 'Bidha', 'Chatwi', 'Onk Elhamam' et 'Zarrouk'. Dans la phase stationnaire, le pouvoir antiradicalaire est compris entre 88 et 92 % correspondant à un optimum d'activité antioxydante des extraits.

Pour les variétés 'Bither' et 'Dhokkar', la phase stationnaire commence à partir d'une concentration de 2000 µg/ml correspondant à un pourcentage d'inhibition d'environ 89 %. Les autres variétés (Hamra, Boughandjo, Safra et Bakkor Biadh) nécessitent une concentration plus élevée (2400 µg/ml) pour arriver à la phase de stabilité en enregistrant des pourcentages d'inhibition allant de 87 à 89 %.

L'analyse statistique des données met en évidence une inhibition significative ($P < 0,05$) du radical DPPH· par les extraits.

Les pourcentages d'inhibition du DPPH· enregistrés par l'extrait aqueux ($74,58 \pm 1,60$ % à 8 mg/ml) et par l'extrait méthanolique ($63,29 \pm 2,51$ % à 8 mg/ml) des feuilles de *F. carica* rapportés par GHAZI et *al.* [51] sont nettement inférieurs aux nôtres à des concentrations plus faibles ($92,68 \pm 0,08$ % à 2 mg/ml pour Onk Elhamam).

Afin de mieux caractériser l'activité antiradicalaire des extraits des feuilles du figuier, nous avons évalué le pouvoir antioxydant de deux standards l'un de nature phénolique (acide gallique) et l'autre synthétique (BHT : butylhydroxytoluène). Les résultats, exprimés en pourcentage, de l'activité inhibitrice du DPPH· de l'acide gallique et de BHT sont illustrés dans la figure I.2 (Appendice I).

L'observation de la figure I.2 révèle une augmentation exponentielle du pourcentage d'inhibition du DPPH· en fonction de la concentration jusqu'à 300 µg/ml pour l'acide gallique et 220 µg/ml pour le BHT en enregistrant des pouvoirs d'inhibition du DPPH· de $80,17 \pm 0,63$ et $91,59 \pm 0,03$ % respectivement.

En comparant les résultats des pouvoirs antioxydants de l'acide gallique et du BHT avec ceux de nos extraits méthanoliques bruts, il s'avère que l'ensemble des extraits phénoliques des feuilles du figuier présentent une activité antioxydante modérée. Cette supériorité du pouvoir antioxydant des standards testés par rapport aux extraits étudiés peut être expliquée par l'impureté de ces derniers qui comportent d'autres substances non antioxydantes.

Les concentrations inhibant 50 % du DPPH· (IC₅₀) des différents extraits de feuilles de figuier, de BHT et de l'acide gallique ont été calculés à partir de la partie linéaire des courbes de pourcentage d'inhibition du DPPH· en fonction de la concentration (Tableau 7.6). Les valeurs de IC₅₀ les plus faibles correspondent aux activités anti-radicalaires les plus élevées.

De tableau 7.6, on constate que les extraits des variétés 'Chatwi', 'Onk Elhamam', 'Bither', 'Bidha' et 'Zarrouk' semblent avoir les effets inhibiteurs les plus puissants sur le radical DPPH·, notant des IC₅₀ allant de 659,97±0,92 à 681,77±5 µg/ml. Par contre, la variété 'Bakkor Biadh' possède l'effet inhibiteur le plus faible sur le radical DPPH· soit une IC₅₀ de 1119,59±12,24 µg/ml.

Tableau 7.6 : Activité antioxydante des feuilles du Figuier, acide gallique et BHT

Variétés	IC ₅₀ (µg/ml)
Onk Elhamam	665,19 ± 4,38 ^{ecg}
Hamra	1094,32 ± 8,00 ^a
Zarrouk	681,77 ± 5,00 ^{dbceg}
Bouhandjo	1037,13 ± 5,92 ^a
Safra	983,56 ± 6,15 ^f
Bidha	672,55 ± 2,726 ^{bcdeg}
Chatwi	659,97 ± 0,92 ^c
Bither	665,76 ± 3,36 ^{gc}
Bakkor Biadh	1119,59 ± 12,24 ⁱ
Dhokkar	931,74 ± 5,16 ^h
Gallic acid	15,48 ± 0,125 ^j
BHT	82,77 ± 0,432 ^k

IC₅₀ (µg /ml) : concentration d'extrait qui inhibe 50 % du DPPH·. Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures. ^{a, b, c, d, e, f, g, k, i, j} Deux lettres différentes correspondent à une différence significative (p<0,05) entre les variétés (test de Tukey). BHT : butylhydroxytoluene.

La comparaison des IC₅₀ des extraits méthanoliques des feuilles de *F. carica* avec celles des antioxydants standards, montre que les extraits étudiés sont moins actifs que le BHT (82,77±0,43 µg/ml) et l'acide gallique (15,48±0,12 µg/ml). Ces différences pourraient être liées à l'impureté des extraits d'une part et à la nature des constituants non phénoliques qui se trouvent dans ces extraits bruts.

Statistiquement, il existe une différence significative ($p < 0,05$) de l'activité antioxydante entre les extraits méthanoliques des feuilles du figuier et les antioxydants standards (BHT et acide gallique) et entre les extraits eux-mêmes.

Les concentrations qui inhibent 50 % du DPPH· dans notre étude sont nettement supérieures à celles enregistrées par ALLAHYARI et *al.* [269] soit une IC₅₀ de 66,66 µg/ml par l'extrait méthanolique des feuilles du figuier obtenu par macération. Elles sont supérieures aussi à celles d'OLIVEIRA et *al.* [48] qui ont rapporté des IC₅₀ de 150,4 et 119,2 µg/ml pour les feuilles des variétés 'Pingo de Mel' et 'Branca Tradicional' respectivement.

La comparaison des IC₅₀ de nos extraits des feuilles avec celle de la tige (420±3,3 µg/ml), de la pulpe (5556 µg/ml) et de la peau de figue (2948,7 µg/ml) [48, 84] montre que la tige du figuier a un pouvoir antioxydant supérieur aux autres parties de l'arbre. Cependant, les feuilles ont une activité inhibitrice du DPPH· nettement plus élevée que la pulpe du fruit et sa peau. OLIVEIRA et *al.* [69] ont montré que le pouvoir antioxydant du latex de *F. carica* dépend de sa concentration en enregistrant un IC₂₅ de 1049 µg/ml

L'extrait méthanolique des feuilles d'une plante du même genre (*F. microcarpa*) enregistre une concentration minimale inhibitrice du DPPH (IC₅₀= 21,4±0,1 µg/ml) hautement inférieure à la nôtre [267].

L'activité antioxydante des feuilles du figuier est en corrélation positive avec la teneur en polyphénols totaux ($r=0,748$) mais pas avec la teneur en flavonoïdes ($r=0,007$). La corrélation entre le pouvoir antioxydant et la teneur en polyphénols totaux a été rapportée par plusieurs auteurs [3, 52, 58, 270]. En effet, ces antioxydants phénoliques sont capables de réduire les espèces réactives d'oxygène (ERO), englobant les radicaux libres, par un mécanisme de protection des biomolécules (le cas des acides gras polyinsaturés) de l'oxydation [270, 271].

7.3.6 Activité antimicrobienne

Nous avons étudié *in vitro* l'activité antimicrobienne des extraits des feuilles de dix variétés de *F. carica* contre neuf bactéries à Gram + et à Gram - et deux champignons à savoir une levure et une moisissure. Les tests ont été faits par la méthode de diffusion sur milieu solide et la CMI et CMB ont été déterminées par la méthode de macrodilution.

Si les extraits doivent être soumis aux essais biologiques, la toxicité du solvant peut également être critique car même en traces, le solvant ne devrait pas empêcher le procédé biologique. L'attention devrait également être prêtée aux interactions possibles entre le solvant et les corps dissous pendant que le solvant peut réagir avec certains composés pour produire des complexes ou pour causer la décomposition, la déshydratation, ou l'isomérisation de ces composés [272]. Pour cela, le DMSO a été choisi comme solvant puisque il montre une bonne dissolution des extraits secs et ne présente aucun effet sur la croissance normale des souches microbiennes.

7.3.6.1 Diffusion sur gélose

Les résultats de la sensibilité des souches microbiennes aux antibiotiques, aux antifongiques et aux extraits de *F. carica* sont représentés par les figures J.1, J.2, J.3, J.4 et J.5 (Appendice J).

Les souches de bactéries à Gram + (*Bacillus subtilis*, *Bacillus cereus*, *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus luteus*) ont montré des sensibilités différentes à l'oxacilline (OX) (Tableau 7.7) dont les diamètres d'inhibition varient de 17,67±0,67 mm pour *Bacillus cereus* à 58,67±0,33 mm pour *Bacillus subtilis*.

Pour les bactéries à Gram-, *Salmonella* sp. est la plus sensible à la Ciprofloxacine soit un diamètre d'inhibition de 48±0,58 mm suivi par *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* (45,67±0,67 et 42,67±0,88 mm respectivement). Toutefois, *Aspergillus brasiliensis* est plus sensible à Lamidaz (32,33±1,45 mm) que *Candida albicans* (20,67±0,67 mm).

Tableau 7.7 : Diamètres d'inhibition des antibiotiques et des antifongiques (mm)
(Diamètre du disque inclus)

Souches	Oxacilline (OX)	Ciprofloxacine (Ci)	Lamidaz (Lam)
<i>Staphylococcus aureus</i>	38,00±0,58	/	/
<i>Bacillus cereus</i>	17,67±0,67	/	/
<i>Bacillus subtilis</i>	58,67±0,33	/	/
<i>Micrococcus luteus</i>	23,67±0,67	/	/
<i>Enterococcus faecalis</i>	/	30,67±0,67	/
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	/	39,67±0,67	/
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	/	45,67±0,67	/
<i>Escherichia coli</i>	/	42,67±0,88	/
<i>Salmonella sp</i>	/	48,00±0,58	/
<i>Candida albicans</i>	/	/	20,67±0,67
<i>Aspergillus brasiliensis</i>	/	/	32,33±1,45

Les valeurs représentent la moyenne de 3 mesures ± SEM, / : non déterminé.

La plus part des extraits des feuilles de *F. carica* testés a montré une activité bactéricide contre les souches bactériennes à Gram+ et à Gram- et une activité antifongique modérée contre les souches fongiques (Figure 7.5).

L'extrait de feuilles de la variété 'Zarrouk' enregistre l'activité antibactérienne la plus élevée à savoir un diamètre d'inhibition moyen de 15,22±1,6 mm (n=9) suivie par l'extrait de Dhokkar avec un diamètre moyen très proche de précédent (15,15±1,39 mm). Cependant, l'extrait de 'Bakkor Biadh' est le moins actif contre les bactéries testées (11,15±0,5 mm).

Staphylococcus aureus et *Bacillus cereus* sont les souches bactériennes les plus sensibles aux extraits de *F. carica* soit en moyenne 21,23±1,29 et 16,2±0,68 mm respectivement (n=10). En revanche, *Salmonella sp.* est la plus résistante aux extraits (10,17±0,30 mm en moyenne).

Statistiquement, l'activité antibactérienne des extraits de *F. carica* diffère significativement avec la souche de bactérie et la matière végétale ($p < 0,05$).

Les bactéries à Gram + sont les plus sensibles aux extraits du figuier soit un diamètre d'inhibition moyen de $15,4 \pm 0,6$ (n=50) par rapport aux bactéries à Gram - ($11,3 \pm 0,243$ mm en moyenne, n=40) mais il n'y a pas une différence significative entre les deux groupes ($p > 0,05$). Ce phénomène a été précédemment rapporté par plusieurs auteurs [82,265, 273]. On ne connaît pas exactement pourquoi les bactéries à Gram négatives sont moins susceptibles, mais ça peut être lié à la membrane externe qui contient le peptidoglycane et les lipopolysacharides dotant la surface bactérienne d'une forte hydrophobicité et agit comme une forte barrière de perméabilité [265].

Les extraits testés ne révèlent aucun effet sur *Aspergillus brasiliensis* et enregistrent un effet inhibiteur modéré contre *Candida albicans* dont l'extrait de Dhokkar est le plus actif à savoir un diamètre d'inhibition de $10,87 \pm 0,67$ mm.

Les extraits des feuilles de *F. carica* ont enregistré une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus subtilis*, *Micrococcus tetragenus*, *Proteus vulgaris* et *Erwinia uredovora* [274, 275]. Le latex du figuier montre une activité antimicrobienne contre une large gamme de bactéries comprenant des espèces résistantes aux antibiotiques et des souches fongiques [10, 264].

De même, AREF et al. [81] ont rapporté que l'extrait d'acétate d'éthyle du latex est le plus actif et inhibe cinq souches bactériennes (*Enterococcus faecalis*, *Citobacter freundei*, *P. aeruginosa*, *E. coli* et *P. mirabilis*) et trois souches fongiques (*Candida albicans*, *Cryptococcus neoformans*, *Microsporium canis*). Deux fractions protéiques à activité antifongique contre *Trichoderma viride* ont été isolées et purifiées à partir des feuilles de *F. carica* par YAN et al. [276].

En revanche, aucune activité antibactérienne n'a été enregistrée par l'extrait aqueux de *F. carica* contre *Bacillus cereus*, *Staphylococcus epidermidis*, *S. aureus*, *E. coli* et *Pseudomonas fluorescens* [48].

L'extrait méthanolique des feuilles d'une plante du même genre (*F. microcarpa*) à $400 \mu\text{g}/\text{disque}$ inhibe la prolifération de *Escherichia coli*, *Bacillus cereus* et *Bacillus subtilis* en enregistrant des diamètres d'inhibitions allant de $7,5$ à $12 \pm 0,5$ mm [267].

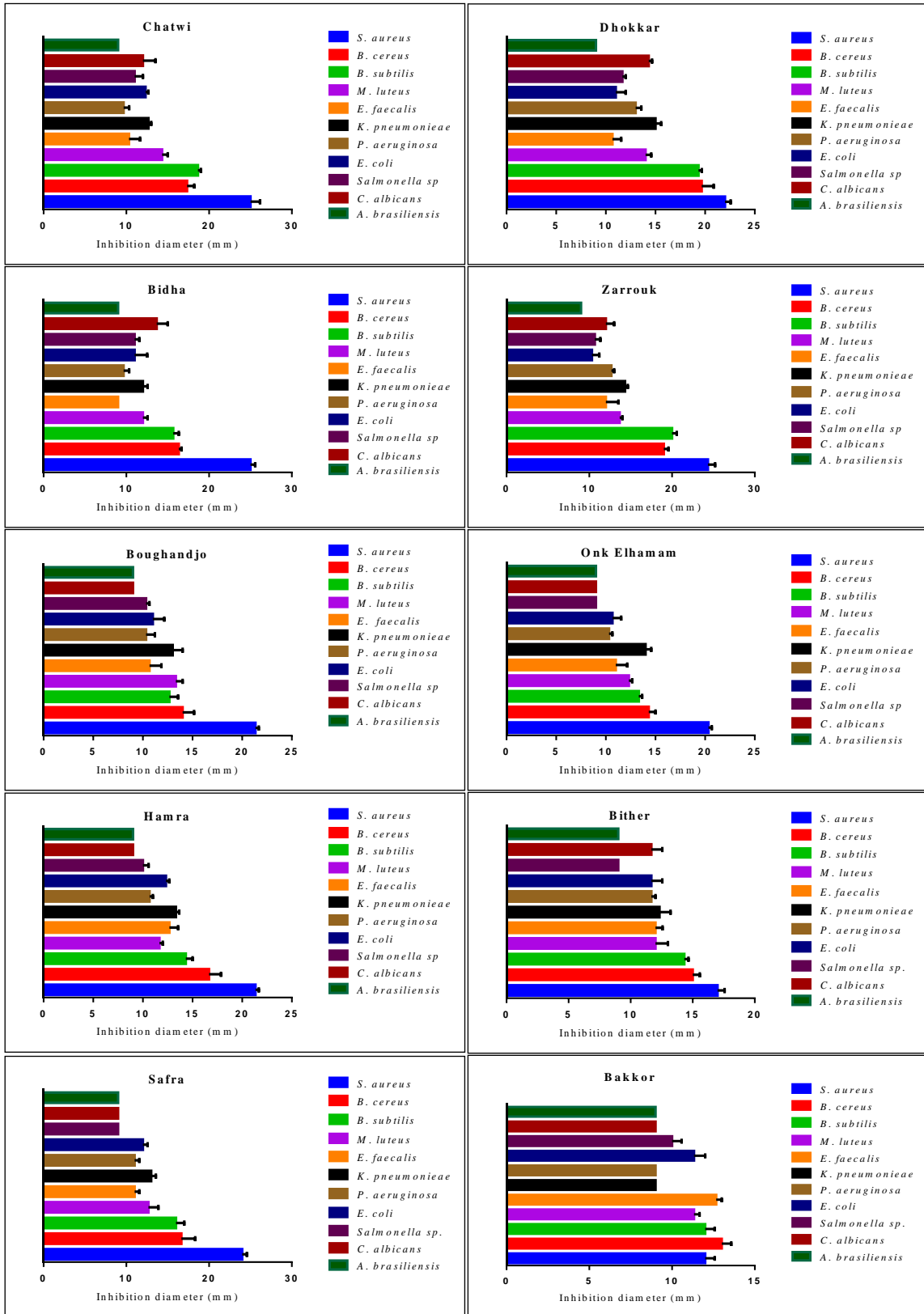


Figure 7.5 : Zone d'inhibition des souches bactériennes et fongiques en mm. (diamètre du disc inclus). Les résultats représentent la moyenne \pm SEM de trios mesures. Différence significative ($p < 0,05$) entre les microorganismes pour la même variété.

7.3.6.2 Méthode de macrodilution

L'évaluation de CMI et CMB des extraits de feuilles de dix variétés de *F. carica* révèle une variabilité de pouvoir d'inhibition des souches bactériennes testées (Tableau 7.8). Les CMI et CMB varient significativement ($p < 0,05$) en fonction de la souche testée dont *Bacillus cereus* représente une sensibilité plus élevée (CMI= $5,47 \pm 0,18$ mg/ml et CMB= $12,69 \pm 3,02$ mg/ml ($n=10$)) que *Staphylococcus aureus* (CMI= $14,88 \pm 1,34$ mg/ml et CMB= $26,25 \pm 2,92$ mg/ml ($n=10$)).

En revanche, la variation de la variété de la plante testée n'a pas d'effet significatif ($p > 0,05$) sur les CMI et CMB, mais la variété 'Dhokkar' a prouvée des activités inhibitrices et bactéricides plus élevées dont les valeurs de CMI et CMB varient respectivement de 2,19 à 8,75 mg/ml et 4,38 à 17,5 mg/ml (Tableau 7.8).

Nos résultats de l'activité antibactérienne des extraits de feuilles de dix variétés du figuier contre *Staphylococcus aureus* sont nettement inférieures à ceux obtenues par LEE et CHA [10] (MIC : 2,5 à 20 mg/ml ; MLC : 5 à 20 mg/ml), avec la même partie de la plante contre une souche clinique résistante à la methicillin de *Staphylococcus aureus*. Alors que, BANKEFA et OYETAYO [277] ont enregistré une CMI plus élevée (25 mg/ml) par l'extrait aqueux des feuilles de *F. carica* et une CMI plus faible (6,25 mg/ml) par l'extrait éthanolique contre *Staphylococcus aureus*.

ZHAO et al. [275] ont rapporté que l'extrait de feuilles de *F. carica* a une concentration inhibitrice minimale (CMI) de 25 mg/ml contre *Staphylococcus aureus*, *Bacillus subtilis*, *Micrococcus tetragenus* et *Proteus vulgaris* et une CMI de 50 mg/ml contre *Escherichia coli*, *Erwinia uredovora*, *Botrytis cinerea* et *Pestalotiopsis mangiferae*.

Tableau 7.8 : CMI et CMB des extraits de feuilles de *F. carica* contre *Staphylococcus aureus* et *Bacillus cereus* (mg/ml)

Extraits		<i>S. aureus</i>	<i>B. cereus</i>
Bidha	MIC	8,75	4,48
	MLC	17,5	8,75
Dhokkar	MIC	8,75	2,19
	MLC	17,5	4,38
Onk	MIC	17,5	4,38
Elhamam	MLC	35	4,38
Zarrouk	MIC	17,5	4,48
	MLC	35	4,48
Hamra	MIC	17,5	4,48
	MLC	17,5	8,75
Boughandjo	MIC	17,5	8,75
	MLC	35	35
Safra	MIC	17,5	8,75
	MLC	17,5	8,75
Bither	MIC	8,75	4,48
	MLC	17,5	17,5
Bakkor	MIC	17,5	4,48
Biadh	MLC	35	17,5
Chatwi	MIC	17,5	8,75
	MLC	35	17,5

L'expérience a été conduite en duplicata. CMI : concentration minimale inhibitrice et CMB : concentration minimale bactéricide en mg/ml (p/v).

En 2007, le psoralène à haute activité antifongique a été purifié à partir de *F. carica*. Le psoralène enregistre des concentrations efficaces maximales qui inhibent 50 % de la croissance (EC50) de *Valsa mali*, *Gibberella zeae* et *Fusarium oxysporum* est de 0,07, 0,23 et 0,12 mg/ml, respectivement [278].

7.5 Conclusion

Les résultats des tests phytochimiques révèlent la présence des polyphénols, flavonoïdes, coumarines, saponosides et alcaloïdes dans tous les extraits de feuilles de différentes variétés du *F. carica* testés.

Toutes les feuilles testées présentent des teneurs considérables en polyphénols totaux dont les feuilles des variétés 'Bither', 'Bidha' et 'Chatwi' sont les plus riches (58,70±0,45, 53,52±0,42 et 52,37±0,35 mg EAG/g ES respectivement). Les feuilles de 'Chatwi' et 'Safra' ont enregistré des teneurs en flavonoïdes supérieures aux autres variétés (16,21±0,16 et 16,09±0,17 mg EQ/g ES respectivement). Les feuilles des variétés bifères suivies par celles des unifères sont les plus riches en polyphénols totaux et en flavonoïdes alors que les feuilles de 'Dhokkar' enregistrent la teneur la plus faible.

L'évaluation de l'activité anti-radicalaire par la méthode de DPPH· révèle que chaque extrait étudié possède un effet antioxydant dépendant de sa concentration. Les extraits des variétés 'Chatwi', 'Onk Elhamam', 'Bither', 'Bidha' et 'Zarrouk' semblent avoir les effets inhibiteurs les plus puissants sur le radical DPPH·, notant des IC₅₀ allant de 659,97±0,92 à 681,77±5 µg/ml. Par contre, la variété 'Bakkor Biadh' possède l'effet inhibiteur le plus faible. L'activité antioxydante des feuilles du figuier est en corrélation avec la teneur en polyphénols totaux (r=0,748) mais pas avec la teneur en flavonoïdes (r=0,007)

La plus part des extraits des feuilles de *F. carica* testés ont montré une activité bactéricide contre les souches bactériennes à Gram+ et à Gram- et une activité antifongique modérée contre les souches fongiques. L'extrait de feuilles de 'Zarrouk' enregistre l'activité antibactérienne la plus élevée (15,22±1,60 mm en moyenne) alors que l'extrait de 'Bakkor Biadh' est le moins effectif contre les bactéries testées (11,15±0,5 mm).

Staphylococcus aureus et *Bacillus cereus* sont les souches bactériennes les plus sensibles aux extraits de *F. carica* soit en moyenne 21,23±1,29 et 16,2±0,68 mm respectivement (n=10). En revanche, *Salmonella* sp. est la plus résistante à ces extraits (10,17± 0,30 mm en moyenne).

Les bactéries à Gram + sont les plus sensibles aux extraits du figuier soit un diamètre d'inhibition moyen de $15,4 \pm 0,6$ (n=50)) par rapport aux bactéries à Gram - ($11,3 \pm 0,243$ mm en moyenne, n=40) mais il n'y a pas une différence significative entre les deux groupes ($p > 0,05$). Les extraits testés ne révèlent aucun effet sur *Aspergillus brasiliensis* et enregistrent un effet inhibiteur modéré contre *Candida albicans*.

Bacillus cereus représente une sensibilité plus élevée (CMI= $5,47 \pm 0,18$ mg/ml et CMB= $12,69 \pm 3,02$ mg/ml (n=10)) que *Staphylococcus aureus* (CMI= $14,88 \pm 1,34$ mg/ml et CMB= $26,25 \pm 2,92$ mg/ml (n=10)) aux extraits de feuilles de figuier. Les feuilles de 'Dhokkar' ont prouvé des activités inhibitrices et bactéricides plus élevées dont les valeurs de CMI et CMB varient de 2,19 à 8,75 mg/ml et 4,38 à 17,5 mg/ml, respectivement.

Les feuilles de figuier est un sous-produit riche en composés phénoliques à activités antioxydante et antimicrobienne. Les polyphénols des feuilles de figuier peuvent être utilisés pour le traitement des maladies en relation avec l'oxydation ou comme alternatif aux antibiotiques après purification.

CONCLUSION GENERALE

Le présent travail est une contribution à la description pomologique, nutritionnelle et phytochimique des figues et à la préservation d'une production arboricole très intéressante dans notre pays. Le figuier est un arbre très répandu dans presque toutes les régions du territoire national, mais sa culture est concentrique dans la région de Kabylie.

Plusieurs variétés locales et étrangères sont cultivées et commercialisées en Algérie. Parmi celles-ci certaines conviennent au séchage, d'autres à la consommation fraîche ou les deux à la fois. La description pomologique et le test de dégustation hédonique nous aident à distinguer les variétés appropriées à la consommation fraîche.

Le test de dégustation révèle que la quasi-totalité des consommateurs en tendance à éplucher les figues avant consommation ; ce fait nous a poussé à évaluer la valeur nutritionnelle et les propriétés phytochimiques des pelures et des pulpes des figues séparément pour démontrer l'importance de l'épiderme de ce fruit.

La majeure partie de la production des figues est consommée fraîche et le peu des figues séchées sont déshydratées traditionnellement à l'air libre ; un procédé très long et strictement lié aux aléas climatiques. C'est pour cela qu'il nous a paru intéressant d'étudier deux autres techniques de séchage (à l'étuve et à l'étuve sous vide) pour essayer de minimiser les contraintes de séchage à l'air libre. Il nous a paru intéressant aussi d'étudier l'impact de ces techniques de séchage sur les composés phénoliques des figues et leur activité antioxydante.

Les feuilles du figuier sont un sous-produit destiné à l'alimentation des animaux ou laissé le plus souvent sans valorisation. Dans cette étude nous avons essayé de révéler la possibilité d'une valorisation phytobiologique de ces feuilles.

Les neuf variétés locales de figuiers étudiées sont de type unifère produisant une fois par an et bifère donnant deux productions par an. Les figues ont une forme globuleuse, oblong ou oblate et une couleur du fond de l'épiderme qui varient entre le jaune, le vert-jaune, le violet et le noir. La saveur ainsi que la succulence de la pulpe sont des critères très importants d'appréciation des figues. Les figues testées sont neutres à fortement aromatiques et peu juteuses à juteuses.

La longueur et la largeur des figues varient respectivement de 3,34 à 5,73 cm et de 3,64 à 5,16 cm. Le fruit de 'Onk Elhamam' est le plus long alors que celui de 'Safra' est le plus large. Toutes les variétés ont un poids du fruit entre léger à moyen et une acidité qui varient entre 0,21 à 0,39 % acide citrique. Le test hédonique révèle que les figues des variétés 'Bakkor Biadh' 'Boughandjo' et 'Bither' sont les plus appréciées par les consommateurs.

Les pulpes des figues sont plus acides et plus juteuses ($p < 0,05$) que les pelures alors que ces dernières sont plus riches en cendres totales. L'acidité titrable moyenne des pulpes des unifères et des bifères sont les plus élevées par rapport aux pelures de ces deux groupes. Les deux parties de la figue bifère est beaucoup plus juteuses ($p < 0,05$) que celles de la figue unifère. Les pulpes des variétés à peau foncée sont plus acide ($0,45 \pm 0,05$ %) que celles des variétés à peau claire.

'Safra', 'Bakkor Khal', 'Onk Elhamam' et 'Bidha' sont les variétés les plus sucrées. Généralement, la pulpe est quatre fois plus sucrée que la pelure soit en moyenne 19,47 et 4,84 g/100 g MF respectivement. La teneur en sucres est plus importante dans les pulpes et les pelures des unifères que dans celles des bifères. Les pulpes des figues à peau foncée renferment plus de sucres ($p > 0,05$) que celles des figues à peau claire.

La pelure de 'Bakkor Khal' et les pulpes de 'Boughandjo' et 'Bidha' sont les plus riches protéines. Les pulpes des unifères sont plus riches ($p < 0,05$) en protéines (1,113 g/100 g MF) comparativement à celles des bifères (0,847 g/100 g MF).

Les figues sont une source très importante de potassium dont la pelure et la pulpe de 'Bakkor Khal' sont les plus riches par rapport aux autres variétés. En moyenne, la pulpe renferme plus de potassium que la pelure (220,22 et 209,41 mg/100 g MF).

Les pelures de 'Bakkor Khal', 'Zarrouk' et 'Bidha' enregistrent des teneurs maximales en calcium. La pulpe est environ quatre fois plus pauvre ($p < 0,05$) en calcium que la pelure qui est carencée en phosphore par rapport à la pulpe (10,11 contre 14,48 mg/100 g MF). Les pulpes des bifères et les pelures des unifères sont plus riches en calcium. Les pulpes et les pelures des unifères sont plus riches en phosphore par rapport à celles des bifères.

Les teneurs moyennes en potassium dans les pulpes des variétés à peau foncée et à peau claire et dans leurs pelures sont très proches. La teneur en calcium est significativement plus supérieure ($p < 0,05$) dans la pelure des figues à peau foncée comparativement à celle des figues à peau claire. Les pulpes des figues à peau claire et à peau foncée ainsi que leurs pelures donnent des teneurs en phosphore très proches.

Les teneurs en vitamine C dans les pulpes et les pelures de 'Onk Elhamam' et 'Bidha' sont nettement plus supérieures ($p < 0,05$) par rapport à celles des autres variétés. Les variétés à peau foncée comportent plus de vitamine C que les variétés à peau claire.

Le dosage des composés phénoliques dans les pulpes et les pelures des figues fraîches montrent que les deux parties de tous les variétés étudiées renfermeraient des teneurs variables en ces composés.

En général, la pelure de la figue est plus riche que sa pulpe en polyphénols totaux (1,63 mg contre 1,11 EAG/g MF en moyenne respectivement), en flavonoïdes (147,76 versus 83,56 μg EQ/g MF en moyenne respectivement), en tanins (6,08 contre 2,06 μg EC/g MF en moyenne respectivement) et en anthocyanes (66,84 contre 41,33 μg EC-3-R /g MF en moyenne respectivement).

Quel que soit le type de production (unifère ou bifère), la pelure de fruit du figuier est toujours la partie la plus riche en différents composés phénoliques. Les pulpes des figues à peau claire enregistrent des teneurs en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en anthocyanes supérieures à celles enregistrées par les pulpes des figues à peau foncée. En revanche, tous les composés phénoliques dosés sont plus abondants dans la pelure des figues à peau foncée que dans la pelure des figues à peau claire.

A l'exception de la variété 'Bidha', il est bien évident que la pelure de fruit possède une activité antioxydante plus importante que celle de la pulpe. Les figues unifères sont plus effectives en tant qu'antioxydants que les bifères alors que les figues à peau foncée présentent une activité antioxydante supérieure à celle des figues à peau claire.

Les techniques de séchage testées influent considérablement sur la cinétique de séchage, la couleur de la peau et de la pulpe des figues ainsi que leurs profils des composés phénoliques.

Plusieurs composés phénoliques ont été identifiés par LC-DAD-ESI-MS dans les figues fraîches et séchées par différentes techniques (air libre, étuve à 70 et 80 °C et étuve sous vide à 50 et 60 °C, 250 mbar). Les principaux polyphénols identifiés sont : luteolin, prenylgenistein I, iriflophenone-di-C-hexoside, dihydroquercetin, quercetin, syringic acid hexoside, p-coumaric acid hexose, vitexin, Kaempferol, procyanidin dimer I, 3-O-caffeoylquinic acid et 5-O-caffeoylquinic acid.

Les techniques de séchage utilisées influent quantitativement et qualitativement sur les profils des composés phénoliques des extraits d'acétate d'éthyle et méthanoliques des figues. Les techniques de séchage à l'étuve sous vide à 60 °C et à l'étuve à 80 °C sont les plus défavorables aux composés phénoliques. Dans l'ensemble, les figues sèches renferment des concentrations élevées en composés phénoliques doués de plusieurs activités biologiques à impact positif sur la santé des consommateurs.

Quel que soit la technique de séchage utilisée, la déshydratation des figues augmente leur activité antioxydante. L'extrait acétatique des figues séchées à l'air libre suivi de celui des figues séchées à l'étuve sous vide à 50 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées. Pour le séchage à l'étuve et à l'étuve sous vide, l'augmentation de la température a diminué légèrement le pouvoir antiradicalaire des figues. En revanche, les extraits méthanoliques des figues séchées à l'étuve à 80 °C et à l'étuve sous vide à 60 °C enregistrent les activités antioxydantes les plus élevées.

Toutes les feuilles de différentes variétés du figuier renferment des teneurs considérables en polyphénols totaux dont les feuilles de 'Bither' sont les plus riches (58,70±0,45 mg EAG/g ES). Les feuilles de 'Chatwi' et 'Safrá' sont plus riches en flavonoïdes par rapport aux autres variétés (16,21±0,16 et 16,09±0,17 mg EQ/g ES respectivement).

Les extraits des variétés 'Chatwi', 'Onk Elhamam', 'Bither', 'Bidha' et 'Zarrouk' semble avoir les effets inhibiteurs les plus puissants sur le radical DPPH. L'activité antioxydante des feuilles du figuier est en corrélation avec la teneur en polyphénols totaux ($r=0,748$).

La plus part des extraits des feuilles du figuier testés ont montré une activité antibactérienne contre les souches bactériennes à Gram+ et à Gram- et une activité antifongique modérée. *Staphylococcus aureus* et *Bacillus cereus* sont les souches bactériennes les plus sensibles aux extraits de *F. carica*. Les bactéries à Gram + sont les plus sensibles aux extraits du figuier par rapport aux bactéries à Gram-. Les extraits testés ne révèlent aucun effet sur *Aspergillus brasiliensis* et enregistrent un effet inhibiteur modéré contre *Candida albicans*.

Bacillus cereus représente une sensibilité plus élevée (CMI= $5,472\pm 0,176$ mg/ml et CMB= $12,69\pm 3,02$ mg/ml ($n=10$)) que *Staphylococcus aureus* (CMI= $14,88\pm 1,337$ mg/ml et CMB= $26,25\pm 2,917$ mg/ml ($n=10$)) aux extraits de feuilles de figuier. Les feuilles de 'Dhokkar' a prouvé des activités inhibitrices et bactéricides plus élevées dont les valeurs de CMI et CMB varient de 2,19 à 8,75 mg/ml et 4,38 à 17,5 mg/ml, respectivement.

Les fruits frais et séchés et les feuilles du figuier sont des sources importantes de composés phénoliques à activités antioxydantes et antimicrobiennes pouvant utilisés pour la prévention et le traitement des maladies en relation avec l'oxydation ou comme alternative aux antibiotiques après purification. Les valeurs alimentaires et phytochimiques intéressantes des pelures et des pulpes des figues peuvent contribuer à l'amélioration de notre diète.

En perspective, il nous semble pertinent :

- D'étudier la pomologie des autres variétés du figuier surtout ceux qui conviennent au séchage ;
- D'étudier l'impact des autres techniques de séchage sur la valeur alimentaire, les principes actifs et les propriétés organoleptiques des figues ;
- D'étudier d'autres activités biologiques (hypocholestérolémiant, hypoglycémiant...) des figues fraîches et séchées ;
- D'essayer de purifier les polyphénols des feuilles du figuier pour augmenter leurs activités biologiques.

APPENDICE A : Variétés de figues étudiées



Bakkor Biadh



Bither



Safra



Bidha



Onk Elhamam



Boughandjo

Figure A.1 : Photos des figues de neuf variétés étudiées (Original, 2015)

APPENDICE A : Variétés de figues étudiées



Zarrouk



Hamra



Bakkor Khal

Figure A.1 : Photos des figues de neuf cultivars étudiés (Original, 2015) (Suite)z

APPENDICE B : Listes des réactifs, solvants et appareillages

Tableau B.1 : Liste des réactifs, solvants et milieux de cultures

Réactifs et solvants	Provenance
Méthanol, Acétate d'éthyle, Acide sulfurique, Acide chlorhydrique, Bicarbonate de sodium (Na_2CO_3), trichlorure d'aluminium, chlorure de potassium, acétate de sodium, benzène, diméthyle sulfoxyde (DMSO), acide chlorhydrique (HCl), acide acétique, alcool isoamylique, magnésium, FeCl_3 , NaOH, ammoniacque	Merck (Germany), Cheminova et Rectapur (France), Fluka.
Folin-Ciocalteu, gallic acid, quercetin, catechol, butylhydroxytoluene (BHT), 2, 2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH), vanillin	Sigma-Aldrich (USA).
bouillon nutritif, gélose nutritive, bouillon et gélose Mueller-Hinton pour les bactéries et gélose Sabouraud pour les levures et moisissures.	Institut Pasteur d'Alger.

Tableau B.2 : Liste des appareillages

Appareillage	Type
Balance de précision	kern
Spectrophotomètre UV	SHIMADZU UV-1800
Spectrophotomètre de flamme	JENWAY
Bain Marie	Memmert, Allemagne
Rotavapeur	BÜCHI
pH-mètre	Hanna-instruments, Inolab
Etuve	Memmert, Allemagne et Nüve, Turke
Etuve sous vide	Heraeus
Colorimètre	Konica MINOLTA CM-2600 d
HPLC/DAD/MS	Finnigan SURVEYOR Thermo Scientific
Vortex	Ficher scientifique
Agitateur	Stuart
Autoclave	wiseClave

APPENDICE C : Fruit du figuier

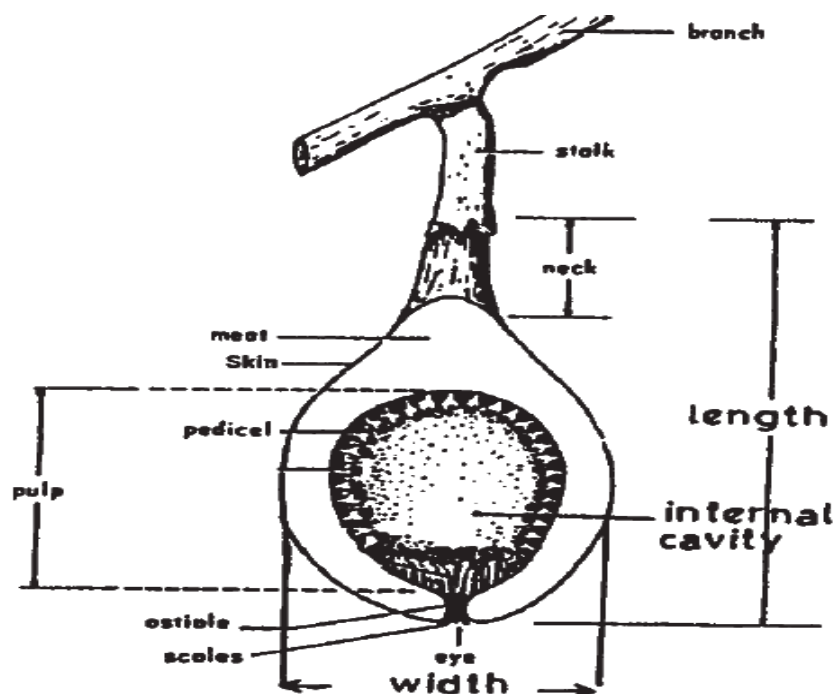


Figure C.1 : Parties de fruit du Figuier (*F. carica*) (Storey, 1975)

APPENDICE D : Fiche de dégustation

ورقة تذوق
التين

ذكر أنثى العمر مدخن غير مدخن
 العلامة 4-1 سيئ 5 مقبول 9-6 جيد

النوع	العلامة	الملاحظة
751		
352		
283		
454		
645		
186		
177		

APPENDICE E : Courbes d'étalonnage

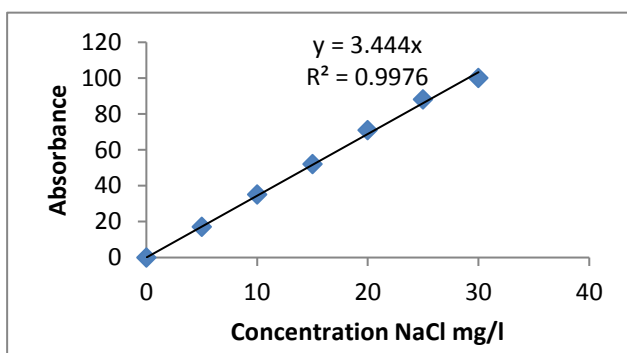


Figure E.1 : Courbe d'étalonnage de sodium

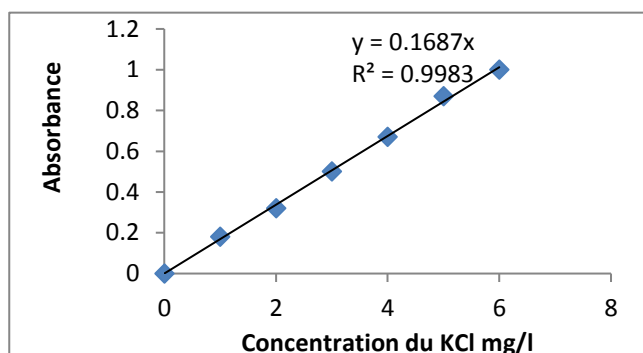


Figure E.2 : Courbe d'étalonnage de potassium

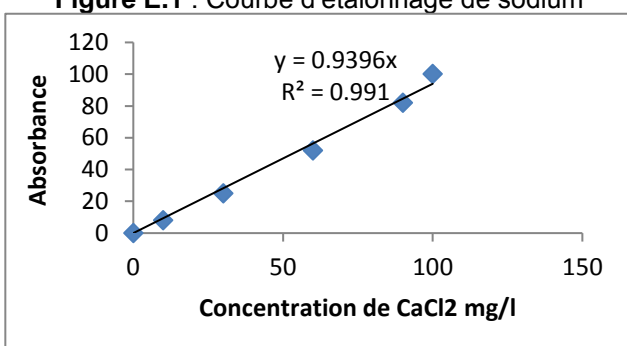


Figure E.3 : Courbe d'étalonnage de calcium

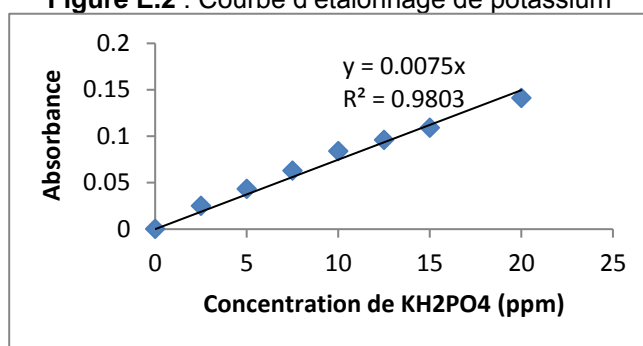


Figure E.4 : Courbe d'étalonnage de phosphore

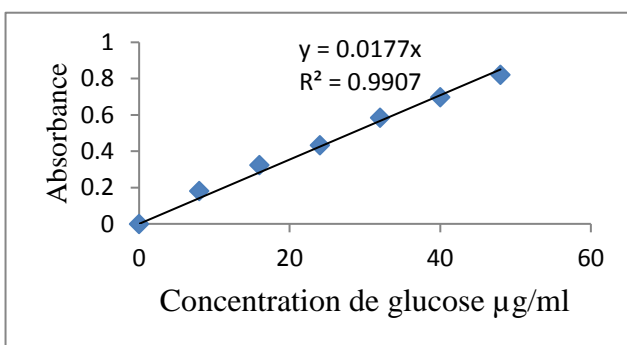


Figure E.5 : Courbe d'étalonnage de glucose

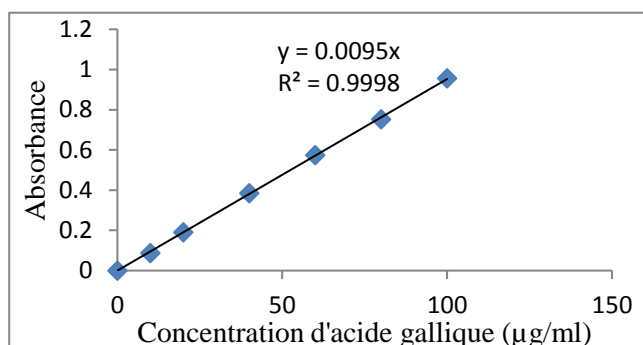


Figure E.6 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique

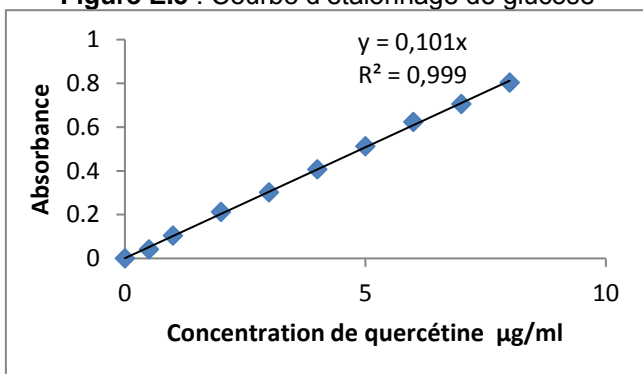


Figure E.7 : Courbe d'étalonnage de la quercétine

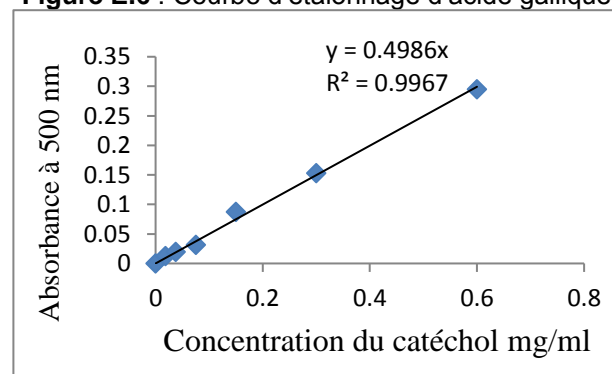


Figure E.8 : Courbe d'étalonnage de du catéchol

APPENDICE F : Pourcentage d'inhibition du DPPH \cdot par les figes

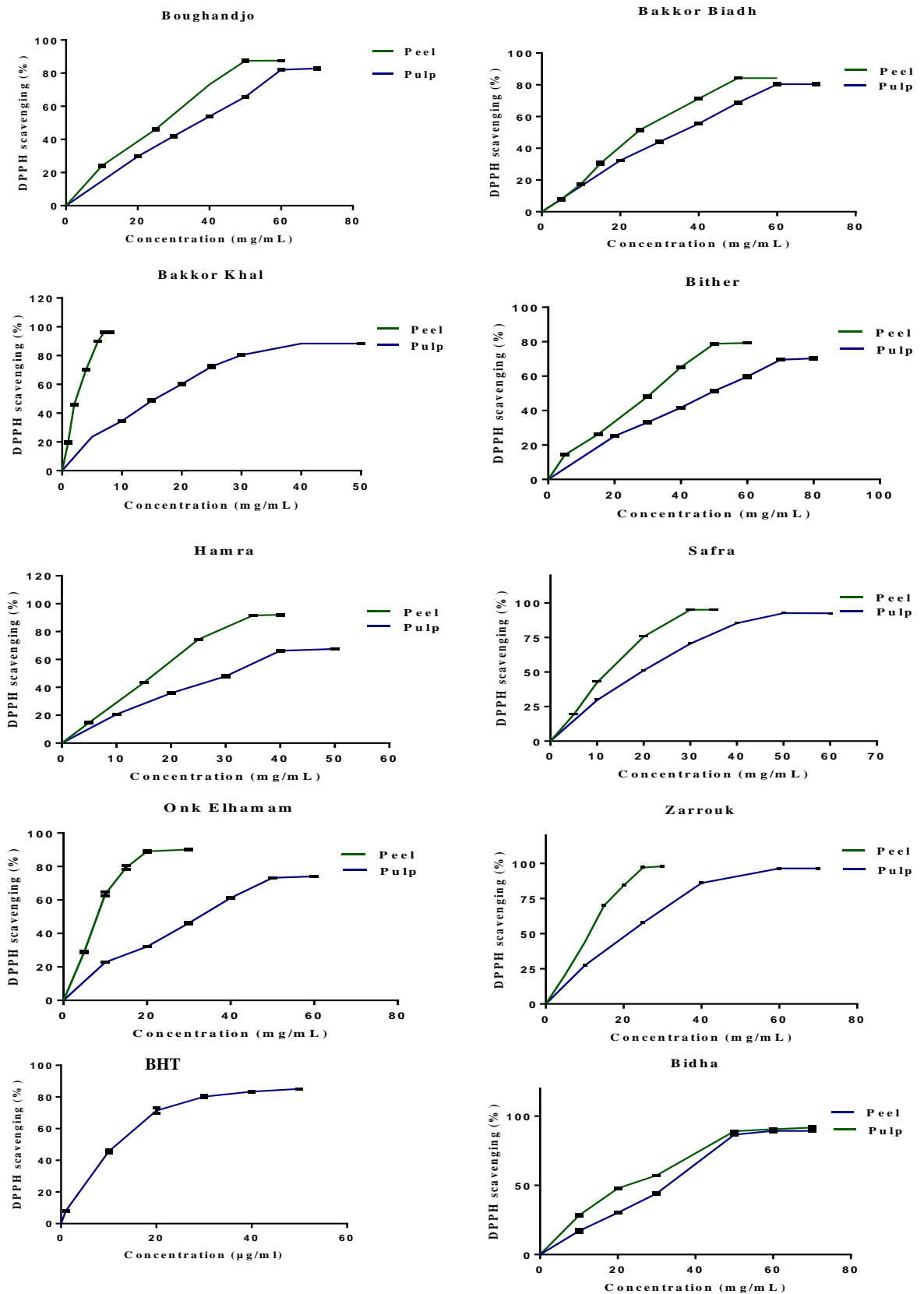


Figure F.1 : Pourcentage d'inhibition du DPPH \cdot en fonction de la concentration des extraits des pulpes et des pelures de figes et de BHT. (Moyenne \pm SEM de trois mesures).

APPENDICE G : Coupes transversales des figes

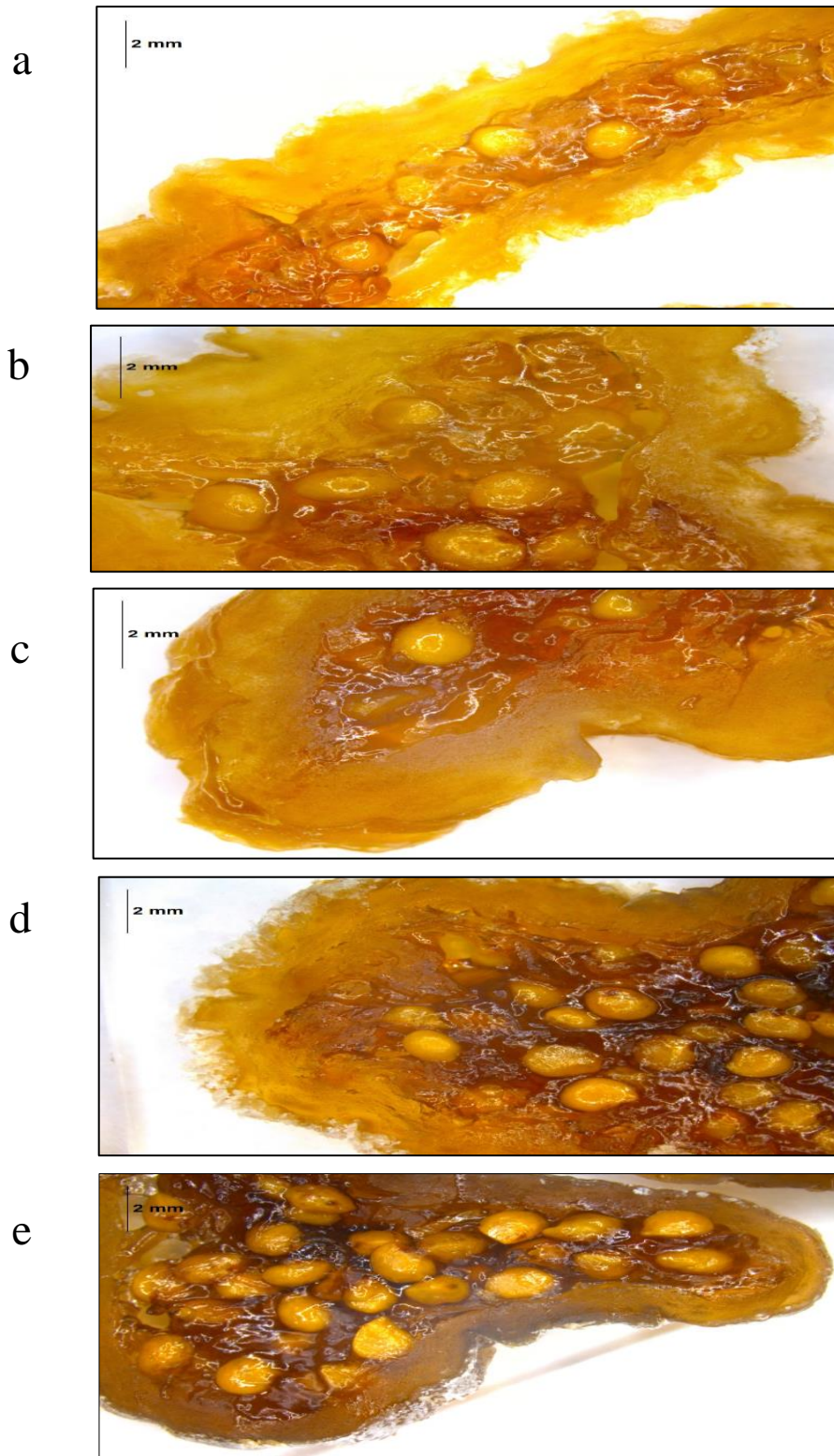


Figure G : Coupes transversales des figes séchées par différentes techniques. a : à l'air libre, b : à l'étuve 70 °C, c : à l'étuve 80 °C, d : à l'étuve sous vide 50 °C, e : à l'étuve sous vide 60 °C (sous la loupe).

APPENDICE H : Chromatogrammes

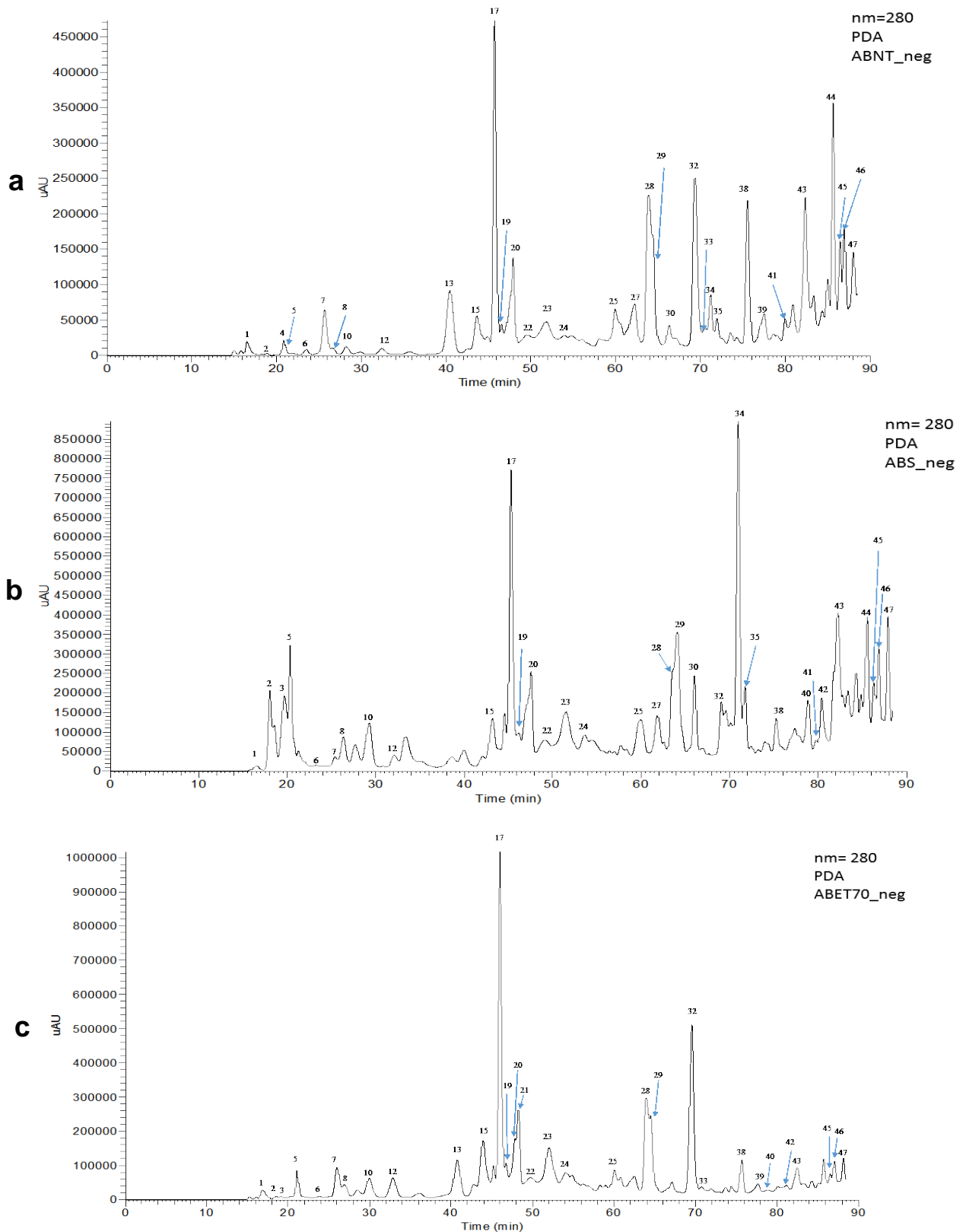


Figure H.1 : Chromatogrammes des extraits d'acétate d'éthyle de fige en utilisant un mode d'ionisation négatif. a : figes fraîches, b : figes séchées à l'air libre, c : figes séchées à l'étuve à 70 °C.

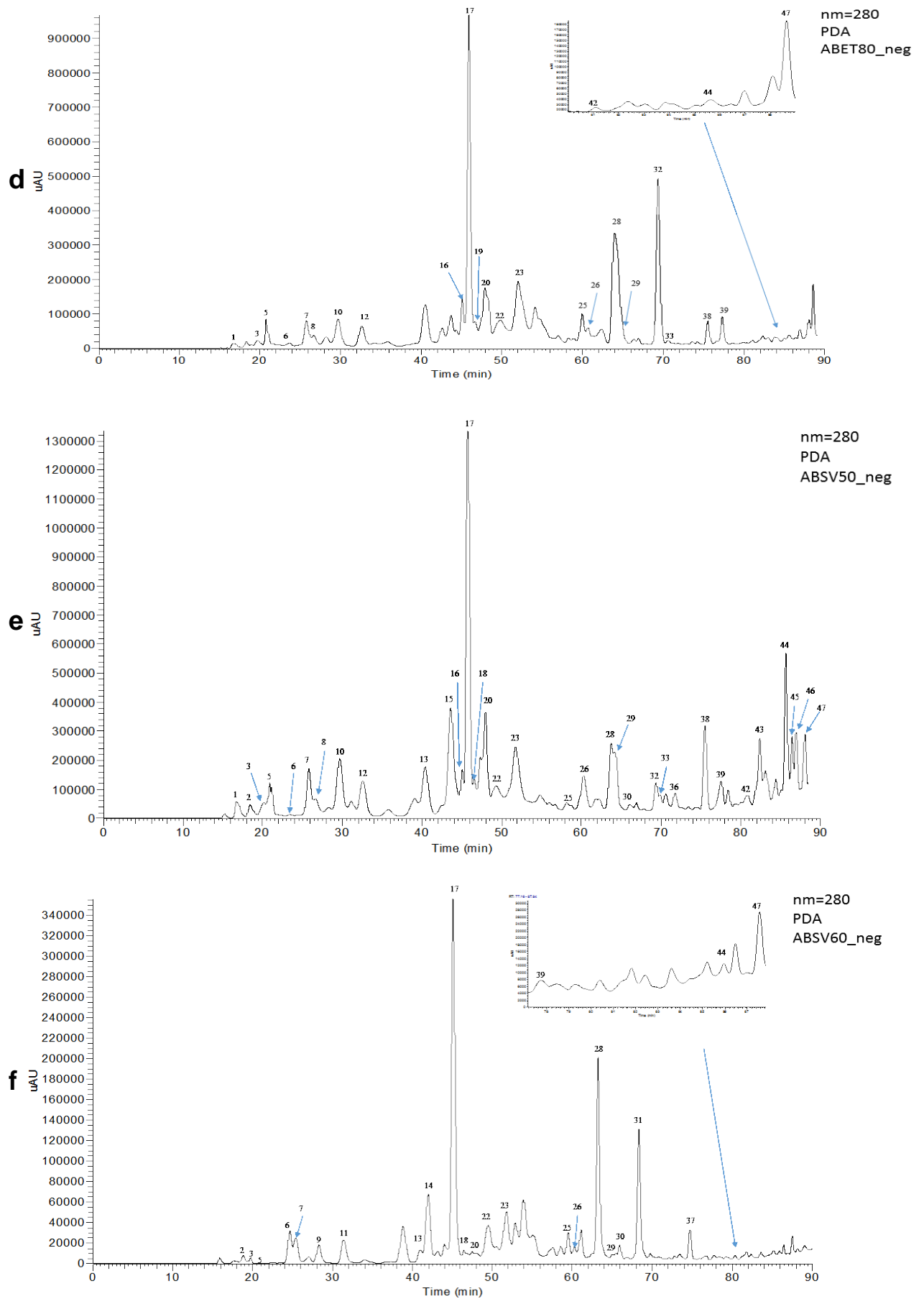


Figure H.1 : Chromatogrammes des extraits d'acétate d'éthyle de fige en utilisant un mode d'ionisation négatif. d : figes séchées à l'étuve à 80 °C. e : figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C. f : figes séchées à l'étuve sous vide à 60 °C.

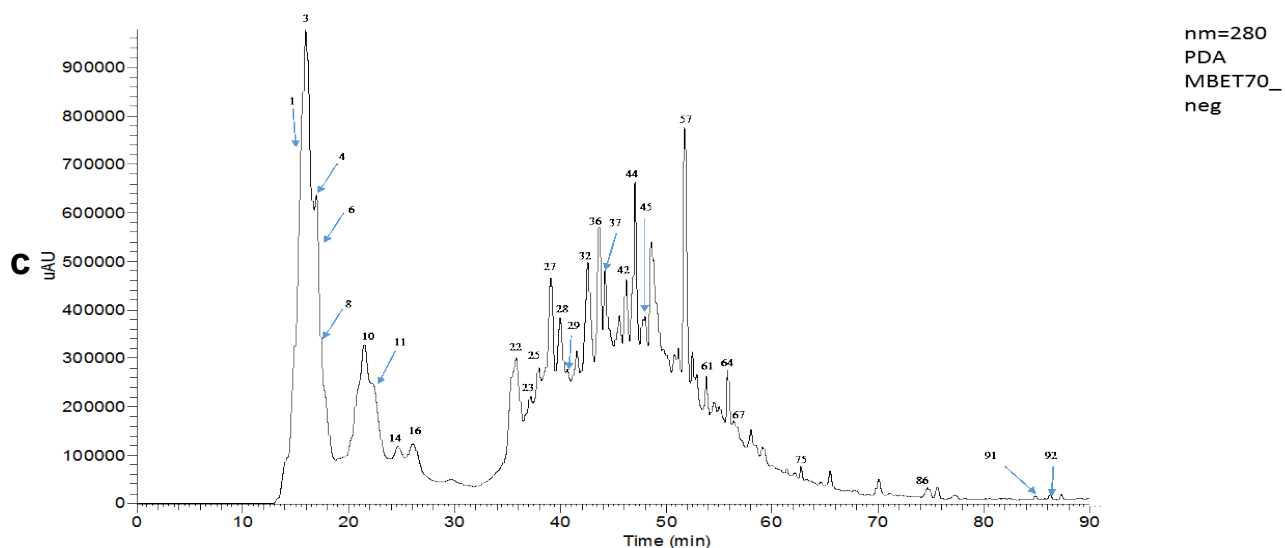
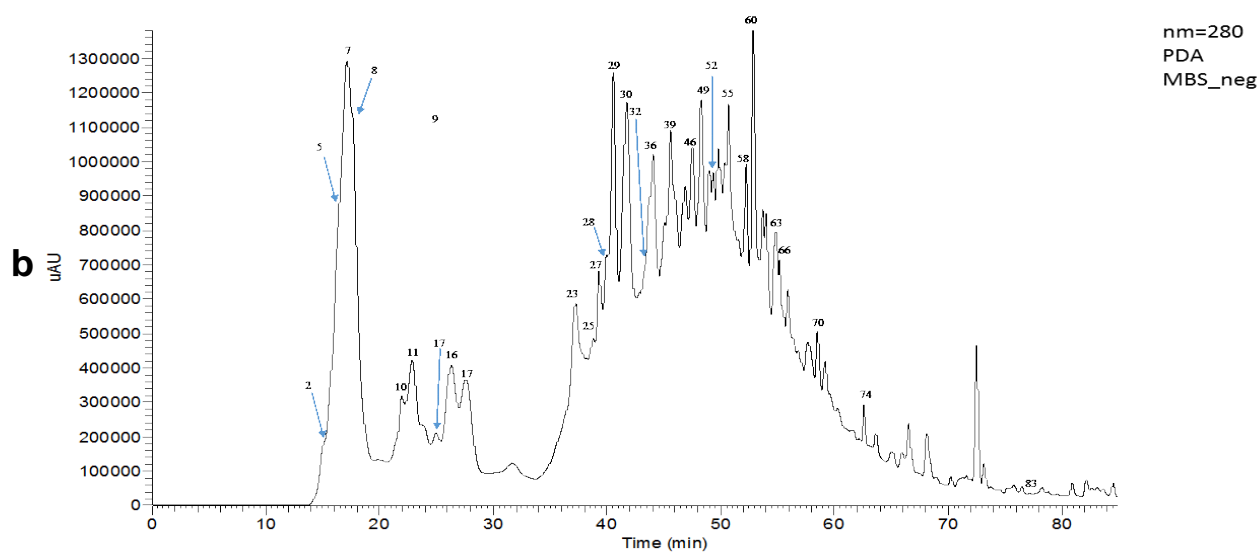
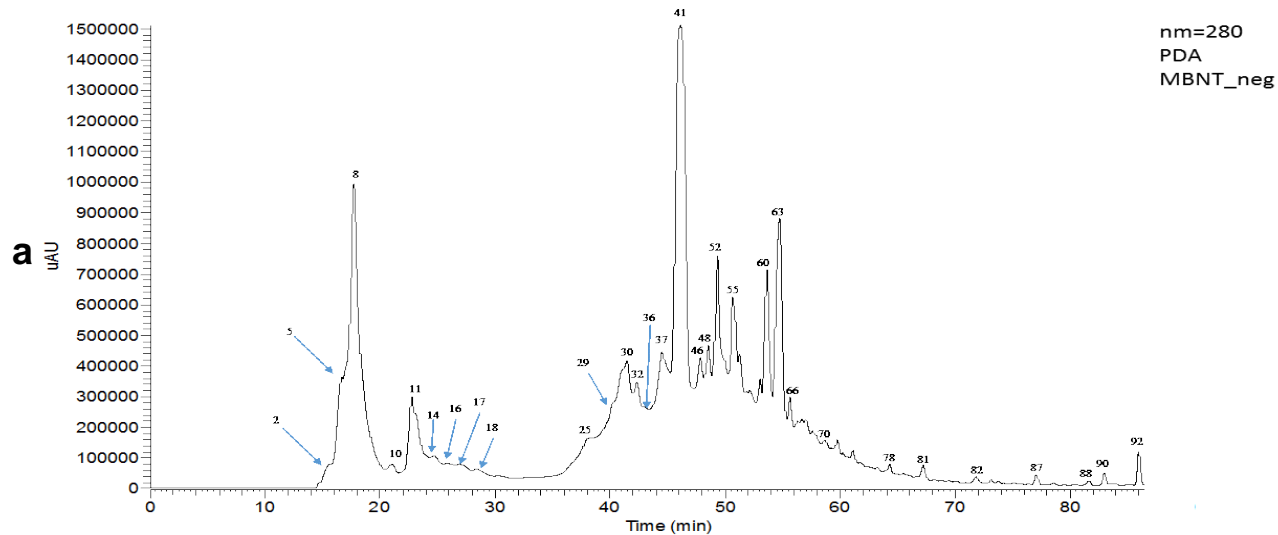


Figure H. : Chromatogrammes des extraits méthanoliques de fige en utilisant un mode d'ionisation négatif. a : figes fraîches, b : figes séchées à l'air libre, c : figes séchées à l'étuve à 70 °C.

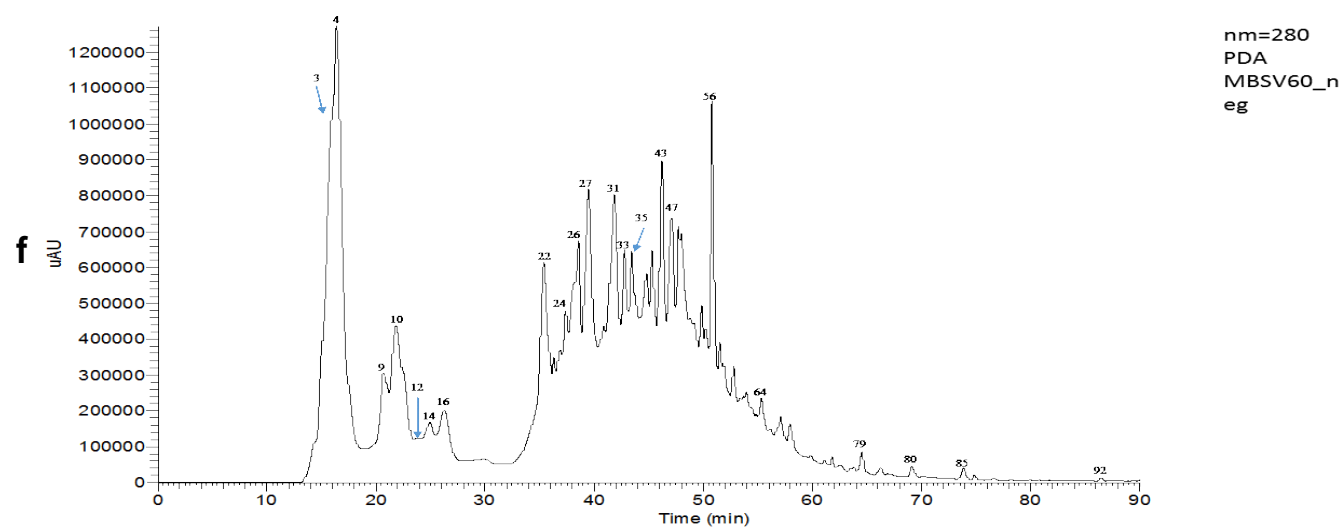
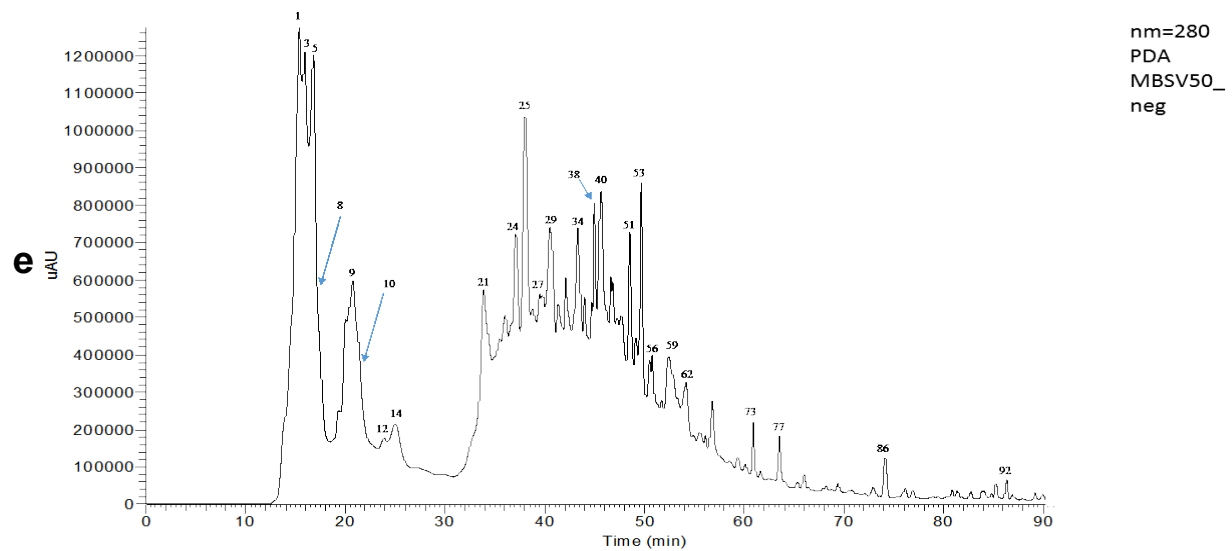
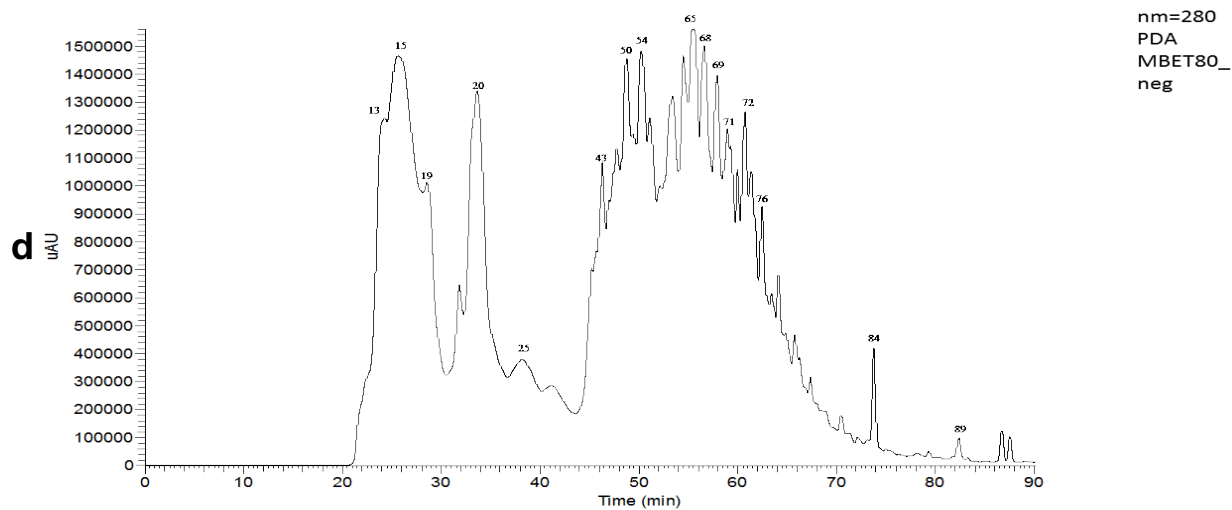


Figure H. : Chromatogrammes des extraits méthanoliques de fige en utilisant un mode d'ionisation négatif. d : figes séchées à l'étuve à 80 °C. e : figes séchées à l'étuve sous vide à 50 °C. f : figes séchées à l'étuve sous vide à 60 °C.

APPENDICE I : Pourcentage d'inhibition du DPPH· en fonction de la concentration des extraits de feuilles de figuier, BHT et acide gallique

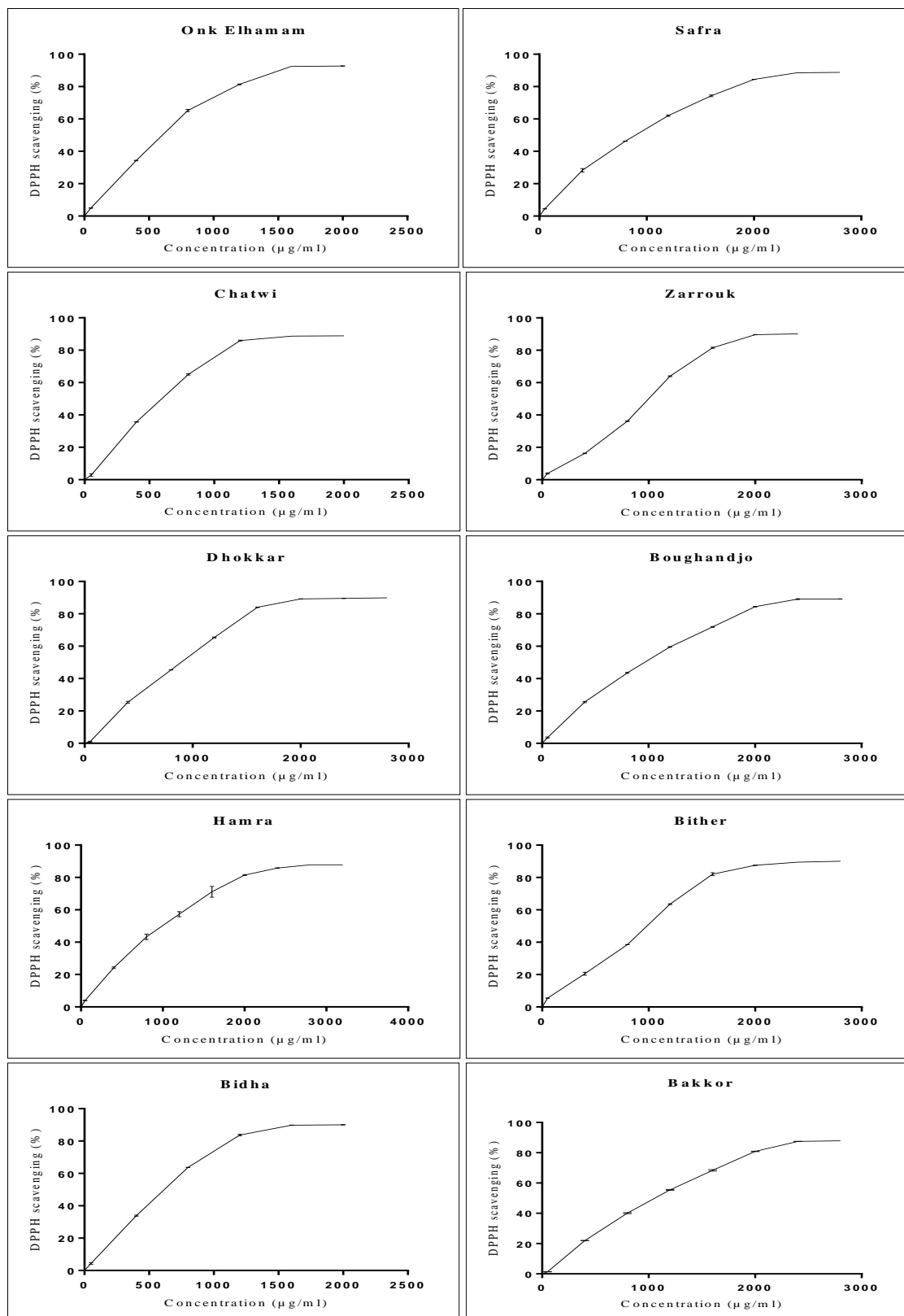


Figure I.1 : Activité antioxydante (%) des extraits méthanoliques des feuilles de différentes variétés du figuier à différentes concentrations (µg/ml). (Les valeurs représentent la moyenne ± SEM de 3 mesures).

APPENDICE I : Pourcentage d'inhibition du DPPH· en fonction de la concentration des extraits de feuilles de figuier, BHT et acide gallique

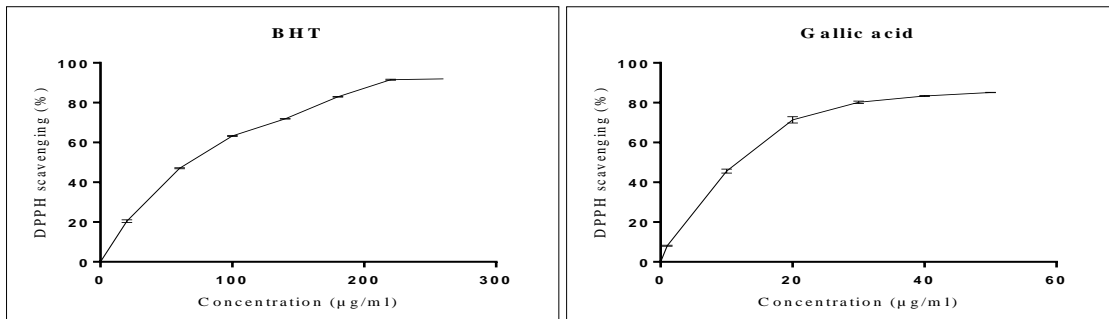


Figure I. 2 : Activité antioxydante (%) de l'acide gallique et de la BHT en fonction de la concentration (µg/ml). (les valeurs représentent la moyenne \pm SEM de 3 mesures).

APPENDICE J : Antibioigrammes et antifongigrammes des antibiotiques, des antifongiques et des extraits des feuilles de *F. carica* L.

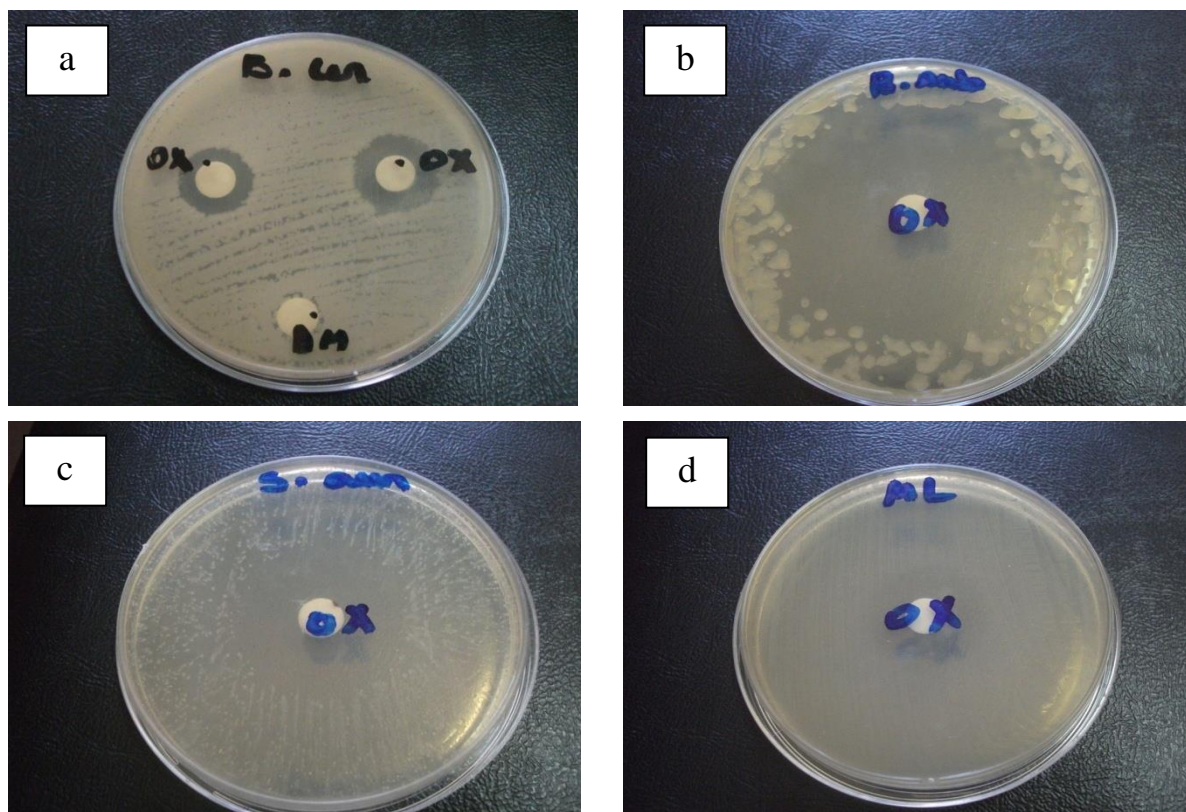


Figure J.1 : Antibioigramme des bactéries a Gram + vis-à-vis l'Oxacilline (OX). a : *Bacillus cereus*, b : *Bacillus subtilis*, c : *Staphylococcus aureus*, d : *Micrococcus luteus*.

APPENDICE J : Antibiotogrammes et antifongogrammes des antibiotiques, des antifongiques et des extraits des feuilles de *F. carica* L.

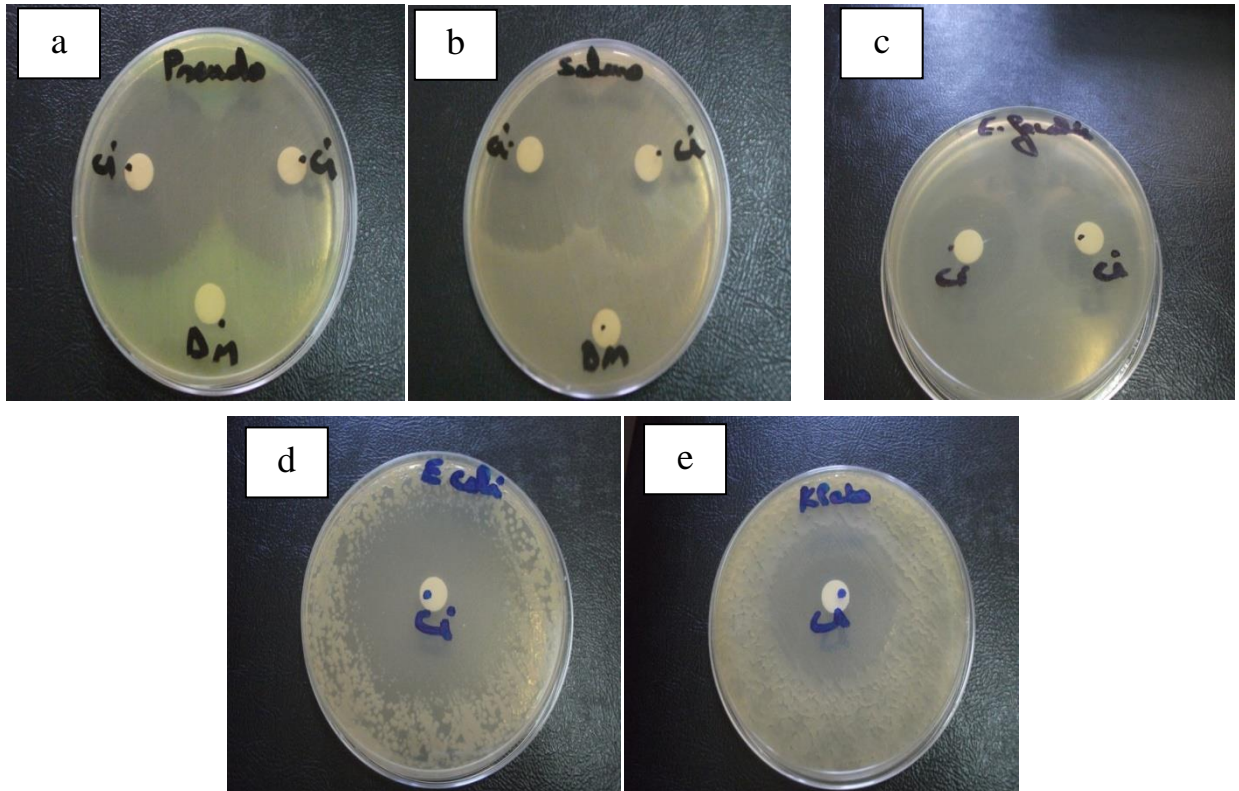


Figure J.2 : Antibiotogramme des bactéries a Gram – vis-à-vis la Ciprofloxacine (Ci).
a : *Pseudomonas aeruginosa*, b : *Salmonella* sp., c : *Enterococcus faecalis*, d : *Escherichia coli*, e : *Klebsiella pneumoniae*, Dm : diméthyle sulfoxyde.

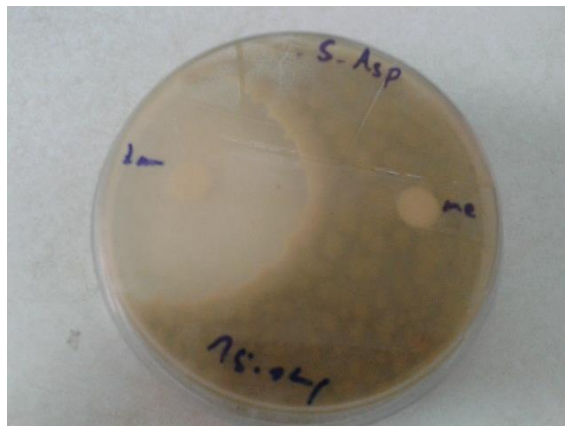


Figure J.3 : Antifongogrammes des champignons vis-à-vis Lamidaz (Lam).
Aspergillus brasiliensis

APPENDICE J : Antibioigrammes et antifongigrammes des antibiotiques, des antifongiques et des extraits des feuilles de *F. carica* L.

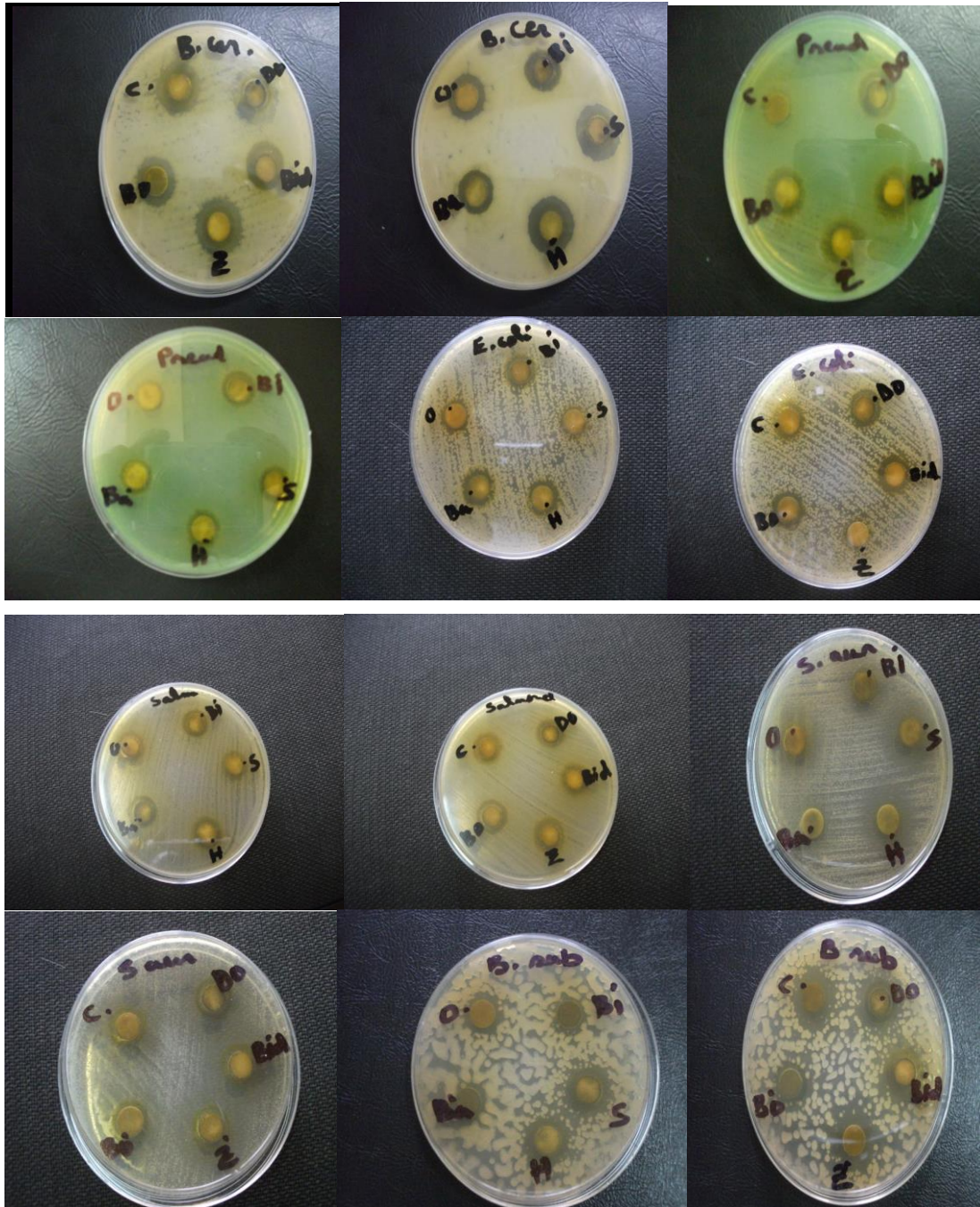


Figure J.4 : Antibioigrammes des bactéries vis-à-vis des extraits de *F. carica*. O : Onk Elhamam, Bi : Bither, Ba : Bakkor Biadh, H : Hamra, S : Safra, c : Chatwi, Bo : Boughandjo, Bid : Bidha, Do : Dokkar, Z : Zarrouk. Pseud : *Pseudomonas aeruginosa*, Salmo : *Salmonella* sp., c : *Enterococcus faecalis*, E. coli : *Escherichia coli*, Kleb : *Klebsiella pneumoniae*, B cer : *Bacillus cereus*, B. sub : *Bacillus subtilis*, S. aur : *Staphylococcus aureus*, ML : *Micrococcus luteus*.

APPENDICE J : Antibioigrammes et antifongigrammes des antibiotiques, des antifongiques et des extraits des feuilles de *F. carica* L.

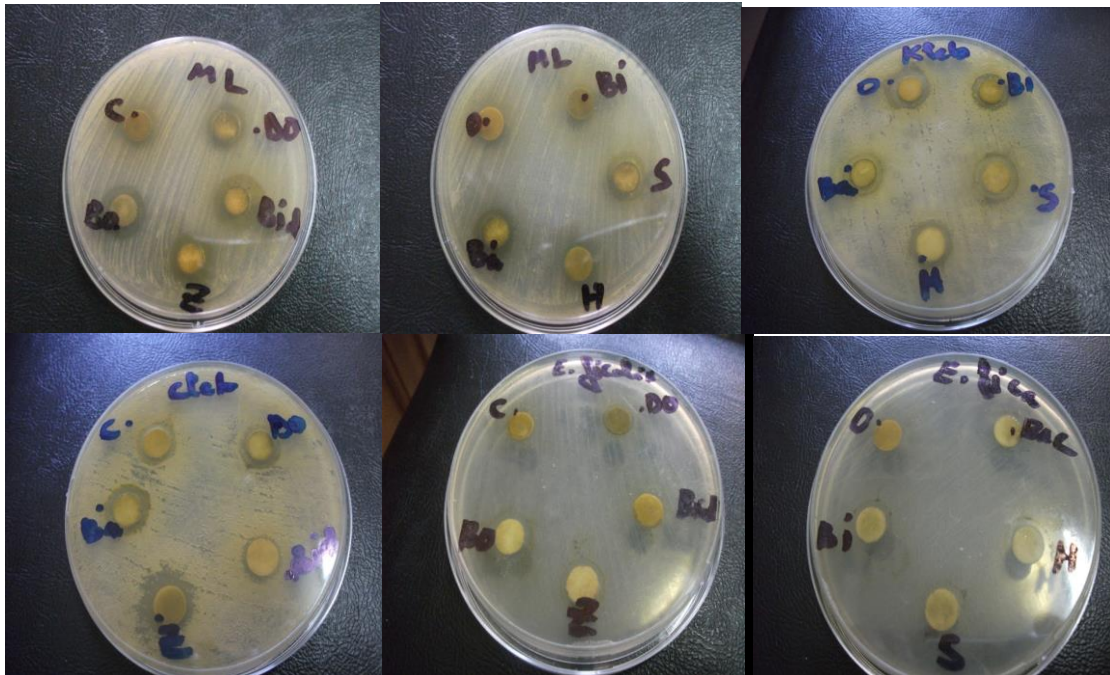


Figure J.4 (Suite) : Antibioigrammes des bactéries vis-à-vis des extraits de *F. carica*.
 O : Onk Elhamam, Bi : Bither, Ba : Bakkor Biadh, H : Hamra, S : Safra, c : Chatwi, Bo: Boughandjo, Bid: Bidha, Do: Dokkar, Z: Zarrouk. Pseud : *Pseudomonas aeruginosa*, Salmo : *Salmonella* sp., c : *Enterococcus faecalis*, E. coli : *Escherichia coli*, Kleb : *Klebsiella pneumoniae*, B cer : *Bacillus cereus*, B. sub : *Bacillus subtilis*, S. aur : *Staphylococcus aureus*, ML : *Micrococcus luteus*.

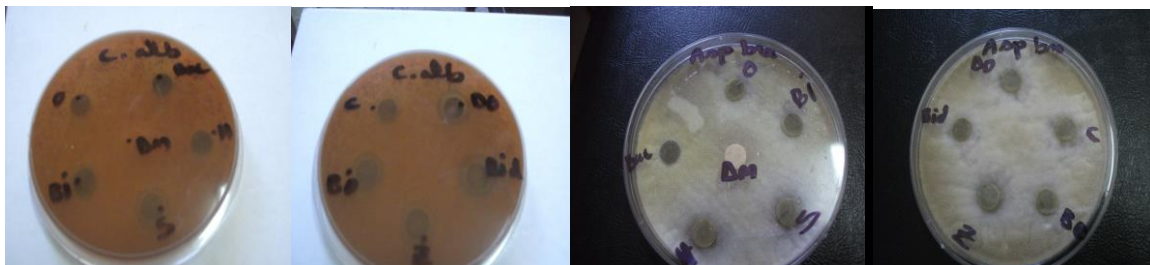


Figure J.5 : Antifongigrammes des champignons vis-à-vis des extraits de *F. carica*.
 O : Onk Elhamam, Bi : Bither, Ba : Bakkor Biadh, H : Hamra, S : Safra, c : Chatwi, Bo: Boughandjo, Bid: Bidha, Do: Dokkar, Z: Zarrouk. C alb : *Candida albicans*, Asp bra : *Aspergillus brasiliensis*.

APPENDICE K : LISTE DES ABREVIATIONS

<p>ATT : acidité titrable (% d'acide citrique) Aw : activité de l'eau. BAB : Bakkor Biadh BAK : Bakkor Khal BET70 : Bidha séchée à l'étuve à 70 °C. BET80 : Bidha séchée à l'étuve à 80 °C. BETSV50 : Bidha séchée à l'étuve sous vide à 50 °C. BETSV60 : Bidha séchée à l'étuve sous vide à 60 °C. BHT : butylhydroxytoluene BID : Bidha BIT : Bither BOG : Boughandjo BS : Bidha séchée au soleil CAF : cavité de fruit CFP : couleur de fond de la peau CFU : unité formant colonie CGO : couleur de la goutte à l'œil CI50 : concentration permettant 50 % d'inhibition du DPPH CL : couleur des lenticelles CMB : concentration minimale bactéricide CMI : concentration minimale inhibitrice CP : couleur de la pulpe CRP : craquelure de la peau DAF : diamètre de fruit Deff : est la diffusivité effective DMSO : diméthyle sulfoxyde DO : diamètre de l'ostiole DPPH : 2,2'-diphényl-1-picrylhydrazyl EAG : équivalent acide gallique EC : équivalent catéchol EC-3-R : équivalent cyanidine-3-rutinoside EPF : épaisseur de la peau de fruit EQ : équivalent quercétine ERM : erreur relative moyenne ES : extrait sec ε : coefficient d'extinction <i>F</i> : <i>Ficus</i> FE : facilité d'épluchage</p>	<p>FLL : forme du fruit selon (largeur/longueur=l) FLM : forme selon la localisation de la largeur maximale GO : goutte à l'œil HAM: Hamra HRE : humidité relative à l'équilibre. LC : longueur de collet LGP : longueur de pédoncule LOF : longueur de fruit MF : matière fraîche MHz : mégahertz MR : humidité réduite (kg H₂O/ kg MS) MS : matière sèche OKH : Onk Elhamam P : teneur en protéine <i>P_w</i> : pression partielle de vapeur d'eau d'une solution ou d'un aliment. PC : période de cueillette PDC : poids de la chair PDF : poids de fruit (g) PDP : poids de la peau PM : période de maturité QL : quantité de lenticelles R : Rendement d'extraction RCF : rapport P chair/P fruit RPF : rapport P peau/P fruit RT : temps de rétention SAF : Safra SAP : saveur de la pulpe SEM: standard error of mean. SUP : succulence de la pulpe TC : taux des cendres TF : type de fructification Wd : Teneur en eau (exprimée en g H₂O/g MS) Ww : Taux d'eau (en % bh base humide) X : teneur en eau à l'équilibre. <i>X_{eq}</i> : teneur en eau à l'équilibre. <i>X_m</i> : teneur en eau de la couche monomoléculaire. ZAR : Zarrouk θ : température en °C. φ : humidité relative de l'air.</p>
--	--

REFERENCES

1. El-Najjar, Z., "Quelques secrets du Coran : Les signes cosmiques dans le Saint Coran et leurs significations Scientifiques", Dar al-Tarjama, (2005), 110p.
2. Oliveira, A.P., Silva, L.R., de Pinho, P.G., Gil-Izquierdo, A., Valentão, P., Silva, B.M., Pereira, J. A. and Andrade, P.B. "Volatile profiling of *Ficus carica* varieties by HS-SPME and GC-IT-MS", *Food Chemistry*, V. 123, n° 2, (2010), 548-557.
3. Solomon, A., Golubowicz, S., Yablowicz, Z., Grossman, S., Bergman, M., Gottlieb, H.E., Altman, A., Kerem, Z. and Flaishman, M.A., "Antioxidant activities and anthocyanin content of fresh fruits of common fig (*Ficus carica* L.)", *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, V. 54, n° 20, (2006), 7717-7723.
4. FAOStat., (2016), "FAO statistics database on the World Wide Web", (2017), <http://apps.fao.org/>.
5. Chouaki, S., "Deuxième rapport national sur l'état des ressources phytogénétiques", INRAA., (2006), 91p.
6. Condit, I.J., "Fig Varieties: A Monograph", *A Journal of Agricultural Science*, V. 23, n° 11, (1955): 323- 539.
7. Vallejo, F., Marin, J.G. and Tomas-Barberan, F.A., "Phenolic compound content of fresh and dried figs (*Ficus carica* L.)", *Food Chemistry*, V. 130, n° 3, (2012), 485-492.
8. El-Shobaki, F.A., El-Bahay, A.M., Esmail, R., Abd El Megeid, A.A. and Esmail, N.S., "Effect of figs fruit (*Ficus carica* L.) and its leaves on hyperglycemia in alloxan diabetic rats", *World journal of dairy and food sciences*, V. 5, n° 1, (2010) 47-57.
9. Kabir, A., D'Costa, N.M., Bin Samad, M. and Hannan, J.M.A., "In vivo evaluation of antidiarrhoeal activity of ethanolic extract of leaf and bark of *Ficus carica* Linn", *International Journal of Biomolecules and Biomedicine*, V. 2, n° 3, (2012), 1-7.
10. Lee, Y.S. and Cha, J.D., "Synergistic Antibacterial Activity of Fig (*Ficus carica*) Leaves Extract Against Clinical Isolates of Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*", *Kor. J. Microbiol. Biotechnol.*, V. 38, n° 4, (2010), 405-413.
11. Gilani A.H., Mehmood, M.H., Janbaz, K.H., Khan, A. and Saeed, S.A., "Ethnopharmacological studies on antispasmodic and antiplatelet activities of *Ficus carica*", *Journal of Ethnopharmacology*, V. 119, (2008), 1-5.
12. Rassouli, A., Fatemi Ardestani, A., Asadi, F. and Salehi, M.H., "Effects of Fig tree (*Ficus carica*) leaf extracts on serum and liver cholesterol levels in hyperlipidemic rats", *Int. J. Vet. Res.*, V. 4, n° 2, (2010), 77-80.
13. Singab, A., Ayoub, N., Ali, E. and Mostapha N., "Antioxidant and hepatoprotective activities of Egyptian moraceous plants against carbon tetrachloride-induced oxidative stress and liver damage in rats", V. 48, n° 11, (2010), 1255-1264.
14. El Bouzidi, S., "Le figuier : histoire, rituel et symbolisme en Afrique du Nord", *Dialogues d'histoire ancienne*, V. 28, n° 2, (2002), 103-120.
15. Roger, J.P., "La conduite du figuier *Ficus carica* L. famille des moracées genre *Ficus*", *Actes de la journée figuier : potentialités et perspectives de développement de la figue sèche au Maroc, Meknès, (27 juin 2002)*, 32-41.

16. Gamero, J.L., "Production de figues : perspectives pour la commercialisation des figues sèches", Actes de la journée figuier : potentialités et perspectives de développement de la figue sèche au Maroc, Meknès, (27 juin 2002), 52-56.
17. Chawla, A., Kaur, R., and Sharma, A. K., "*Ficus carica* Linn: A Review on its Pharmacognostic, Phytochemical and Pharmacological Aspects", Int. J. Pharm. Phytopharmacol. Res, V. 1, n° 4, (2012), 215-232.
18. Kjellberg, F., and Valdeyron, G., "The pollination of the fig tree (*Ficus carica* L.) and its control in horticulture", Acta Oenologica OEcol. Gener., V. 5, n° 4, (1984), 407-412.
19. Flora of North America North of Mexico, "Magnoliophyta: Magnoliidae and Hmamelidae", Flora of North America Editorial Committee, V. 3, New York and Oxford, (1997), 590p.
20. Vidaud, J., Baccaunaud, M., Caraglio, Y., Hutin, C., Roger, J. P., "Le figuier. Monographie", Centre Technique et Interprofessionnel des fruits et de légumes, Paris, (1997), 264p.
21. Bercu, R., Popoviciu, D. R., "Anatomical study of *Ficus carica* L. leaf". Annals of R.S.C.B., V. 19, n° 1, (2014), 33-36.
22. Tonelli, N. et Gallouin, F., "Des fruits et des graines comestibles du monde entier", Lavoisier, Paris, (2013), 736p.
23. UPOV (Union internationale pour la protection des obtentions végétales, *Ficus carica* L., "Principes directeurs pour la conduite de l'examen de la distinction, de l'homogénéité et de la stabilité", Genève, (2010), 53p.
24. Rasplus, J. Y., Harry, M., Perrin, H., Chassagnard, M.T., Lachaise, D., "Les *Ficus* (*Moraceae*) et l'entomofaune des figues (Hym. Agaonidae, Pteromalidae, Torymidae, Eurytomidae ; Dipt. Drosophilidae ; Col. Curculionidae) du mont Nimba en Guinée", in : Lamotte, M. et Roy, R., (eds), "Le peuplement animal du mont Nimba (Guinée, Côte d'Ivoire, Liberia)", Mémoires du Muséum national d'Histoire naturelle, V. 190, (2003), 107-182.
25. Mamouni, A., "Caprification : potentialités et contraintes pour la production de figues sèches". Actes de la journée figuier : potentialités et perspectives de développement de la figue sèche au Maroc, Meknès, (27 juin 2002), 42-51.
26. Oukabli, A., "Diversité génétique et choix des génotypes performants pour la culture du figuier *Ficus carica* L. au Maroc", Institut national de la recherche agronomique, programme Arboriculture fruitière, Maroc, (2005), 89p.
27. Haesslein, D. et Oreiller, S., "Fraîche ou séchée, la figue est dévoilée ! Heds (Haut école de santé)", Filière nutrition et diététique, Genève, (2008), 1-4.
28. Kjellberg, F., Gouyon, P.H., Ibrahim, M., Raymond, M., Valdeyron, G., "The stability of the symbiosis between dioecious figs and their pollinators: a study of *Ficus carica* L. and *Blastophaga peshes* L.", Evolution, V. 41, (1987), 693-704.
29. Brien, J. and Hardy, T.S., "Fig growing in NSW", Agfact H3.1.19, first edition, (2002), 8p. www.agric.nsw.gov.au
30. Kjelberg, F., Aljibouri, A. et Valdeyron, G., "Observations récentes sur la pollinisation du figuier", Fruits, V. 38, n° 7, (1983), 567-569.
31. Gaaliche, B., Saddoud, O., Mars, M., "Morphological and Pomological Diversity of Fig (*Ficus carica* L.) Cultivars in Northwest of Tunisia", International Scholarly Research Network ISRN Agronomy, (2012), 9 pages doi:10.5402/2012/326461.

32. Dickson, J.H. and Dickson, C., "Ancient and modern occurrences of common fig (*Ficus carica* L.) in the British Isles", *Quaternary Science Reviews*, V. 15, 1996, 623-633.
33. Storey, W.B., "Fig *Ficus carica* (Moraceae)", in: Simmonds, N.W., "Evolution of Crop Plants", Longman, New York, (1976), 339p.
34. JORA : Journal Officiel de la République Algérienne, "Liste des variétés des espèces arboricoles autorisées à la production et à la commercialisation", n° 18, (18 mars 2007), Annexe 6, 14p.
35. Dehgan, B., "Landscape Plants for Subtropical Climates", University Press of Florida, Gainesville, (1998), 638p
36. Palmateer, A.J., Tarnowski, T.L.B., Roberts, P.D., "Florida Plant Disease Management Guide: Fig (*Ficus carica*) 1 PDMG-V3-14", Series of the Plant Pathology Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, (2010), <http://edis.ifas.ufl.edu>
37. Walali, L. et Khouimi, L., "L'assainissement des plants de figuier", Actes de la journée figuier : potentialités et perspectives de développement de la figue sèche au Maroc, Meknès, (27 juin 2002), 57-62
38. Alfieri, S.A., Langdon, K.R., Wehlburg, C., Kimbrough, J.W., "Index of plant diseases in Florida. Florida Department of Agriculture and Consumer Services", Division of Plant Industry, Bulletin, (1984), 389 p.
39. Ferradji, A., Chabour, H., Malek, A., "Séchage solaire des figues : Bilan thermique et isotherme de désorption", *Revue des Energies Renouvelables*, V. 14, n° 4, (2011), 717-726.
40. MADR, Ministère de l'agriculture et de développement rural, Service statistiques, (2012).
41. Mahmoudi, S. et Saidani, F., "La culture de figuier", Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne, Algérie, (2014), 16 p.
42. Doymaz, I., "Sun drying of figs: an experimental study", *Journal of Food Engineering*, V. 71, (2005), 403-407.
43. Khare, C.P., "Indian herbal remedies: Rational western therapy, Ayurvedic and other traditional usage, botany", Springer-Verlag, Berlin Heidelberg, Germany, (2004), 523p.
44. Çaliskan, O.C. and Polat, A., "Phytochemical and antioxidant properties of selected fig (*Ficus carica* L.) accessions from the eastern Mediterranean region of Turkey", *Scientia Horticulturae*, V. 128, (2011), 473-478.
45. Favier, J.C., Ireland-Ripert, J., Laussucq, C. et Feinberg, M., "Répertoire générale des aliments : Table de composition des fruits exotiques, fruits de cueillette D'Afrique", Tome 3, Tech & Doc, CIQUAL-CNEVA, France, (1993), 207p.
46. Ramulu, P. and Rao, P.U., "Total, insoluble and soluble dietary fiber contents of Indian fruits", *Journal of Food Composition and Analysis*, V. 16, (2003): 677-685.
47. Pande, G. and Akoh C.C., "Organic acids, antioxidant capacity, phenolic content and lipid characterization of Georgia-grown underutilized fruit crops", *Food Chemistry*, V. 120, (2010), 1067-1075.

48. Oliveira, A.P., Valentão, P., Pereira, J.A., Silva, B.M., Tavares, F. and Andrade, P.B., "*Ficus carica* L.: Metabolic and biological screening", *Food and Chemical Toxicology*, V. 47, (2009), 2841-2846.
49. Khan, M.N., Sarwar, A., Adeel, M. and Wahab, M.F., "Nutritional evaluation of *Ficus carica* indigenous to Pakistan", *African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and development*, V. 11, n° 5, (2011), 5202-5187.
50. Vinson, J.A., "The functional food properties of figs", *Cereal Foods World*, V. 44, n° 2, (1999), 82-87.
51. Ghazi, F., Rahmat, A., Yassin, Z., Ramli, N. S. and Buslima, N. A., "Determination of Total Polyphenols and Nutritional Composition of Two Different Types of *Ficus carica* Leaves Cultivated in Saudi Arabia", *Pakistan Journal of Nutrition*, V. 11, n° 11, (2012) 1061-1065.
52. Konyalioglu, S., Saglam, H. and Kivcak, B., "a-Tocopherol, Flavonoid, and Phenol Contents and Antioxidant Activity of *Ficus Carica* Leaves", *Pharmaceutical Biology*, V. 43, (2005), 683-686.
53. Kadi, S.A., "Alimentation du lapin de chair : valorisation de sources de fibres disponibles en Algérie. Thèse de doctorat en productions animales", Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, Algérie, (2012), 143 p.
54. Ben Amor, B., "Maîtrise de l'aptitude technologique de la matière végétale dans les opérations d'extraction de principes actifs ; texturation par détente instantanée contrôlée DIC", Thèse de doctorat, Génie des Procédés Industriels, Université de la Rochelle, France, (2008), 187p.
55. Macheix, J.J., Fleuriet, A. and Sarni-Manchado, P., "Composés phénoliques dans la plante – structure, biosynthèse, répartition et rôles", In : Sarni-Manchado, P. et Cheynier, V., "Les polyphénols en agroalimentaire", Lavoisier, France, (2006), 398p.
56. Mawa, S., Husain, K., Jantan, I., "*Ficus carica* L. (*Moraceae*): Phytochemistry, Traditional Uses and Biological Activities", *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, (2013), ID 974256, 8 pages.
57. Ribechinia, E., Perez-Aranteguib, J. and Colombinia, M.P., "Gas chromatography/mass spectrometry and pyrolysis-gas chromatography/mass spectrometry for the chemical characterization of modern and archaeological figs (*Ficus carica*)", *Journal of Chromatography A*, V. 1218, (2011), 3915-3922.
58. Veberic, R., Colaric, M. and Stampar, F., "Phenolic acids and flavonoids of fig fruit (*Ficus carica* L.) in the northern Mediterranean region", *Food Chemistry*, V. 106, (2008), 153-157.
59. Duenas, M., Pérez-Alonso, J.J., Santos-Buelga, C. and Escribano-Bailon, T., "Anthocyanin composition in fig (*Ficus carica* L.)", *Journal of Food Composition and Analysis*, V. 21, (2008), 107-115.
60. Gibernau, M., Buser, H.R., Frey, J.E. and Hossaert-Mckeyt, M., "Volatile compounds from extracts of figs *Ficus Carica*", *Phytochemistry*, V. 46, n° 2, (1997), 241-214.
61. Riu-Aumatell, M., Castellari, M., López-Tamames, E., Galassi, S. and Buxaderas, S., "Characterization of volatile compounds of fruit juices and nectars by HS/SPME and GC/MS", *Food Chemistry*, V. 87, (2004), 627-637.

62. Innocenti, G., Bettero, A. and Caporale, G., "Determination of the coumarinic constituents of *Ficus carica* leaves by HPLC", *Il Farmaco Edizione Scientifica*, V. 37, (1982), 475-485.
63. Ahmed, W., Khan, A.Q. and Malik, A., "Two triterpenes from the leaves of *Ficus carica*", *Planta Medica*, V. 54, n° 5, (1988), 481.
64. Saeed, M. and Sabir, A.W., "Irritant potential of triterpenoids from *Ficus carica* leaves", *Fitoterapia*, V. 73, (2002), 417-420.
65. Ficsor, E., Szentmihályi, K., Lemberkovics, É., Blázovics, A. and Balázs, A., "Analysis Of *Ficus Carica* L. Volatile Components And Mineral Content", *Eur. Chem. Bull.*, V. 2, n° 3, (2013), 126-129.
66. Azarkan, M., Matagne, A., Wattiez, R., Bolle, L., Vandenameele, J. and Baeyens-Volant, D., "Selective and reversible thiol-pegylation, an effective approach for purification and characterization of five fully active ficin (iso) forms from *Ficus carica* latex", *Phytochemistry*, V. 72, (2011), 1718-1731.
67. Zare, H., Moosavi-Movahedi, A.A., Salami, M., Mirzaei, M., Saboury, A.A. and Sheibani, N., "Purification and autolysis of the ficin isoforms from fig (*Ficus carica* cv. Sabz) latex", *Phytochemistry*, V. 87, (2013), 16-22.
68. Rubnov, S., Kashman, Y., Rabinowitz, R., Schlesinger, M. and Mechoulam, R., "Suppressors of cancer cell proliferation from fig (*Ficus carica*) resin: isolation and structure elucidation", *J. Nat. Prod.*, V. 64, (2001), 993-996.
69. Oliveira, A.P., Silva, L.R., Ferreres, F., De Pinho, P., Valentao, P., Silva, B.M., Pereira, J.A. and Andrade, P.B., "Chemical assessment and in *vitro* antioxidant capacity of *Ficus Carica* Latex", *J. Agric. Food Chem.*, V. 58, (2010), 3393-3398
70. Ybert, E. et Delesalle-Féat, T., "Encyclopédie des plantes médicinales", Larousse, Hong Kong, (2001), 335p.
71. Khodarahmi, G.A., Ghasemi, N., Hassanzadeh, F. and Safaie, M., "Cytotoxic Effects of Different Extracts and Latex of *Ficus carica* L. on HeLa cell Line", *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, V. 10, n° 2, (2011), 273-277.
72. Bohlooli, S., Mohebipoor, A., Mohammadi, S., Kouhnavard, M. and Pashapoor, S., "Comparative study of fig tree efficacy in the treatment of common warts (*Verruca vulgaris*) vs. cryotherapy", *Int. J. Dermatol.*, V. 46, (2007), 524-526.
73. de Amorin, A., Borba, H.R., Carauta, J.P.P., Lopes, D. and Kaplan, M.A.C., "Anthelmintic activity of the latex of *Ficus* species", *Journal of Ethnopharmacology*, V. 64, (1999), 255-258.
74. Mohan, G.K., Pallavi, E., Ravi Kumar, B., Ramesh, M. and Venkatesh, S., "Hepatoprotective activity of *Ficus carica* Linn. leaf extract against carbon tetrachloride-induced hepatotoxicity in rats", *DARU*, V. 15, n° 3, (2007), 162-166.
75. Guarrera, P.M., "Traditional phytotherapy in Central Italy (Marche, Abruzzo, and Latium)", *Fitoterapia*, V. 76, (2005), 1-25.
76. John, A.A., "Chromatographic Analysis of Pharmaceuticals", Marcl Dekker, Inc. Chromatographic science series, V. 74, (1992), 135-184.
77. Abbasi, A.M., Khan, M.A., Khan, N. and Shah, M.H., "Ethnobotanical survey of medicinally important wild edible fruits species used by tribal communities of Lesser Himalayas-Pakistan", *Journal of Ethnopharmacology*, V. 148, (2013), 528-536.

78. Khadabadi, S.S., Gond, N.Y., Ghiware, N.B. and Shendarkar, G.R., "Hepatoprotective effect of *Ficus carica* leaf in chronic hepatitis", *Indian Drugs*, V. 44, n° 1, (2007), 54-57.
79. Hashemi, A.S. and Abediankenari, S., "Suppressive Effect of Fig (*Ficus carica*) Latex on Esophageal Cancer Cell Proliferation", *Scientific Journal of the Faculty of Medicine in Niš*, V. 30, n° 2, (2013), 93-96.
80. Rawat, A.K.S., Tiwari, S.S., Srivastava, A. and Srivastava, S., "Comparative Botanical and Phytochemical Evaluation of Medicinally Important Stem Bark of *Ficus* species", *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, (2012), S33-S37.
81. Aref, H.L., Salah, K.B., Chaumont, J.P., Fekih, A., Aouni, M. and Said, K., "In vitro antimicrobial activity of four *Ficus carica* latex fractions against resistant human pathogens (antimicrobial activity of *Ficus carica* latex)", *Pak. J. Pharm. Sci.*, V. 23, (2010), 53-58.
82. Olufemi, B.E. and Olusegun, O.V., "Antibacterial properties of ethanolic extract of *Ficus carica* on microorganisms isolated from pepper *Capsicum frutescens*", *WebPub J. Sci. Res.*, V. 1, n° 1, (2013), 7-15.
83. Jeong, M.R., Kim, H.Y. and Cha, J.D., "Antimicrobial activity of methanol extract from *Ficus carica* leaves against oral bacteria", *J. Bacteriol. Virol.*, V. 39, (2009), 97-102.
84. Saoudi, M. and El Feki, A., "Protective Role of *Ficus carica* Stem Extract against Hepatic Oxidative Damage Induced by Methanol in Male Wistar Rats", *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, (2012), 8 pages.
85. Patil, V.V., Bhangale, S.C. and Patil, V.R., "Evaluation of anti-pyretic potential of *Ficus carica* leaves", *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review And Research*, V. 2, n° 2, (2010), 48-50.
86. Serracclara, A., Hawkins, F., Pérez, C., Dominguez, E., Campillo, J.E. and Torres, MD., "Hypoglycemic action of an oral fig-leaf decoction in type-I diabetic patients", *Diabetes Research and Clinical Practice*, V. 39, (1998), 19-22.
87. Hashemi, S.A., Abediankenari, S., Ghasemi, M., Azadbakht, M., Yousefzadeh, Y. and Dehpour, A.A., "The Effect of Fig Tree Latex (*Ficus carica*) on Stomach Cancer Line", *Iranian Red Crescent Medical Journal*, V. 13, (2011), 272-275.
88. Saxena, V., Dharamveer, Gupta R. and Saraf, S.A., "*Ficus carica* leaf extract in regulation of thyroidism using Elisa technique", *Asian J Pharm Clin Res.*, V. 5, n° 2, (2012), 44-48.
89. Nebedum, J.O., Udeafor, P.C. and Okeke, C.U., "Comparative effects of ethanolic extracts of *Ficus carica* and *Mucuna pruriens* leaves on haematological parameters in albino rats", *Biokemistri*, V. 22, n° 2, (2010), 77-84.
90. Patil, V.V., Bhangale, S.C. and Patil, V.R., "Studies on immunomodulatory activity of *Ficus carica*", *Int. J. Pharm. Pharm. Sci.*, V. 2, n° 4, (2010), 97-99.
91. Koka, S., Barik, R., Joshi, J. and Jain, S., "Effect of *Ficus carica* fruit extract on experimentally induced inflammation and nociception", *J. Pharm. Phytother.*, V. 1, n° 5, (2013), 8-11.
92. Oh, H.G., Lee, H.Y., Seo, M.Y., Kang, Y.R., Kim, J.H., Park, J.W., Kim, O.J. et al. "Effects of *Ficus carica* paste on constipation induced by a high-protein feed and movement restriction in beagles", *Lab. Anim. Res.*, V. 27, n° 4, (2011), 275-281.

93. Patil, A.P., Patil, V.V., Patil, V.R. and Chaudhari, R.Y., "Anthelmintic and preliminary phytochemical screening of leaves of *Ficus carica* Linn against intestinal helminthiasis", IJRAP, V. 1, n° 2, (2010), 601-605.
94. Crisosto, C.H., Bremer, V., Ferguson, L. and Crisosto, G.M., "Evaluating quality attributes of four fresh figs (*Ficus carica* L.) cultivars harvested at two maturity stages", HortScience, V. 45, (2010), 707-710.
95. Hoxha, L., Kongoli, R. and Hoxha, M., "Antioxidant Activity of Some Dried Autochthonous Albanian Fig (*Ficus carica*) Cultivars", International Journal of Crop Science and Technology, V. 1, n° 2, (2015), 20-26.
96. Patil, V.V. and Patil, V.R., "Evaluation of Anti-inflammatory activity of *Ficus Carica* Linn Leaves", Indian journal of natural products and Resources, V. 2, (2011), 151-155.
97. Bersset, C., "Antioxydants phénoliques, structure, propriétés, sources végétales", In: Sarni-Manchado, P. and Cheynier, V., "Les polyphénols en agroalimentaire", Lavoisier, France, (2006), 381p.
98. Morelle, J., "L'oxydation des aliments et la santé (prévention des dangers de l'agression oxydative alimentaire par le bon usage des fruits et des légumes)", Office d'Édition Impression Librairie, France, (2003), 257p.
99. Vergely, C. and Rochette, L., "Le stress oxydatif. Les radicaux libres, des composés à fonction biologique méconnue : à côté de leur action physiopathologique", AMC pratique, n° 141, (2005), 28-30.
100. Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J.O., Charlier, C. et Chapelle, J.P., "Le stress oxydant", Rev. Med. Liège, V. 62, n° 10, (2007), 628-638.
101. Favier, A., "Le stress oxydant : Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique", L'actualité chimique, (2003), 108-115.
102. Milane, H., "La quercétine et ses dérivés : molécules à caractère prooxydant ou capteurs de radicaux libres ; études et applications thérapeutiques", Thèse de Doctorat, Option Pharmacochimie, Université Louis Pasteur, France, (2004), 159p.
103. Pincemail, J., Meurisse, M., Limet, R. et Defraigne, J.O., "Mesure et utilisation des antioxydants en médecine humaine", Medi sphere, (1998) : 1-4.
104. Popovici, C., Saykova, I. and Tylkowski, B., "Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH", Revue de génie industriel, V. 4, (2009), 25-39.
105. Wang, H., Zhao, M., Yang, B., Jiang, Y. and Rao, G., "Identification of polyphenols in tobacco leaf and their antioxidant and antimicrobial activities", Food Chemistry, V. 107, (2008), 1399-1406.
106. Beauhaire, J., Es-Safi, N., Boyer, F. Kerhoas, L., Le Guerneve, C. and Ducrota, P., "Synthesis of modified proanthocyanidins: introduction of acyl substituents at C-8 of catechin. Selective synthesis of a C-4 →O→ C-3 ether-linked procyanidin-like dimer", Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters, V. 15, (2005), 559-562.
107. Laurent, C., Oostveldt et K.V., "Impact des polyphénols de raisin sur des marqueurs physiologiques et biochimiques du vieillissement intestinal", howest, (2008), 78p.

108. Clinton, C., "Plant tannins: A novel approach to the treatment of ulcerative colitis", *Natural Medicine Journal*, V. 1, n° 3, (2009), 1-4.
109. Medina-Rejon, A., Barrionuevo-Gonzalez, A., Zamora-Ros, R., Andres-Lacueva, C., Estruch, R., Martinez-Gonzalez, M., Diez-Espino, J. and Lamuela-Raventos, R., "Rapid Folin–Ciocalteu method using microtiter 96-well plate cartridges for solid phase extraction to assess urinary total phenolic compounds, as a biomarker of total polyphenols intake", *Analytica Chimica Acta*, V. 634, (2009), 54-60.
110. Scalbert, A., Johnson, I. and Saltmarsh, M., "Polyphenols: antioxidants and beyond", *American Journal of Clinical Nutrition*, V. 81, (2005), 215-217.
111. Zhang, L.L. and Lin, Y.M., "HPLC, NMR and MALDI-TOF MS analysis of condensed tannins from *Lithocarpus glaber* leaves with potent free radical scavenging activity", *Molecules*, V. 13, (2008), 2986-2997.
112. Bimbenet, J.J., Duquenoy, A. et Trystram, G., "Génie des procédés alimentaires, des bases aux applications", DUNOD, 2^{ème} édition, Paris, (2007), 573p.
113. Albitar, N., "Etude comparative des procédés de séchage couplés à la texturation par Détente Instantanée Contrôlée DIC, en termes de cinétique et de qualité nutritionnelle. Applications à la valorisation des déchets agro-industriels", *Engineering Sciences*, Université de La Rochelle, France, (2010), 191p.
114. Bimbenet, J.J., Bonazzi, C. et Dumoulin, E., "L'eau en séchage, stockage et réhydratation", In : Le Meste, M., Lorient, D. et Simatos, D., "L'eau dans les aliments", Tec and Doc, Lavoisier, Paris, (2002), 674 p.
115. Vierling, E., "Aliments et boissons : Technologies et aspects réglementaires", Doin, Biosciences et Techniques, 3^{ème} édition, France, (2008), 203p.
116. Branger, A., Richer, M.M. et Roustel, S., "Alimentation et processus technologiques", educagri, Paris, (2007), 293p.
117. Bonazzi, C. et Bimbenet, J.J., "Séchage des produits alimentaires. Principes", *Technique de l'ingénieur F3000*, V. Agroalimentaire, (2003).
118. Cheftel, J.C. et Cheftel, H., "Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments", V. 1, Technique et documentation – Lavoisier, France, (1977), 381p.
119. Faiveley, M., "L'eau et la conservation des aliments", *Techniques de l'ingénieur F10111*, V. Agroalimentaire, 2006, 11p.
120. Bimbenet, J.J., "Génie des procédés alimentaires", RIA Dunod, Paris, (2002), 592p.
121. Labuza, T.P., "Sorptions phenomena in foods", *Food Technology*, V. 22, (1968), 15-24.
122. Simatos, D., "Propriétés de l'eau dans les produits alimentaires : activité de l'eau, diagrammes de phases et d'états", In : Le Meste, M., Lorient, D. et Simatos D., "L'eau dans les aliments", Tec and Doc, Lavoisier, Paris, (2002), 674p.
123. Jannot, Y., "Isothermes de sorption : modèles et détermination", (2008) 15p. <http://www.thermique55.com/principal/sorption.pdf>
124. Thu Ha, N., "Etude expérimentale et modélisation du procédé de séchage des végétaux", Thèse de doctorat, Génie des procédés, Université de Bretagne Sud, France, (2015), 243p.

125. Overhults, D.G., White, G.M., Hamilton, H.E. and Ross, I.J., "Drying soybeans with heated air", Transactions of the ASAE, V. 16, n° 1, (1973), 112-113.
126. White, G.M., Bridges, T.C., Loewer, O.J. and Ross, I.J., "Seed Coat Damage in Thin-Layer Drying of Soybeans", Transactions of the ASAE, V. 23, n° 1, (1980), 224-227.
127. Henderson, S.M. and Pabis, S., "Grain drying theory: IV the effect of airflow rate on drying index", Journal of Agricultural Engineering Research, V. 7, n° 2, (1962), 85-89.
128. Chibane, H., "Aptitudes technologiques de quelques variétés communes de dattes : Formulation d'un yaourt naturellement sucré et aromatisé", Thèse de doctorat, Technologie alimentaire, Université M'Hamed Bougara de Boumerdès, Algérie, (2008), 203p.
129. Chandra, P.K. and Singh, R.P., "Applied numerical methods for food and agricultural engineers", CRC Press, Boca Raton, (1994), 512p.
130. Midilli, A., Kucuk, H. and Yapar, Z., "A new model for single-layer drying", Drying Technology, V. 20, n° 7, (2002), 1503-1513.
131. Demir, V., Gunhan, T. and Yagcioglu, A.K., "Mathematical modelling of convection drying of green table olives", Biosystems Engineering, V. 98, n° 1, (2007), 47-53.
132. Mafart, P., "Les procédés physiques de conservation", Tec et Doc, Lavoisier, (1991), 295p.
133. Charreau, A. and Cavaille, R. 1999 "Séchage théorie et pratique", Technique de l'Ingénieur, V. Génie des procédés, 2480-1; 2480-23.
134. Isengard, H.D., "Détermination de la teneur en eau dans les aliments", In : Le Meste, M., Lorient, D., Simatos, D., "L'eau dans les aliments", Tec and Doc Lavoisier, Pari. (2002), 674p.
135. Tom, A., "Contribution au séchage solaire des produits carnés : Modélisation et réalisation d'un séchoir adapté aux pays tropicaux", Thèse de doctorat, École Nationale Supérieure d'Arts Et Métiers, Spécialité "Génie Énergétique", (2015), 245p.
136. Hall, C.W. and Hedrick, T.I., "Drying of milk and milk products", The AVI Publishing Company, Inc, (1971), 703p.
137. Jeantet, R., Croguennec, T., Schuck, P. et Brûlé, G., "Science des aliments : Technologie des produits alimentaires", Tec & Doc, (2006), 456p.
138. Bonazzi, C. et Bimbenet, J.J., 2006. "Séchage des produits alimentaires : Appareils et applications", Techniques de l'ingénieur, V. Agroalimentaire, F3002.
139. Meziant, L., Saci, F., Bachir, Bey M. and Louaileche, H., "Varietal Influence on Biological Properties of Algerian Light Figs (*Ficus carica* L.)", Int. J. of Bioinform. Biomed. Eng., V. 1, (2015), 237-243.
140. Stover, E., Aradhya, M., Crisosto, C.H. and Ferguson, L., "Overview of the California fig industry and new interest in varieties for fresh fruit", Proceedings of the California Plant and Soil Conference, Sacramento, CA. California Chapter, American Society of Agronomy, (February 2007), 6-7;

141. ANDI Agence nationale de Développement de l'Investissement, "Wilaya de Bouira", 2013, <http://www.andi.dz/PDF/monographies/Bouira.pdf>
142. DSAB, "Direction des services agricoles de la wilaya de Bouira", Service de statistiques, (2016).
143. IPGRI. CIHEAM, "Descriptors for Fig", International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy, and International Centre for Advanced Mediterranean Agronomic Studies, Paris, France, (2003). URL: <http://www.ipgri.cgiar.org/>.
144. (NF V 05-108 Agricultural Produce - Fruit And Vegetable Products, Measurement Of pH, Association Francaise de Normalisation, (1970).
145. Sen, F., Meyvacı, K.B., Aksoy, U. and Cakir, M., "Studies to optimize pre-treatments for high moisture dried figs", *Acta Hort.*, V. 798, (2008), 293-297.
146. AFNOR, "Recueil de normes françaises des produits dérivés des fruits et légumes, jus de fruits", AFNOR, (1982), 325p.
147. Youshida, S., Forno, D., Cock, J. and Gomez, K., "Laboratory manual for physiological studies of rice", The international rice research institute, Philippines, (1976), 82p.
148. Dubois, M., Gilles, K.A., Hamilton, J.K., Rebers, P.A. and Smith, F., "Colorimetric method for determination of sugar and related substances", *Analytical Chemistry*, V. 28, (1956), 350-356.
149. AFNOR NEV 03-050, (1970), In AFNOR, "Recueil des normes françaises, contrôle de la qualité des produits alimentaires, céréales et produits céréaliers", AFNOR/DGCCRF, 3^{ème} édition, Paris, (1991), 360p.
150. Tareen, H., Ahmed, S., Mengal, F., Masood, Z., Bibi, S., Mengal, R., Shoaib, S., Irum, U., Akbar, S., Mandokhail, F. and Taj, R., "Estimation of vitamin C content in artificially packed juices of two commercially attracted companies in relation to their significance for human health", *Biological Forum*, V. 7, (2015), 682-685.
151. Çaliskan, O. and Polat, A., "Fruit characteristics of fig cultivars and genotypes grown in Turkey", *Scientia Horticulturae*, V. 115, (2008), 360-367.
152. Condit, I.J., "Fig characteristics useful in the identification of varieties", *Hilgardia*, V. 14, (1941), 1-69.
153. Podgornika, M., Vuka, I., Vrhovnikc, I. and Mavsar, D.B., "A survey and morphological evaluation of fig (*Ficus carica* L.) genetic resources from Slovenia", *Scientia Horticulturae*, V. 125, (2010), 380-389.
154. Ait Haddou, L., Blenzar, A., Messaoudi, Z., Van Damme, P., Zinedine, F. and Sakhaoui, A., "Caractérisation Pomologique de 22 Cultivars Locaux du Figuier (*Ficus Carica* L.) au Maroc", *European Journal of Scientific Research*, V. 112, n° 3, (2013), 416-428.
155. King, E.S., Hopfer, H., Haug, M.T., Orsi, J.D., Heymann, H., Crisosto, G.M. and Crisosto, C.H., "Describing the Appearance and Flavor Profiles of Fresh Fig (*Ficus carica* L.) Cultivars", *Journal of Food Science*, V. 77, n° 12, (2012), 419-429.
156. Botti, C., Franck, N., Prat, L., Ioannidis, D. and Morales, B., "The Effect of climatic conditions on fresh fig fruit yield, quality and type of crop", *Acta Hort.*, V. 605, (2003), 37-43.

157. Viuda-Martos, M., Barberb, X., Pérez-Álvarez, J.A. and Fernández-López, J., "Assessment of chemical, physico-chemical, techno-functional and antioxidant properties of fig (*Ficus carica* L.) powder co-products", *Industrial Crops and Products*, V. 69, (2015), 472-479.
158. Nakilcioglu, E. and Hisil, Y., "Research on the phenolic compounds in sarilop (*Ficus carica* L.) fig variety", *GIDA*, V. 38, n° 5, (2013), 267-274.
159. Sadia, H., Ahmad, M., Sultana, S., Abdullah, A.Z., Keat Teong, L., Zafar, M. and Bano, A., "Nutrient and mineral assessment of edible wild fig and mulberry fruits", *Fruits*, V. 69, (2014), 159-166.
160. Owino, W.O., Nakano, R., Kubo, Y. and Inaba, A., "Alterations in cell wall polysaccharides during ripening in distinct anatomical tissue regions of the fig (*Ficus carica* L.) fruit", *Postharvest Biology and Technology*, V. 32, (2004), 67-77.
161. Melgarejo, P., Hernandez, F., Martinez, J.J., Sanchez, J. and Salazar, D.M., "Organic acids and sugars from first and second crop fig juices", *Acta Hort.*, V. 605, (2003), 237-239.
162. Setser, C.S., "Sensory properties", In: Macrae, R., Robinson, R.K., Sadler and M.J. "Encyclopaedia of Food Science Food Technology and Nutrition", Academic Press, London, (1993), 6000p.
163. Leterme, P., Bulden, A., Estrada, F. and Londoño, A.M., "Mineral content of tropical fruits and unconventional foods of the Andes and the rain forest of Colombia", *Food Chem.*, V. 95, (2006), 644-652.
164. Perez, V. and Chang, E.T., "Sodium-to-potassium ratio and blood pressure, hypertension, and related factors", *Adv. Nutr.*, V. 5, (2014), 712-741.
165. Sajib, M.A.M., Hoque, M.M., Yeasmin, S., Khatun, M.H.A., "Minerals and heavy metals concentration in selected tropical fruits of Bangladesh", *International Food Research Journal*, V. 21, (2014), 1731-1736.
166. Barea-Álvarez, M., Delgado-Andrade, C., Haro, A., Olalla, M., Seiquer, I. and Ángel Rufián-Henares, J., "Subtropical fruits grown in Spain and elsewhere: A comparison of mineral profiles", *Montserrat Journal of Food Composition and Analysis*, V. 48, (2016), 34-40.
167. Scalbert, A., "Fruits et légumes : la piste des polyphénols. Equation nutrition. N° 35 spécial antioxydants", *APRIFEL*, (2003). 2p.
168. Fu, L., Xu, B.T., Xu, X.R., Gan, R.Y., Zhang, Y., Xia, E.Q. and Li, H.B., "Antioxidant capacities and total phenolic contents of 62 fruits", *Food Chemistry*, V. 129, (2011), 345-350.
169. Boizot, N. et Charpentier, J.P., "Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier", *Le Cahier des Techniques de l'Inra*, (Numéro spécial), (2006), 79-82.
170. Koolen, H.F., da Silva, M.A., Gozzo, C., de Souza, Q.L. and de Souza, A.D.L., "Antioxidant, antimicrobial activities and characterization of phenolic compounds from buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) by UPLC-ESI-MS/MS", *Food Research International*, V. 51, (2013), 467-473.
171. Ba, K., Tine, E., Destain, J., Cisse, N. and Thonart, P., "Étude comparative des composés phénoliques, du pouvoir antioxydant de différentes variétés de sorgho

- sénégalais et des enzymes amylolytiques de leur malt”, Biotechnol. Agron. Soc. Environ. V. 14, (2010), 131-139.
172. Reed, J.D., “Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes”, Journal of animal science, V. 73, (1995), 1516-1528.
 173. Schofield, P., Mgugua, D.M. and Pell, A.N., “Analyzed of condensed tannins: a review”, Animal feed science and technology, V. 91, (2001), 21-40.
 174. Lee, J., Durst, R.W. and Wrolstad R.E., “Determination of total monomeric anthocyanin pigment content of fruit juices, beverages, natural colorants, and wines by the pH differential method: Collaborative study”, Journal of AOAC International, V. 88, (2005), 1269-1278.
 175. Koh, P.H., Mokhtar, R.A. and Iqbal, M., “Antioxidant potential of *Cymbopogon citrates* extract: alleviation of carbon tetrachloride-induced hepatic oxidative stress and toxicity”, Human and Experimental Toxicology, V. 31, n° 1, (2012), 81-91.
 176. Morales, F. and Jiménez-Pérez, S., “Free radical scavenging capacity of Maillard reaction products as related to colour and fluorescence”, Food Chemistry, V. 72, (2001), 119-125.
 177. Michel, T., “Nouvelles méthodologies d'extraction, de fractionnement et d'identification : Application aux molécules bioactives de l'argousier (*Hippophae rhamnoides*)”, Thèse de doctorat, Chimie Analytique-Phytochimie, Université d'Orléans, (2011), 286p.
 178. Hendry, G. and Houghton, J.D., “Natural Food Colorants”, Blackie Academic and Professional, Glasgow, (1996), 348p.
 179. Harzallah, A., Mnari Bhourri, A., Amri, Z., Soltana, H. and Hammami, M., “Phytochemical content and antioxidant activity of different fruit parts juices of three figs (*Ficus carica* L.) varieties grown in Tunisia”, Ind. Crops Prod., V. 83, (2016), 255-267.
 180. Aljane, F. and Sdiri, N., “Phytochemical characteristics as affected by fruit skin color of some fig (*Ficus carica* L.) accessions from southeastern Tunisia”, Revue des Régions Arides, n° 34, (2014), 5-17.
 181. Marinova, D., Ribarova, F. and Atanassova, M., “Total phenolics and total flavonoids in Bulgarian fruits and vegetables”, Journal of the University of Chemical Technology and Metallurgy, V. 40, n° 3, (2005), 255-260.
 182. Marrelli, M., Menichini, F., Statti, G.A., Bonesi, M., Duez, P., Menichini, F. et al. “Changes in the phenolic and lipophilic composition, in the enzyme inhibition and antiproliferative activity of *Ficus carica* L. cultivar Dottato fruits during maturation”, Food Chem. Toxicol., V. 50, (2012), 726-33.
 183. Yeh, G.Y., Eisenberg, D.M., Kaptchuk, T.J. and Phillips, R.S., “Systematic review of herbs and dietary supplements for glycemic control in diabetes”, Diabetes Care, V. 26, (2003), 1277-1294.
 184. Malien-Aubert, C. et Amiot-Carlin, M.J., “Pigments phénoliques- Structures, stabilité, marché des colorants naturels et effet sur la santé”, In : Sarni-Manchado, P. et Cheynier, V. “Les polyphénols en agroalimentaire”, Lavoisier, France, (2006), 398p.

185. Piga, A., Del Caro, A., Milella, G., Pinna, I., Vacca, V. and Schirru, S., "HPLC analysis of polyphenols in peel and pulp of fresh figs", *Acta Hort.*, V. 798, (2008), 301-306.
186. Ferreyra, R.M., Vina, S.Z., Mugridge, A. and Chaves, A.R., "Growth and ripening season effects on antioxidant capacity of strawberry cultivar Selva", *Sci. Hort.*, V. 112, (2007), 27-32.
187. Hadj Sahraoui, K., "La production nationale de fruits secs", REALAGRO, (2014).
188. Doymaz, İ., "Convective air-drying characteristics of thin layer carrots", *Journal of Food Engineering*, V. 61, n° 3, (2004), 359-364.
189. Amellal, H. and Benamara, S., "Vacuum Drying of Common Date Pulp Cubes", *Drying Technology*, V. 26, (2008), 378-382.
190. Crank, J., "The mathematics of diffusion", Clarendon Press, Oxford, UK, (1975). 411p.
191. Riva, M. and Peri, C., "Kinetics of sun and air-drying of different varieties of seedless grapes", *Journal of Food Engineering*, V. 21, (1986), 199-208.
192. Teixeira, D.M., Patao, R.F., Coelho, V.A. and Teixeira da Costa, C., "Comparison between sample disruption methods and solid-liquid extraction (SLE) to extract phenolic compounds from *Ficus carica* leaves", *Journal of Chromatography A*, V. 1103, (2006), 22-28.
193. Babalis, S.J. and Belessiotis, V.G., "Influence of the drying conditions on the drying constants and moisture diffusivity during the thin-layer drying of figs", *Journal of Food Engineering*, V. 65, (2004) 449-458.
194. Abul-Fadl, M.M., Ghanem, T.H., ELBadry, N. and Nasr, A., Effect of some Different Drying Methods on Quality Criteria of Dried Fig Fruits, *Current Science International*, V. 4, (2015), 548-566.
195. Krokida, M.K., Karathanos, V.T., Maroulis, Z.B. and Marinos-Kouris, D., "Drying kinetics of some vegetables", *Journal of Food Engineering*, V. 59, n° 4, (2003), 391-403.
196. Seiiedlou, S., Ghasemzadeh, H.R., Hamdami, N., Talati, F. and Moghaddam, M., "Convective drying of apple: mathematical modeling and determination of some quality parameters", *International Journal of Agriculture and Biology*, V. 12, (2010), 171-178.
197. Martínez-García, J.J., Gallegos-Infante, J.A., Rocha-Guzmán, N.E., Ramírez-Baca, P., Candelas-Cadillo, M.G. and González-Laredo R.F. Drying Parameters of Half-Cut and Ground Figs (*Ficus carica* L.) var. Mission and the Effect on Their Functional Properties *Journal of Engineering*, (2013), 8p.
198. Drouzas, A.E., Tsami, E. and Saravacos, G.D., Microwave/vacuum drying of model fruit gels, *Journal of Food Engineering*, V. 39, (1999), 117-122.
199. Noomhorm, A., "Overview of Dehydration Method on Quality of Fruit and Vegetable, SWU", *Scientific Journal*, V. 23, (2007), 2550-2562.
200. Garau, M.C., Simal, S., Femenia, A. and Rosselló, C., "Drying of orange skin: drying kinetics modelling and functional properties", *Journal of Food Engineering*, V. 75, n° 2, (2006), 288-295.

201. Falade, K., Igbeka, J. and Ayanwuyi, F., "Kinetics of mass transfer and colour changes during osmotic dehydration of watermelon", *J. Food Eng.*, V. 80, (2007), 979-985.
202. Bchir, B., Besbes, S., Giet, J-M., Attia, H. and Blecker, C., "Synthèse des connaissances sur la déshydratation osmotique", *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, V. 15, n° 1, (2011), 129-142.
203. Renard, C.M.G.C., Caris-Veyrat, C., Dufour, C. et Le Bourvellec, C., Le devenir des polyphénols et caroténoïdes dans les fruits et légumes traités thermiquement, *Innovations Agronomiques*, V. 42, (2014), 125-137.
204. Abers, J.E. and Wrolstad, R.E., "Causative factors of color deterioration in strawberry preserves during processing and storage", *Journal of Food Science*, V. 44, (1979), 75-78.
205. Skrede, G., "Color Quality of Blackcurrant Syrups During Storage Evaluated by Hunter L', a', b' Values", *Food Science*, V. 50, (1985), 514-517.
206. García-Viguera, C., Zafrilla, P., Romero, F., Abellán, P., Artés, F. and Tomás-Barberán F.A., "Color Stability of Strawberry Jam as Affected by Cultivar and Storage Temperature", *Journal of Food Science*, V. 64, n° 2, (1999), 243-247.
207. Mena, P., Calani, L., Dall'Asta, C., Galaverna, G., García-Viguera, C., Bruni, R., Crozier, A. and Del Rio, D., "Rapid and Comprehensive Evaluation of Polyphenolic Compounds in Pomegranate (*Punica granatum* L.) Juice by UHPLC-MSn", *Molecules*, V. 17, (2012), 14821-14840.
208. Kang, J., Price, W., Ashton, J., Tapsell, L. and Johnson, S., "Identification and characterization of phenolic compounds in hydromethanolic extracts of sorghum wholegrains by LC-ESI-MSn", *Food Chemistry*, V. 211, (2016), 215-226.
209. ReSpect for Phytochemicals. <http://spectra.psc.riken.jp/>
210. Kajdžanoska, M., Gjamovski, V., Stefova, M. "HPLC-DAD-ESI-MSn Identification of phenolic compounds in cultivated strawberries from Macedonia", *Macedonian Journal of Chemistry and Chemical Engineering*, V. 29, n° 2, (2010), 181-194.
211. Bystrom, L.M., Lewisa, B.A., Brownb, D.L., Rodriguezc, E. and Obendorfd, R.L., "Characterization of phenolics by LC-UV/vis, LC-MS/MS and sugars by GC in *Melicoccus bijugatus* Jacq. 'Montgomery' fruits", *Food Chem.*, V. 111, n° 4, (2008), 1017-1024.
212. Sanz, M., Cadahia, E., Esteruelas, E., Munoz, A., Fernandez De Simon, B., Hernandez, T. And Estrella, I. "Phenolic Compounds in Cherry (*Prunus avium*) Heartwood with a View to Their Use in Cooperage", *J. Agric. Food Chem.*, V. 58, (2010), 4907-4914.
213. Ammar S., del Mar Contreras M., Belguith-Hadrich O., Bouaziz M., Segura-Carretero A. "New insights into the qualitative phenolic profile of *Ficus carica* L. fruits and leaves from Tunisia using ultra-high-performance liquid chromatography coupled to quadrupole-time-of-flight mass spectrometry and their antioxidant activity", *RSC Advances*. V. 26, (2015), 20035-20050.
214. Barros, L., Dueñas, M., Pinela, J., Carvalho, A. M., Buelga, C. and Ferreira, I. C. F. R. "Characterization and quantification of phenolic compounds in four tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) farmers' varieties in northeastern Portugal homegardens", *Plant Foods for Human Nutrition*, 67, (2012). 229-234.

215. Vanholme, R., Storme, V., Vanholme, B. and al., "A Systems Biology View of Responses to Lignin Biosynthesis Perturbations in *Arabidopsis*", *Plant Cell*, V. 24, n° 9, (2012), 3506-3529. Supplemental Data. 10.1105/tpc.112.102574.
216. Perestrelo, R., Lu, Y., Santos, S. A.O., Silvestre, A. J.D., Neto, C. P., Camara, J. and S., Rocha, S M., "Phenolic profile of Sercial and Tinta Negra *Vitis vinifera* L. grape skins by HPLC–DAD–ESI–MSn Novel phenolic compounds in *Vitis vinifera* L. grape", *Food Chemistry*, V. 135, (2012) 94-104.
217. Ağalar H. G., Çiftçi G. A., Göger F. and Kırimer N. "Activity Guided Fractionation of *Arum italicum* Miller Tubers and the LC/MS-MS Profiles", *Rec. Nat. Prod.*, V. 12, (2018), 64-75. Supporting Information.
218. Llorent-Martínez, E. J., Spínola, V., Gouveia, S., Castilho, P. C. "HPLC-ESI-MSn characterization of phenolic compounds, terpenoids saponins, and other minor compounds in *Bituminaria bituminosa*", *Industrial Crops and Products*, V. 69, (2015), 80-90.
219. Martini, S., Conte, A., Tagliazucchi, D. "Phenolic compounds profile and antioxidant properties of six sweet cherry (*Prunus avium*) cultivars", *Food Research International*, V.97, (2017), 15-26.
220. Sobeh, M., ElHawary, E., Peixoto, H., Labib, R. M., Handoussa, H., Swilam, N., El-Khatib, A.H., Sharapov, F., Mohamed, T., Krstin, S., Linscheid, M.W., Singab, A.N., Wink, M. and Ayoub, N., "Identification of phenolic secondary metabolites from *Schotia brachypetala* Sond. (Fabaceae) and demonstration of their antioxidant activities in *Caenorhabditis elegans*", *PeerJ*, (2016).
221. Coutinho, I. D., Baker, J. M., Ward, J. L., Beale, M. H., Creste, S. and Cavalheiro, A. J., "Metabolite profiling of sugarcane genotypes and identification of flavonoid glycosides and phenolic acids", *J. Agric. Food Chem.*, V. 64, (2016), 4198-4206.
222. Beelders, T., de Beer, D., Stander, M.A. and Joubert, E., "Comprehensive Phenolic Profiling of *Cyclopia genistoides* (L.) Vent. by LC-DAD-MS and -MS/MS Reveals Novel Xanthone and Benzophenone Constituents", *Molecules*, V. 19, (2014), 11760-11790.
223. Andersen, Ø. M. and Markham, K. R., "Flavonoids chemistry, biochemistry and applications", CRC, Taylor & Francis, Boca Raton, (2006), 1179p.
224. Spinola, V., Pinto, J. and Castilho, P.C., "Identification and quantification of phenolic compounds of selected fruits from Madeira Island by HPLC-DAD–ESI–MSn and screening for their antioxidant activity", *F. Chem*, V. 173, (2015), 14-30.
225. Plazonić, A., Bucar, F., Maleš, Ž., Mornar, A., Nigović, B. and Kujundžić, N., "Identification and Quantification of Flavonoids and Phenolic Acids in Burr Parsley (*Caucalis platycarpos* L.), Using High-Performance Liquid Chromatography with Diode Array Detection and Electrospray Ionization Mass Spectrometry", *Molecules*, V. 14, (2009), 2466-2490.
226. Poleti Martucci, M.E., De Vos, R.C.H., Carollo, C.A. and Gobbo-Neto L. "Metabolomics as chemotaxonomical tool: application in the genus *Vernonia* Schreb", *Journal pone* (2014), Supporting Information.
227. Vallverdu-Queralt, A., Jauregui, O., Medina-Rejon, A., Andres-Lacueva, C. and Lamuela-Raventos, R. M., "Improved characterization of tomato polyphenols using liquid chromatography/electrospray ionization linear ion trap quadrupole Orbitrap mass spectrometry and liquid chromatography/electrospray ionization

- tandem mass spectrometry”, *Rapid Commun. Mass Spectrom.*, V. 24: (2010), 2986-2992.
228. Falcão, S.I., Vilas-Boas, M., Estevinho, L.M., Barros, C., Domingues, M.R.M. and Cardoso, S.M., “Phenolic characterization of Northeast Portuguese propolis: usual and unusual compounds”, *Anal. Bioanal. Chem.*, V. 396: (2010), 887-897.
229. Zhao H-Y., Fan M-X., Wu X., Wang H-J., Yang J., Si1 N. and Bian B-L “Chemical Profiling of the Chinese Herb Formula Xiao-Cheng-Qi Decoction Using Liquid Chromatography Coupled with Electrospray Ionization Mass Spectrometry”, *Journal of Chromatographic Science*, V. 51, (2013), 273-285.
230. Benayad, Z., Gómez-Cordovés, C. and Es-Safi, N.E., “Characterization of Flavonoid Glycosides from Fenugreek (*Trigonella foenum-graecum*) Crude Seeds by HPLC–DAD–ESI/MS Analysis”, *Int. J. Mol. Sci.*, V. 15, (2014), 20668-20685.
231. Fu, Z., Li Z., Qin Feng, P.H., Xue, R., Hu, Y. and Huang C., “A practical method for the rapid detection and structural characterization of major constituents from traditional Chinese medical formulas: Analysis Multiple Constituents in Yinchenhao Decoction”, *Anal. Methods*, V. 7: (2015), 4678-4690.
232. Wang, S., Liu, L., Wang, L., Hu, Y., Zhang, W. and Liu R., “Structural Characterization and Identification of Major Constituents in Jitai Tablets by High-Performance Liquid Chromatography/Diode-Array Detection Coupled with Electrospray Ionization Tandem Mass Spectrometry”, *Molecules*, V. 17, (2012), 10470-10493.
233. Reed, K.A., “Identification of Phenolic Compounds from Peanut Skin using HPLC-MSn”, Doctoral thesis in Food Science and Technology. Faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University, (2009).
234. Slatnar, A., Klancar, U., Stampar, F., Veberic, R., “Effect of drying of figs (*Ficus carica* L.) on the contents of sugars, organic acids, and phenolic compounds”, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, V. 59, (2011), 11696-11702.
235. Kamiloglu, S. and Capanoglu, E., “Polyphenol Content in Figs (*Ficus carica* L.): Effect of Sun-Drying”, *International Journal of Food Properties*, V. 18, (2015), 521-535.
236. Russo, F., Caporaso, N., Paduano, A. and Sacchi R., “Phenolic Compounds in Fresh and Dried Figs from Cilento (Italy), by Considering Breba Crop and Full Crop, in Comparison to Turkish and Greek Dried Figs”, *Journal of Food Science*, V. 79, n° 7, (2014), 1278-1284.
237. Wang, Z., Cui, Y., Vainstein, A., Chen, S. and Ma H., “Regulation of Fig (*Ficus carica* L.) Fruit Color: Metabolomic and Transcriptomic Analyses of the Flavonoid Biosynthetic Pathway”, *Front. Plant Sci.*, V. 8, (2017), 1990.
238. Capanoglu, E., “Investigating the Antioxidant Potential of Turkish Dried Fruits”, *International Journal of Food Properties*, V. 17, (2014), 690-702.
239. Çoklar, H. and Akbulut, M., “Effect of Sun, Oven and Freeze-Drying on Anthocyanins, Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of Black Grape (Ekşikara) (*Vitis vinifera* L.)”, *S. Afr. J. Enol. Vitic.*, V. 38, n° 2, (2017), 264-272.
240. Guyot S., Marnet N., Laraba D., Sanoner P., Drilleau J.F., “Reversed-phase HPLC following thiolysis for quantitative estimation and characterization of the four main classes of phenolic compounds in different tissue zones of a French

- cider apple variety (*Malus domestica* var. Kermerrien)”, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, V. 46, (1998), 1698-1705.
241. Piga, A., DelCaro, A. and Corda, G., “From plums to prunes: Influence of drying parameters on polyphenols and antioxidant activity”, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, V. 51, (2003), 3675-3681.
 242. Bucić-Kojić, A., Planinić, M., Tomas, S., Jokić, S., Mujić, I., Bilić, M. and Velić, D., “Effect of Extraction Conditions on the Extractability of Phenolic Compounds from Lyophilised Fig Fruits (*Ficus Carica* L.)”, *Pol. J. Food Nutr. Sci.*, V. 61, n° 3, (2011), 195-199.
 243. Wahyuni, O.T. and Hertiani, T., “DPPH radical scavenging activity, total phenolics and flavonoids of water soluble extracts derived from leaves and fruit of *Ficus carica* L. AND *Ficus parietalis* Bl. ”, *Trad. Med. J.*, V. 21, n° 2, (2016), 86-92.
 244. Konak, R., Kösoğlu, İ. and Yemenicioğlu, A., “Effects of different drying methods on phenolic content, antioxidant capacity and general characteristics of selected dark colored Turkish fig cultivars”, *Acta Hortic.*, V. 1173, (2017), 335-340.
 245. Echavarría, A.P., Pagán, J. and Ibarz, A., “Antioxidant activity of the melanoidin fractions formed from DGlucose and D-Fructose with L-Asparagine in the Maillard Reaction”, *Scientia Agropecuaria*, V. 4, (2013), 45 – 54.
 246. Turkmen, N., Sari, F. and Velioglu, Y.S., “The effect of cooking methods on total phenolics and antioxidant activity of selected green vegetables”, *Food Chem*, V. 93, (2005), 713-718.
 247. Phisut, N. and Jiraporn, B., “Characteristics and antioxidant activity of Maillard reaction products derived from chitosan-sugar solution”, *International Food Research Journal*, V. 20, n° 3, (2013), 1077-1085.
 248. Hoxha, L. and Kongoli R., “Influence of drying process on phenolic content and antioxidant activity of two different autochthonous Albanian fig varieties”, *Scientific Papers. Series A. Agronomy*, V. LIX, (2016), 509-514.
 249. Chauhan, B., Tanwar, and Intelli. “Influence of Processing on Physicochemical, Nutritional and Phytochemical Composition of *Ficus carica* (Fig) Fruit”, *Research Journal of Pharmaceutical, Biological and Chemical Sciences*, V. 6, (2015), 1474-1489
 250. Pourghayoumi, M., Bakhshi, D., Rahemi, M., Noroozisharaf, A., Jafari, M., Salehi, M., Chamane, R. and Hernandez F., “Phytochemical Attributes of Some Dried Fig (*Ficus carica* L.) Fruit Cultivars Grown in Iran”, *Agriculturae Conspectus Scientifi Cus.*, V. 81, n° 3, (2016), 161-166.
 251. Yamaguchi, T., Taeko, M., Rie, K., Hiroko, M., Fumiko, Junji, T., Hitoshi, T. and Teruyoshi, M., “Radical-Scavenging Activity of Vegetables and the Effect of Cooking on Their Activity”, *Food Science and Technology Research*, V. 7, n° 3, (2001), 250-257.
 252. Megdiche-Ksouri, W., Trabelsi, N., Mkadmini, K., Bourgou, S., Noumi, A., Snoussi, M., Barbria, R., Tebourbi, O. and Ksouri, R. “*Artemisia campestris* phenolic compounds have antioxidant and antimicrobial activity”, *Industrial Crops and Products*, V. 63, (2015), 104-113.
 253. Olgica, D.S., Tesic, J.D. and Ljiljana Comi, R., “*Melilotus albus* and *Dorycnium herbaceum* extracts as source of phenolic compounds and their antimicrobial, antibiofilm, and antioxidant potentials”, *Journal of food and drug analysis*, V. 23, (2015), 417-424.

254. Turkyilmaz, M., Tagi, S., Dereli, U. and Ozkan, M., "Effects of various pressing programs and yields on the antioxidant activity, antimicrobial activity, phenolic content and color of pomegranate juices", *Food Chemistry*, V. 138, (2013), 1810-1818.
255. Tavares, A.C., Goncalves, M.J., Cavaleiro, C., Cruz, M.T., Lopes, M.C., Canhoto, J. and Salgueiro, L.R., "Essential oil of *Daucus carota* subsp. *halophilus*: Composition, antifungal activity and cytotoxicity", *Journal of Ethnopharmacology*, V. 119, (2008), 129-134.
256. Oliveira, A.P., Baptista, P., Andrade, P.B., Martins, F., Pereira, J.A., Silva, B.M. and Valentão, P., "Characterization of *Ficus carica* L. cultivars by DNA and secondary metabolite analysis: Is genetic diversity reflected in the chemical composition?", *Food Research International*, V 49, (2012), 710-719.
257. Lanskey, E.P., Paavilainen, H.M., Pawlus, A.D. and Newman, R.A., "*Ficus spp.* (fig): Ethnobotany and potential as anticancer and anti-inflammatory agents", *Journal of Ethnopharmacology*, V. 119, (2008), 195-213.
258. Lazreg-Aref, H., Mars, M., Fekih, A., Aouni, M. and Said, K., "Chemical composition and antibacterial activity of a hexane extract of Tunisian Caprifig latex from the unripe fruit of *Ficus carica*", *Pharmaceutical Biology*, V. 50, (2012), 407-412.
259. Jasmine, R., Manikandan, K. and Karthikeyan, "Evaluating the antioxidant and anticancer property of *Ficus carica* fruits", *African journal of Biotechnology*, V. 14, n° 7, (2015), 634-641.
260. Park, S., Han, J., Im, K., Whang, W.K. and Min, H., "Antioxidative and anti-inflammatory activities of an ethanol extract from fig (*Ficus carica*) branches", *Food Science and Biotechnology*, V. 22, n° 4, (2013), 1071-1075.
261. Ali, B., Mujeeb, M., Aeri, V., Mir, S.R., Faiyazuddin, M. and Shakeel, F., "Anti-inflammatory and antioxidant activity of *Ficus carica* Linn. leaves", *Natural Product Research*, V. 26, n° 5, (2012), 460-465.
262. Zaffer Ahmad, M., Ali, M. and Showkat, R.M., "Anti-diabetic activity of *Ficus carica* L. stem barks and isolation of two new flavonol esters from the plant by using spectroscopical techniques", *Asian Journal of Biomedical and Pharmaceutical Sciences*, V. 3, n° 18, (2013), 22-28.
263. Mankanjuola, O.Y., Dada, O.E. and Akharaiyi, F.C., "Antibacterial Potentials of *Parquetina nigrescens* extracts on Some Selected Pathogenic Bacteria", *Journal of Natural Products*, V. 3, (2010), 124-129.
264. Lazreg Aref, H., Bel Hadj, S.K., Fekih, A., Chemli, R., Mars, M., Aouni, M., Chaumon, J.P. and Said, K., "Variability in antimicrobial activity of latex from two varieties of *Ficus carica*", *African Journal of Microbiology Research*, V. 5, n° 12, (2011), 1361-1367.
265. Rossi, P.G., Berti, L., Panighi, J., Luciani, A., Maury, J., Muselli, A. de Rocca Serra, D., Gonny, M. and Bolla, J.M., "Antibacterial Action of Essential Oils from Corsica", *J. Essent. Oil Res.*, V. 19, (2007), 176-182.
266. Tawaha, K., Alali, F.Q., Gharaibeh, M., Mohammad M. and El-Elimat, T., "Antioxidant activity and total phenolic content of selected Jordanian plant species", *Food Chem.*, V. 104, (2007), 1372-1378.

267. Ao, C., Li, A., Elzaawely, A.A., Xuan, T.D. and Tawata, S., "Evaluation of antioxidant and antibacterial activities of *Ficus microcarpa* L. fil. Extract", *Food Control*, V. 19, (2008), 940-948.
268. Treutter, D., "Significance of flavonoids in plant resistance: a review", *Environmental Chemistry Letters*, V. 4, (2006), 147-157.
269. Allahyari, S., Delazar, A., Najafi, M. "Evaluation of General Toxicity, Anti-Oxidant Activity and Effects of *Ficus Carica* Leaves Extract on Ischemia/Reperfusion Injuries in Isolated Heart of Rat", *Adv. Pharm. Bull.*, V. 4, (2014), 577-582.
270. Achat, S., "Polyphénols de l'alimentation : extraction, pouvoir antioxydant et interactions avec des ions métalliques", Université A. Mira-Bejaia, Université d'Avignon, Sciences Alimentaires, thèse de doctorat, (2013), 211p.
271. Chiou, A., Kalogeropolous, N., Salta, F., Efstathiou, P. and Andri Kopolous, N.K., "Panfrying of French fries in three different edible oils enriched with olive leaf extract: oxidative stability and fate of microconstituents", *Food Science and Technology*, V. 42, (2009), 1090-1097.
272. Yrjöen T., *Extraction and Planar Chromatographic Separation Techniques in the Analysis of Natural Products*. Faculty of Pharmacy of the University of Helsinki. (2004), 76p.
273. Smith-Palmer, A., Stewart, J. and Fyfe, L., "Antimicrobial properties of plant essential oil and essences against five important food-borne pathogens", *Lett. Appl. Microbiol.*, V. 26, (1998), 118-122.
274. Mohammed Weli, A., Ali Mohammed Al-Blushi, A. and Amzad Hossain, M., "Evaluation of antioxidant and antimicrobial potential of different leaves crude extracts of Omani *Ficus carica* against food borne pathogenic bacteria", *A. Pac. J. Trop. Dis.*, V. 5, n° 1, (2015), 13-16.
275. Zhao, A.Y., Wu, S.Y., Du, G.C., "Experiment Study of Antibacterial Constituents of *Ficus Carica* L. Leaves", *J. Qingdao Univ. (Nat. Sci. Edition)*, V. 18, (2005), 37-40.
276. Yan, W., Zhao, M., Ma, Y., Pan, Y.H. and Yuan, W.X., "Primary purification of two antifungal proteins from leaves of the fig (*Ficus carica* L.)", *African Journal of Biotechnology*, V. 10, n° 3, (2011), 375-379.
277. Bankefa, E.O. and Oyetayo, V.O., "Antibacterial properties of ethanolic extract of *Ficus carica* on microorganisms isolated from pepper *Capsicum frutescens*", *WebPub. J. Sci. Res.*, V. 1, n° 1, (2013), 7-15.
278. Hu, L.L., Li, Y.Q., Jin, Y.L., Meng, Z.L., "Studies on fungicidal constituents in *Ficus carica* L. Leaves", *J. Qingdao Agric. Univ. (Nat. Sci.)*, V. 24, (2007), 264-266.