

République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université de Mostopha Benboulaid  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département Ecologie et Environnement



# Thèse

En vue de l'obtention du diplôme de  
Doctorat en Sciences

Etude de la diversité génétique de quelques variétés locales de  
figuier (*Ficus carica* L) en Algérie

Présentée par : RIMA HIND BOUDCHICHA

**Devant le jury**

**Président :** Abdelmalek CHORFI

Professeur Université de Batna-2-

**Rapporteur :** Halima BENBOUZA

Professeur Université de Batna-1-

**Examineurs**

Ismail CHAFAA

MCA Université Batna-2-

Abdelkader BENBELKACEM

Directeur de recherche INRA

Meriem KAID-HARCHE

Professeur Université ORAN (USTOMB)

Année universitaire : **2018-2019**

*IL N'Y A PAS D'ACCOMPLISSEMENT NI DE FORCE SI CE N'EST  
PAR LA VOLONTÉ DE DIEU*

---

Au terme de ce travail, il me tenait à cœur de rendre hommage et de remercier les personnes qui ont été pour moi la source de ma motivation. Leur soutien inconditionnel a nourri mes ambitions.

A la mémoire de mon cher *Père*.

A ma très chère *Mère*.

A mon époux.

A mes adorables filles.

A ma sœur et sa petite famille.

A mes frères et leurs petites familles.

---

## REMERCIEMENT

---

Je tiens tout d'abord à remercier le Prof. *Halima BENBOUZA (Univ de Batna-1- et ancienne directrice du CRBt)* qui a bien voulu dirigé ce travail, je voudrais lui exprimer ma profonde gratitude pour m'avoir accordé sa confiance, son temps et ses conseils, ainsi que d'avoir contribué à ma formation et de m'avoir permis d'évoluer dans un environnement professionnelle ambitieux.

Je voudrais exprimer mon remerciement au *Professeur Abdelmalek CHORFI, enseignant à l'Université de Batna -2-* pour l'honneur qu'il nous a accordé en acceptant de présider le jury.

Je souhaite particulièrement remercier *Mme KAID-HARCHE, Professeur à l'université d'Oran USTOMB* pour avoir voulu examiner ce travail.

Je tiens à remercier également *Mr Abdelkader BENBELKACEM, Directeur de Recherche à l'Institut National de Recherche Agronomique, Ainsi que Mr Ismail CHAFAA, Maitre de conférences à l'université de Batna 2,* pour voir accepté de juger et critiquer ce travail.

Je souhaiterais également remercier *Mr José Inaki HOMAZA, professeur à l'Institut d'Horticulture Subtropicale et Méditerranéenne,* pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire. Ainsi qu'à tous le personnel de la station *La MAYORA, Malaga- Espagne,* pour leur chaleureux accueil et convivialité.

Je remercier également *Mr Bernard CHINA,* pour m'avoir initié au travail dans un laboratoire de biologie moléculaire, pour m'avoir appris les bases dans la manipulation au laboratoire et pour l'aide inestimable qu'il a offert sans modération.

Un grand merci à *Mr Mahmoud MENDIL, Directeur de l'Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et la Vigne, a Mr SEBAI et Melle Wided BOUGAMOUZA de l'ITAFV,* pour nous avoir permis d'accéder aux collection de figuier. Sans oublier ma collègue *Djoher GAAD,* attachée de recherche au CRBt, pour nous avoir permis d'englober dans cette étude des variétés de figuier de leur verger familiale.

Merci à *Mr ABDESSEMED* pour avoir dirigé et orienté mon travail sur les collections de figuier existantes en Algérie.

Que mes amies et collègues de laboratoire : *Abdessemed Sanna, Boughedda Samira, Bellara Seloua, Belabed Zoubeida, Boushaba Khaoula, Hourri Faiza, Tir enfel, Benahmed Amira, Boumegoura Ali, Smaail Amine, Ayadi Malik,* trouvent dans ses quelques lignes toutes ma gratitude et mes chaleureux remerciement pour leur aide, leur soutien et pour les moments partagés à galérer, à rire et à travailler ensemble. Je remercie notamment *Mme Khater Nadia, enseignante à l'université Batna 2,* pour son soutien et sa présence.

Je n'oublie pas toutes ses personnes exceptionnelles que j'ai rencontrées durant l'accomplissement de cette thèse. De différents pays, de différentes cultures, ces personnes m'ont offert leurs soutiens, leur amitié et leur agréable compagnie. Merci à *Ben Abdellah Dounia, Belaskri Asma, Nerea Larranaga, Alicia Talavera, The Phan Vam et Jorge Lora.*

Enfin, je terminerai par remercier toutes personne qui de près ou de loin à contribuer à la réalisation de ce travail.

## TABLE DES MATIERES

---

Liste des abreviations	i
Liste des tableaux	ii
Liste des figures	v
Liste des publications	vii
INTRODUCTION GENERALE.....	1
<b>PARTIE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
<i>CHAPITRE 1 : GENERALITE SUR LE FIGUIER</i>	
1. Classification botanique.....	4
2. Origine, domestication et répartition géographique.....	4
3. Caractéristiques morphologiques et reproductives des cultivars de figuier.....	5
3.1 Morphologie végétative .....	5
3.1.1 Le bourgeon .....	6
3.1.2 Les rameaux fructifères .....	6
3.1.3 Les feuilles .....	7
3.2 L'inflorescence et la fleur .....	7
4. Les différents types de figuier .....	9
4.1 La pollinisation ou la caprification .....	10
4.1.1 Développement du sycone dans les caprification .....	10
4.1.2 Importance de la caprification .....	12
<i>CHAPITRE 2 : IMPORTANCE ECONOMIQUE</i>	
1. Le figuier dans le monde .....	13
2. Le figuier en Algérie.....	15
3. Valeur nutritive et propriétés thérapeutiques du figuier.....	17
<i>CHAPITRE 3 : RESSOURCES GENETIQUE DU FIGUIER</i>	
1. Source de la variabilité génétique.....	18
2. Description et évaluation des variétés de figuier en Algérie.....	18
3. Erosion génétique.....	19
4. Conservation des variétés de figuier.....	20
4.1. Conservation in situ .....	21
4.2 Conservation ex situ .....	21
<i>CHAPITRE 4 : IDENTIFICATION VARIETAL</i>	
1. Caractérisation morphologique et sélection de caractères morphologiques.....	22
2. Caractérisation moyennant des marqueurs moléculaires .....	23
3. Les différents types de marqueurs moléculaires.....	24
4. Les travaux moléculaires sur le figuier.....	25
<b>PARTIE II : MATERIELS ET METHODES</b>	
<i>CHAPITRE 1 : MATERIEL VEGETAL ET METHODOLOGIE SUIVIE</i>	
1. Présentation des sites d'études.....	27
1.1. Station ITAFV Béjaia.....	27

1.2. Station ITAFV Skikda.....	27
1.3. Verger à Tizi Ouzou.....	28
2. Présentation du matériel végétale.....	28

## CHAPITRE 2 : CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE

I. Descripteur quantitatifs .....	30
II. Descripteurs qualitatifs .....	31
II.1. Paramètres de la feuille .....	31
II.1.1. Forme de la feuille.....	31
II.1.2. Type de la feuille .....	31
II.1.3. Forme du lobe central .....	32
II. 1.4. Morphologie de la base de la feuille .....	33
II.1.5. Dentition de la feuille .....	33
II.1.6. Dimension de la feuille.....	34
II.1.7. Degré de lobation ou d'incision de la feuille .....	34
II.1.8. Densité des spicules sur la face inférieure .....	34
II.1.9. Densité des spicules sur la face supérieure .....	35
II.1.10. Surface foliaire .....	35
II.1.11. Couleur de la feuille.....	35
II.1.12. La section du pétiole .....	35
II.1.13. Couleur du pétiole .....	35
II.1.14. Longueur du pétiole .....	35
II.1.15. Nombre de lobe associé la forme de lobe centrale.....	35
II.1.16. Nombre de lobe associé à la forme de la base de la feuille.....	35
II.2. Paramètres du fruit.....	35
II.2.1. La forme du fruit .....	36
II.2.2. La forme du fruit en fonction de l'emplacement de la largeur maximale .....	36
II.2.3. La symétrie du fruit .....	36
II.2.4. Forme de l'apex .....	36
II.2.5. Longueur du fruit .....	37
II.2.6. Largeur du fruit .....	37
II.2.7. La forme du pédoncule .....	37
II.2.8. Couleur de la surface de la peau des fruits .....	37
II.2.9. Bandes régulières .....	38
II.2.10. Taches irrégulières .....	38
II.2.11. Couleur de formation dans la chaire .....	38
II.2.12. Couleur de la pulpe .....	38
II.2.13. Quantité de lenticelle.....	38

## CHAPITRE 3 : ANALYSE MOLECULAIRE

1. Extractions de l'ADN génomique .....	39
1.1. Extraction par CTAB et purification de l'ADN extrait.....	39

1.2. Extraction par kit .....	40
2. Choix des marqueurs SSR .....	40
3. Amplification et électrophorèse .....	42
3.1. Electrophorèse par automate .....	42
3.2. Amplification et électrophorèse sur gel dénaturant UREA-PAG.....	42
<b>CHAPITRE 4 : ANALYSE DES DONNEES MORPHOLOGIQUE ET MOLECULAIRE</b>	
1. Analyse des variables quantitatives .....	44
2. Analyse des variables qualitatives .....	45
3. Analyse de la variabilité moléculaire .....	47
3.1. Indice de la variabilité génétique .....	47
3.2. Distance génétique entre les cultivars et arbre phylogénétique .....	48
3.3. Structuration de la diversité génétique .....	49
3.4 Comparaison entre les variétés algériennes et une collection espagnole de Figuier.....	50
<b>PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
<b>CHAPITRE 1 : MISE AU POINT DU PROTOCOLE DE LA PURIFICATION DE L'ADN EXTRAIT A PARTIR DE FEUILLE SECHEES DE FIGUIER</b>	
1. Préambule .....	51
2. Quantification de l'ADN .....	51
<b>CHAPITRE 2 : RESULTATS DE LA CARACTERISATION MORPHOLOGIQUES</b>	
<i>I. Etude de la variabilité des caractères morphologiques quantitatifs</i> .....	55
I.1. Analyse descriptive .....	55
I.1.1. Variable relatifs à la feuille .....	55
I.1.2. Variables Figue d'automne .....	56
I.1.3. Variables Figue fleurs .....	57
I.2. Analyse de la variance et relation entre variable et cultivar .....	58
I.3 Analyse en composante principale .....	62
I.4. Groupement des cultivars suivant les 3 CPs.....	64
<i>II. Etude de la variabilité des caractères morphologiques qualitatifs</i> .....	65
II.1.Estimation descriptive uni variée .....	65
II.1.1. Variables liés à la feuille .....	66
II.1.2. Variables en relation avec les figes d'automne (2emme récolte).....	68
II.1.3. Variables en relation avec les figes fleurs (1 <sup>er</sup> récolte).....	70
II.2. Table de contingence .....	71
II.3. Teste de <i>Pearson</i> $X^2$ et relation entre variable et cultivar .....	72
II.4. Coefficient de Contingence et degré de relation entre les variables et les cultivars	73
II.5. La sélection des variables .....	73
II.5.1. Variable en relation avec la feuille .....	73
II.5.2. Variables liées à la figue d'automne .....	74
II.5.3. Variables liées aux figes- fleurs (première récolte) .....	75
II.6. Degré de relation entre les catégories de l'étude et les cultivars .....	76

II.7. Analyse factorielle : Analyse en Composante Principale .....	76
II.8. Analyse des résultats de l'ACP .....	78
II.9. Sélection du numéro de composante principale .....	80
<i>CHAPITRE 3 : RESULTATS DE LA CARACTERISATION MOLECULAIRE</i>	
1. polymorphisme des SSR et indice de la variabilité génétique .....	83
2. Classification et relation entre les cultivars .....	86
3. L'identification des différents cultivars .....	86
4. Structuration de la diversité génétique .....	88
4.1. Résultats obtenus par STRUCTURE .....	88
4.2. Résultats obtenus par l'ACP .....	90
4.3. Degré de différenciation entre les groupes .....	90
5. Relation des cultivars de figuier Algérien avec les cultivars d'une collection de figuier Espagnole.....	91
<i>CHAPITRE 4 : DISCUSSION DES RESULTAS</i>	
1. Discussion des résultats morphologiques.....	96
2. Discussion des résultats moléculaires .....	102
<b>CONCLUSION GENERALE.....</b>	107
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	110
ANNEXE 01.....	120
ANNEXE 02.....	122
ANNEXE 03.....	123
ANNEXE 04.....	124
ANNEXE 05.....	125
<b>RESUMES.....</b>	127

## LISTE DES ABREVIATIONS

---

<b>µl :</b>	Microlitre
<b>A :</b>	Absorbance
<b>ADN :</b>	Acide desoxyribonucléique
<b>ARN :</b>	Acide ribonucléique
<b>cm :</b>	Centimetre
<b>g :</b>	Gramme
<b>M :</b>	Molaire
<b>mm :</b>	Milimetre
<b>mM :</b>	Milimolaire
<b>ng :</b>	Nanogramme
<b>pb :</b>	Paire de base
<b>µM :</b>	Micro molaire
<b>kV :</b>	Kilovolt
<b>V :</b>	Volt



## LISTE DES TABLEAUX

---

<b>Tableau 1.1</b> : Les exportations des principaux pays producteurs de figes fraîches et séchées selon la FAO (2014-2015).....	13
<b>Tableau 1.2</b> : L'évolution des superficies et de la production en Algérie.....	16
<b>Tableau 2</b> : Quelques exemples sur la signification des noms de certaines variétés de figuier à Bejai et Tizi Ouzou.....	19
<b>Tableau 3</b> : liste des variétés de figuier étudiées et leurs origines.....	28
<b>Tableau 4</b> : Liste des descripteurs quantitatifs pour les feuilles et fruits.....	30
<b>Tableau 5.1</b> : liste des SSRs utilisé et leurs températures d'alignement.....	41
<b>Tableau 5.2</b> : Concentration et pureté de l'ADN après extraction puis purification	53
<b>Tableau 6.1A</b> : Analyse descriptive de la variable longueur de la feuille.....	55
<b>Tableau 6.1B</b> : Analyse descriptive de la variable largeur de la feuille.....	55
<b>Tableau 6.1C</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du lobe centrale.....	55
<b>Tableau 6.1D</b> : Analyse descriptive de la variable surface foliaire.....	55
<b>Tableau 6.1E</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du pétiole.....	56
<b>Tableau 6.2A</b> : Analyse descriptive de la variable poids .....	56
<b>Tableau 6.2B</b> : Analyse descriptive de la variable longueur.....	56
<b>Tableau 6.2C</b> : Analyse descriptive de la variable largeur.....	57
<b>Tableau 6.2D</b> : Analyse descriptive de la variable Indice.....	57
<b>Tableau 6.2 E</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du cou.....	57
<b>Tableau 6.2F</b> : Analyse descriptive de la variable largeur de l'ostiole.....	57
<b>Tableau 6.2G</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du pédoncule.....	57
<b>Tableau 6.3A</b> : Analyse descriptive de la variable largeur.....	58
<b>Tableau 6.3B</b> : Analyse descriptive de la variable longueur.....	58
<b>Tableau 6.3C</b> : Analyse descriptive de la variable Indice.....	58
<b>Tableau 6.3D</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du cou.....	58
<b>Tableau 6.3E</b> : Analyse descriptive de la variable largeur de l'ostiole.....	58
<b>Tableau 6.3F</b> : Analyse descriptive de la variable longueur du pédoncule.....	58
<b>Tableau 6.4A</b> : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable de la feuille.....	59
<b>Tableau 6.4B</b> : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable du fruit d'automne.....	59
<b>Tableau 6.4C</b> : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable de la figue fleurs.....	59
<b>Tableau 6.5</b> : Test d'homogénéité des caractères quantitatifs liés à la feuille, aux figes d'automne et aux figes fleurs.....	59
<b>Tableau 6.6A</b> : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la feuille.	61
<b>Tableau 6.6B</b> : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la figue d'automne.....	61
<b>Tableau 6.6C</b> : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la figue fleur.....	61
<b>Tableau 6.7A</b> : Valeur propre, pourcentage de variabilité pour chaque CP et pourcentage de variabilité cumulé.....	62
<b>Tableau 6.7B</b> : Analyse des composantes principales, corrélation des variables avec les principaux axes.....	62
<b>Tableau 7.1A</b> : Variables et caractères relatifs aux feuilles.....	65

## LISTE DES TABLEAUX

---

<b>Tableau 7.1B</b> : Variables et caractères relatifs aux figes d’automne.....	65
<b>Tableau 7.1C</b> : Variables et caractères relatifs aux figes fleurs.....	66
<b>Tableau 7.2A</b> : Fréquence des modalités liés au nombre de lobe.....	66
<b>Tableau 7.2B</b> : Fréquence des modalités la forme du lobe centrale.....	66
<b>Tableau 7.2C</b> : Fréquence des modalités de la forme de la feuille.....	66
<b>Tableau 7.2D</b> : Forme de la base.....	67
<b>Tableau 7.2E</b> : Dentition de la feuille.....	67
<b>Tableau 7.2F</b> : Couleur de la feuille.....	67
<b>Tableau 7.2G</b> : Densité des poils à la face inférieure.....	67
<b>Tableau 7.2H</b> : Densité des poils à la face supérieure.....	67
<b>Tableau 7.2I</b> : Section du pétiole.....	67
<b>Tableau 7.2J</b> : Couleur du pétiole.....	67
<b>Tableau 7.2K</b> : Surface foliaire.....	67
<b>Tableau 7.2L</b> : Longueur du pétiole.....	67
<b>Tableau 7.2M</b> : Degré de lobation.....	68
<b>Tableau 7.2N</b> : Nombre de lobe et forme du lobe centrale.....	68
<b>Tableau 7.3A</b> : Forme du fruit en fonction de la largeur maximale (Figue d’automne).....	68
<b>Tableau 7.3B</b> : Forme de l’apex (Figue d’automne).....	68
<b>Tableau 5.3C</b> : Symétrie du fruit (Figue d’automne).....	68
<b>Tableau 7.3D</b> : Forme du pédoncule (Figue d’automne).....	68
<b>Tableau 7.3E</b> : Couleur du fruit. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3F</b> : Bandes régulières (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3G</b> : Taches irrégulières (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3H</b> : Couleur de formation dans la chaire. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3I</b> : Quantité de lenticelles. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3J</b> : Couleur interne de la pulpe. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3K</b> : Largeur du fruit. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3L</b> : Longueur du fruit. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.3M</b> : Forme du fruit. (Figue d’automne).....	69
<b>Tableau 7.4A</b> : Forme du fruit en fonction de la largeur maximale (Figue fleur).....	70
<b>Tableau 7.4B</b> : Forme de l’apex.....	70
<b>Tableau 7.4E</b> : Bandes régulières.....	70
<b>Tableau 7.4F</b> : Couleur du fruit.....	70
<b>Tableau 7.4G</b> : Taches irrégulières.....	70
<b>Tableau 7.4H</b> : Quantité de lenticelles.....	71
<b>Tableau 7.4I</b> : Couleur de formation dans la chaire.....	71
<b>Tableau 7.4J</b> : Couleur interne de la pulpe.....	71
<b>Tableau 7.4K</b> : Largeur du fruit.....	71
<b>Tableau 7.4L</b> : Longueur du fruit.....	71
<b>Tableau 7.4M</b> : Forme du fruit.....	71
<b>Tableau 7.5A</b> : Tableau croisé pour la variable ‘nombre de lobe’.....	71
<b>Tableau 7.5B</b> : Le test du $X^2$ pour la variable ‘nombre de lobe’.....	72
<b>Tableau 7.6A</b> : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées à la feuille et les variétés.....	74

## LISTE DES TABLEAUX

---

<b>Tableau 7.6B</b> : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées aux figes d'automne et les variétés.....	74
<b>Tableau 7.6C</b> : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées aux figes-fleurs et les variétés.....	75
<b>Tableau 7.6D</b> : Variables sélectionnée, Nombre de catégorie initiale, Nombre de catégorie après réduction.....	77
<b>Tableau 7.7A</b> : Valeurs propres, pourcentage de variabilité pour chaque CP et le pourcentage de la variabilité accumulée pour les 7 premières CP qui expliquent 100% de la variabilité totale.....	77
<b>Tableau 7.7 B</b> : Analyse des composantes principales, corrélation des variables avec les principaux axes.....	78
<b>Tableau 8.A</b> : Taille des fragments amplifié et les paramètres génétiques chez la collection de figuier algérien analysée.....	84
<b>Tableau 8.B</b> : La liste des allèles amplifiés pour chaque locus.....	85
<b>Tableau 8.C</b> : Valeurs des indices de fixation $F_{st}$ , $F_{is}$ , $F_{it}$ pour les groupes générés par l'analyse STRUCTURE.....	91
<b>Tableau 8.D</b> : Pourcentage de la variance et indice de fixation de la population de figuier étudiée.....	91

## LISTE DES FIGURES

---

<b>Figure 1 :</b> Organisation d'une pousse (unité de croissance).....	6
<b>Figure 2 :</b> Différence entre la fleur femelle chez le figuier mâle et le figuier femelle d'après le schéma de (Vidaud, 1997) modifié. ....	8
<b>Figure 3 :</b> Cycle biologique simplifié du figuier et de son pollinisateur (Vidaud, 1997).....	11
<b>Figure 4.A :</b> Classement des dix premiers pays producteurs de figues dans le monde (FAO. 2018).....	14
<b>Figure 4.B :</b> Superficie récoltées de figuier dans le monde durant l'année 2016 (FAO.2018).....	14
<b>Figure 4.C :</b> L'évolution des superficies du figuier, oranger, palmier et olivier en hectare entre 2006-2016 (FAO. 2018).....	15
<b>Figure 4.D :</b> Site d'échantillonnage collection de figuier à la station expérimentale ITAFV de Takeritz- Sidi Aich- Béjaia.....	27
<b>Figure 4.E :</b> Site d'échantillonnage collection de figuier à la station expérimentale ITAFV de Mdjez Edchiche- Skikda.....	28
<b>Figure 5.A :</b> Représentation schématique des différents types de feuilles du figuier (IPGRI).....	31
<b>Figure 5.B :</b> Représentation schématique des différents types de morphologie de la feuille en fonction du nombre de lobes (Giraldo,2012).....	32
<b>Figure 5.C :</b> Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Morphologie du lobe centrale » pour les feuilles tri et penta lobées (Giraldo ,2005).....	32
<b>Figure 5.D :</b> Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « morphologie de la base de la feuille » (Giraldo,2012).....	33
<b>Figure 5.E :</b> Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Morphologie de la dentition de la feuille ».....	33
<b>Figure 5.F :</b> Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Dimension de la feuille ».....	34
<b>Figure 5.G :</b> Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « forme du fruit » (Giraldo,2012).....	36
<b>Figure 5.H :</b> Représentation schématique des caractères pour déterminer la variable « forme de l'apex » (IPGRI, 2003).....	36
<b>Figure 5.I :</b> Représentation schématique des caractères pour déterminer la variable « forme du pédoncule » (Giraldo,2012).....	37
<b>Figure 6:</b> Electrophorégramme des produits SSR 5LMFC17, LMFC 34 et T06D08) coloré par le nitrate d'argent.....	54

## LISTE DES FIGURES

---

<b>Figure 7.1:</b> Représentation des variétés suivant les trois CP principales.....	63
<b>Figure 7.2:</b> Dendrogramme basé sur l'analyse des regroupements UPGMA. utilisés avec les 3CP générées à partir des 10 variables quantitatives sélectionnées.....	64
<b>Figure 8.1 :</b> (A) Projection des variétés sur les 3 axes principales, (B) Dendrogramme avec l'analyse UPGMA utilisé sur les 3CP.....	80
<b>Figure 8.2 :</b> Dendrogramme basé sur l'analyse des regroupements UPGMA utilisés avec les 4CP générées à partir des 68 variables qualitatives sélectionnées.	81
<b>Figure 9.1 :</b> Dendrogramme UPGMA selon le coefficient similarité de Jaccard représentant la relation entre les variétés de figuier Algérien étudiées.....	87
<b>Figure 9.2 :</b> Graphe (a) et (b) représentent $\ln(P)$ , la moyenne de la probabilité et le second ordre de changement en fonction du K ( $\Delta K$ ) avec et sans consideration du groupement généré par l'analyse UPGMA, respectivement. (c) représente la structuration de la population pour différents K. ....	89
<b>Figure 9.3:</b> Projection des variétés suivant les 3 CP qui expliquent 32,76% de la variabilité.....	90
<b>Figure 9.4 :</b> Dendrogramme UPGMA des variétés algériennes et espagnoles de figuier.....	92

## **LISTE DES PUBLICATIONS :**

Ce travail s'est finalisé avec deux publications internationales :

1. **Boudchica, R. H., J.I. Hormaza., H Benbouza. 2018.**Diversity analysis and genetic relationships among local Algerian fig cultivars ( *Ficus carica* l.) using SSR markers . South African Journal of Botany. 116: 207-2015.
2. **A new protocol to improve the quality of genomic DNA from mature leaves of *Ficus carica* L. containing high level of polysaccharides and polyphenols.** Soumissioné dans le journal *Future Science*.

---

# **INTRODUCTION GENERALE**



## INTRODUCTION GENERALE

---

La biodiversité est un concept qui englobe tous les êtres vivants peu importe leur origines, et les interactions qu'ils peuvent avoir entre eux et avec leur environnement. Elle se trouve sur trois niveaux : au sein des espèces, entre les espèces et entre les écosystèmes (CDB<sup>1</sup>, 1992). En plus de constituer un patrimoine naturel commun qui se transmet par héritage aux générations futures, elle contribue considérablement dans l'économie d'un pays.

L'évolution ne dépend pas de l'espèce végétale et en premier lieu basée sur l'existence d'une diversité génétique dans la population. La diversité génétique peut être décrite comme le degré de différenciation entre ou bien au sein des espèces (Bhandari et al., 2017). Une espèce ayant une riche diversité génétique aura plus de chance de s'adapter aux conditions climatiques changeantes, elle constitue également un réservoir de gènes pour des caractères agronomiques intéressants destinés à des programmes d'amélioration futures.

Cependant, l'état de la diversité de certaines espèces a atteint un niveau alarmant puisqu'elle est en constante régression. Depuis les accords du sommet international de Rio en 1992 sur la conservation de la diversité génétique, de nombreux pays se sont attelés à identifier, à évaluer et à conserver la diversité de leur ressource génétique locales. L'Algérie de par sa grande surface et sa position géographique possède une diversité génétique très riche dont seulement 1% est utilisé par l'économie (MADR, 2006). De plus, cette richesse est menacée par un important processus d'érosion génétique accentué par plusieurs facteurs socio-économiques.

Le figuier (*Ficus carica* L) est l'une des espèces fruitières les plus rustiques dans le monde et en Algérie, son aptitude d'adaptation lui permet de supporter des conditions climatiques désertiques et des altitudes très élevées ce qui lui permet de mettre en valeur de nombreuses régions déshéritées par sa présence en tant que couverture permanente du sol et par ses fruits très appréciés dans le marché local et extérieur, grâce à leur valeur nutritives, gustatives et ethno-médicinales. Il est considéré avec l'olivier, les agrumes et le palmier dattier comme l'un des arbres fruitiers les plus importants en Algérie (Bourayou et al., 2005).

Selon la FAO (2016), l'Algérie occupe la troisième place dans la production des figues dans le monde avec un taux de 131.000 tonnes. Malgré l'importance des plantations avec une surface qui dépasse les 42 000 Ha, la production est relativement faible, ce qui prouve que la culture du figuier

---

<sup>1</sup> Convention sur la diversité biologique



## INTRODUCTION GENERALE

---

reste une activité traditionnelle. La majorité de la production (60%) provient du centre du pays dont les wilayas de Bejaia, Tizi Ouzou et Sétif (Bourayou et al., 2005).

Les variétés cultivées sont presque toutes locale assez nombreuses et menacées d'érosion génétique causée par des facteurs environnementaux associés à des problèmes socio-économiques dont la préférence des agriculteurs pour la culture vivrière, le vieillissement des arbres, la sévérité du climat et les longues périodes de sécheresse, la fréquence des incendies et l'exode rurale. Ajouté à cela, la confusion dans les appellations de ses variétés rend leur identification difficile. En effet, l'appellation variétale est souvent basée sur des caractères morphologiques (couleur du fruit, forme...), à la région de culture, ou encore en référence aux cultivateurs ce qui engendre des cas d'homonymies et de synonymies entre les variétés. Des prospections menées dans des zones à potentiel figuicole ont révélées la présence d'une grande diversité intra spécifique (Bourayou et al., 2005). D'autres études sur la diversité du figuier local ont été menées dont Benttayeb et al (2017) sur 11 cultivars de figuier provenant de l'ouest algérien. Ainsi que des contributions à la caractérisation morphologique de cultivars provenant du centre de l'Algérie (Saidani et Tounsi, 2009 ; Mazri, 2005). Le figuier locale a aussi fait l'objet de caractérisation moléculaire (Belttar et al., 2017) et a révélé une faible diversité génétique.

Dans le but de préserver cette variabilité, des collections ex situ ont été créés à travers le pays. À notre connaissance il existe cinq collections de figuier en Algérie, la plus ancienne est celle de l'Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et la Vigne localisée à Sidi Aiche dans la wilaya de Bejaia. Cependant, la diversité génétique de ses collections ex situ, ou celles des collections privées ou vergers traditionnels est restée jusqu'à ce jour peu connue puisque aucune études moyennant une caractérisation morphologiques ou moléculaire n'a été entreprise.

C'est dans ce contexte, que s'inscrit notre travail, il vise à caractériser la diversité génétique de deux collections de figuier local maintenues dans les stations ITAFV Bejaia et Skikda, en plus de quelques cultivars provenant de vergers privés situés dans la région de Tizi Ouzou. Ce travail a été entrepris avec les objectifs suivants : l'utilisation des descripteurs décrits par l'IPGRI<sup>1</sup> et CIHEAM<sup>2</sup> (2003) dans l'identification de quelques cultivars de figuier. L'identification des caractères morphologiques les plus discriminants et les moins influencés par les conditions

---

<sup>1</sup> International Plant Genetic Ressource Institut

<sup>2</sup> Centre International de Hautes Etudes Agronomiques Méditerranéennes

## **INTRODUCTION GENERALE**

---

environnementales qui décrivent la variabilité phénotypique des cultivars étudiés. Enfin, l'étude de la variabilité génétique en utilisant des marqueurs microsatellites (SSRs<sup>1</sup>). Ceci dans le but d'analyser la structure et la relation génétique des cultivars étudiés, ainsi que de comparer la composition génétique de nos collections avec celle d'une collection espagnole. Pour ce faire, le présent document détaille les différentes étapes suivies et les résultats obtenus. Il est divisé en trois grandes parties :

La première détaille la partie recherche bibliographique sur le figuier, elle inclue quatre chapitres :

1. Description des généralités et connaissances biologiques du figuier ;
2. L'importance économique du figuier dans le monde en général et en Algérie plus précisément ;
3. La connaissance et l'état de la variabilité et la diversité génétique du figuier en Algérie ;
4. Les outils utilisés pour l'identification de cette variabilité.

La Deuxième partie de ce document présente le matériel végétale utilisés et la méthodologie suivie, elle est constituée de trois chapitres :

1. L'identification des variétés de l'étude et présentation de leurs sites ;
2. La méthodologie suivie pour la caractérisation morphologique ;
3. La méthodologie suivie pour la caractérisation moléculaire ;
4. Analyse morphologique et moléculaire

La troisième et dernière partie détaille les résultats et leurs discussions et est développée en quatre chapitres :

1. Optimisation d'un Protocole efficace pour la purification d'ADN extrait à partir de feuilles séchées de figuier ;
2. Présentation des résultats morphologiques et de l'analyse bio statistique ;
3. Présentation des résultats de l'analyse moléculaire ;
4. Enfin, la discussion des résultats morphologique et moléculaire.

Ce document se termine par une conclusion générale qui résume les différents résultats obtenus et les perspectives de ce travail.

---

<sup>1</sup> Small Sequence Repeat

**PARTIE I**  
**SYNTHESE**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

---

**Chapitre 1**

**GENERALITE SUR LE FIGUIER**

---

## CHAPITRE 1 : GENERALITE SUR LE FIGUIER

### 1. Classification botanique

Le figuier (*Ficus carica* L.) avec un nombre de chromosomes  $2n=26$ , appartient au genre *Ficus*, de la famille des *Moraceae*, l'ordre des Rosales. Le genre *Ficus* est considéré comme le genre possédant le plus grand nombre d'espèces, il contient entre 600-1500 espèces classées en 6 subgenres se répartissant majoritairement dans les régions tropicales et subtropicales (Berg, 2003). Le figuier est considéré morphologiquement gynodioïque<sup>1</sup> mais fonctionnellement monoïque<sup>2</sup>.

### 2. Origine, domestication et répartition géographique

L'origine du figuier reste un peu confuse. Condit (1947) et Storey (1976) rapportent son origine au sud-ouest de l'Arabie, Syngé (1956) suppose la région de la Syrie à l'Afghanistan, Tutin (1964) suggère plutôt la partie sud de la péninsule ibérique, l'Italie et l'URSS. Harlan (1975) suppose la Turquie, l'Iran et l'Iraq. Alors que, Zohary (1982) rapporte que les figuiers se trouvant dans le nord-ouest de la Turquie et au voisinage de cette région sont les ancêtres du figuier domestiqué par l'homme. Il est très difficile d'identifier l'origine native de cette espèce vue sa longue histoire de domestication. En effet, le figuier avec l'olivier, le palmier dattier, la vigne, le Sycone et le grenadier représente une des espèces fruitières les plus anciennement cultivés. Des recherches ont montré que des reste de semences de figuier ont été trouvés dans différentes régions de la méditerranée orientale remontant à l'époque Néolithique (7800- 6600 av. JC), Zohary et Hopf (2000) émettent l'hypothèse que le figuier commun fut domestiqué en premier lieu dans la méditerranée orientale puis s'est propagé durant plusieurs siècles jusqu'à la méditerranée occidentale, il est probable que le figuier fut introduit à la Grèce antique vers VIII siècle av. JC par des tribus sémites de Palestine et d'Anatolie. Puis il s'est étendue vers les terres de la Mer adriatique jusqu'à l'Italie le nord de la Méditerranée. Par ailleurs, les phéniciens ont permis l'extension du figuier jusqu'au nord d'Afrique, l'Espagne et le Portugal probablement avant son extension en Grèce et en Italie. Avec les conquêtes Arabes, la culture du figuier et l'industrie de la préparation du fruit reçoivent un fort intérêt qui permette la connaissance de nouvelles variétés et leur propagation dans des régions où ils ne se cultivaient pas. Suite aux conquêtes espagnoles et

---

<sup>1</sup> Ce dit d'une espèce ayant des fleurs femelles et des fleurs hermaphrodites sur deux individus différents.

<sup>2</sup> Ce dit d'une espèce portant des fleurs femelles et des fleurs males a des endroits différents sur le même individu.

portugaises du nouveau continent, le figuier s'est propagé au Pérou, Cuba et l'Amérique du nord (Giraldo, 2009).

Aujourd'hui le figuier est cultivé dans plusieurs régions du monde, principalement dans les climats tempérés et doux mais aussi les régions tropicales et subtropicales (Morton, 1987). En Algérie, il s'étend sur des altitudes allant de 300 m jusqu'au massifs montagneux du Djurdjura à une altitude de 800m (Mauri, 1939 dans Aouane, 2015), il est parfois rencontré à des altitudes plus haute, à 1000 m voir 1200 m d'altitude, des valeurs que ne peut atteindre l'olivier (Rebour, 1968 dans Aouane, 2015)

### **3. Caractéristiques morphologiques et reproductrice des cultivars de figuier**

#### **3.1. Morphologie végétative**

Le figuier possède une grande capacité d'adaptation à différents climats ce qui a permis d'engendrer plusieurs types de variétés avec des aspects et des morphologies différentes. Par exemple, on peut le retrouver sous une forme d'arbre qui pourrait atteindre 12 à 15 m de hauteur dans les régions humides, comme on peut aussi le trouver sous sa forme d'arbuste. Il peut être caducifolié<sup>1</sup> ou sempervirent<sup>2</sup> de forme ouverte et tombante a érigée et compacte (Ferguson et al, 1990). Dans nos conditions, le figuier est un arbre à feuilles caduques qui tombent en hivers, période de repos végétatif. Il possède des rameaux couverts d'écorce fine non rugueuse qui tourne avec l'âge de vert à blanc ou gris pale (Giraldo, 2009), l'arbre contient un jus laiteux, aigre et gommeux nommé le latex qui contient des enzymes protéolytiques comme la Ficin et qui provoque une irritation au contact de la peau. Le latex est considéré comme un métabolite secondaire et jouerait un rôle de défense contre les agressions externes.

Le système racinaire est peu profond et très dispersé, 80% se rencontre à 45 cm de profondeur (Flores, 1990) et peut atteindre 11 à 15 mètre de largeur. A partir de 3 ans, l'arbre présente une excroissance ou une protubérance sphérique ou allongée formée à partir de jeune bourgeons au repos et situés près des cicatrices nodales (Ferguson,1990).

---

<sup>1</sup> Qualifie une espèce végétale qui perd ses feuilles de manière périodique

<sup>2</sup> Qualifie un arbre dont la défoliation est masquée par la repousse et la présence constante de feuillage.

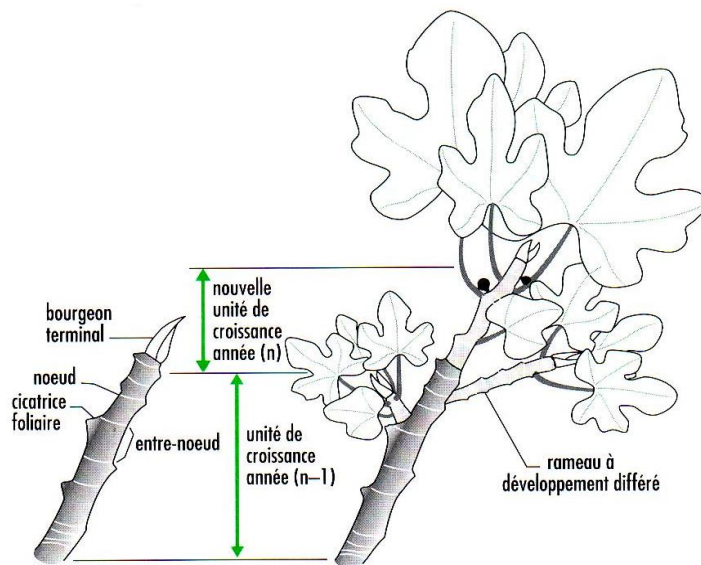
### 3.1.1. Le bourgeon

Le bourgeon terminal du figuier est constitué de deux stipules correspondant à la dernière feuille mise en place, dans ce bourgeon se trouve de neuf à onze ébauches de feuilles avec leur stipules (Bachi, 2012 dans Aouane, 2015), ainsi le méristème terminal assure la formation des nouvelles parties de la plante. Il existe un bourgeon latéral (axillaire) à l'aisselle de chaque feuille, ou cicatrice qu'elle laisse après sa chute, en fait, il s'agit de deux bourgeons, l'un est pointu et a destinée végétative (œil de bois), l'autre est arrondi et est à devenir floral et même deux bourgeons arrondis peuvent se trouver de part et d'autre du bourgeon végétatif, il s'agit en fait d'un rameau végétatif très court portant des boutons à figues (Vidaud, 1997).

### 3.1.2. Les rameaux fructifères

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 tige se ramifie latéralement à partir de bourgeons dormants qui ont été mis en place l'année précédente : les rameaux ont un développement différé, ils se situent généralement vers le haut de la portion de tige mise en place chaque année (appelée aussi unité de croissance), leur longueur et leur diamètre varient en fonction de la variété et de la vigueur de l'arbre. (Figure 1) (Saidani et Younsi, 2009)



**Figure 1:** Organisation d'une pousse (unité de croissance) (Vidaud, 1997)

### 3.1.3. Les feuilles

Les feuilles du figuier sont grandes, pétiolées, palmatilobées (3 à 5 ou 7 lobes), alternées. Elles ont un aspect rugueux à la face supérieure, et velouté à la face inférieure en raison de la présence de petits poils. Elle présente des nervures principales marquées, la surface supérieure est de couleur vert plus foncé que celle de la face inférieure.

### 3.2. L'inflorescence et la fleur

L'inflorescence du figuier est très particulière, les fleurs sont unisexuées, de couleur rose ou blanchâtre et ne sont pas visible à l'extérieur, elles sont enfermées dans une sorte d'urne appelée sycone qui possède une ouverture, l'ostiole, là où sont insérés les fleurs mâles ; les fleurs femelles sont localisées à l'intérieur. Cette inflorescence fermée protège les fleurs de la majorité des parasites à l'exception d'un insecte minuscule capable d'entrer à travers l'ostiole (Berg, 1990b dans Giraldo, 2009). La figue possède trois types de fleurs : les fleurs femelles longistylées (avec un long style), les fleurs femelles brévistylées (avec un style court), et les fleurs mâles.

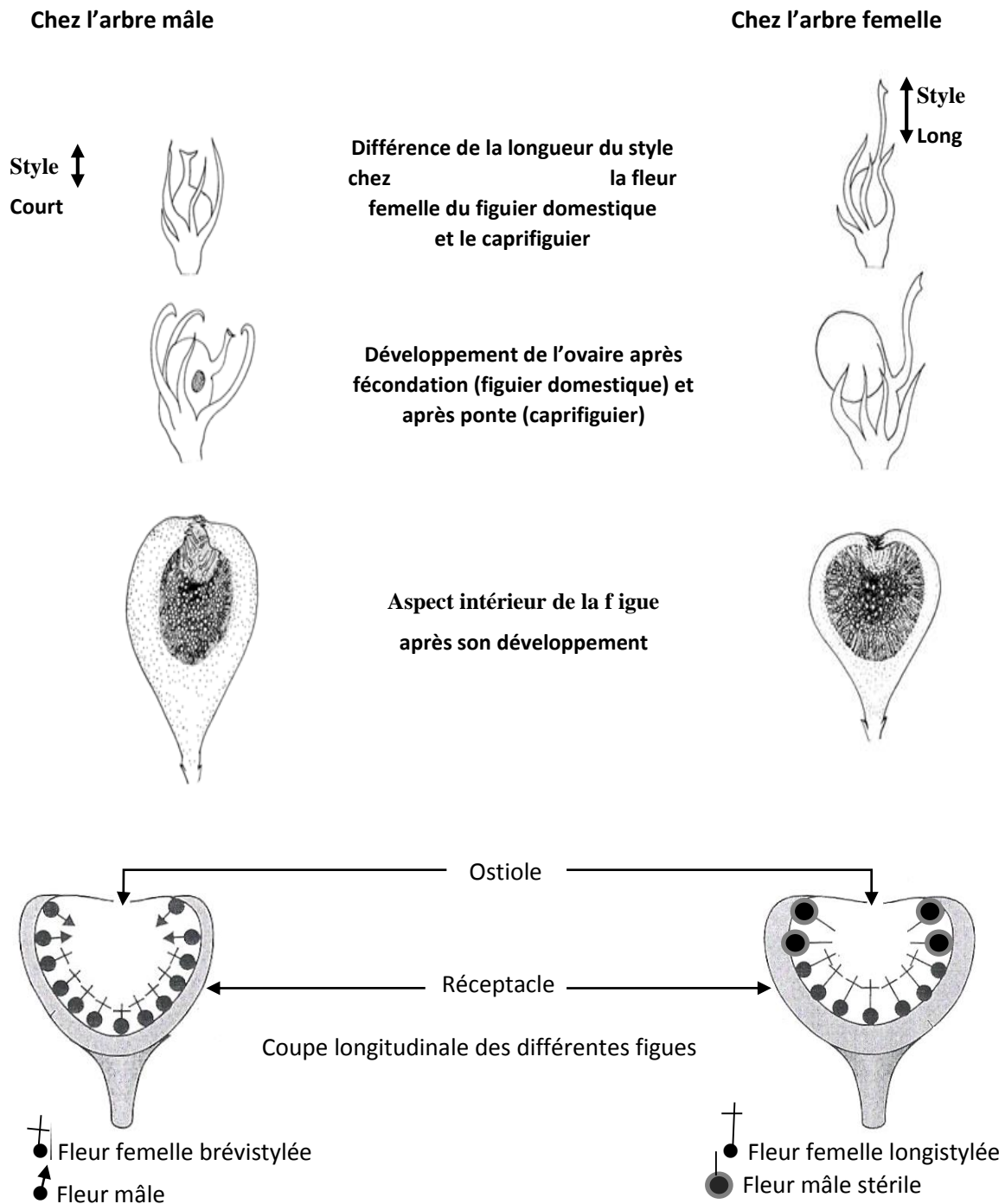
Chez les individus femelles, la figue est constituée uniquement de fleurs femelles dont le style est long. Chez l'individu mâle, la figue contient à la fois des fleurs femelles brévistylées et des fleurs mâles, ceux sont des fleurs hermaphrodite dont la fonction femelle est inexistante. Seules les fleurs femelles brévistylées sont capables d'accueillir les œufs à l'intérieur de leur ovaire (Weiblen, 2000 dans Giraldo, 2009) par un hyménoptère pollinisateur Blastophage '*Blastophaga psenes*' (*Aganoidae, Heminoptera*). Les fleurs femelles avec un long style ne permettent pas au blastophage de pondre ses œufs à l'intérieurs, mais qui visité par ces dernier permettent de les féconder et donneront des figues comestibles produisant des graines. C'est cette différence qui est l'élément majeur de la biologie florale de cette espèce. Ceci est dû principalement aux différences morphologiques existante entre les fleurs longi et brévistylées, En effet, les premières possèdent un ovaire plus au moins ovoïde et un style mesurant 1.75 mm alors que les fleurs dont le style est court possèdent un ovaire globuleux et un style qui mesure 0.70 mm de longueur (Storey 1975 dans Giraldo, 2009).

La fleur mâle est constituée de quatre à cinq étamines, entourées de cinq pièces florales (formant un périanthe translucide) et un gynécée<sup>1</sup> avorté qui se trouve au centre, c'est une fleur

---

<sup>1</sup> Appareil reproducteur femelle d'une fleur appelé également Pistil

hermaphrodite dont la fonction femelle est inexistante (Vidaud, 1997 dans Saidani et Tounisi, 2009). (Figure 2)



**Figure 2** : Différence entre la fleur femelle chez le figuier mâle et le figuier femelle d'après le schéma de Vidaud (1997) modifié.



#### 4. Les différents types de figuier

Selon Valdeyron et Llyod (1978), le figuier ancestral était monoïque, les sycones contenant des fleurs mâles et des fleurs femelles avec un court style qui permettait au blastophage de déposer ses œufs. Selon Storey (1975), le déterminisme du sexe chez le figuier est contrôlé par deux paires d'allèles localisés sur une paire de chromosome homologues :

- G : allèle dominant pour les fleurs femelles avec style court ;
- g : allèle récessif pour les fleurs femelles avec un style long ;
- A : allèle dominant pour la production de fleurs mâles ;
- a : allèle récessif pour la suppression des fleurs mâles.

Il est donc probable que les deux formes de figuier portent les génotypes suivants :

- Caprifigier (figuier mâle) : homozygote GA/GA ce n'est pas un homo (très rare), hétérozygote GA/ga.
- Le figuier femelle : uniquement des homozygote ga/ga

Selon Storey (1975) la parthénocarpie est produite par un gène mutant (P) transmis par le figuier mâle (caprifigier), les figuiers femelles exprimant ce gène retiennent leur fruits jusqu'à maturité, même si elles ne sont pas pollinisées. Le figuier parthénocarpique se propage uniquement par bouturage puisqu'il ne produit pas de graine et constitue l'une des premières formes de domestication et d'agriculture, cette caractéristique a permis sa grande propagation surtout dans les régions où l'agent pollinisateur et le figuier sauvage ne se trouvent pas. Des études récentes démontrent que la production de certaines phytohormones ont un rôle majeur dans la persistance des figes non pollinisées (Chai et al, 2017). Selon le type de fleur et de la pollinisation, il existe 4 types de figuier :

\* Le figuier commun

Il est parthénocarpique, les fleurs sont pistillées (femelles) et les fruits se développent sans pollinisation en produisant une à deux récoltes par an (unifère et bifère, respectivement). Ce type de figuier réduit la diversité génétique de l'espèce et réduit sa propagation à la forme végétative (Giraldo, 2005).

\* Le figuier Smyrna

Présente des fleurs pistillées et nécessite la pollinisation pour produire des fruits comestibles, ce type de pollinisation est appelée 'la caprifigation' qui est réalisée par le

blastophage '*Blastophaga psenes*', ce dernier transfère le pollen du figuier mâle aux fleurs femelles réceptives. Ce type de pollinisation est le responsable majeur de la variabilité génétique du figuier.

\* *Le figuier San Pedro*

Ce type de figuier produit une première récolte par parthénocarpie appelée « figue fleur ou breba », les fruits poussent sur les rameaux de l'année passée. Une seconde récolte qui requiert la caprification pousse sur les rameaux de l'année en cours et donne des « figes d'automne ».

\* *Le caprifuier*

Le figuier mâle ou Dokkar est le seul type qui présente des fleurs mâles et femelles avec un pistil court. Les fleurs femelles permettent l'infestation du Blastophage de telle sorte que les ovules ne sont plus capables d'être fécondés, ils sont appelés « figue avec galles » (Vidaud, 1997)

#### **4.1. La pollinisation ou la caprification**

##### **4.1.1. Développement du sycone dans les caprifuier**

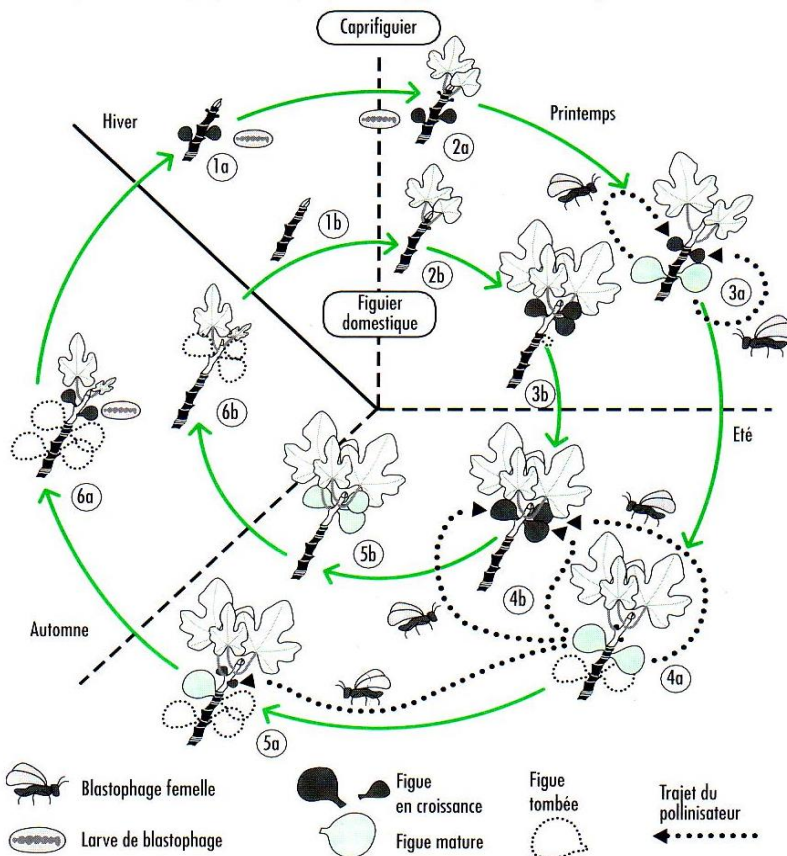
Le caprifuier produit des figes non comestibles mais qui sont les seuls à produire du pollen, les fleurs femelles arrivent à maturité deux mois avant les fleurs mâles, ce phénomène appelé « protogénie » empêche l'autofécondation dans la même figue. (Valdeyron and Llyod, 1976)

Le caprifuier produit 3 récoltes différentes : les mames, les profichi et les mammoni, qui atteignent le stade de donneur au printemps, en été et en Automne, respectivement. La reproduction sexuée du figuier repose essentiellement sur l'association entre ces trois productions successives de caprifuier et sur deux générations de blastophage (Figure 03).

La description du cycle biologique commence en hiver, quand la figue et l'insecte (cycle 1a ; 1b, figure 3) sont au repos. Le cycle ne reprend pas qu'au mois d'avril avec la mise en place d'une nouvelle pousse du figuier (cycle 2a et 2b, figure 3) et la reprise du développement des larves du blastophage (cycle 2a, figure 3), dont les femelles adultes émergent en mai (cycle 3a, figure 3). Ces femelles ne portent pas de pollen car, dans ces figes ayant passé l'hiver (encore appelées mames), les fleurs mâles n'ont pas de pollen, à ce moment seules des figes de caprifuier sont présentes et les insectes femelles y pondent leurs œufs (cycle 3a, figure 3).

La nouvelle génération de blastophage arrive à maturité mi-juillet avec la sortie d'insectes femelles chargées de pollen (cycle 4a, figure 3). L'insecte est attiré par une figue réceptive présente sur le même arbre ou bien sur un arbre différent (figuier domestique) (cycle 4b, figuier 3). La femelle pénètre dans la figue et essaie de pondre, mais la longueur du style de ces fleurs est plus grand que la longueur de l'ovipositeur de l'insecte l'empêchant ainsi de pondre. Au cours de ces tentatives de pontes, l'insecte dépose du pollen permettant la fécondation de l'ovule et son développement en grain. Ces figues sont les futurs fruits comestibles d'automne.

Les femelles qui émergent plus tard (début d'août), pénètrent dans une figue de caprifiguiers (cycle 5a, figure 3), alors réceptive, et pondent leur œufs sans difficulté, les fleurs femelles étant brévistylées. Tandis que les figuiers femelles voient leurs figues d'automne arriver à maturité (cycle 5b, figure 3). Les larves commencent à se développer (cycle 6a, figure 3), mais l'hiver vient bloquer leur développement et un nouveau cycle peut alors recommencer (Caraglio, 2009).



**Figure 3 :** Cycle biologique simplifié du figuier et de son pollinisateur (Vidaud, 1997)

#### **4.1.2. Importance de la caprifigation**

Le processus de pollinisation présent dans les types Smyrna et San pedro n'est pas très efficace, puisque seule la femelle de l'insecte est capable de voler et est très limitée en raison de l'effort qu'elle doit faire pour sortir du sycone, perdant parfois ses ailes et les anthères. De ce fait, la plantation d'un minimum de 5% de caprifiguiers est nécessaire pour obtenir une bonne fertilisation rendant la culture de ce type de figue non rentable.

Pour cette raison, dans les endroits où les figuiers femelles sont cultivés, la pollinisation est faite artificiellement. En effet, la fécondation des figues d'automne est favorisée en suspendant dans les figuiers cultivés « femelles » des chapelets (profichis) de trois à cinq caprifigues ayant atteint la maturité et dont les blastophages sont prêts à sortir. Cette opération débute en juin, au moment où les figues les plus avancées (les figuiers femelles) ont atteint la dimension d'une noisette ; et se renouvelle tous les 8 à 10 jours, jusqu'au début juillet (Saidani et Younsi , 2009). De cette façon, il semble que la pollinisation permet d'obtenir des figues plus sucrées et plus propices au séchage (Oukabli, 2003)

---

## **Chapitre 2**

### **IMPORTANCE ECONOMIQUE**

---

## CHAPITRE 2 : IMPORTANCE ECONOMIQUE

Le figuier est un arbre de grande rusticité qui supporte bien le climat sec, on le retrouve jusqu'à dans les zones arides, et en général au tour du littoral méditerranéen. Le figuier est non seulement utilisé pour sa production de fruit mais aussi pour des applications ornementales et agricoles (Giraldo, 2012). Durant l'année 2014/2015 la Turquie a enregistré une valeur de 280 millions de dollars pour l'exportation d'environ 73 457 t de figues séchées et une valeur de 43 millions de dollars pour l'exportation de 18 000 t de figue fraîche du cultivar Bursa. Le tableau 1.1 illustre les données chiffrées sur les exportations des principaux pays producteurs de figues fraîches et séchées.

**Tableau 1.1 :** Les exportations des principaux pays producteurs de figues fraîches et séchées selon la FAO<sup>1</sup> (2014-2015)

	Figues fraîches		Figues séchées	
	Quantité en t	Valeur (US)	Quantité en t	Valeur (US)
Turquie	18 000	43 000 000	73 457	280 539 000
Egypte	34	30 000	78	266 000
Algérie	≈0	1 000	32	34 000
Iran	1 245	1 809 000	1 499	5 617 000

t (tonnes)

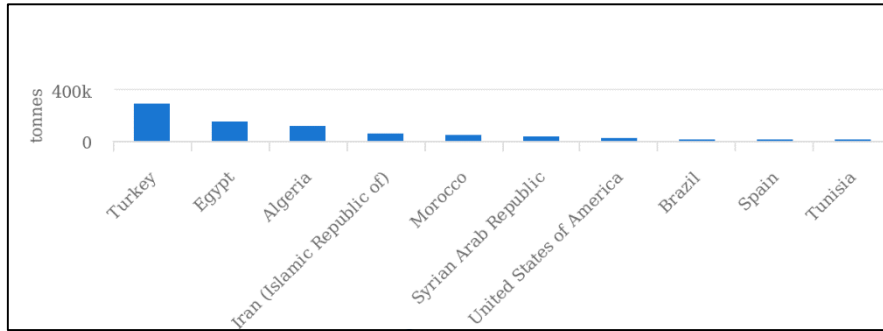
US (Dollars américains)

Avec la datte, l'olive et les raisins, la figue était le fruit le plus important de l'alimentation des anciennes civilisations du bassin méditerranéen. Les figues présentent une valeur alimentaire élevée et l'intérêt économique est certain car la figue intègre non seulement nos habitudes alimentaires mais aussi l'industrie de confiserie, de pharmacologie et de l'agroalimentaire ; C'est pourquoi cette espèce doit figurer dans les programmes de recherche pour intégrer la place qui lui convient (Saidani et Tounsi. 2009).

### 1. Le figuier dans le monde

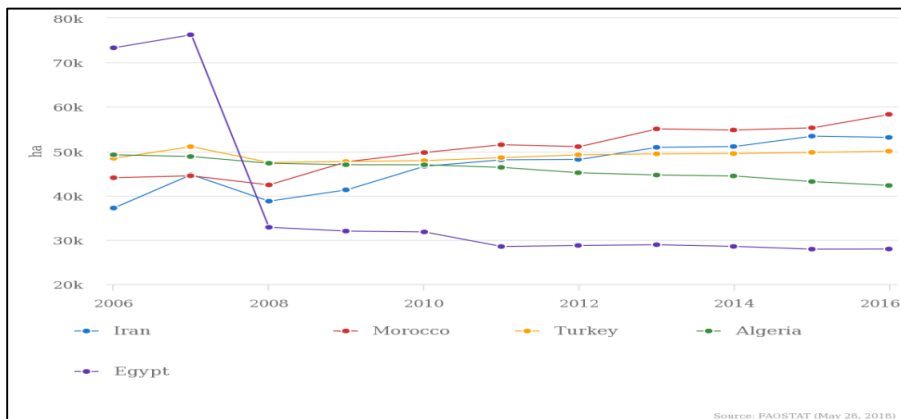
La production mondiale dépasse les 1 million de tonnes (FAO, 2016). Les principaux pays producteurs en 2016, sont la Turquie (305,000 tonnes) et l'Egypte (167,000 tonnes). L'Algérie avec 131,000 tonnes est classée en troisième position.

<sup>1</sup> Food and Agriculture Organisation



**Figure 4.A :** Classement des dix premiers pays producteurs de figes dans le monde (FAO. 2018).

Actuellement, 43% de la production mondiale proviendrait de l'Asie et 42% proviendrait de l'Afrique (FAO. 2016). Sur le continent Africain, les principaux pays producteurs sont : l'Egypte, le Maroc et l'Algérie. En Asie, c'est la Turquie qui assure la majorité de la production suivie de la Syrie et de l'Iran. Les USA et le Brésil, quant à eux, représentent les premiers producteurs dans le continent Américain. (FAO. 2010-2016)

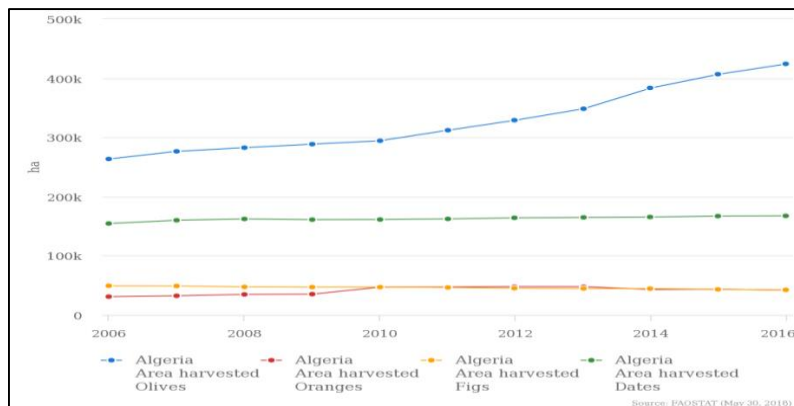


**Figure 4.B:** Superficie récoltées de figuier dans le monde durant l'année 2016 (FAO.2018)

Bien que la surface consacrée à la culture de figuiers soit considérable en Algérie, le rendement avancé par la FAO (2018) est faible. Il est d'environ 3 tonnes/ha, ce qui place l'Algérie à la 38e position. Les meilleurs rendements reviennent à Chypre (32 t/ha), Ouzbékistan (26 t/ha) et la Colombie (24 t/ha).

## 2. Le figuier en Algérie

En Algérie la culture du figuier est séculaire et sa répartition géographique recoupe celle de l'olivier. Elle constitue plus de 10% du patrimoine arboricole national. Malgré l'importance des plantations, et un potentiel de près de 5 millions d'arbres la production est de 40 et 50 000 tonnes seulement. Ces chiffres montrent que, dans notre pays, la culture du figuier traditionnelle reste menée de manière extensive avec des niveaux de rendements très faible. La culture du figuier a régressé malgré les programmes de plantations mis en œuvre dans les années 1970 (Sahraoui, 2014). Bourayou et al. (2005), rapportent que notre patrimoine figuicole comptait 8 millions d'arbres entre 1930-1939 avec une production de 100 000q de figues sèches, alors qu'il n'en reste que 5 million d'arbre donnant 31 200q de figue sèches en 2002. Les exportations de figue sèche étaient de l'ordre de 160 000q en 1939 alors qu'elles sont quasi inexistantes en 2002, et pire encore nous en importons. Selon les statistiques de l'organisation mondiale de l'agriculture et l'alimentation (FAO. 2016), les superficies occupées par le figuier comparées aux autres espèces pérennes (olivier, dattier) sont faibles (Figure 4.C). A titre d'exemple en 2016 l'olivier occupait une superficie supérieure à 424 000 ha, suivi du palmier dattier avec plus de 167 000ha. Par contre, le figuier n'occupait que 42 000 ha, suivi de l'oranger avec 41 000 ha. Cette superficie est relativement faible par rapport à la place que devrait occuper cette espèce dans l'arboriculture fruitière (Saidani et Tounsi, 2009).



**Figure 4.C:** L'évolution des superficies du figuier, oranger, palmier et olivier en hectare entre 2006-2016 (FAO. 2018).

Le figuier est présent sur l'ensemble du territoire national même dans la zone Sud du pays ; ce qui montre sa capacité d'adaptation à différentes conditions climatiques et surtout son acceptation par



la population. Le figuier se localise essentiellement dans la zone Centre du pays qui regroupe près de 78 % des plantations et assure près de 63 % de la production (Sahraoui, 2014) dont les wilayas de Béjaia, Tizi Ouzou et Sétif (Bourayou et al. 2005). L'évolution de la figuiculture présente des fluctuations d'une année à l'autre. Après l'avènement du plan national de développement agricole (P.N.D.A) en 2000, une augmentation notable a été observée entre 2000 et 2006, les superficies sont passées de 35 730 ha à 49 180ha (Tableau 1, Annexe 01). Depuis, la superficie figuicole est en constante régression et est arrivée à 42 000ha en 2016 (Tableau 1.2).

**Tableau 1.2:** L'évolution des superficies et de la production en Algérie.

Année	Superficie (ha)	Production de figue fraîche (tonnes)
2006	49 180	91 927
2007	48 790	63 883
2008	47 273	78 735
2009	46 935	83 801
2010	46 921	123 763
2011	46 331	120 187
2012	45 125	110 058
2013	44 608	117 100
2014	44 395	128 620
2015	43 130	139 137
2016	42 248	131 798

Source : FAO (2016)

La production de figues fraîche a connu une augmentation considérable depuis 2006 puisqu'elle a atteint 139 000 t durant l'année 2015 et une légère chute durant l'année 2011.

La plupart des figuiers productifs en Algérie sont concentrés dans les deux wilayas, Tizi-Ouzou et Bejaia. La production totale de la wilaya de Bejaia est de 55300 qx soit un rendement moyen annuel de 4.5 kg/arbre. (DSA. 2013). Les plantations se localisent le plus souvent en zone de montagne sur des sols de qualité médiocre et à forte charge caillouteuse. Les principaux peuplements se localisent dans les régions de Barbacha, Beni Djelil, Beni Maouche et Chalata. C'est dans les trois premières régions que les plantations sont les plus importantes et occupent des superficies relativement étendues (Sahraoui, 2014). Les données de la Direction des services agricoles de la wilaya de Bejaia montrent une diminution progressive de la surface occupée par les figuiers (Tableau 2, voir Annexe 1) durant les années 2008 jusqu'à 2012.

La wilaya de Tizi-Ouzou détient la 2eme place à l'échelle nationale après Bejaia dans la production et les superficies figuicoles. Ces dernières ont connu une baisse progressive pour atteindre 6 385 ha en 2006 (755 454 plant de figuier) soit environ 13 % de la figuerie nationale (DSA, 2007). Ceci à des conséquences directes sur la production de figues fraîches, qui a atteint une production de 7 398 t en 2005 (Tableau 3, annexe 1). Les figues sèches n'ont pas échappé à la chute des productions qui ont enregistré 1 258t en 2005 (Tableau 3, Annexe 1).

### **3. Valeur nutritive et propriétés thérapeutiques du figuier**

La figue est un élément très nourrissant, elle peut être consommée à l'état frais ou séché. Elle est riche en minéraux et en sucre (Aljane et al. 2007), principalement de fructose (56%) et de glucose (43%). Elle contient également une grande portion de vitamine, élément minéraux, eau, oligo-éléments. Elle est l'une des sources végétales les plus élevées en calcium et en fibre (Azzi, 2013).

Consommée crue, la figue a un effet laxatif, diurétique, anti-inflammatoire, hypocholestérolémique, antidiabétique, anticancéreuse et immuno-modulatrice (Chawla et al., 2012). Elle traite l'anémie et les troubles hépatiques, soigne la toux irritante et les bronchites, soulage la douleur, la gingivite (Kahrizi et al., 2012). La figue sèche associée à l'acide acétique est utilisée pour soigner gonflements et tumeurs. Les figues sèches en pâte traitent les brûlures et l'eczéma, soulagent les hémorroïdes et les crampes abdominales. Les fruits séchés en décoction soignent la rougeole et la variole (Lansky et Paavilainen, 2008). Différentes parties de la plante possèdent des propriétés thérapeutiques avec des activités anti-oxydantes, antifongiques et antibactériennes (l'écorce, les feuilles, les graines, latex) ainsi que des propriétés alimentaires utilisées pour la fermentation des fromages traditionnelles et la confiserie.

---

## **Chapitre 3**

# **RESSOURCES GENETIQUE DU FIGUIER**

---

## CHAPITRE 3 : RESSOURCES GENETIQUE DU FIGUIER

### 1. Source de la variabilité génétique

Dans la nature les populations sauvages sont sujettes à des pressions de sélection<sup>1</sup> continue, ce qui engendre une diversité végétale naturelle, cette dernière a été exploitée par l'homme pour des usages différents. En effet, l'homme s'est toujours intéressé à la sélection de caractères d'intérêt parmi les plantes spontanées pour produire des plantes qui correspondraient à ses besoins. Toutes les plantes cultivées viennent de la domestication des espèces spontanées (dites sauvages ou Landraces) suivi de l'expansion géographique et de la diversification technique de l'agriculture. Cette domestication est un processus de sélection naturelle menée par l'homme à fin de modeler de nouvelles variétés correspondant aux climats et aux sols locaux, ainsi qu'aux techniques de production et d'utilisation du moment.

En effet, la création de nouvelles variétés abouti à la propagation de variétés avec des caractères stables dites 'cultivars'. Chez les espèces fruitières, la distinction entre les populations sauvages et les formes cultivées n'est pas toujours évidente. Chez le figuier par exemple, le seul caractère pouvant être lié à la domestication est la présence de figes d'automne parthénocarpiques (Achtak, 2009).

Le figuier n'a pas été sujet à d'intenses programmes d'amélioration et de ce fait continue d'exhiber une diversité génétique très riche (Perez-Jimenez et al. 2010). Toutefois, la préférence des figuiculteurs à planter des figuiers parthénocarpiques (de type Commun) ainsi que la tendance à la propagation par bouturage et greffage diminuent la variabilité génétique existante.

### 2. Description et évaluation des variétés de figuier en Algérie

Condit (1955) a décrit plus de 600 variétés de figuier à travers le pourtour méditerranéen, classées en 115 types Smyrna, 22 types San Pedro et 470 type Commun. En Algérie, la diversité variétale est très élevée, les premières descriptions morphologiques ont été menées par Mauri (1937-1944) qui a dénombré 29 cultivars dans la région de Tizi Ouzou (Tableau 1, Annexe 2).

L'identification des variétés de figuier est compliquée à cause des cas d'homonymie<sup>2</sup> et de synonymie<sup>3</sup> qui existe partout dans le monde. Les variétés de figuier algériennes sont issues pour la plus part d'une sélection paysanne durant des siècles. Au cours du temps quelque une ont reçu

---

<sup>1</sup> Phénomène qui influence la diversité génétique existante par le biais de l'environnement et permet donc son évolution.

<sup>2</sup> Ce dit de deux ou plusieurs individus ayant le même nom mais possédant des profils génétiques différents

<sup>3</sup> Ce dit de deux ou plusieurs individus ayant des noms différents mais possédant le même profil génétique

des noms qui rappellent souvent des caractéristiques des fruits, ou des feuilles (couleur, forme, le goût...) (Tableau 2), ou bien une dénomination suivant le lieu d'origine ou le lieu de culture. Les variations phénotypiques et la multiplicité des dénominations de ces variétés de figuier rendent l'identification variétale confuse (Saidani et Tounsi, 2009). En effet, Les appellations des pieds de figuier diffèrent d'une localité à une autre au sein de la même région. On retrouve donc la même variété avec des noms différents. Dans le cas contraire, certains figuiers ont des appellations qui sont identiques ou qui se rapprochent mais qui représentent des variétés distinctes.

**Tableau 2:** Quelques exemples sur la signification des noms de certaines variétés de figuier à Bejai et Tizi Ouzou.

N°	Nom de la variété	Caractère
01	Thabouherchaout <sup>1</sup>	pour la rugosité des feuilles et des figes
02	Thavounahvout <sup>1</sup>	pour la forme aplatie des figes
03	Ouerk ettouth <sup>1</sup>	pour la forme des feuilles rappelant celle des mures
04	Avoughenjour <sup>2</sup>	pour le long col des figes

<sup>1</sup>Sadani et Tounsi (2009)

<sup>2</sup>Aid Houchi (2005)

Les travaux de prospection de collection (*ex situ* et *in situ*) et d'évaluation du matériel végétal en Afrique du nord ont été entrepris depuis plusieurs années (Mars, 2003 ; Bourayou et al. 2005, Barakat et al., 2004) ils restent toutes fois, non généralisés et non bien coordonnés en comparaison avec ce qui est dans d'autres pays comme la Turquie et l'Italie.

Des programmes de recherche incluant l'Institut National de Recherche Agronomique (INRAA), l'Institut Technique d'Arboriculture Fruitière et de la Vigne (ITAFV) ainsi que des universités ont permis de prospecter et de collecter des variétés de figuier qui se trouvent principalement dans les régions productrices de figue. Ainsi, Bourayou et al (2005) ont permis de recenser une centaine d'appellations pour une quarantaine de variétés supposées locales (Tableau 2, Annexe 2). Les plus dominantes et les plus performantes sont Tameriout, Taghanimt, Azendjer pour la production de figue sèche et fraîche et Bakor blanc et Bakor noir désignant les variétés parthocarpiques précoces dont les figes sont consommées fraîches.

### 3. Erosion génétique

Les principales variétés de figuier cultivées sont locales et sont menacées d'érosion génétique. Selon Bourayou et al (2005), beaucoup de contraintes jouent en faveur de la baisse de la production, de l'érosion génétique et de l'abondance des figueraies entraînant ainsi la pauvreté,

la dégradation des paysage et l'appel à l'importation. Parmi les facteurs de l'érosion, les mêmes auteurs ont cités:

- La concurrence avec les cultures vivrières en intercalaires, le vieillissement des vergers, la fréquence des incendie, la sévérité du climat et l'exode rurale,
- Production de plants en pépinières non planifiée pour répondre à des besoins urgents de programmes de développement (tel que le PNDA),
- Plants livrés aux agriculteurs ne correspondant pas à un choix variétal raisonné.
- Manque de moyen matériels et non maitrise des techniques culturales et de la couverture phytosanitaire,
- Main d'œuvre onéreuse et insuffisante ;
- Problèmes de la caprifigation : non maitrise de la technique, cherté des caprifigues, répétition de l'opération à partir de variétés à maturité échelonnée et provenant de région lointaine ;
- Destruction des jeunes arbres par les sangliers ;
- Absence de coordination et de coopération interdisciplinaire et intersectorielle pour un programme de développement de cette ressource.

Ajouter à ces difficultés des contraintes commerciales surtout liées à la transformation des figues, des contraintes foncières liées à la non régularisation des terres des agriculteurs ainsi que le manque de formation agricole à tous les niveaux.

#### **4. Conservation des variétés de figuier :**

La conservation des ressources phylogénétiques est indispensable pour préserver la variabilité génétique des espèces. Il existe plusieurs collections de figuier à travers le monde : Turquie (Izmir), USA (Davis), France (Porquerolles), Espagne (Extramadura), Syrie (Damas), Portugal (Faro), Italie (Rome), Ukraine, Maroc, Tunisie....., toutes ont fait l'objet d'étude morphologiques et moléculaires à fin de caractériser et d'évaluer la variabilité existante et afin d'établir des collections de référence. En Algérie, des efforts ont été fourni pour maintenir la variabilité in situ et pour créer des collections ex situ. Toutefois, les collections déjà mise en place, bien que parfois assez importante, n'englobent pas toute diversité génétique existante (Bourayou et al.2005).

#### **4.1. Conservation in situ**

Les agriculteurs ont de tout temps créé et protégé une large biodiversité dans leurs champs. L'intérêt qu'ils portent à la diversité génétique des plantes spontanées et cultivées est illustré par la précision des appellations vernaculaires, une bonne connaissance des caractéristiques morphologiques, et la préférence donnée aux variétés locales ayant des caractéristiques compétitives (Sahraoui, 2014). La conservation des variétés de figuier est faite indirectement par les agriculteurs dans des exploitations familiales et les vergers privés. La conservation in situ peut aussi être appuyé à travers la protection des aires naturelles et/ou à travers la sauvegarde des zones de culture traditionnelle (Hammer., 2013 in Laranaga., 2016). En plus de la conservation des méthodologies traditionnelles et les savoirs faire ancestraux ainsi que les interactions avec les écosystèmes et, par conséquent, assurer la coévolution entre tous les éléments générant une nouvelle diversité (Laranaga., 2016).

#### **4.2. Conservation ex situ**

Au total, il existe cinq collections de figuier en Algérie : trois à l'ITAFV (Sidi Aich- Béjaia, Mzedj Edchich- Skikda, Tessela el Morja- Boufarik), une à l'INRAA (Oued Ghir), la dernière a été créé récemment à l'unité de recherche de l'INRAA de Touggourt, où l'acclimatation du figuier dans le Sud sera étudiée. Malheureusement, ces collections ne sont pas toujours complétées par des documents de référence (Passeport Data), les données existantes ne sont pas encore informatisées et les informations qui accompagnent les échantillons sont surtout des données d'évaluation et parfois des connaissances de communautés. La collection de Sidi Aich existe depuis 1952 avec 55 variétés femelles (dont 17 variétés Algériennes) et 3 variétés de caprifuier avec 22 variétés de figuier qui sont autorisées à la commercialisation par l'état.

---

## **Chapitre 4**

### **IDENTIFICATION VARIETALE**

---



## CHAPITRE 4 : IDENTIFICATION VARIETALE

La caractérisation des ressources génétiques et la création de banque de germoplasm sont indispensables pour le maintien et la sauvegarde de la variabilité de l'agro biodiversité et pour assurer à long terme la sécurité alimentaire pour les générations futures.

L'identification variétale reste difficile pour le figuier à cause de l'interaction de plusieurs facteurs dont la ressemblance entre les individus sauvages et cultivés, l'influence des conditions du milieu qui engendre une forte variabilité phénotypique, et au nombre restreint de matériel de référence (Bourayou et al., 2005). Plusieurs techniques ont été mises au point pour l'identification et la caractérisation des variétés :

### 1. Caractérisation morphologique et sélection de caractères morphologiques

Traditionnellement, les études de caractérisation du figuier se basent sur la description morphologique (Condit, 1955 ; Ferguson et al., 1990; Mars et al., 1998 ; Oukabli, 2001 ; Chessa et Nieddu, 2005). Néanmoins, le nombre de caractères utilisés, les différents critères et la méthodologie de travail différent selon les auteurs. Afin d'homogénéiser cette caractérisation, les experts des différents pays ont élaboré une liste de caractères descriptifs commun approuvés et publiés par l'IPGRI et le CIHEAM en 2003 (Giraldo, 2010). L'utilisation de ses critères communs permettra de comparer les résultats obtenus dans différentes régions. Cette liste inclue 192 caractères pour le figuier femelle, parmi lesquels 126 sont qualitatifs et 66 sont quantitatifs, regroupant les caractères biologiques pour : l'arbre, les rameaux, les bourgeons, les feuilles et les fruits.

Toutefois, l'utilisation de cette liste engendre deux grands problèmes, d'une part, l'influence des conditions du milieu qui génèrent une fluctuation dans l'expression des caractères (Giraldo, 2012), et d'autre part, la subjectivité dans la description (Khadari et al., 1995). Par conséquent, il est préférable d'effectuer la caractérisation morphologique sur plusieurs années pour réduire l'effet de l'environnement sur les caractères étudiés. Dans le descripteur, il est proposé deux années au minimum pour assurer des résultats précis.

Même si la caractérisation morphologique est indispensable pour l'identification correcte des variétés, le nombre élevé de caractères à analyser rend l'analyse laborieuse et pénible à réaliser, d'autant plus que le figuier est une espèce fruitière plus complexe avec deux types de fruit, plusieurs formes de feuilles, et une biologie florale complexe (Giraldo et al., 2010 ).

Selon Giraldo (2012), pour faciliter cette démarche, il est nécessaire de sélectionner les variables les plus discriminantes. Il faut aussi tenir compte qu'il existe deux types de variables (qualitatives et quantitatives) et la démarche pour chacune est différente :

Pour la caractérisation morphologique quantitative, l'analyse statistique qui permet de décrire et de déterminer la variabilité des caractères est l'analyse de la variance génétique, elle permet d'estimer la différence significative entre les variétés ou entre les différents individus et d'estimer l'influence de l'environnement pour chaque caractère déterminé.

Quant aux variables qualitatives, elles sont codifiées selon que le caractère est présent ou non chez l'individu. La stabilité du caractère qualitatif est donnée par la fréquence de la moyenne. Le grade de relation de dépendance entre les caractères qualitatifs et les variétés est déterminé par le coefficient de *Pearson* et de contingence.

## **2. Caractérisation moyennant des marqueurs moléculaires**

La caractérisation traditionnelle basée sur les caractères morphologiques et agronomiques implique un processus lent et laborieux qui nécessite une infrastructure végétale solide et stable et qui requière l'étude d'un grand nombre de caractères d'un organe qui n'est pas toujours disponible (fruit, feuille). Cette identification phénotypique présente des inconvénients qui s'accroissent dans le cas des arbres fruitiers. En raison de la longue période juvénile de ces espèces, l'observation de beaucoup de caractères, primordiale à l'identification, est possible seulement après un certain nombre d'années (Giraldo, 2010). De plus, l'influence des facteurs de l'environnement en grande partie sur les caractères évalués donne lieu à des problèmes de synonymie et d'homonymie (Khadari et al., 1995a). Pour cela, et comme pour les autres espèces fruitières, ces dernières années ont vu le développement de différentes techniques moléculaires pour l'évaluation et l'identification des variétés de figuier (Wunsch et Hormaza, 2002), de sorte que la caractérisation génotypique peut compléter la caractérisation morphologique, et permet l'identification variétale à n'importe quel stade phénologique de l'arbre.

L'établissement d'un système d'identification variétale chez les arbres fruitiers basés sur les marqueurs moléculaires d'ADN, qui sont facilement reproductibles, présentent beaucoup d'avantages. En effet, ils facilitent l'identification du matériel végétal propagé à partir d'une plante mère aux agriculteurs. Ils permettent également la gestion des collections de germoplasme et l'identification des cas d'homonymie et de synonymie. Enfin, le bénéfice pour les agriculteurs est considérable puisqu'il permet une plus grande efficacité lors de l'introduction d'un caractère dans un programme d'amélioration. En fin, les marqueurs

moléculaires permettent la sauvegarde et la valorisation de la diversité des variétés sauvages pour des programmes d'amélioration génétique futures.

### 3. Les différents types de marqueurs moléculaires

Les premiers marqueurs moléculaires à être utilisés pour l'identification des génotypes ont été les enzymes (Taksley et Orton, 1983). Ce sont des marqueurs biochimiques (isoenzyme<sup>1</sup> et alloenzyme<sup>2</sup>) basés sur la séparation de protéines (représentées par des bandes) par électrophorèse verticale. Ces marqueurs ont la caractéristique d'être codominants et leur principal désavantage c'est que la variabilité étudiée se trouve limitée par le nombre des systèmes enzymatiques disponibles (Mondini et al. 2009 *dans* Laranaga, 2016), surtout quand il s'agit d'étudier des variétés génétiquement proches (Giraldo, 2005). Même s'ils sont le produit de l'expression génétique, ils sont influencés par l'environnement, ce qui limite leur efficacité.

Les marqueurs basés sur une séquence d'ADN « marqueurs moléculaire » sont en constant développement depuis les années 80, ils sont classés en deux types : codominants (RFLP<sup>3</sup>, microsatellites ou SNP<sup>4</sup>), et dominants (AFLP<sup>5</sup>, RAPD<sup>6</sup>, ISSR<sup>7</sup>). Les marqueurs codominants peuvent distinguer les génotypes homozygotes des hétérozygotes. Dans ce travail, seuls les marqueurs microsatellites ont été utilisés pour l'étude de la diversité chez le figier.

Les microsatellites ou (SSR) (Small Sequence Repeat) ont été décrits pour la première fois par Hamada et al. (1982), puis le terme microsatellite a été introduit par Litt et Luty (1989) pour définir des fragments de séquences simples amplifiées par PCR (Réaction de polymérisation en chaîne). Les SSRs sont de petites unités (2-6 pb) répétées de nombre variable se trouvant dans différents loci, généralement leur longueur ne dépasse pas les 100 pb et sont distribués largement dans le génome. L'analyse de la variabilité est basée sur la différence de taille des allèles qui sont associés à la variation d'un nombre de motifs répétés en tandem. Les microsatellites sont des marqueurs de choix pour l'identification de la diversité génétique, ceux sont des marqueurs hautement polymorphes, codominant et très bien reproductibles, permettant de standardiser les protocoles dans différents laboratoires. La codominance et la possibilité de

---

<sup>1</sup> Enzymes ayant des séquences différentes mais catalysent différentes réactions

<sup>2</sup> Enzyme dérivant des allèles d'un même gène.

<sup>3</sup> Restriction Fragment Length Polymorphism

<sup>4</sup> Single Nucleotide Polymorphism

<sup>5</sup> Amplified Fragment Length Polymorphism

<sup>6</sup> Random Amplified Length Polymorphism

<sup>7</sup> Inter Simple Sequence Repeat

les transférer entre les espèces représentent l'un des avantages des SSRs en comparaison avec les autres marqueurs moléculaires. Aujourd'hui, plusieurs SSRs ont été développés pour les différentes espèces fruitières (Wunsch et Hormaza, 2002). Cependant, le principal inconvénient de ses marqueurs réside dans le fait qu'il faut connaître leurs séquences nucléotidiques pour pouvoir désigner leurs régions flanquantes.

Les SSRs peuvent être obtenus de différentes manières, l'une d'entre elles consiste en la recherche de séquences dans les bases de données telles que GenBank. Toutefois, cette méthode est efficace seulement pour quelques espèces ayant un nombre élevés de séquences inscrites dans les bases de données. L'autre technique pour obtenir des SSRs est le développement de bibliothèques enrichies avec des motifs répétées. D'autre part, les séquences flanquantes des microsatellites sont des régions conservées ce qui permet leur transfert et leur utilisation entre les différentes espèces et genres apparentés (Cipriani et al., 1999 et Hormaza, 2002).

#### **4. Les travaux moléculaires sur le figuier**

Les différents travaux réalisés moyennant des marqueurs moléculaires pour l'identification variétale du figuier ont permis de distinguer les génotypes, clarifier les cas d'homonymie et de synonymie et d'établir les similitudes génétiques entre les différents génotypes et leurs profils morphologiques. Les isoenzymes ont été les premiers marqueurs ayant été utilisés pour identifier les variétés de figuier, pour caractériser les collections et calculer les distances génétiques entre les génotypes (Valdeyron et Valizadeh, 1976 ; Valizadeh et al., 1979 ; Chessa et al., 1998, Cabrita et al., 2001 ; Hedfi et al., 2001). L'application des marqueurs moléculaires sur le figuier a connu une large utilisation, soit avec les RFLP (Khadari et al., 2005a) sur l'ADN mitochondriale, les RAPD (Khadari et al., 1995 ; Elisario et al., 1998, Cabrita et al. 2001 ; Khadari et al., 2001 ; Papadopoulou et al., 2002 ; Chessa et Nieddu, 2005), les AFLPs (Cabrita et al., 2001). Quant aux SSRs, plusieurs amorces ont été développées à partir du figuier ou bien sur des espèces apparentées (Khadari et al., 2001, Giraldo et al., 2005a., 2008., Zavodna et al., 2005., Ahmed et al., 2007 ; Gonçalves Nazareno et al., 2009 ; Bandelj et al., 2007), et ont été largement utilisés dans l'étude de la diversité génétique du figuier. Les plus récents sont : Essid et al., (2015), Belattar et al (2017), Boudchicha et al (2018). Les ISSR ont aussi été utilisés chez le figuier dont les travaux de Salhi-Hannachi et al., 2004 ; Khadari et al., 2004, 2005b. L'étude de la diversité génétique par des marqueurs moléculaires est basée sur l'ADN nucléaire car il évolue plus rapidement que l'ADN des autres organelles de la cellule, sauf que pour les études

de phylogénie, d'évolution et de domestication des plantes, l'ADN mitochondriale ou chloroplastique sont les mieux appropriés dont les travaux de Barakat et al (2008, 2010, 2011) sur le figuier.

**PARTIE II**  
**MATERIELS & METHODES**

---

**Chapitre 1**

**MATERIEL VEGETAL**

---

## CHAPITRE 1 : MATERIEL VEGETAL ET METHODOLOGIE SUIVIE

L'étude a porté sur les cultivars de figuiers locaux maintenus dans les collections de l'Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et la Vigne (ITAFV), ainsi que des cultivars prospectées dans des vergers privés dans la wilaya de Tizi Ouzou.

### 1. Présentation des sites d'étude

#### 1.1. Station ITAFV Béjaia :

Le site est localisé à l'ITAFV– Takerietz, dans la commune de Souk Oufella, la Daira de Sidi Aich, dans la Wilaya de Béjaia. La parcelle a une superficie de plus de 3 Ha, et est divisée entre un verger d'exploitation et de production de figues et un verger de conservation.

Le site comprend 60 cultivars de figuier femelles (dont 17 cultivars Algériennes), 5 cultivars de caprifiguiers (dont 3 cultivars algériens). C'est une collection qui date des années 50 avec l'introduction de nouveaux cultivars pour une conservation ex situ.



**Figure 4.D:** Site d'échantillonnage collection de figuier à la station expérimentale ITAFV de Takerietz- Sidi Aich- Béjaia

#### 1.2. Station ITAFV Skikda :

Le site est situé dans la commune de Mzedj Dchiche dans la Wilaya de Skikda, il a une superficie de 0.98 Ha, la collection comprend 22 cultivars de figuier (dont 11 sont algériennes). Cette collection ex situ qui existe depuis l'année 2000 et la plus part du matériel végétale provient de la station de Béjaia.



**Figure 4.E :** Site d'échantillonnage collection de figuier à la station expérimentale ITAFV de Mdjez Edchiche- Skikda

### 1.3. Vergers à Tizi Ouzou :

L'étude expérimentale est menée dans des vergers familiaux situés à la commune d'Ait Toudert ; dans la daïra des Ouacif, du côté Sud de la ville de Tizi-Ouzou à sur les massifs du Djurdjura.

## 2. Présentation du matériel végétal

Au total, 34 cultivars de figuier ont été analysées, 16 cultivars de la station de Bejaia, 9 cultivars de la station de Skikda et 9 cultivars de la région de Ait Sidi Larbi –Tizo Ouzou.

L'étude s'est basée seulement sur les cultivars femelles et locaux de figuier. Le nombre d'individu choisi par cultivars a varié entre 1 et 3, selon la disponibilité, faisant un total de 77 arbres analysés (Tableau 3).

**Tableau 3:** Liste des cultivars de figuier étudiées et leurs origines.

Nom des cultivars	Origine	Nombre d'accessions	Type de production	Type de reproduction
Roudane	Skikda	3	Bifere	San Pedro
Avouacou	Skikda	3	Unifere	Inconnu
Bakor noir	Skikda	3	Bifere	San Pedro
Hameri	Skikda	3	Unifere	Common type
Abiarous SK	Skikda	3	Unifere	Smyrna
Zreka	Skikda	3	Bifere	San Pedro
El fessi	Skikda	3	Unifere	Inconnu
Bezoul El khadem	Bejaia	3	Unifere	Smyrna
Bifer ta'al amara (BTA)	Bejaia	3	Bifere	San Pedro



Alekak sk	Skikda	3	Unifere	Smyrna
Hafer lebghal	Bejaia	3	Unifere	Inconnu
Bakor Blanc sk	Skikda	3	Bifere	San Pedro
Chetoui	Bejaia	3	Unifere	Common type
Azendjer	Bejaia	2	Unifere	Smyrna
Abgaiti	Bejaia	2	Unifere	Common type
Avouhvoul	Bejaia	3	Unifere	Inconnu
Taarlit	Bejaia	3	Unifere	Smyrna
Bakor blanche Be	Bejaia	3	Bifere	San Pedro
Alekak Be	Bejaia	2	Unifere	Smyrna
Taranimt	Bejaia	3	Unifere	Smyrna
Tameriout	Bejaia	3	Unifere	Smyrna
Azegouagh	Bejaia	1	Unifere	Inconnu
Azegzaou	Bejaia	2	Unifere	Inconnu
Abiarous Be	Bejaia	3	Unifere	Smyrna
Aghelbengoure	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Tkenvert Beznik	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Avoyohriche	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Avoghname	Tizi Ouzou	1	Caprifiguiers	Inconnu
Avoyehvole	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Thguenguert	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Tharanimt	Tizi Ouzou	1	Unifere	Smyrna
Agungour	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Thavournet	Tizi Ouzou	1	Unifere	Inconnu
Bakor blanc Be	Bejaia	2	Bifere	San Pedro

---

## **Chapitre 2**

# **CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE**

---

## CHAPITRE 2 : CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE

Pour des raisons de disponibilité des fruits, la caractérisation morphologique n'a pas pu être appliquée à tous les cultivars étudiés. Seules 8 cultivars de la station de Skikda ont fait l'objet de caractérisation morphologique dont : Abiarous, Alekak, Avouacou, Bakor Blanc, Hamri, Roudane, Zreka et Elfesi. L'étude a été faite sur des pieds adultes qui ont approximativement le même âge et soumis aux mêmes conditions.

La caractérisation morphologique de ces cultivars a été basée sur les descripteurs de l'IPGRI et CIHEAM (2003). Elle concerne les descripteurs quantitatifs et qualitatifs les plus discriminants (feuille et fruit) selon Giraldo et al. (2008, 2010).

### I. Descripteurs quantitatifs

Les critères quantitatifs inclus dans cette étude consistent en des mesures morphométriques des feuilles, des figue-fleurs et des figes d'automne, un total de 19 descripteurs quantitatifs ont été évalués et groupés comme suit (Tableau 4):

- Les feuilles (5 **descripteurs**): entre Juin à Septembre, quand les rameaux possèdent 100% de leur feuillage, trente feuilles adultes localisées dans les deux tiers des rameaux de chaque arbre ont été prélevées.
- Les fruits (6 **descripteurs** pour les figue-fleurs et 7 variables pour les figes d'automne) : approximativement 30 fruits de chaque production ont été évalués.

**Tableau 4** : Liste des descripteurs quantitatifs pour les feuilles et fruits.

Descripteurs des feuilles	Descripteurs de fruits 1ere et 2eme génération
Largeur de la feuille (cm)	Poids du fruit (Fruit 1ere génération) (g)
Longueur de la feuille (cm)	Largeur du fruit (mm)
Surface foliaire (cm <sup>2</sup> )	Indice de la forme (largeur/ longueur)
Longueur du pétiole (mm)	Longueur du fruit (mm)
Epaisseur du pétiole (mm)	Largeur de l'ostiole (mm)
	Longueur du pédoncule (mm)
	Longueur du cou (mm)

## II. Descripteurs qualitatifs

Pour les caractères qualitatifs, la méthodologie de travail s'est basée sur une appréciation visuelle de la couleur et une codification des caractères exprimés selon les modalités du descripteur du figuier établi par l'IPGRI.

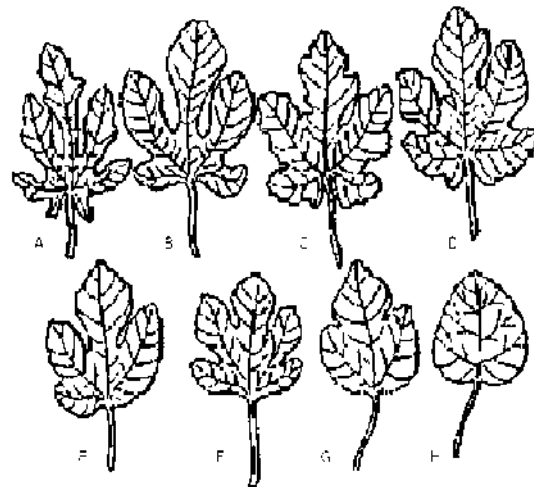
### II.1. Paramètres de la feuille (IPGRI 7.3)

La description morphologique de la feuille s'est réalisée sur 30 feuilles par arbre. Les feuilles sélectionnées sont adultes situées dans le tiers moyen du rameau, la détermination des couleurs a été faite par une appréciation visuelle.

#### II.1.1. Forme de la feuille (IPGRI 7.3.2)

En moyenne, 30 feuilles pour les deux formes prédominantes (Figure 5.A) ont été analysées. Elle est basée sur les descripteurs suivants :

- A Base calcarate, lobes linéaires
- B Base cordiforme, cinq lobes, lobes spatulés
- C Base calcarate, lobes lyrate
- D Base calcarate, lobes latate
- E Base cordiforme, trois lobes
- F Base tronquée
- G Base décurrentes
- H Feuille sans lobes



**Figure 5.A:** Représentation schématique des différents types de feuilles du figuier (IPGRI)

#### II.1.2. Type de feuilles

La feuille est classée suivant le nombre de lobes qu'elle possède (Figure 5.B).

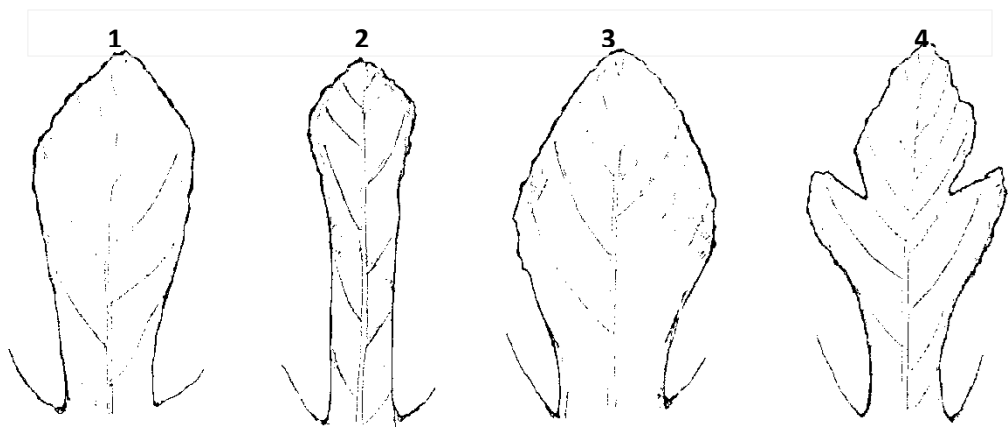
- 0 Absence (en tout ou en indivision)
- 1 Trois
- 2 Cinq



**Figure 5.B:** Représentation schématique des différents types de morphologie de la feuille en fonction du nombre de lobes (Giraldo, 2012).

### II.1.3. Forme du lobe centrale (IPGRI 7.3.4)

A l'exception de la forme lyré qui se caractérise par la présence de grands lobes qui engendrent un angle d'inflexion. Elle se réalise en fonction de la localisation de la zone la plus large dans le lobe centrale. Ainsi, dans la forme spatulée, cette zone se localise en haut. Dans la forme linéaire, s'observe une petite largeur le long de tout le lobe. La forme latate, est classée à son tour en : rhomboïdale (la longueur est égale à la largeur), en forme lancéole (longueur du lobe est supérieur à la largeur) et forme triangulaire (la largeur maximale se localise à la base du lobe).

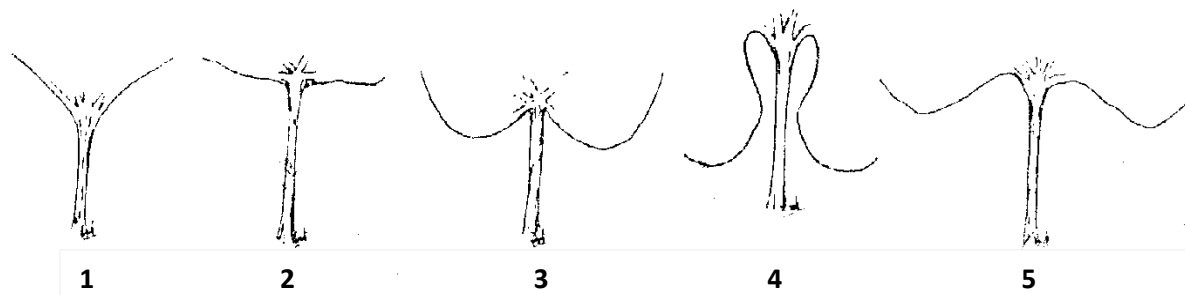


1. Spatulé (étroit à la bas et large au sommet)
2. Lineaire (très mince et une forme régulière)
3. Latate (Lancéolé, rhomboïdale ou triangulaire).
4. Lyré ou penné (lobes avec des grands segments atteignant presque la nervure centrale)

**Figure 5.C :** Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Morphologie du lobe centrale » pour les feuilles tri et penta lobées (Giraldo ,2012)

### II.1.4. Morphologie de la base de la feuille (IPGRI 7.3.7)

Ce paramètre est déterminé en fonction des critères représentés dans la Figure 5.D. Les formes des bases décurrentes et tronquées sont les types de feuilles sans déversement de la base, alors que les feuilles avec un déversement présentent des bases calcariformes et cordiformes.



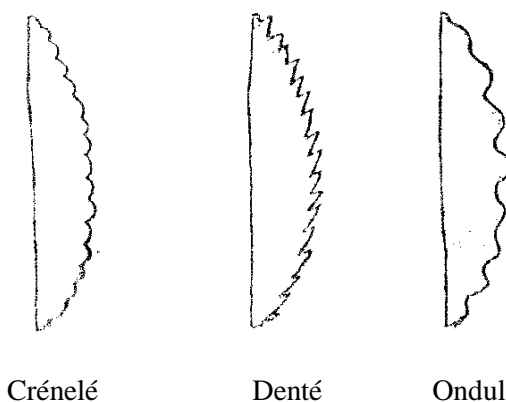
1. Décourante
2. Tronquée
3. Cordiforme
4. Calcariforme
5. Calcariforme ouverte

**Figure 5.D:** Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « morphologie de la base de la feuille » (Giraldo, 2012)

### II.1.5. Dentition de la feuille (IPGRI 7.3.13)

Ce paramètre est déterminé suivant la figure 5.E

- 1 crénelé
- 2 denté
- 3 finement crénelé
- 4 ondulé



Crénelé

Denté

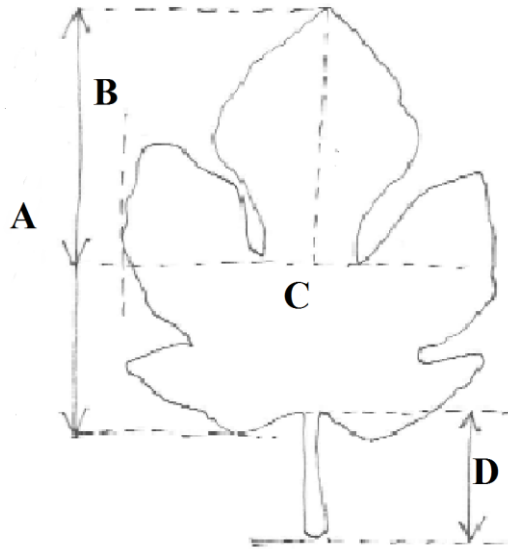
Ondulé

**Figure 5.E:** Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Morphologie de la dentition de la feuille »

### II.1.6. Dimension de la feuille

Ce paramètre est déterminé en mesurant la longueur et la largeur de la feuille, du lobe centrale et la longueur du pétiole.

- A : longueur de la feuille
- B : longueur du lobe centrale
- C : largeur de la feuille
- D : longueur du pétiole



**Figure 5.F :** Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « Dimension de la feuille »

### II.1.7. Degré de lobation ou d'incision de la feuille (IPGRI 7.3. 6)

Ce paramètre se calcule comme suit : la longueur du lobe central/ la longueur de la feuille.

- 0 Pas de lobation de feuille
- 1 Légère lobation (valeur 0 - 0,25)
- 2 Une moyenne lobation (valeur 0,26 - 0,50)
- 3 Lobation marquée (0,51 - 0,75).
- 4 Lobation très marquée (valeur > 0,75)

### II.1.8. Densité des spicules sur la face inférieure

Elle se reconnaît par la présence de poils fins sur la face inférieure, elle est appréciée par le touché

- 0 Aucune
- 1 Clairsemé
- 2 Intermédiaire
- 3 Dense

**II.1.9. Densité des spicules sur la face supérieure**

Elle se reconnaît par la présence de poils fins sur la face supérieure, elle est appréciée par le touché.

- 0 Aucune
- 1 Clairsemé
- 2 Intermédiaire
- 3 Dense

**II.1.10. Surface foliaire (IPGRI 7.3.10)**

Ce paramètre est calculer comme suit : la longueur totale de la feuille x sa largeur (cm<sup>2</sup>).

- 1 Petite (<250)
- 2 Moyenne (250-400)
- 3 Grande (400-550)
- 4 Très grande (> 550)

**II.1.11. Couleur de la feuille (IPGRI 7.3.17)**

- 1 Vert clair
- 2 Vert
- 3 Vert foncé

**II.1.12. La section du pétiole (IPGRI 7.3.20)**

- 1 Rond
- 2 Aplati

**II.1.13. Couleur du pétiole (IPGRI 7.3.21)**

- 1 Vert clair
- 2 Vert
- 3 Rose
- 4 Brun ou marron

**II.1.14. Longueur du pétiole (IPGRI 7.3.21)**

- 1 court (<50 mm)
- 2 Moyen (50-80 mm)
- 3 Long (> 80 mm)

**II.1.15. Nombre de lobe associé à la forme du lobe centrale****II.1.16. Nombre de lobe associé à la forme de la base de la feuille****II.2. Paramètres du fruit**



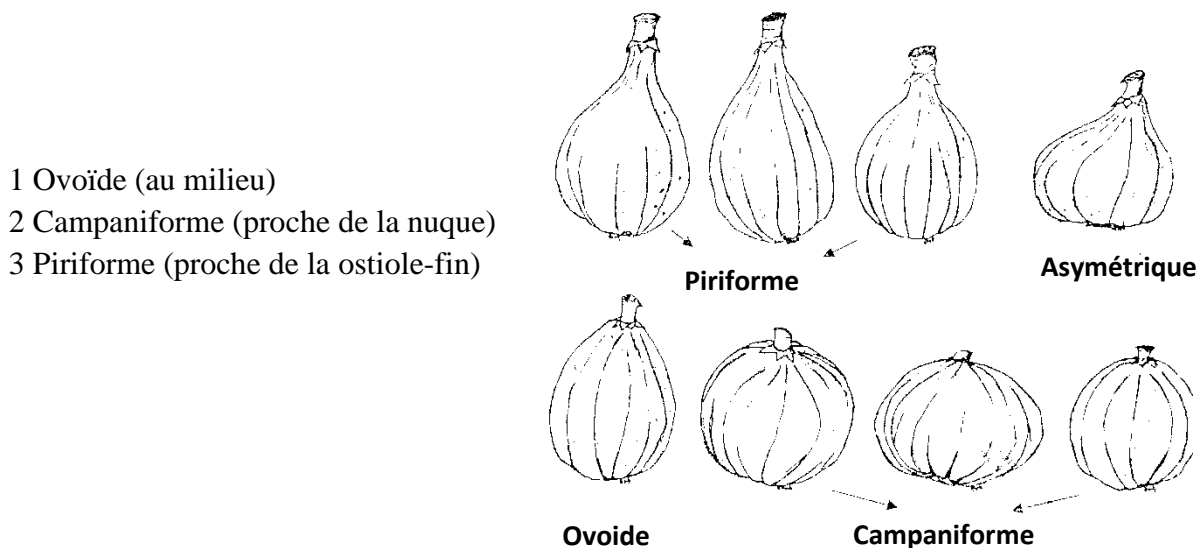
Au total 25 fruits par arbre ont été analysés. La description de la couleur a été faite de manière visuelle.

### II.2.1. La forme du fruit (IPGRI 7.4.1)

La forme a été définis en fonction de l'indice (Largeur/ Longueur)= I.

- 1 Oblong (I < 0,9)
- 2 Globuleux (I = 0.9-1.1)
- 3 Oblate (I > 1,1)

### II.2.2. La forme du fruit en fonction de l'emplacement de la largeur maximale



**Figure 5.G:** Représentation schématique des critères utilisés pour déterminer la variable « forme du fruit » (Giraldo, 2012)

### II.2.3. La symétrie du fruit (IPGRI 7.4.10)

Ce paramètre est déterminé en fonction d'un axe de symétrie longitudinal (**Figure 5.H** )

- 1 symétrique
- 2 asymétrique

### II.2.4. Forme de l'apex (IPGRI 7.4.3)

Ce caractère est déterminé suivant la figure 5.H

- 1 Plat (Tronqué)
- 2 Arrondi
- 3 pointu (conique)



**Figure 5.H:** Représentation schématique des caractères pour déterminer la variable « forme de l'apex » (IPGRI, 2003)

### II.2.5. Longueur du fruit (IPGRI 7.4.7)

Ce caractère est mesuré et codé comme suit :

- 1 Courte (29-46 mm)
- 2 Moyenne (29-54 mm)
- 3 Longue (54-75 mm)
- 4 Très longue > 75 mm

### II.2.6. Largeur du fruit (IPGRI 7.4.6)

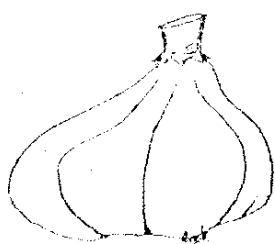
Ce caractère est mesuré et codé comme suit :

- 1 petite (28-38 mm)
- 2 Moyenne (38-49 mm)
- 3 Grande (50-60 mm)
- 4 Très grande > 60 mm

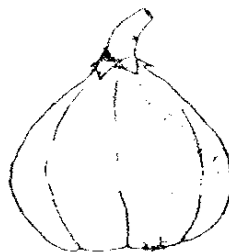
### II.2.7. La forme du pédoncule (IPGRI 7.4.15)

Ce paramètre est déterminé suivant la figure 5.I

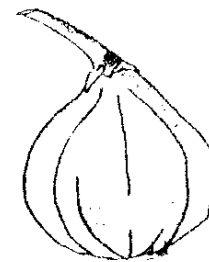
- 1 Légèrement allongé
- 2 Long et mince
- 3 Court et épais



Court et épais



Légèrement allongé



Long et mince

**Figure 5.I:** Représentation schématique des caractères pour déterminer la variable « forme du pédoncule » (Giraldo, 2012)

### II.2.8. Couleur de la surface de la peau des fruits (IPGRI 7.4.26)

Ce paramètre est établi en fonction de la couleur qui est répartie dans plus de 50% de la surface totale du fruit.

- |   |                 |
|---|-----------------|
| 1 Noir                                  | 5 Vert Clair    |
| 2 Violet                                | 6 vert jaunâtre |
| 3 Marron ou Brun (Cuivre, violet clair) | 7 Jaune         |
| 4 Vert                                  |                 |

**II.2.9. Bandes régulière (IPGRI 7.4.27.1)**

Ceux sont des bandes longitudinales qui apparaissent d'une manière périodique le long de surface du fruit (striées).

- 0 Absence
- 1 Jaune
- 2 Vert
- 3 Mauve

**II.2.10. Tache irrégulière (IPGRI 7.4.27.2)**

Ceux sont des taches isolées, sans distribution uniforme, souvent provoquées par une maturation échelonnée du fruit de la base au pédoncule, ou bien suite au frottement avec une feuille ou encore en ayant reçu moins d'intensité lumineuse.

- 0 Absence
- 1 Jaune
- 2 Vert
- 3 Mauve

**II.2.11. Couleur de formation dans la chaire (IPGRI 7.4.35)**

C'est un paramètre important pour la commercialisation et qui influence la qualité de la pulpe. Il a été caractérisé en réalisant des coupes transversales du fruit.

- 0 Aucune
- 3 Coloration claire
- 5 Couleurs intenses de formation

**II.2.12. Couleur de la pulpe (IPGRI 7.4.32)**

- 1 Blanche
- 2 Ambré (un peu foncé ou brun clair)
- 3 Rose
- 4 Rouge
- 5 Rouge foncé

**II.2.13. Quantité de lenticelle**

Ceux sont les petites taches qui se forment sur la peau du fruit

- 0 Rare
- 1 Intermédiaire
- 2 Intense

---

## **Chapitre 3**

# **CARACTERISATION MOLECULAIRE**

---

## CHAPITRE 3 : ANALYSE MOLECULAIRE

Les manipulations en biologie moléculaire ont été effectuées en premier lieux au laboratoire de biologie moléculaire du Centre National de Recherche en Biotechnologie, en utilisant la méthode de génotypage classique basée sur la séparation des allèles amplifiés par PAGE<sup>1</sup>.

La seconde partie des manipulations a été réalisé au laboratoire de fruiticulture à la station expérimentale de l'Institut d'Horticulture Subtropicale et Méditerranéenne La Mayora – Malaga-Espagne en utilisant des Kit d'extraction et d'amplification ainsi qu'un automate pour le génotypage.

### 1. Extractions de l'ADN génomique

#### 1.1. Extraction par CTAB et purification de l'ADN extrait

Les premiers ADN ont été obtenus par la méthode d'extraction développée par Doyle et Doyle (1987) et modifiée par Benbouza et al (2006a), mais sans l'utilisation du charbon actif. Les feuilles matures fraîches ont, d'abord, été séchées à 27°C dans une étuve pendant 5 jours, elles ont, ensuite, été broyées par le tissu lyzer pendant 30 min. Par la suite, 0.1g de feuilles broyées ont été utilisées pour l'extraction d'ADN, résumée ci-dessous en trois principales étapes : (1) isolation de l'ADN avec du CTAB<sup>2</sup> 2%, (2) élimination des protéines par le CIA<sup>3</sup> (24 :1) et (3) la précipitation de l'ADN avec de l'isopropanol. L'ADN obtenu a été dilué dans 200 µl de tampon TE<sup>4</sup> et traité avec de la RNase (1µl/ 100µl d'ADN). La concentration et la pureté de l'ADN extrait ont été mesurées par le spectrophotomètre Nanodrop 8000 (Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Même si la concentration de l'ADN était élevée la pureté de ce dernier était très faible et le rendait non amplifiable. Afin de résoudre ce problème, un protocole de purification de l'ADN déjà extrait à partir de la méthode décrite précédemment a été développé. La méthode est basée principalement sur l'utilisation d'un tampon de purification fait à partir d'une forte concentration de PVP<sup>5</sup> et de NaCl (contenant 4% de PVP, 1M TRIS, 0.2M EDTA<sup>6</sup>, 5M NaCl) et est décrit comme suit :

- 1- Ajouter 400 µl de tampon PVP 4% à l'ADN extrait ;

---

<sup>1</sup> Polyacrylamide Gel Electrophoresis

<sup>2</sup> Cetyltrimethyl Ammonium Bromide

<sup>3</sup> Chloroform Isoamyl alcohol

<sup>4</sup> Tris-EDTA

<sup>5</sup> Polyvinylpyrrolidone

<sup>6</sup> Éthylènediaminetétraacétique

- 2- Vortex er puis incubé à T° ambiante pour 15-30 min,
- 3- Ajouter 400µl de CIA (24:1);
- 4- Mélanger par inversion pendant 1 min puis centrifuge pour 15 min à 13 000 rpm ;
- 5- Collecter la phase supérieure et répéter l'étape CIA ;
- 6- Ajouter 240 µl d'isopropanol, mixer par inversion Durant 10 min et laisser à -20°C pendant 1 heure,
- 7- Centrifuger à 13 000rpm pendant 5min a 4°C ;
- 8- Eliminer le surnageant et laver le pellet avec 200µl d'éthanol 70% froid ;
- 9- Enlever éliminer l'éthanol et sécher à l'air libre pendent 1 heure ;
- 10- Diluer dans 100 µl de TE ;
- 11- Conserver à 4°C durant la nuit pour une complète suspension ;
- 12- Enfin, la pureté et la concentration de l'ADN purifié ont été mesurées par un spectrophotomètre Nanodrop 8000.

## **1.2. Extraction par kit**

L'extraction de l'ADN génomique a été réalisée sur de jeunes feuilles séchées en utilisant le DNeasy Plant Mini Kit (QIAGEN, Hilden, Germany), l'extraction a été réalisée au laboratoire de fruiticulture à l'Institut d'Horticulture Subtropicale et Méditerranéenne – La Mayora- Espagne. La qualité de l'ADN a été quantifiée et vérifiée par un a Nanodrop 2000C (Thermo Scienti fic, Waltham, MA, USA). L'ADN extrait est ensuite dilué à 10 ng/µl dans du TE modifié (10 mM Tris –HCl, 0.1 mM EDTA).

## **2. Choix des marqueurs SSR**

Parmi les SSRs développés pour le génotypage du figuier dans différents travaux (Khadari et al., 2001; Giraldo et al., 2005; Ahmed et al., 2007; Achtak et al., 2009; Caliskan et al., 2012), 24 loci ont été sélectionnés sur la base de leur haut degré de polymorphisme et la bonne qualité de leurs amplification (Tableau 5.1).

**Tableau 5.1** : Liste des SSRs utilisé et leurs températures d'alignement (T°a).

SSR	Séquence	T°a	Référence
LMFC24	ACTTCTTCATATTTGGTATAGG TTCATAAACTGGTCTAAAAGA	55	Giraldo et al.,2008
LMFC30	TTGTCCGTTTCTTATACAAT TCTTTTTAGGCAGATGTTAG	55	Giraldo et al.,2008
LMFC19	CTTATGAAAACCTCGGTAGAAG AATGAATGGAAATGATCTTG	55	Giraldo et al.,2008
LMFC21	ATGTCAAAACACCAGCTCTA AAGAATAGAAAACCTGAAAAAG	55	Giraldo et al., 2008
LMFC37	AAGTACATCTTCACCATTGA ATTAAACTCTTCATTCATCAGT	55	Giraldo et al.,2008
LMFC18	CACATCCACACACCAAAGAG TACCACAGACTCACCCAATTAT	55	Giraldo et alo.,2008
LMFC23	TTTCGTGTCTCTAACGATCAAAAA CTCCCATCTCCAACCTCCATC	55	Giraldo et al.,2008
LMFC27	ATTTCTTCAACTTTTGTAATGA CCTTTTGTCTACATACATACCTTT	55	Giraldo et al., 2008
LMFC22	ATCACGATATAGGTGTTTTAAT AGACTTGTAATTTTGATTCTT	55	Giraldo et al.,2008
MFC4	CCAAACTTTTAGATACCAACTT TTTCTCAACATATTAACAGG	50	Khadari et al.,2005
LMFC31	GTAAAATGAAAATTGGAGTATT TTGAAGATATTGTTGTATGCT	55	Giraldo et al.,2008
LMFC26	ATGTTATAGTTGAGTGAGGATAA AAATAGTGGTCTTGCATGT	55	Giraldo et al.,2008
FCUP044	GCTCGCCCTTTCTAACATGGA AACTTTCATTCATTGCGGAAA	59	Bandelj et al.,2007
FCUP066	CCCTCTCGAAGAAGAAGCA CTACAGGAAATGGGCCTCAA	55	Bandelj et al.,2007
FCUP070	TTCAACTTCAACCTTCACCAA TTTGTCTAAGGAGGCTTATTGTCA	50	Bandelj et al.,2007
FCUP038	CAATGTATCATTTCATCTCACGAA AGTTCCCATGTTTGGTTACTGA	55	Bandelj et al.,2007
FM4-70	CAGATGAGGTTGACGATGTTATTG TAAACCCTCTTCAAATTCACTCTC	50	Zavodna et al.,2005
FS3-31	CATCATCCCCGTCAGAAAGTGAGG TGAGGCGGTGATGGTGATTGAAT	53	Zavodna et al.,2005
FS4-11	AAGGCAACGGGGATAAAGTATTCA CTCCGAGAGCAACTCCATCACG	55	Zavodna et al., 2005
FM1-27	GTGATTTGCGATGGCGTGGTTTA TCTTCGCTTGCTCGTCAGTCAGTGTC	50	Zavodna et al.,2005
FM4-15	ATCTTCGTCGGTATTGCTTTCACT GGAAGAGAACCCTTTTTGTATTGG	51	Zavodna et al.,2005
T06A12	CAAATGAAAAACACAAATTTGCCAAC TGCAAGTACTAATTCCTCTGCCGTG	55	Ahmed el al.,2007

### **3. Amplification et électrophorèse**

#### **3.1 Electrophorèse par automate**

Les réactions de PCR ont été réalisées dans un volume total de 15 µl contenant 16 mM (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, 67 mM Tris –HCl, pH 8.8, 0.01% Tween 20, 2 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.1 mM pour chaque dNTP, 0.4 µM pour chaque amorce, 25 ng d'ADN génomique et 0.5 Unités de BioTaq DNA polymerase (Bioline, London, UK) (Boudchicha et al., 2018). L'amplification a été effectuée dans un thermocycleur I- Cycler (BioRad Laboratories, Hercules, CA, USA) en utilisant le profile thermique suivant : une dénaturation initiale à 95°C durant 5 min, 35 cycles de 30 s à une température d'hybridation entre 55°C- 60°C (selon l'amorce) et 1 min à 72°C, et une étape d'élongation finale à 72°C durant 5 min ) (Boudchicha et al., 2018).

Les amorces sens ont été marquées par des fluorochromes D2, D3 et D4 WellRED (Sigma-Aldrich, MO, USA) sur leurs extrémités 5' et les produits de PCR ont été détectés et leurs tailles mesurées par un analyseur capillaire CEQ™ 8000 (Beckman Coulter, Fullerton, CA, USA). Les échantillons ont été dénaturés à 90°C durant 120 s, puis injectés à 2.0 kV pendant 30 s et séparés à 6.0 kV pendant 35 min. Chaque PCR et électrophorèse capillaire ont été répétées au moins deux fois pour s'assurer la reproductibilité des résultats (Giraldo et al., 2008)

#### **3.2. Amplification et électrophorèse sur gel dénaturant PAGE-Urea**

Les réactions de PCR ont été réalisées dans un volume total de 20 µl contenant 1X tampon, pH 8.8, 2 à 4 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.2 mM pour chaque dNTP, 0.4 µM pour chaque amorce, 50 ng d'ADN génomique et 1 Unités de Taq DNA polymerase (Invitrogen, CA, USA). L'amplification a été effectuée dans un thermocycleur 1000C (BioRad Laboratories, CA, USA) en utilisant le profile thermique suivant : une dénaturation initiale à 95°C durant 5 min, 35 cycles de 30 s à une température d'hybridation entre 55°C- 60°C (selon l'amorce) et 1 min à 72°C, et une étape d'élongation finale à 72°C durant 5 min. Les amorces utilisées ne sont pas marquées et sont donc non fluorescentes. (Boudchicha et al., 2018)

Les produits PCR ont ensuite été séparés sur gel dénaturant en polyacrylamide (PAGE- Urea) 6% contenant : 6 % de solution d'acrylamide/Bis-acrylamide, 6M de Urée et du tampon TBE 1X . Le



gel est ensuite coulé horizontalement sur des plaques prétraitée avec du Bind silane<sup>7</sup> et du Repel Silane<sup>8</sup> permettant l'adhérence du gel sur la face de la plaque pleine et sa répulsion par la face de la plaque encoche, respectivement. Les échantillons sont d'abord dénaturés à 95°C avec du formamide pour homogénéiser les fragments amplifiés puis déposés et séparés durant 2h à 300 V. Un marqueur de taille d'ADN le DNA Ladder 10 pb (Invitrogen, CA, USA) pour gel dénaturant a été utilisé pour la lecture des tailles des fragments séparés. Enfin, la révélation des fragments a été faite à partir du protocole de Benbouza et al (2006b) en utilisant du Nitrate d'argent. L'identification des tailles des fragments a été faite par le logiciel ImageLab (Biorad Laboratories, CA, USA) en utilisant le GelDoc<sup>TM</sup> XR (Biorad Laboratories, CA, USA).

---

<sup>7</sup> Solution préparée avec du PropylMetacrylate, d'éthanol absolu et d'acide acétique

<sup>8</sup> Solution préparée avec du Dimethylchlorosilane et du chloroforme

---

**Chapitre 4**  
**ANALYSES MORPHOLOGIQUE ET**  
**MOLECULAIRE**

---

## CHAPITRE 4 : ANALYSES DES DONNEES MORPHOLOGIQUES ET MOLECULAIRES

### 1. Analyse des variables quantitatives

L'analyse de la relation entre des variables quantitatives (dites variables dépendantes) avec des variables qualitatives (dites variables indépendantes) est basée sur la comparaison des variances entre les groupes (variables indépendantes) ou appelée ANOVA<sup>1</sup>. Tous les paramètres quantitatifs étudiés ont été analysés par le logiciel SPSS 11.0 :

- 1- L'ANOVA est basée sur la crédibilité de deux hypothèses : la première est que les échantillons étudiés sont tirés d'une population qui suit une loi normale ; la deuxième hypothèse est l'homogénéité des variances ou encore appelé l'homoscédasticité, cela veut dire que les variances des échantillons analysés sont toutes égales. Pour ce faire deux test sont effectués, le test de Kolmogorov-Smirnov (K-S) et le teste de Levene, respectivement.
- 2- Une analyse descriptive pour chaque variable a été entreprise.
- 3- L'analyse de la variance à un facteur (ANOVA1) va consister à chercher le rapport de la variance entre les groupes et la variance à l'intérieur des groupes, la valeur de ce rapport est appelé F. Le seuil de signification va permettre d'évaluer l'existence d'une différence significative entre les accessions (arbres) et entre les cultivars.
- 4- Les variables ne présentant pas de différence significative seront écartées des analyses ultérieures.
- 5- Une ACP<sup>2</sup> est ensuite réalisé sur les variables retenues, c'est une analyse qui permet de synthétiser l'information et la réduction des dimensions, elle va permettre de regrouper les variables les plus corrélées en composantes principales. La sélection de ses dernières est basée sur leur valeur propre supérieure ou égale à 1.
- 6- Enfin, une analyse UPGMA<sup>3</sup> est réalisée avec les composantes sélectionnées. Elle permet de regrouper les variétés selon leur ressemblance en utilisant une matrice de corrélation avec le coefficient de *Pearson*.

---

<sup>1</sup> Analyse de la variance

<sup>2</sup> Analyse en composante principale

<sup>3</sup> Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean, c'est un algorithme destiné à la construction d'arbre phylogénétique.

## 2. Analyse des variables qualitatives

L'analyse de la variabilité morphologique des caractères qualitatifs des fruits et des feuilles a été basée sur la méthode suivie par Giraldo et al (2010). Le logiciel SPSS 11.0 a été utilisé pour l'analyse statistique en suivant des étapes consécutives :

1. La codification des variables qualitatives et l'obtention d'estimation descriptive uni-variée avec les valeurs modèles pour chaque caractère.
2. L'élaboration de la table des fréquences ou la tables de contingence pour approfondir la description statistique des catégories de variables. Etant donné que le degré de relation existant entre la variable variété et le reste des catégories de variable étudiées ne peut être établi avec la simple observation des fréquences obtenues dans la table, l'étude d'une mesure d'association avec le test de signification correspondant a été utilisée.
3. Le teste du Khi deux ( $X^2$ ) proposé par *Pearson* (1911), permet de contester l'hypothèse que les catégories de variables (variable- variété) sont indépendants. Ce teste mesure l'écart entre les valeurs observées et attendues en comparant les fréquences observées avec celles attendues. Lorsque deux critères de classification sont indépendants, la fréquence attendue est estimée comme suit :

(Fréquence attendue)<sub>ij</sub> = (total de la ligne *i*) x (total de la colonne *j*) / n° total de cases

(*i* et *j* réfèrent à n'importe quelle ligne et colonne, *ij* réfère à n'importe quelle case). Après avoir obtenu les fréquences attendues pour chaque case, le  $X^2$  se calcule comme suit :

$$X^2 = \sum \sum (n_{ij} - m_{ij})^2 / m_{ij}$$
 ( $n_{ij}$  est la fréquence observée et  $m_{ij}$  est la fréquence attendue). Quand les variables sont totalement indépendantes le  $X^2$  sera égale à 0, plus sa valeur est élevé plus l'écart entre les fréquences observées et attendues sera élevé. Le teste  $X^2$  suit le modèle de distribution de probabilité  $X^2$  avec les degrés de liberté résultant de la multiplication suivante : DDL = (C-1) (L-1) (C : le nombre de colonne et L : le nombre de ligne).

Si les données sont compatibles avec l'hypothèse de l'indépendance, la probabilité associée au test  $X^2$  est élevé (>0.05) ; si la probabilité est très petite (<0.05), on considère alors que les données sont incompatibles avec l'hypothèse de l'indépendance et que la variable étudiée est dépendante de la variété.

4. La probabilité de dépendance entre les variables et les variétés est soit réelle ou bien due au hasard. Le coefficient de contingence basé sur le test du  $X^2$  permet de minimiser l'effet

de la taille de l'échantillon sur la quantification du degré d'association, le coefficient de

contingence est défini comme suit :  $C = \sqrt{\frac{X^2}{(X^2+n)}}$   $n$  : la taille de l'échantillon

Pour sélectionner les variables les plus dépendantes, il est nécessaire de standardiser le coefficient  $C$ , en prenant compte le nombre maximal de lignes et de colonnes de sorte que :  $C_s = C / L$  où le  $C_s$  : coefficient de contingence standardisé

$$L = \sqrt{\frac{(k-1)}{k} \times \frac{(r-1)}{r}}$$

où  $k$  : le nombre de ligne et de colonne  
 $r$  : le nombre de ligne

5. La sélection des variables est basée sur le degré de relation existant entre les variables et les variétés. La force de l'association est classée suivant la description de Blaikie (2003) :

0	Aucune
0,01-0,09	Négligeable
0,1-0,29	faible
0,3-0,59	Modéré
0,6-0,74	Forte
0,75-0,99	Très forte
1	Parfaite

Dans notre étude, seules les valeurs  $\geq 0,75$  et qui présente une association très forte à parfaite seront sélectionnées.

6. Une fois les variables sélectionnées, en fonction de leur degré d'association, le nombre de catégories des variables sera aussi réduit à ceux qui sont très liés aux variétés grâce à la prémisse du teste du  $X^2$  qui établit que la plupart des occurrences attendues (fréquences théoriques) d'un tableau croisé doivent être supérieures ou égales à 5 et aucune occurrence attendue ne doit être inférieure à 1.
7. Après avoir sélectionné les variables et les catégories les plus dépendantes du type de variété, on procède à une étude ACP. Essentiellement pour réorganiser l'ensemble de données contenant des variables corrélées, en petits groupes de composantes. On retient pour l'analyse les premières composantes principales ayant des valeurs propres supérieures à l'unité (1) et qui prennent en compte la majeure partie de la variation observée (Husson et al., 2009). La détermination, pour chaque composante principale, des variables qui y sont

fortement corrélées permet de ressortir les variables qui contribuent le plus à la variabilité au sein de chaque composante principale dans un plan donné. L'analyse en composantes principales a été appliquée sur la matrice des corrélations, obtenue à partir de l'ensemble des vingt-six variables qualitatives transformées en quantitatives et mesurées sur les huit cultivars ayant fait l'objet de cette étude. La projection de l'ensemble des individus sur les plans des principaux axes permet d'apprécier leur dispersion et de mieux comparer la variabilité entre eux.

8. Enfin l'analyse des regroupements avec les composantes principales sélectionnées permet de regrouper les variétés selon leurs similitudes donnant un dendrogramme moyennant l'analyse UPGMA. Le degré de similitude est calculé suivant le coefficient de *Pearson*.

### 3. Analyse de la variabilité moléculaire

#### 3.1. Indices de la diversité génétique

Afin d'évaluer la diversité génétique et le degré informatif des SSR utilisés, plusieurs index génétiques ont été calculés :

- 1- *Le nombre d'allèles par locus et la fréquence allélique* qui est la fréquence ou l'occurrence d'un allèle particulier dans une population.

*L'hétérozygotie* : L'hétérozygotie observée ( $H_o$ ) et attendue ( $H_e$ ) ont été calculées sous l'hypothèse de Hardy-Weinberg ;  $H_o$  : calculée comme le nombre d'hétérozygotes observés sur le nombre total de génotypes analysés pour chaque locus ; ( $H_e$ ) : et la probabilité qu'un individu soit hétérozygote pour un locus donné, elle est calculée comme suit  $H_e = 1 - \sum p_i^2$ , où  $p_i$  est la fréquence de l'allèle  $i$  pour le cultivar (Nei, 1973).

- 2- *Le nombre efficace d'allèles*:  $N_e = 1 / (1 - H_e)$ , est le nombre d'allèles possédant des fréquences égales. Il est soit égale ou inférieur au nombre d'allèles observés (Kimura et Crow, 1964).

- 3- *Indice de fixation de Wright (F)*: Ce paramètre mesure l'écart entre hétérozygotie  $H_o$  et l'hétérozygotie attendue  $H_e$  d'une population d'individus à l'écart de l'équilibre de Hardy Weinberg, il est calculé comme suit :  $F = 1 - H_o / H_e$  (Wright, 1965). Sa valeur varie de -1 à +1 et permet de connaître le déficit en hétérozygotes.  $F$  est positif quand la population présente un déficit en hétérozygotes par rapport à l'équilibre panmictique et négative dans

le cas contraire. Un certain nombre de facteurs contribuent à cet écart comme la consanguinité, la dérive, la sélection, la différenciation génétique, etc.

- 4- *La fréquence des allèles nuls (r)*: Les allèles nuls sont des allèles qui ne sont pas amplifiés par PCR et donc ne sont pas détectés avec des marqueurs codominants et quand les génotypes sont homozygotes pour un locus. Ils abaissent l'hétérozygotie en surestimant la fréquence d'autres allèles et faussent par conséquent les mesures de la diversité génétique d'une population (Chapuis et Estoup. 2007).
- 5- *La probabilité d'identité* :  $PI = 1 - \sum p_i^2 + \sum \sum (2p_i p_j)^2$ , où  $p_i$  et  $p_j$  sont les fréquences des allèles  $i$  et  $j$ , respectivement. Elle correspond à la probabilité de deux génotypes partageants les même allèles (Paetkau et al., 1995). La probabilité totale d'identité, définie comme la probabilité que deux cultivars partageants le même profil génétique par chance, elle est calculée à partir des valeurs individuelles PI.

Tous ces paramètres ont été calculés en utilisant les logiciels POPGENE 1.31 (Yeh et al., 1997) et IDENTITY 1.0 (Wagner et Sefc, 1999).

- 6- *Le 'Polymorphic information content (PIC)* : Cet indice a été introduit pour la première fois par Botstein (1980). Il permet de donner une appréciation sur l'information que peut donner un marqueur sur l'hétérozygotie. Plus le marqueur est polymorphe, plus la fréquence des hétérozygotes à ce locus est élevée et par conséquent plus ce marqueur sera utile pour les analyses de parenté et de sélection génétique. Plus simplement, c'est la probabilité qu'un individu soit hétérozygote à un locus. il est calculé par la formule suivante :

$$PIC = 1 - \sum_{i=1}^n p_i^2 - \sum_{i=1}^n \sum_{j=i+1}^n 2p_i^2 p_j^2$$

### 3.2. Distance génétique entre les variétés et arbre phylogénétique

Dans le but d'analyser les relations génétiques entre les accessions de figuier, les fragments amplifiés avec différentes tailles, considérés comme des allèles différents, ont été notés comme présents ou absents pour générer un ensemble de donnée binaire. La proportion des fragments amplifiés similaires a été utilisée pour obtenir une matrice de similarité basée sur le coefficient de Jaccard et un dendrogramme a été construit en utilisant l'UPGMA (Nei and Li, 1979). Le coefficient de la corrélation cophenetique a été estimé en comparant avec le test de Mantel la matrice cophenetique obtenue à partir du dendrogramme avec la matrice de similarité originale.

Toutes ses analyses ont été réalisées par le logiciel NTSYSpc 2.11 (Exeter Software, Setauket, NY). Les valeurs du Bootstrap ont été obtenues à partir de 2000 répétitions avec le logiciel TREECON 1.3b (Van DePeeretDeWachter, 1994).

### **3.3. Structuration de la diversité génétique**

Le but de cette analyse est de découvrir si la population étudiée est subdivisée en niveau hiérarchique, autrement dit en deux ou plusieurs sous populations se regroupant par des profils génétiques semblables.

Il s'agit d'un modèle hiérarchique bayésien qui constitue la base de nombreuses méthodes actuelles. Le modèle de STRUCTURE suppose l'existence de K populations (non prédéfinies), et chacune d'entre elles est caractérisée à chaque locus par un ensemble de fréquences alléliques. L'objectif de STRUCTURE est d'estimer conjointement les fréquences alléliques au sein des différentes populations et les coefficients d'appartenance ou de métissage des individus pour chaque population. Pour cela l'algorithme estime la distribution jointe de ces variables à l'aide d'une méthode de Monte Carlo par chaîne de Markov (Markov chain Monte Carlo, MCMC) en supposant l'équilibre de Hardy-Weinberg et le déséquilibre de liaison entre loci à l'intérieur des populations. STRUCTURE cherche donc à créer des populations afin de minimiser l'écart à l'équilibre de Hardy-Weinberg au sein de chacune d'elles.

Le programme a été lancé avec un nombre de K (nombre de populations) entre 1 et 10 avec le model 'admixture' et 10 répétitions par K. Chaque exécution a été appliquée avec un 'burn-in period' de 10,000 suivis par 100,000 'Monte Carlo Markov Chain' répétitions pour estimer la proportion des pools génétiques pour chaque individu (Q). Après les premiers résultats, on a opté pour relancer l'analyse en utilisant les groupes générés par UPGMA à fin de sélectionner la meilleure valeur de K. L'algorithme de Evanno (Evanno et., 2005) a été calculé pour déterminer le nombre optimum de population avec le logiciel STRUCTURE harvester (Earl et vonHoldt, 2012). Pour minimiser la variabilité à travers toutes les réplifications de la valeur K sélectionnée, le programme CLUMPP V1.1 (Jakobson et Rosenberg, 2007) a été utilisé pour générer une seule matrice Q puis visualiser avec un programme en ligne STRUCTUREPLOT (Ramsarry et al., 2014). Enfin, l'analyse de la variance moléculaire (AMOVA) a été réalisée en utilisant Arlequin (Excoffier et al., 2005) entre et à l'intérieur des groupes générés par STRUCTURE à fin de confirmer l'existence d'une structuration hiérarchique en calculant les F-statistique :  $F_{IS}$ ,  $F_{IT}$  et  $F_{ST}$ .



$F_{IS}$  = Le coefficient de consanguinité représente la variabilité des individus relatifs aux sous populations et mesure la réduction de l'hétérozygotie due à des croisements non aléatoires au sein des sous populations. Il varie entre -1 et 1

$$F_{is} = \frac{H_e - H_o}{H_e}$$

$F_{IT}$  = Représente la variabilité entre les individus par rapport à la population totale. Cette statistique prend en compte l'effet des croisements non aléatoires au sein des sous populations et la différenciation génétique entre les sous populations. Il varie entre -1 et 1

$$F_{it} = \frac{H_t - H_o}{H_t}$$

$F_{ST}$  = Représente la variabilité entre les sous population par rapport à la population totale. Il mesure la différenciation génétique (hétérozygotie) qui est distribuée entre les sous populations. Sa valeur varie entre 0 et 1.

$$F_{st} = \frac{H_t - H_e}{H_t}$$

### **3.4. Comparaison entre les variétés algériennes et une collection espagnole de figuier**

Dans le but de détecter les relations entre les variétés algériennes de figuier et celle des pays avoisinants, l'analyse de 77 accessions de figuier Algérien avec 104 accessions de figuier appartenant à la collection Badajoz en Espagne issus d'origine géographique différentes ont été analysés avec 6 marqueurs SSR (LMFC18, LMFC19, LMFC24, LMFC21, LMFC30 et MFC4). L'analyse UPGMA (Nei et Li, 1973) a été entreprise avec le coefficient le plus élevé. L'AMOVA a été réalisé sur les deux populations pour connaître leur degré de différenciation et à fin déceler les niveaux de la variabilité.

**PARTIE III**  
**RESULTATS ET DISCUSSION**

---

**Chapitre 1**

**MISE AU POINT D'UN PROTOCOLE DE LA  
PURIFICATION DE L'ADN**

---

## **CHAPITRE 1 : MISE AU POINT DU PROTOCOLE DE LA PURIFICATION DE L'ADN EXTRAIT A PARTIR DE FEUILLE MATURES SECHES DE FIGUIER**

### **1. Préambule**

Le figuier est connu pour son utilisation dans l'industrie pharmacologique et cosmétique grâce à sa riche composition en polyphénols et en métabolites secondaires.

Obtenir de l'ADN de bonne qualité à partir de plante récalcitrante ou riche en métabolites secondaires constitue un obstacle pour plusieurs techniques de biologie moléculaire (génotypage, construction de banque d'ADN, séquençage, analyse PCR). En effet, les polyphénols interagissent de manière irréversible avec l'ADN et rendent sa couleur brun à marron, tandis que les polysaccharides tendent à se précipiter avec l'ADN en le rendant visqueux non amplifiable (Demeke et Adams, 1992), non digestible (Do et Adam, 1992) et souvent dégradé (John, 1992).

Dans le but de remédier à ce problème, plusieurs modifications ont été apportées au protocole d'extraction CTAB originaire de Doyle et Doyle (1987), mais cet objectif est plus ardu lorsque la disponibilité du matériel végétale est conditionnée par les stades phénologiques de la plante et par l'utilisation de réactifs performants coûteux.

Dans ce travail, nous avons développé un protocole qui permet la purification de l'ADN génomique déjà extrait à partir de feuille mature de figuier selon le protocole de Doyle & Doyle (1987) avec les modifications de Benbouza et al (2006a) mais sans l'utilisation de charbon actif. L'ADN purifié a été amplifié avec succès par des marqueurs SSR. Ce protocole est efficace, pas coûteux et assure une bonne qualité et quantité d'ADN génomique.

### **2. Quantification de l'ADN**

La mesure de l'absorbance par un spectrophotomètre va inclure l'absorbance de toutes les molécules se trouvant dans un échantillon qui absorbent les longueurs d'ondes d'intérêt. Deux ratios permettent de mesurer la pureté des acides nucléiques :

Le ratio  $A_{260/280}$  : Le ratio d'absorbance à 260 nm et 280 nm est utilisé pour évaluer la pureté de l'ADN. Un ratio de 1.8 à 2 est généralement acceptable pour dire que l'ADN est pur. Si par contre le ratio est inférieur à 1.8, cela indique la présence de protéines, de phénols ou d'autres contaminants qui absorbent à 280 nm.

Le ratio  $A_{260/230}$  : Ce ratio est utilisé comme une deuxième mesure de la pureté de l'acide nucléique. Lorsque le ratio est compris entre 2 et 2.2, il indique une bonne pureté de l'ADN. Des valeurs supérieures ou inférieures à cette marge, il indique la présence de contaminants qui absorbent à 230 nm tels que l'EDTA, les phénols, chloroforme et les carbohydrates (sucres).

Les concentrations et la pureté de l'ADN extrait et purifié sont illustrées dans le tableau 5.2. Les cultivars utilisés sont Roudane (cultivar 1), Bakor Blanc (cultivar 2), Zreka (cultivar 3), Bakor Noir (cultivar 4) et Elfessi (cultivar 5). Les résultats de l'extraction et de la purification ont été comparés avec ceux obtenu par le Kit commercial (DNeasy Plant Mini Kit) de Qiagen, utilisé ici comme control. Les résultats montrent qu'une forte concentration de l'ADN a été obtenue après la première étape d'extraction, elle atteint par exemple une valeur de 1433 ng/ $\mu$ l pour le cultivar 1. Tandis que la pureté représentée par la valeur 260/280 est inférieure à 1.8 pour les ADN des cultivars 1, 2, 4 et 5, ce qui indique la présence de phénols, protéines ou d'autres contaminants qui absorbent à 280 nm. Contrairement, l'étape de la purification de l'ADN améliore nettement la qualité de l'ADN extrait, mais réduit pour la plupart des échantillons fortement sa concentration (Tableau 5.2).

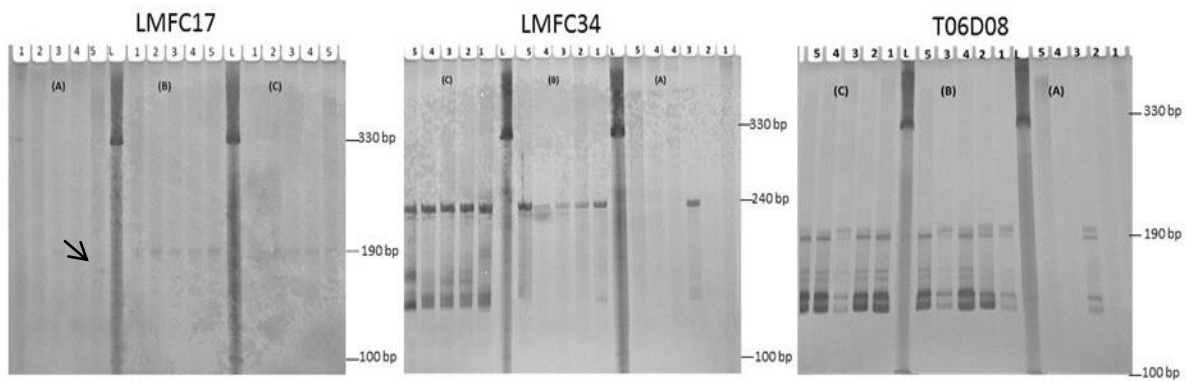
Le deuxième ratio 260/230, souvent non utilisé, montre des valeurs hors de la marge 2- 2.2 même après l'étape de purification. Ce qui peut être expliqué, en partie, par un excès d'ARN lorsque  $A_{206/230} > 2.2$  et la présence de contaminant qui absorbent à 230nm quand  $A_{260/230} < 2$ . Selon certain auteurs (Ramos-Gómez et al., 2014 ; Costa et al., 2010; Muzzalupo et al., 2007) les ratios  $A_{260/280}$  et  $A_{260/230}$  ne sont pas forcément corrélés avec l'amplification de l'ADN. En effet, l'ADN extrait à partir de différents huiles végétales amplifie même avec des ratios d'absorbance très inférieurs à leur limite. De plus, les molécules qui absorbent à 230nm sont couramment utilisées lors de l'extraction d'ARN tels que le Trizol ou le Phenol, or, dans notre cas, ils n'ont ni été utilisés pour l'extraction ni pour la purification. La diminution du ratio  $A_{260/230}$  est probablement due à l'activité de la RNase qui est plus active sur un ADN moins concentré avec un ratio  $A_{260/280}$  plus élevée.

**Tableau 5.2:** Concentrations et pureté de l'ADN après extraction et purification.

<b>Concentration (ng/μL)</b>	<b>Cultivar 1</b>	<b>Cultivar 2</b>	<b>Cultivar 3</b>	<b>Cultivar 4</b>	<b>Cultivar 5</b>
CTAB	1433.00	704.40	185.70	316.50	516.80
Purification	442.80	322.50	36.05	698.70	552.30
Commercial	33.61	25.90	41.69	42.23	26.82
<b>Ratio A260/A280</b>	<b>Cultivar 1</b>	<b>Cultivar 2</b>	<b>Cultivar 3</b>	<b>Cultivar 4</b>	<b>Cultivar 5</b>
CTAB	1.29	1.49	1.93	1.51	1.68
Purification	1.70	1.66	1.98	1.73	1.80
Commercial	1.70	1.60	1.67	1.68	1.59
<b>A260/A230</b>	<b>Cultivar 1</b>	<b>Cultivar 2</b>	<b>Cultivar 3</b>	<b>Cultivar 4</b>	<b>Cultivar 5</b>
CTAB	2.81	0.87	2.65	1.46	1.37
Purification	0.97	0.74	0.26	0.80	1.03
Commercial	0.84	1.05	0.83	0.54	0.57

L'électrophorégramme des amorces LMFC17, LMFC34 et de T06D08 (Figure 6) montre que seul l'ADN du cultivar 3 (pureté 1.93) a amplifié pour les 3 SSR donnant des bandes entre 180 pb et 230 pb. Après l'étape de la purification, les ADN des 5 cultivars ont amplifié des bandes à 180 pb et 230 pb. Les mêmes bandes ont été rapportées pour les ADN extraits avec le Kit.

Ces résultats valident le rôle d'une forte concentration de PVP et de NaCl pour éliminer les polyphénols et les polysaccharides. Lodhi *et al.* (1994), ont rapporté une diminution des polyphénols en utilisant au cours de l'extraction du PVP. En effet, ce dernier forme un complexe en se liant par des ponts hydrogènes avec les composés phénoliques ce qui permet de les séparer de l'ADN par une simple centrifugation (Barzegari *et al.* 2010). Les polysaccharides sont connus pour être difficiles à séparer de l'ADN et sont considérés comme des inhibiteurs de la polymérase, ligase et les endonuclease de restriction. En utilisant une forte concentration de NaCl, la solubilité des polysaccharides augmente ce qui réduit leur co-précipitation avec l'ADN (Piccolo *et al.*, 2010). Ce protocole bien que long à réaliser (extraction puis purification) permet d'obtenir de l'ADN de bonne qualité et surtout amplifiable. Son efficacité a été testée sur d'autre espèce en donnant des résultats positifs (la fève *Vicia faba* L, la courgette *Cucurbita pepo* et l'abeille *Apis mellifera*).



**Figure 6:** Electrophorégramme des produits SSR 5LMFC17, LMFC 34 et T06D08) coloré par le nitrate d'argent (A) Extraction CTAB, (B) ADN Purifié après extraction CTAB, (C) Extraction avec Kit (DNeasy Plant Mini Kit) de Qiagen, 1: cultivar Roudane, 2: cultivar Bakor blanc, 3: cultivar Zreka, 4: cultivar Bakor noir, 5: cultivar El fessi , L: Ladder 10 bp.

---

## **Chapitre 2**

# **RESULTATS DE LA CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE**

---

## CHAPITRE 2: ANALYSE MORPHOLOGIQUE

### I. Etude de la variabilité des caractères morphologiques quantitatifs

#### I.1. Analyse descriptive

Les analyses descriptives des variables feuille, figue-fleurs et figue d'automne sont représentées dans les tableaux (6.1, 6.2, 6.3). La moyenne, l'écart type (SD) ainsi que le coefficient de variation sont calculés à fin de déterminer l'hétérogénéité des données d'une variable par rapport au cultivar. Le coefficient de variation (CV) est le rapport entre l'écart type et la moyenne, il est exprimé en pourcentage. Plus le CV est proche de 100% plus le cultivar est hétérogène pour le caractère évalué. Il permet de mesurer la dispersion des données au tour de la moyenne (Martin et Gendron, 2004).

##### I.1.1. Variable relatifs à la feuille

Les résultats des variables de la feuille montrent que le coefficient de variation est relativement faible ( $\leq 16\%$ ) pour chaque cultivar, ce qui indique que les caractères sont homogènes pour chaque cultivar et représentent donc un bon moyen pour les différencier.

**Tableau 6.1A:** Analyse descriptive de la variable longueur de la feuille

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Abiarous	19,2842	1,46567	8
Alekak	17,8548	1,20316	7
Avouacou	23,7956	1,43408	6
Bakor Blanc	19,9704	,29711	1
Roudane	17,4356	,26784	2
Zreka	19,4082	,42530	2
Hameri	15,7948	,83728	5
ElFessi	20,1833	,20901	1

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.1B :** Analyse descriptive de la variable largeur de la feuille

Cultivar	Moyenne	SD	%V
Abiarous	15,6430	,99080	6
Alekak	16,0230	,68965	4
Avouacou	21,2105	1,47629	7
Bakor Blanc	18,5968	,13875	1
Roudane	14,9067	,07513	1
Zreka	17,3883	,08282	0
Hameri	14,4400	,28478	2
ElFessi	17,5100	,26211	1

**Tableau 6.1C:** Analyse descriptive de la variable longueur du lobe centrale

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Abiarous	10,9945	,82753	8
Alekak	10,0818	,59890	6
Avouacou	11,5979	,22686	2
Bakor Blanc	11,3508	,62137	5
Roudane	9,0046	,22342	2
Zreka	9,8541	,04986	1
Hameri	10,4300	,42568	4
ElFessi	11,4733	,28361	2

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.1D:** Analyse descriptive de la variable surface foliaire

Cultivar	Moyenne	SD	%V
Abiarous	303,5529	42,56447	14
Alekak	288,8286	32,74908	11
Avouacou	511,0173	61,65875	12
Bakor Blanc	374,2531	7,32100	2
Roudane	261,6154	3,49334	1
Zreka	338,6375	6,33450	2
Hameri	228,1933	15,54425	7
ElFessi	353,4400	8,61000	2



Tableau 6.1E : Analyse descriptive de la variable longueur du pétiole

Cultivar	Moyenne	SD	%V
<b>Abiarous</b>	4,8296	,70458	<b>15</b>
<b>Alekak</b>	4,9317	,45118	9
<b>Avouacou</b>	5,4001	,84709	<b>16</b>
<b>Bakor</b>	5,1698	,81622	
<b>Blanc</b>			<b>16</b>
<b>Roudane</b>	5,6822	,02874	1
<b>Zreka</b>	5,2291	,16072	3
<b>Hameri</b>	4,5000	,50000	11
<b>ElFessi</b>	7,5000	,50000	7

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

D'après les résultats obtenus il s'avère que le cultivar Hameri possède les feuilles les plus petites puisque sa surface est de 228 cm<sup>2</sup> suivie des cultivars Roudane (261 cm<sup>2</sup>) puis Alekak (288 cm<sup>2</sup>) (Tableau 6.1D). Ces mêmes cultivars possèdent les pétioles les plus courts excepté pour Roudane (Tableau 6.1E).

### I.1.2. Variables Figue d'automne

Le poids des figues d'automne varie de 15 gr pour le cultivar Hameri à 48 gr pour le cultivar Zreka. Ce dernier a enregistré la valeur la plus élevée pour la longueur de ses fruits (47mm). Quant à la valeur la plus élevée de la largeur des fruits, elle a été enregistrée chez le cultivar Abiarous (54 mm). Les coefficients de variation des caractères poids et largeur du fruit, longueur du cou et largeur de l'ostiole, ont présenté des valeurs élevées pour certains cultivars, ce qui indique l'hétérogénéité de ses variables pour certaines cultivars (Tableaux 6.2A, 6.2C, 6.2F, 6.2G). Ces fluctuations sont dues essentiellement aux conditions du milieu.

Tableau 6.2A: Analyse descriptive de la variable poids

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	39,16	1,07	3
<b>Alekak</b>	21,18	3,70	<b>17</b>
<b>Avouacou</b>	25,97	5,06	<b>19</b>
<b>Bakor</b>	24,26	7,15	
<b>Blanc</b>			<b>29</b>
<b>Roudane</b>	18,04	1,69	9
<b>Zreka</b>	48,24	4,34	9
<b>Hameri</b>	15,08	2,23	15
<b>ElFessi</b>	20,51	5,50	<b>27</b>

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

Tableau 6.2B : Analyse descriptive de la variable longueur du fruit

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	40,27	0,88	2
<b>Alekak</b>	37,49	1,80	5
<b>Avouacou</b>	38,44	2,64	7
<b>Bakor</b>	35,29	3,95	
<b>Blanc</b>			<b>11</b>
<b>Roudane</b>	31,82	1,52	5
<b>Zreka</b>	46,98	2,63	6
<b>Hameri</b>	27,68	0,83	3
<b>ElFessi</b>	33,26	3,05	9

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.2C:** Analyse descriptive de la variable largeur du fruit

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	54,78	21,27	<b>39</b>
<b>Alekak</b>	30,41	1,74	6
<b>Avouacou</b>	28,37	2,93	10
<b>Bakor Blanc</b>	32,41	2,44	8
<b>Roudane</b>	32,07	0,87	3
<b>Zreka</b>	46,68	0,82	2
<b>Hameri</b>	34,54	2,77	8
<b>ElFessi</b>	36,16	2,99	8

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.2D :** Analyse descriptive de la variable Indice

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	0,92	0,10	11
<b>Alekak</b>	1,26	0,04	3
<b>Avouacou</b>	1,40	0,04	3
<b>Bakor Blanc</b>	1,12	0,04	4
<b>Roudane</b>	1,01	0,06	6
<b>Zreka</b>	1,02	0,09	9
<b>Hameri</b>	0,82	0,06	7
<b>ElFessi</b>	0,93	0,06	6

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.2 E :** Analyse descriptive de la variable longueur du cou

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	3,71	1,06	<b>28</b>
<b>Alekak</b>	3,09	0,34	11
<b>Avouacou</b>	3,57	0,23	6

<b>Bakor Blanc</b>	3,18	0,65	<b>20</b>
<b>Roudane</b>	5,07	0,69	14
<b>Zreka</b>	7,04	1,60	<b>23</b>
<b>Hameri</b>	5,28	1,11	<b>21</b>
<b>ElFessi</b>	6,35	1,81	<b>29</b>

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.2F:** Analyse descriptive de la variable largeur de l'ostiole

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	4,34	0,27	6
<b>Alekak</b>	4,92	0,26	5
<b>Avouacou</b>	4,98	0,12	2
<b>Bakor Blanc</b>	4,85	0,77	16
<b>Roudane</b>	4,01	0,92	<b>23</b>
<b>Zreka</b>	7,49	0,41	5
<b>Hameri</b>	3,63	0,35	10
<b>ElFessi</b>	5,62	0,54	10

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.2G:** Analyse descriptive de la variable longueur du pédoncule

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
<b>Abiarous</b>	4,83	0,71	15
<b>Alekak</b>	6,25	0,97	15
<b>Avouacou</b>	2,77	0,38	14
<b>Bakor Blanc</b>	5,54	0,75	14
<b>Roudane</b>	3,70	0,34	9
<b>Zreka</b>	7,04	0,73	10
<b>Hameri</b>	3,05	0,60	<b>20</b>
<b>ElFessi</b>	4,13	1,22	<b>29</b>

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

### I.1.3. Variables Figue fleurs

La variable largeur de la figue fleurs varie entre 42 mm-52 mm pour les cultivars 'Roudane' et 'Bakor blanc', respectivement. La longueur du cou varie entre 7 mm pour le cultivar 'Bakor blanc' à 13 mm pour le cultivar 'Roudane'. Le coefficient de variation le plus élevé, pour le même caractère, a été rapporté pour le cultivar 'Bakor blanc' et a atteint 38 %. En effet, les valeurs de la longueur du cou sont hétérogènes pour le cultivar 'Bakor blanc', elles varient entre 4 mm et 9 mm.

**Tableau 6.3A :** Analyse descriptive de la variable largeur de la figue fleur

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	52,4	0,50	
Blanc			10
Roudane	38,5	0,31	8
Zreka	42,7	0,34	8

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.3B:** Analyse descriptive de la variable longueur de la figue fleur

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	64,1	0,90	
Blanc			14
Roudane	59,5	0,19	3
Zreka	58,7	0,35	6

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.3C :** Analyse descriptive de la variable Indice du fruit

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	0,82	0,04	
Blanc			5
Roudane	0,65	0,04	5
Zreka	0,73	0,02	3

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.3D:** Analyse descriptive de la variable longueur du cou

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	7,02	2,65	
Blanc			38
Roudane	13,44	0,61	5
Zreka	9,51	0,65	7

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.3E:** Analyse descriptive de la variable largeur de l'ostiole

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	8,29	0,70	
Blanc			8
Roudane	4,04	0,51	13
Zreka	6,69	0,81	12

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

**Tableau 6.3F:** Analyse descriptive de la variable longueur du pédoncule

Cultivar	Moyenne	SD	%CV
Bakor	5,53	0,77	
Blanc			14
Roudane	4,40	0,29	7
Zreka	6,25	0,59	9

SD: Ecartype CV: Coefficient de variation

## I.2. Analyse de la variance et relation entre variable et cultivar

L'analyse de la variance est basée sur la crédibilité de deux hypothèse : (1) la normalité de la population, c'est-à-dire que la population à analyser doit suivre une loi gaussienne 'normale'. Cette hypothèse est vérifié par le test de Kolmogorov-Smirnov (K-S) et est validée si le seuil de signification est supérieure à 5%, l'échantillon provient donc d'une population qui suit une loi normale ; (2) l'homoscédasticité, ou l'homogénéité ou égalité des variances qui est vérifier par le test de Levene et est considérée comme crédible si le seuil de signification dépasse 5%.

*Test de normalité :* Parmi les caractères quantitatifs liés à la variable de la feuille, seule la section du pétiole présent un  $p < 0.05$  (Tableau 6.4A). L'hypothèse nulle de normalité est dans ce cas rejetée. Concernant les caractères liés à la variable de la figue d'automne, l'hypothèse de normalité est rejetée pour le poids, la largeur du fruit et la largeur de l'ostiole (Tableau 6.4B). Quant aux caractères liés à la variable de la figue fleurs, ils suivent tous une loi normale ( $p > 0.05$ ) (Tableau 6.4C). Au total 4 caractères quantitatifs ne suivent pas une loi normale et seront éliminés des tests et des étapes d'analyse suivantes.

**Tableau 6.4A** : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable de la feuille

	Statistique	Ddl	Signification (5%)
LongFeuille	,144	24	,200*
LargFeuille	,139	24	,200*
LongLobeCe	,141	24	,200*
ntral			
Surface	,166	24	,085*
LongPétiole	,171	24	,069*
SéctionPétiol	,192	24	,022

**Tableau 6.4B** : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable du fruit d'automne

	Statistique	ddl	Signification (5%)
PoidsFA	,201	24	,013
LongFA	,079	24	,200*
LargFA	,222	24	,003
IndiceFA	,137	24	,200*
LongCouFA	,135	24	,200*
LargOSTioleFA	,204	24	,011
LongPédoncFA	,109	24	,200*

**Tableau 6.4C** : Teste de normalité pour les caractères liés à la variable de la fige fleurs

	Statistique	Ddl	Signification (5%)
LargFF	,188	9	,200*
LongFF	,224	9	,200*
IndiceFF	,120	9	,200*
LongCouFF	,162	9	,200*
LargOstioleFF	,158	9	,200*
LongPédoncFF	,192	9	,200*

*Test d'homogénéité* : Les degrés de signification des variables quantitatives liées à la feuille, aux figes d'automne et aux figes fleurs sont représentés dans le Tableau 6.5. Les caractères largeur de la feuille, surface foliaire et longueur du cou des figes d'automne sont exclus de l'analyse de la variance puisque ils présentent un  $p < 0.05$ . L'hypothèse nulle d'homogénéité des variances est alors rejetée.

En conclusion, à partir de 18 caractères quantitatifs liés à la variable, feuille, fruit 1ere génération et 2ème génération, seul 11 remplissent les conditions pour analyser la variance.

**Tableau 6.5** : Test d'homogénéité des caractères quantitatifs liés à la feuille, aux figes d'automne et aux figes fleurs

	Statistique de Levene	ddl1	ddl2	Signification (5%)
LonFeuille	2,003	7	16	,118*
LargFeuille	6,332	7	16	,001
LongLobeCentral	2,106	7	16	,103*
Surface	3,815	7	16	,013
LongFA	1,823	7	16	,151*
IndiceFA	1,556	7	16	,219*

LongCouFA	2,951	7	16	,035
LongPédoncFA	,862	7	16	,556*
LargFF	1,076	2	6	,399*
LongFF	4,034	2	6	,078*
IndiceFF	,947	2	6	,439*
LongCouFF	2,106	2	6	,203*
LargOstioleFF	,250	2	6	,786*
LongPédoncFF	,887	2	6	,460*

Analyse de la variance : L'analyse de la variance permet de comparer une variable quantitative de distribution symétrique avec plus de deux groupes indépendants. Elle divise la variabilité en deux parties : entre les groupes et à l'intérieur des groupes. Elle est mesurée par le test statistique  $F$  qui est le rapport entre la variabilité intergroupes/ la variabilité intragroupes. La distribution de la valeur  $F$  dépend des degrés de liberté intergroupe et intragroupe et suit une loi de Fisher. Plus la variabilité entre les groupe est élevé plus le rapport le sera. Elle permet donc de déterminer s'il y a une différence significative entre les groupes.

L'hypothèse initiale ( $H_0$ ) est que les variances des groupes sont égales, l'hypothèse alternative ( $H_1$ ) et qu'il existe au moins deux groupes avec des variances différentes. Si la valeur de  $F$  est supérieure à la valeur seuil théorique selon la distribution de Fisher, avec un risque alpha de 5%, alors cela signifie que le test est significatif. Dans ce cas, la variabilité entre les groupes est significativement supérieure à la variabilité intragroupe. Par conséquent, les moyennes sont globalement différentes.

L'analyse de la variance des caractères relatifs aux variables feuille, fruit 1<sup>ère</sup> et 2<sup>ème</sup> génération sont représentés dans les Tableaux 6.6A , 6.6B et 6.6C. Les résultats montrent que le caractère longueur du fruit relatif aux figes fleurs présente une valeur  $p > 0.05$ . Il n'y a donc pas de différence significative entre les groupes pour ce caractère. Par ailleurs, les autres caractères présentent une valeur  $p$  significative, l'hypothèse nulle est donc rejetée. En conclusion, les caractères : longueur de la feuille, longueur du lobe centrale, longueur des figes d'automne, l'indice et la longueur du pédoncule des figes d'automne ainsi que la largeur, l'indice, la longueur du cou, la largeur de l'ostiole et la longueur du pédoncule des figes fleurs, représentent les caractères les plus discriminants pour distinguer entre les 8 cultivars étudiés.

**Tableau 6.6A** : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la feuille

Caractère		Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification (5%)
<b>LongFeuille</b>	Inter-groupes	117,737	7	16,820	<b>19,970</b>	,000*
	Intra-groupes	13,476	16	,842		
	Total	131,213	23			
<b>LongLobeCentral</b>	Inter-groupes	17,631	7	2,519	<b>11,225</b>	,000*
	Intra-groupes	3,590	16	,224		
	Total	21,221	23			

**Tableau 6.6B** : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la figue d'automne

Caractère		Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification
<b>LongFA</b>	Inter-groupes	720,829	7	102,976	<b>18,003</b>	,000*
	Intra-groupes	91,519	16	5,720		
	Total	812,347	23			
<b>IndiceFA</b>	Inter-groupes	,788	7	,113	<b>25,774</b>	,000*
	Intra-groupes	,070	16	,004		
	Total	,857	23			
<b>LongPédoncFA</b>	Inter-groupes	49,197	7	7,028	<b>12,132</b>	,000*
	Intra-groupes	9,269	16	,579		
	Total	58,466	23			

**Tableau 6.6C** : Analyse de la variance à un facteur pour les caractères de la figue fleur

Caractère		Somme des carrés	ddl	Moyenne des carrés	F	Signification (5%)
<b>LargFF</b>	Inter-groupes	3,009	2	1,504	9,731	,013*
	Intra-groupes	,927	6	,155		
	Total	3,936	8			
<b>LongFF</b>	Inter-groupes	,509	2	,255	<b>,788</b>	<b>,497</b>
	Intra-groupes	1,938	6	,323		
	Total	2,447	8			
<b>IndiceFF</b>	Inter-groupes	,045	2	,022	17,556	,003*
	Intra-groupes	,008	6	,001		
	Total	,052	8			
<b>LongCouFF</b>	Inter-groupes	62,831	2	31,416	12,044	,008*
	Intra-groupes	15,650	6	2,608		
	Total	78,481	8			
<b>LargOstioleFF</b>	Inter-groupes	27,661	2	13,831	29,688	,001*
	Intra-groupes	2,795	6	,466		
	Total	30,457	8			
<b>LongPédoncFF</b>	Inter-groupes	5,238	2	2,619	7,721	,022*
	Intra-groupes	2,035	6	,339		
	Total	7,273	8			

### I.3 Analyse en composante principale

A partir des 18 caractères utilisés au départ pour caractériser 8 cultivars de figuier, 10 ont été sélectionnés comme les plus performants. L'ACP a permis de regrouper ces 10 caractères en 3 composantes dont la valeur propre est supérieure à 1 et qui expliquent 88,17 % de la variabilité (Tableau 6.7A). Chaque composante est représentée par les caractères les plus corrélés (Tableau 6.7B).

**Tableau 6.7A** : Valeur propre, pourcentage de variabilité pour chaque CP et pourcentage de variabilité cumulé.

	Valeur propre	% de la variance	% cumulés
1	<b>5,335</b>	<b>53,353</b>	<b>53,353</b>
2	<b>2,306</b>	<b>23,056</b>	<b>76,408</b>
3	<b>1,177</b>	<b>11,768</b>	<b>88,176</b>
4	,760	7,596	95,772
5	,368	3,682	99,454
6	,047	,470	99,924
7	,008	,076	100,000
8	2,397E-016	2,397E-015	100,000
9	-7,838E-017	-7,838E-016	100,000
10	-2,552E-016	-2,552E-015	100,000

**Tableau 6.7B** : Analyse des composantes principales, corrélation des variables avec les principaux axes.

Caractère	Composantes		
	1	2	3
LonFeuille	-,008	<b>,967</b>	,071
LongLobeCentral	-,361	<b>,720</b>	-,181
LongFA	,140	,349	<b>,870</b>
IndiceFA	,027	<b>,739</b>	,191
LongPédoncFA	,289	-,138	<b>,893</b>
LargFF	<b>,984</b>	-,041	,139
IndiceFF	<b>,984</b>	-,060	,153
LongCouFF	<b>,915</b>	-,243	,052
LargOstioleFF	<b>,944</b>	,035	,218
LongPédoncFF	<b>,960</b>	-,069	,252

Rotation normalisation 'Varimax'

La première CP1 explique 53,35% de la variabilité et est représentée principalement par les caractères quantitatifs relatifs aux figes fleurs (Largeur, Indice, Longueur du cou, Largeur de l'ostiole et Longueur du pédoncule). La CP2 explique 23,05% de la variabilité et est constituée par l'indice du fruit d'automne ainsi que par le caractère de la feuille (longueur du lobe centrale de la feuille et longueur de la feuille). La CP3 explique 11,76% de la variabilité et est représentée par les caractères des figes d'automne (longueur du fruit et longueur du pédoncule)

La représentation schématique des cultivars selon les 3 axes principaux est illustrée dans la Figure 7.1. Les cultivars sont bien dispersés dans le plan ce qui prouve que les caractères évalués ont permis la distinction des cultivars entre eux. Les cultivars bifères (Bakor blanc, Zreka, Roudane) sont corrélés positivement avec la CP1 représentée par les caractères de la figue fleurs, tandis que les cultivars unifères sont corrélés négativement avec cet axe puisque ceux sont des cultivars unifères. Les cultivars qui sont corrélés avec la CP2 sont Bakor blanc, Avouacou et Elfessi. Quant à la CP3, les cultivars qui y sont corrélés sont Zreka, Alekak et Abiarous. La projection des variables et des cultivars sur les 3 CP est représentée dans la Figure 1 (Annexe 4). La correspondance des cultivars avec les 3CP est représentée dans le Tableau 1 (Annexe 4).

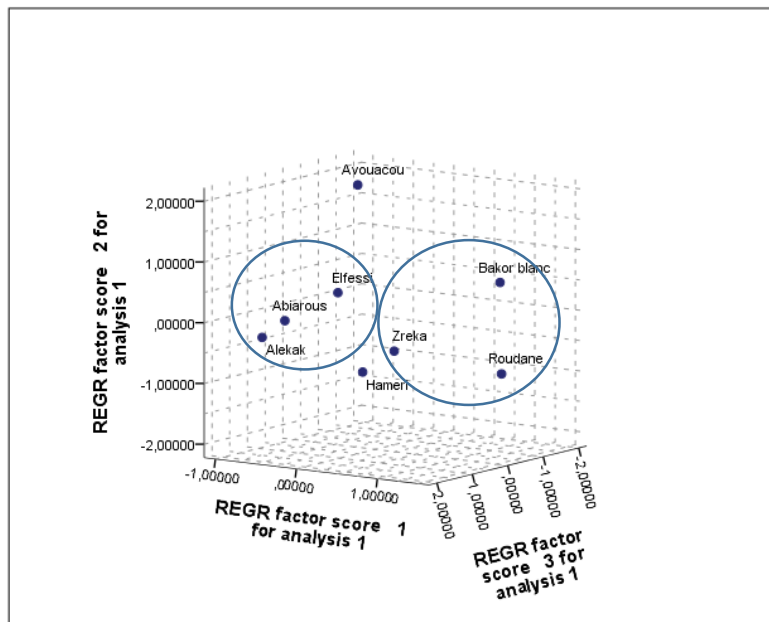
D'après les résultats obtenus par l'ACP, les cultivars sont séparés en 4 groupes distincts:

*Groupe 1* : représenté par le cultivar unifère Avouacou, c'est en effet le groupe le plus distinct.

*Groupe 2* : représenté par les cultivars unifères Elfessi, Abiarous et Alekak.

*Groupe 3* : représenté par les cultivars bifère Bakor blanc, Roudane et Zreka

*Groupe 4* : représenté par le cultivar Hameri.



**Figure 7.1:** Représentation des cultivars suivant les trois CP principales  
Groupe des bifères (Bakor blanc, Roudane, Zreka), groupe des unifères ( Abiaous, Alekak et Elfessi). REGR factor score 1(CP1). REGR factor score 2 (CP2). REGR factor score 3 (CP3)



#### I. 4. Groupement des cultivars suivant les 3 CPs

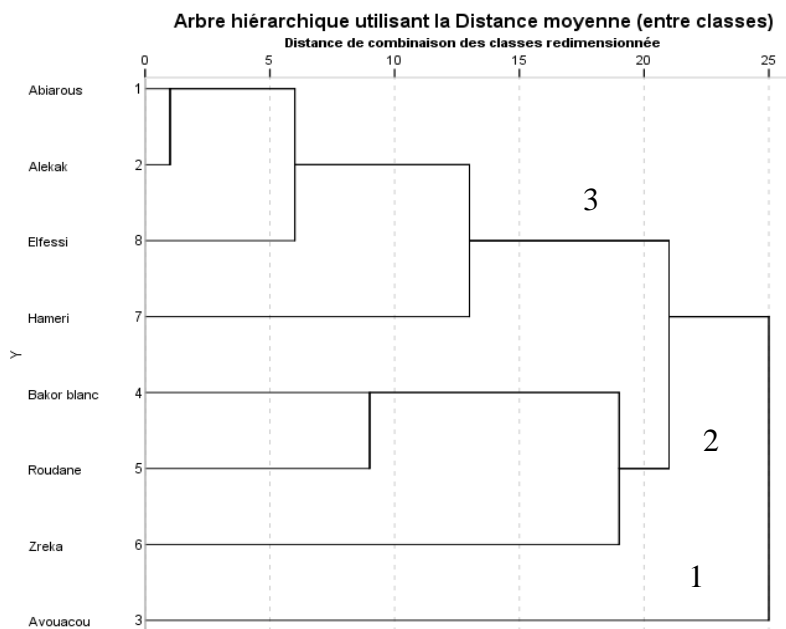
Une analyse UPGMA a été entreprise à fin de classer les cultivars suivant leur degré de similitude calculé par le coefficient de *Pearson*. Elle permet d'identifier les groupes homogènes en se basant sur les critères sélectionnés. Les groupes sont distincts et les objets à l'intérieur sont similaires. Le dendrogramme obtenu est représenté dans la Figure 7.2.

Les 8 cultivars sont classés en 3 groupes :

*Groupe 1* : représente à lui seul le cultivar unifère Avouacou, caractérisé par des feuilles longues et des fruits petits avec de petits pédoncules.

*Groupe 2* : constitué des cultivars bifères produisant deux récoltes par année.

*Groupe 3* : incluant que des cultivars unifères caractérisés par la production d'une seule récolte par année. Il peut être divisé en 2 sous-groupes ; le cultivar Hameri ayant les plus petites feuilles et les plus petits fruits. Le 2<sup>ème</sup> sous-groupe est constitué des cultivars Elfessi, Alekak et Abiarous. Ces deux dernières présentent le coefficient de similarité le plus élevé 0.96.



**Figure 7.2:** Dendrogramme basé sur l'analyse des regroupements UPGMA utilisés avec les 3 CP générées à partir des 10 variables quantitatives sélectionnées.

## II. Etude de la variabilité des caractères morphologiques qualitatifs

### II.1. Estimation descriptive uni variée

Les valeurs des modalités obtenues pour chaque variable étudiée relative aux paramètres de la feuille, de la figue fleur et de la figue d'automne sont indiquées dans les Tableaux 7.1A, tableau 7.1B et le tableau 7.1C, respectivement

Pour estimer la variabilité associée à chaque caractère, les fréquences relatives des caractères morphologiques des feuilles (Tableau 7.2A) et des figues fleurs (Tableau 7.2B) et des figues d'automne (Tableau 7.2C) ont été calculées.

**Tableau 7.1A** : Variables et caractères relatifs aux feuilles

Paramètre de la feuille	N	Modèle ou caractère
Forme de la feuille	258	Base cordiforme, trilobé
Nombre de lobe	403	Trilobé
Forme du lobe centrale	401	Latate
Forme de la base de la feuille	389	Cordiforme
Dentition du bord de la feuille	422	Crenelé
Degré de lobation de la feuille	331	Marquée
Densité des spicules sur la face inférieure	264	Dense
Densité des spicules sur la face supérieure	314	Dense
Surface foliaire	339	Medium
Couleur de la feuille	410	Vert
Section du pétiole	447	Rond
Couleur du pétiole	644	Vert clair
Longueur du pétiole	353	Medium
Nombre de lobe et forme du lobe centrale	349	Trilobé-latate
Nombre de lobe et forme de la base de la feuille	217	Trilobe- cordiforme

N : la taille de l'échantillon pour le caractère

**Tableau 7.1B** : Variables et caractères relatifs aux figues d'automne

Paramètre du fruit	N	Modèle ou caractère
Indice (largeur/longueur)	226	Globuleux
Fonction du fruit en fonction de la largeur maximal	324	Ovoïde
Symétrie	303	Symétrique
Forme de l'apex	329	Arrondi
Longueur du fruit	360	Petit
Largeur du fruit	479	Court
Forme du pédoncule	439	Court et épais
Couleur du fruit	136	Violet
Bande régulières	472	Absence
Taches irrégulières	176	Vert
Couleur de formation dans la chaire	477	Aucune
Quantité de lenticelles	218	Intermédiaire
Couleur interne de la pulpe	211	Rouge

N : la taille de l'échantillon pour le caractère

**Tableau 7.1C** : Variables et caractères relatifs aux figues fleurs

Paramètre du fruit	N	Modèle ou caractère
Fonction du fruit en fonction de la largeur maximal	113	Ovoïde
Forme de l'apex	126	Tronqué
Symétrie	124	Asymétrique
Forme du pédoncule	197	Court et épais
Couleur du fruit	75	Marron
Bande régulières	149	Absence
Taches irrégulières	99	Vert
Couleur de formation dans la chaire	180	Coloration légère
Quantité de lenticelles	180	Rare
Couleur interne de la pulpe	104	Rose
Longueur du fruit	163	Long
Largeur du fruit	113	Moyen
Indice (largeur/longueur)	196	Oblong

N : la taille de l'échantillon pour le caractère

### II.1.1. Variables liées à la feuille :

Les études des fréquences en relation avec la feuille (Tableau 7.2A- 7.2N) montrent que la majorité des feuilles sont trilobées (57,82%), avec un lobe centrale de forme latté (57,53%), les feuilles présentent une base cordiforme (55,8%). La deuxième forme la plus dominante est la forme pentalobé avec un lobe centrale latté et une base cordiforme (24,53%). La dentition des bords de la feuille est à 60,55% crénelée, les feuilles sont de surfaces moyennes avec une couleur verte présentant une dense densité des poils à la face supérieure et inférieure.

**Tableau 7.2A** : Fréquences des modalités liées au nombre de lobe.

Nb de lobe	Fréq	%	%	
			Valide	Cumulé
Absent	15	2,1	2,2	2,2
Trilobé	403	56,0	57,8	60,0
Pentalobé	278	38,6	39,9	100

**Tableau 7.2B**: Fréquences des modalités la forme du lobe centrale.

Forme du lobe	Fréq	%	%	
			valide	Cumulé
Non lobé	15	2,1	2,2	2,2
Spatulé	250	34,7	35,9	38
Linéaire	31	4,3	4,4	42,5
Latate	401	55,7	57,5	100

**Tableau 7.2C** : Fréquences des modalités de la forme de la feuille.

Forme de la feuille	Fréq	%	% valide	% cumulé
Calcarate, lobes linéaires	14	1,9	2,0	2,0
Base cordiforme, cinq lobes, lobes spatulés	209	29,0	30,0	32,0
Base calcarate, lobes lyrate	38	5,3	5,5	37,4
Base calcarate, lobes latate	258	35,8	37,0	74,5
Base tronquée	23	3,2	3,3	77,8
Base décurrentes	94	13,1	13,5	91,2
Non lobe	16	2,2	2,3	93,5
Autres	45	6,3	6,5	100,0

**Tableau 7.2D :** Formes de la base.

Forme de la base	Fréq	%	% valide	% cumulé
Tronquée	51	7,1	7,3	7,3
Cordiforme	389	54,0	55,8	63,1
Calcarate	88	12,2	12,6	75,8
Décourante	140	19,4	20,1	95,8
Calcarate Ouvert	29	4,0	4,2	100,0

**Tableau 7.2E:** Dentition de la feuille.

Type	Fréq	%	% valide	% cumulé
Crénélé	422	58,6	60,5	60,5
Denté	198	27,5	28,4	89,0
Serate	31	4,3	4,4	93,4
Ondulé	46	6,4	6,6	100,0

**Tableau 7.2F:** Couleur de la feuille.

Couleur	Fréq	%	% valide	% cumulé
Vert clair	193	26,8	27,7	27,7
Vert	410	56,9	58,8	86,5
Vert foncé	94	13,1	13,5	100,0

**Tableau 7.2G :** Densité des poils à la face inférieure.

Densité	Fréq	%	% valide	% cumulé
Aucune	64	8,9	9,2	9,2
Clairsemé	174	24,2	25,0	34,1
Intermédiaire	195	27,1	28,0	62,1
Dense	264	36,7	37,9	100,0

**Tableau 7.2H :** Densité des poils à la face supérieure.

Densité	Fréq	%	% valide	% cumulé
Aucune	19	2,6	2,7	2,7
Clairsemé	202	28,1	29,0	31,7
Intermédiaire	162	22,5	23,2	54,9
Dense	314	43,6	45,1	100,0

**Tableau 7.2I :** Section du pétiole.

Section	Fréq	%	% Valide	% cumulé
Rond	447	62,1	64,1	64,1
Applati	250	34,7	35,9	100,0

**Tableau 7.2J:** Couleur du pétiole.

Couleur	Fréq	%	% valide	% cumulé
Vert clair	644	89,4	92,4	92,4
Vert	50	6,9	7,2	99,6
Marron	3	,4	,4	100,0

**Tableau 7.2K:** Surface foliaire.

Longueur	Fréq	%	% valide	% cumulé
Petite	225	31,3	32,3	32,3
Moyenne	339	47,1	48,6	80,9
Large	101	14	14,5	95,4
Très large	32	4,4	4,6	100

**Tableau 7.2L:** Longueur du pétiole.

Longueur	Fréq	%	% valide	% cumulé
Court	284	39,4	40,7	40,7
Moyen	353	49,0	50,6	91,4
Long	60	8,3	8,6	100,0

**Tableau 7.2M:** Degré de lobation.

Lobation	Fréq	%	% valide	% cumulé
Pas de lobation	14	1,9	2,0	2,0
Lobation légère	1	,1	,1	2,2
Lobation moyenne	148	20,6	21,2	23,4
Lobation marquée	531	73,8	76,2	99,6
Très marquée	3	,4	,4	100,0

**Tableau 7.2N :** Nombre de lobe et forme du lobe centrale.

Nb et forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Entiere	15	2,1	2,2	2,2
Trilob-spatulé	53	7,4	7,6	9,8
Pentalob-spatulé	197	27,4	28,3	38,0
Trilob-lineaire	1	,1	,1	38,2
Pentalob-lineaire	30	4,2	4,3	42,5
Trilob-latate	349	48,5	50,1	92,5
Pentalob-latate	52	7,2	7,5	100,0

**II.1.2. Variables en relation avec les figes d'automne (2eme récolte) :**

Les Tableaux (7.3A à 7.3M) montrent que la majorité des fruits de deuxième génération sont de formes ovoïdes (58,44%), à 54% symétriques, de couleur violet (24,5%) ou vert (26,3%). La majorité des fruits ne possèdent pas de bandes régulières (85%) et les taches irrégulières sont jaune (44,9%) ou verte (23,8%). La couleur de formation dans la chaire est absente (85,9%) et la quantité de lenticelles est rare à intermédiaire (44,7%). La couleur interne de la pulpe est majoritairement rouge (38%). La forme de l'apex est arrondie (59,3%), le pédoncule est court et épais (89,4%). Le fruit est petit (64,9%) et possède une forme globuleuse (40,7%).

**Tableau 7.3A :** forme du fruit en fonction de la largeur maximale

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Ovoïde	324	58,4	58,4	58,4
Pyriforme	231	41,6	41,6	100,0

**Tableau 7.3B :** Forme de l'apex

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Tronqué	153	27,6	27,6	27,6
Arrondi	329	59,3	59,3	86,8
Pointu	73	13,2	13,2	100,0

**Tableau 5.3C :** Symétrie du fruit

Symétrie	Fréq	%	% valide	% cumulé
Non	252	45,4	45,4	45,4
Oui	303	54,6	54,6	100,0

**Tableau 5.3D :** Forme du pédoncule

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Différemment élargi	38	6,8	7,7	7,7
Long et fin	14	2,5	2,9	10,6
Court et épais	439	79,1	89,4	100,0

**Tableau 7.3E:** Couleur du fruit

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Noir	78	14,1	14,1	14,1
Violet	136	24,5	24,5	38,6
Marron	5	6,3	6,3	44,9
Vert	176	26,3	26,3	71,2
Vert clair	142	25,6	25,6	96,8
Jaune vert	11	2,0	2,0	98,7
Jaune	7	1,3	1,3	100,0

**Tableau 7.3F :** Bandes régulières

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Absence	472	85,0	85,0	85,0
Jaune	34	6,1	6,1	91,2
Vert	38	6,8	6,8	98,0
Violet	9	1,6	1,6	99,6
Vert jaune	1	,2	,2	99,8
Vert violet	1	,2	,2	100,0

**Tableau 7.3G :** Taches irrégulières

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Absence	103	18,6	18,6	18,6
Jaune	249	44,9	44,9	63,4
Vert	132	23,8	23,8	87,2
Vert et jaune	16	2,9	2,9	90,1
Vert et violet	21	3,8	3,8	93,9
Violet	32	5,8	5,8	99,6
Jaune, vert et violet	2	,4	,4	100,0

**Tableau 7.3H :** Couleur de formation dans la chaire

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Aucune	477	85,9	85,9	85,9
Coloration légère	73	13,2	13,2	99,1
Coloration intense	5	,9	,9	100,0

**Tableau 7.3I:** Quantité de lenticelles

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Rare	246	44,3	44,3	44,3
Intermediaire	248	44,7	44,7	89,0
Nombreuse	61	11,0	11,0	100,0

**Tableau 7.3J:** Couleur interne de la pulpe

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Ambré	14	2,5	2,5	2,5
Rose	141	25,4	25,4	27,9
Rouge	211	38,0	38,0	65,9
Rouge foncé	189	34,1	34,1	100,0

**Tableau 7.3K:** Largeur du fruit

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Petit	360	64,9	64,9	64,9
Moyen	187	33,7	33,7	98,6
Grand	8	1,4	1,4	100,0

**Tableau 7.3L:** Longueur du fruit

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Court	479	86,3	86,3	86,3
Moyen	66	11,9	11,9	98,2
Long	10	1,8	1,8	100,0

**Tableau 7.3M :** Forme du fruit

	Fréq	%	% valide	% cumulé
Oblong	151	27,2	27,2	27,2
Globuleux	226	40,7	40,7	67,9
Oblate	178	32,1	32,1	100,0

### II.1.3. Variables en relation avec les figues- fleurs (1ere récolte):

Les Tableaux (7.4A à 7.4M) montrent que les figues fleurs ou de première génération sont à 50,9% de formes ovoïdes, asymétriques à (59,9%), de couleur vert (60,6%), sans bandes régulières (67,1%) mais avec des taches irrégulières jaunes (41,3%). La couleur de la chaire est légère (81,1%), la couleur interne de la pulpe est rose (46,8%) à ambré (44,1%). L'apex a une forme tronqué (56,8%), le pédoncule est court et épais (90,8%), la majorité des fruits sont longs (74,8 %) avec une forme oblong (88,3%).

**Tableau 7.4A :** Forme du fruit en fonction de la largeur maximale

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Ovoïde	113	50,9	51,8	51,8
Pyriforme	105	47,3	48,2	100,0

**Tableau 7.4B :** Forme de l'apex

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Tronqué	126	56,8	57,8	57,8
Arrondi	23	10,4	10,6	68,3
Pointu	69	31,1	31,7	100,0

**Tableau 5.4C :** Symétrie du fruit

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Non	124	55,9	56,9	56,9
Oui	94	42,3	43,1	100,0

**Tableau 5.4D :** Forme du pédoncule

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Différemment élargi	12	5,4	5,5	6,0
Long et fin	7	3,2	3,2	9,2
Court et épais	197	88,7	90,8	100,0

**Tableau 7.4E:** Bandes régulières.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Absence	149	67,1	68,3	68,3
Jaune	1	,5	,5	68,8
Vert	28	12,6	12,8	81,7
Violet	39	17,6	17,9	99,5
Vert jaune	1	,5	,5	100,0

**Tableau 7.4F :** Couleur du fruit.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Violet	51	23,0	23,4	23,4
Marron	18	8,1	8,3	31,7
Vert	132	59,5	60,6	92,2
vert clair	8	3,6	3,7	95,9
jaune vert	9	4,1	4,1	100,0

**Tableau 7.4G :** Taches irrégulières

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Absence	56	25,2	25,7	25,7
Jaune	90	40,5	41,3	67,0
Vert	45	20,3	20,6	87,6
Violet	23	10,4	10,6	98,2
Vert jaune	4	1,8	1,8	100,0

**Tableau 7.4H :** Quantité de lenticelles.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Rare	180	81,1	82,6	82,6
Intermediaire	38	17,1	17,4	100,0

**Tableau 7.4I:** Couleur de formation dans la chaire

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Coloration légère	180	81,1	82,6	82,6
Coloration intense	38	17,1	17,4	100,0

**Tableau 7.4J:** Couleur interne de la pulpe.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Ambré	98	44,1	45,0	45,0
Rose	104	46,8	47,7	92,7
Rouge	16	7,2	7,3	100,0

**Tableau 7.4K:** Largeur du fruit.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Petit	51	23,0	23,4	23,4
Moyen	113	50,9	51,8	75,2
Grand	38	17,1	17,4	92,7
Très grand	16	7,2	7,3	100,0

**Tableau 7.4L:** Longueur du fruit.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Court	2	,9	,9	,9
Moyen	45	20,3	20,6	21,6
Long	163	73,4	74,8	96,3
Très long	8	3,6	3,7	100,0

**Tableau 7.4M :** Forme du fruit.

Forme	Fréq	%	% valide	% cumulé
Oblong	196	88,3	89,9	89,9
Globuleux	20	9,0	9,2	99,1
Oblate	2	,9	,9	100,0

## II.2. Table de contingence

Les fréquences de chaque variable étudiée avec chacun des cultivars sont représentées dans un tableau croisé avec l'objectif de mieux visualiser sa distribution en catégorie. Par exemple le tableau 7.5A correspond au tableau croisé de la variable relative à la feuille 'nombre de lobe'.

**Tableau 7.5A :** Tableau croisé pour la variable 'nombre de lobe'

Cultivar		Entière	Trilobée	Pentalobée
<i>Abiaours</i>	Effectif/ Fr.O	0	4	76
	Effectif théorique /Fr.A	1,7	46,8	32,3
<i>Alekak</i>	Effectif/ Fr.O	0	11	75
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	49,7	34,3
<i>Avouacou</i>	Effectif/ Fr.O	1	83	2
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	49,7	34,3
<i>Bakor blanc</i>	Effectif/ Fr.O	0	44	43
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	50,3	34,7
<i>Roudane</i>	Effectif/ Fr.O	12	77	1
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	52,0	35,9
<i>Zreka</i>	Effectif/ Fr.O	1	87	0
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	50,9	35,1
<i>Hamri</i>	Effectif/ Fr.O	0	13	77



	Effectif théorique /Fr.A	1,9	52,0	35,9
<i>Elfessi</i>	Effectif/ Fr.O	1	84	4
	Effectif théorique /Fr.A	1,9	51,5	35,5
<i>Total</i>	Effectif/ Fr.O	15	403	278
	Effectif théorique /Fr.A	15,0	403,0	278,0

Fr.O: Fréquence observée. Fr.A: Fréquence attendue.

### II.3. Teste de *Pearson* $X^2$ et relation entre variable et le cultivar

Le teste du  $X^2$  de *Pearson* permet de constater l'hypothèse de dépendance des catégories de variables avec les cultivars. Par exemple, dans le cas de la variable en relation avec la feuille 'nombre de lobe', le test du  $X^2$  atteint une valeur de 532,231 avec une probabilité de 0,000 dans la distribution du  $X^2$  et avec 21 de degré de liberté (ddl). Puisque cette probabilité est très petite, l'hypothèse d'indépendance est rejetée et par conséquent la variable 'nombre de lobe' est liée au cultivar. (Tableau 7.5B).

**Tableau 7.5B:** Le test du  $X^2$  pour la variable ' nombre de lobe', (ddl) degré de liberté, (Sig. Approx) le niveau de signification ou le niveau critique.

Tests du khi-deux			
	Valeur	Ddl	Sig. approx. (bilatérale)
khi-deux de Pearson	<b>532,231</b>	<b>21</b>	<b>,000</b>
Rapport de vraisemblance	611,958	21	,000
Association linéaire par linéaire	90,446	1	,000
N d'observations valides	697		

Cependant, plusieurs auteurs proposent des critères pour savoir si le test du  $X^2$  est valide, On utilise en général le critère de Cochran (1954), selon lequel l'effectif théorique de chaque catégorie de variable doit dépasser le nombre de 5.

Par exemple, pour la même variable 'nombre de lobe', suivant le tableau 7.5A, la catégorie de variable 'Entière' est éliminée puisqu'elle ne remplit pas les conditions du teste de *Pearson*. Ces conditions sont appliquées à l'ensemble des catégories de variable étudiées et conduisent à une réduction du nombre de catégorie par variable, de sorte que seules les catégories représentatives sont prises en considération.

## II.4. Coefficient de Contingence et degré de relation entre les variables et les cultivars

Le coefficient de Contingence est calculé pour détecter le degré de relation existant entre les cultivars et les variables étudiées. Lorsqu'il n'existe pas d'association le  $C$  prend la valeur de 0, tandis que pour une association parfaite le  $C$  prend la valeur de 1. Par exemple, pour la variable ' nombre de lobe et forme de la base de la feuille', le coefficient de contingence ( $C$ ) a une valeur de 0,808. Par conséquent cette variable est fortement liée au cultivar, puisqu'elle présente une valeur élevée (proche de 1). Cependant ce coefficient présente des limitations majeures car il ne prend jamais la valeur de 1 et ne peut être utilisé que pour les tableaux de la même taille (nombre de ligne= nombre de colonne). En d'autres mots, la valeur maximum du  $C$  dépend de la taille du tableau.  $C$ 'est seulement avec les grands tableaux (5 x 5) que la valeur du  $C$  peut dépasser 0,9 (Blaikie, 2003). Pour remédier à ce problème, le coefficient de contingence  $C$  doit être standardisé ( $C_s$ ) pour éliminer l'effet de la variation des limites supérieures du coefficient  $C$  indiqué comme ( $L$ ). Pour ce faire, la valeur du  $C$  doit être divisée sur sa limite supérieure ( $L$ ), ceci va permettre de mettre toutes les valeurs maximales égales à 1 et ce peu importe la taille du tableau. Seules les  $C_s$  ayant une valeur  $\geq 0,75$  sont pris en considération. D'autres auteurs ont considérés des seuils de  $C_s$  différents tels que Giraldo (2010) qui a sélectionné les variables ayant un  $C_s \geq 0.75$  à 0.8 et à 1, relatifs aux feuilles, aux fruits et la morphologie de l'arbre, respectivement. Selon le même auteur, le choix de la valeur du seuil de  $C_s$  dépend de la différence entre la taille des échantillons et les observations.

Les Tableaux 7.6A, 7.6B, 7.6C montrent la dépendance et le degré de relation pour toutes les variables étudiées en fonction du Coefficient de contingence standardisé  $C_s$ .

## II.5. La sélection des variables

### II.5.1. Variables en relation avec la feuille (Tableau 7.6A)

Toutes les variables liées à la feuille présentent une probabilité  $X^2 < 0,05$ , prouvant donc la dépendance avec les cultivars étudiées. Seules les variables présentant un  $C_s \geq 0.75$  donc une très forte association seront retenues pour les analyses ultérieures. Par conséquent, les variables 'Dentition des bords de la feuille', 'Couleur du pétiole', 'Couleur de la feuille', 'Section du pétiole' et 'Longueur du pétiole' avec un coefficient  $C_s < 0.75$  sont écartées de l'analyse.

**Tableau 7.6A** : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées à la feuille et les cultivars.

	$X^2$	$C$	Limite supérieure ( $L$ )	$C_s = C/L$	Sélection des variables
Nombre de lobe	,000	0,66	0,67	0,98	Retenue
Forme du lobe centrale	,000	0,62	0,67	0,92	Retenue
Forme de la feuille	,000	0,78	0,85	0,92	Retenue
Forme de la base de la feuille	,000	0,68	0,85	0,81	Retenue
Dentition des bords de la feuille	,000	0,51	0,79	0,64	Rejetée
Couleur de la feuille	,000	0,57	0,79	0,72	Rejetée
Densité des poils sur la face inférieure	,000	0,78	0,85	0,92	Retenue
Densité des poils sur la face supérieure	,000	0,62	0,79	0,78	Retenue
Couleur du pétiole	,000	0,3	0,67	0,46	Rejetée
Section du pétiole	,000	0,5	0,66	0,74	Rejetée
Surface foliaire	,000	0,69	0,79	0,87	Retenue
Longueur du pétiole	,000	0,63	0,79	0,72	Rejetée
Degré de lobation	,000	0,55	0,67	0,82	Retenue
Nombre de lobe et forme du lobe centrale	,000	0,69	0,85	0,81	Retenue
Nombre de lobe et forme de la base de la feuille	,000	0,81	0,85	0,95	Retenue

$X^2$  : Khi- carré,  $C_s$  : coefficient de contingence standardisé.

### II.5.2. Variables liées à la figue d'automne (Tableau 7.6B)

Toutes les variables liées à la forme du fruit « figue de deuxième génération » présentent une probabilité  $X^2 < 0,05$  ce qui conclue à une dépendance entre les variables étudiées et les cultivars. Seules les variables ayants un  $C_s \geq 0,75$  sont retenues pour la caractérisation des fruits. Par conséquent, neuf variables sont sélectionnées avec un degré d'association très fort avec les cultivars, et 4 sont éliminées de l'analyse.

**Tableau 7.6B** : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées aux figes d'automne et les cultivars.

Variable	$X^2$	$C$	Limite supérieure ( $L$ )	$C_s = C/L$	Sélection des variables
Forme du fruit en fonction de la largeur maximale	,000	0,51	0,66	0,78	Retenue
Forme de l'apex	,000	0,61	0,76	0,8	Retenue
Symétrie du fruit	,003	0,19	0,66	0,29	Rejetée

<b>Forme du pédoncule</b>	,000	0,48	0,66	0,73	Rejetée
<b>Couleur du fruit</b>	,000	0,85	0,81	1	Retenue
<b>Bandes régulières</b>	,000	0,5	0,66	0,76	Retenue
<b>Tache irrégulières</b>	,000	0,73	0,76	0,96	Retenue
<b>Couleur de la chaire</b>	,000	0,7	0,69	1	Retenue
<b>Quantité de lenticelle</b>	,000	0,56	0,76	0,73	Rejetée
<b>Couleur interne de la pulpe</b>	,000	0,64	0,81	0,79	Retenue
<b>Largeur du fruit</b>	,000	0,46	0,66	0,69	Rejetée
<b>Longueur du fruit</b>	,000	0,56	0,66	0,85	Retenue
<b>Forme du fruit</b>	,000	0,64	0,76	0,84	Retenue

$X^2$  : Khi- carré,  $C_s$  : coefficient de contingence standardisé.

### II.5.3. Variables liées aux figes- fleurs (première récolte) (Tableau 7.6C)

Toutes les variables relatives aux figes-fleurs dépendent du cultivar avec une probabilité d'association  $X^2 < 0,05$ . Parmi ces variables liées au cultivar, trois seulement ont été sélectionnées avec un  $C_s \geq 0,75$  'Forme de l'apex', 'Couleur du fruit' et 'Taches irrégulières'. Les variables restantes ont été exclues de l'étude car elles présentent une grande variabilité à l'intérieur du même cultivar.

**Tableau 7.6C** : Les valeurs statistiques qui montrent la relation entre les variables étudiées liées aux figes-fleurs et les cultivars.

Variable	$X^2$	$C$	Limite supérieure ( $L$ )	$C_s = C/L$	Sélection des variables
<b>Forme du fruit en fonction de la largeur maximale</b>	,000	0,34	0,66	0,51	Rejetée
<b>Forme de l'apex</b>	,000	0,587	0,76	0,77	Retenue
<b>Symétrie du fruit</b>	0,002	0,234	0,66	0,35	Rejetée
<b>Forme du pédoncule</b>	0,001	0,314	0,66	0,47	Rejetée
<b>Couleur du fruit</b>	,000	0,736	0,76	0,96	Retenue
<b>Bandes régulières</b>	,000	0,558	0,76	0,73	Rejeté
<b>Tache irrégulières</b>	,000	0,655	0,81	0,81	Retenue
<b>Couleur de la chaire</b>	,000	0,454	0,66	0,69	Rejetée
<b>Quantité de lenticelle</b>	,000	0,454	0,66	0,69	Rejetée

<b>Couleur interne de la pulpe</b>	,000	0,433	0,76	0,57	Rejetée
<b>Largeur du fruit</b>	,000	0,511	0,81	0,63	Rejetée
<b>Longueur du fruit</b>	0,042	0,238	0,76	0,31	Rejetée
<b>Forme du fruit</b>	,000	0,311	0,76	0,41	Rejetée

$X^2$  : Khi- carré,  $C_s$  : coefficient de contingence standardisé.

## II.6. Degré de relation entre les catégories de l'étude et les cultivars (Tableau 7.6D)

La sélection des variables relatives à la feuille, aux figes d'automne et aux figes-fleurs possédant une très forte association avec les cultivars, a permis de réduire le nombre de variables à 22 en partant d'un nombre initiale de 41 variables. Le nombre de catégories pour chacune des variables sélectionnées est aussi réduit selon les conditions d'application du teste de *Pearson* ( $X^2$ ) de sorte que l'effectif théorique de chaque variable doit dépasser le nombre de 5.

Ainsi, la variable 'Couleur de la peau' chez les figes-fleurs, constituée de 7 catégories (Noir, Violet, Marron, Vert, Vert clair, Jaune vert et Jaune) est réduite à 3 catégories seulement (Violet, Marron et Vert). Toutefois, selon Giraldo (2010), pour éviter la perte de l'information pour les autres catégories, elles seront classées suivant la catégorie qui leur est la plus proche : 'violet', 'Noir', 'Marron', 'Vert, Vert clair, Jaune vert et J'. Cette réduction des catégories a été réalisée pour les 22 variables sélectionnées exhibant une forte association avec les cultivars, conduisant à la réduction de 109 catégories en 65 catégories retenues. Cette analyse confirme qu'un nombre élevé de catégories n'est pas la meilleure option pour classer les cultivars, il est plus efficace de réduire le nombre qui permet de les discriminer et de les identifier. Les variables retenues pour l'analyse sont représentées dans le Tableau 7.6D.

## II.7. Analyse factorielle : Analyse en Composante Principale

Les analyses antérieures ont permis de réduire 41 variables initiales en 22 et les 109 catégories en 65. Cependant, pour les données biologiques les corrélations entre variables sont très fréquentes et l'information générées par l'analyse uni variée peut être redondante (Giraldo, 2010). L'analyse en composante principale permet de regrouper les données qui présentent des variables corrélées en un ensemble de composantes plus réduit (Iezzoni et Pritts, 1991).

L'ACP basée sur les 65 catégories montre que les 7 premières CP expliquent 100% de la variabilité totale (Tableau 7.7A), les 3 premiers axes expliquent 67,95% de la variabilité.

**Tableau 7.6D** : Variables sélectionnées, Nombre de catégories initiales, Nombre de catégories après réduction.

Variables	Catégories initiales	Catégories retenues
<b>Feuille</b>		
Nombre de lobe	4	2
Forme du lobe central	3	2
Forme de la feuille	8	4
Forme de la base	5	3
Densité des poils à la face inférieure	4	4
Densité des poils à la face supérieure	4	3
Surface foliaire	4	3
Degré de lobation	5	2
Nombre de lobe et forme du lobe centrale	7	4
Nombre de lobe et forme de la base	14	4
<b>Figue d'automne '2<sup>ème</sup> récolte'</b>		
Forme du fruit	2	2
Forme de l'apex	3	3
Couleur du fruit	7	4
Bandes régulières	6	2
Taches irrégulières	7	3
Couleur de formation de la chaire	3	2
Couleur de la pulpe	4	3
Longueur du fruit	3	2
Forme du fruit (indice)	3	3
<b>Figue-fleurs (1<sup>ère</sup> récolte)</b>		
Forme de l'apex	3	3
Couleur du fruit	5	3
Taches irrégulières	5	4
<b>TOTAL</b>	<b>109</b>	<b>65</b>

**Tableau 7.7A** : Valeurs propres, pourcentage de variabilité pour chaque CP et le pourcentage de la variabilité accumulée pour les 7 premières CP qui expliquent 100% de la variabilité totale.

Composantes	Valeurs propres	% de la variance	% cumulée
1	18,000	28,571	28,571
2	15,633	24,814	53,386
3	8,736	13,867	67,253
4	6,739	10,697	77,949
5	5,849	9,284	87,233
6	5,312	8,431	95,665
7	2,731	4,335	100,000

## II.8. Analyse des résultats de l'ACP

Le Tableau 7.7 B montre les corrélations entre les variables sélectionnées et les trois premières CP.

**Tableau 7.7 B** : Analyse des composantes principales, corrélation des variables avec les principaux axes.

Variables	CP 1	CP 2	CP 3				
TrilobLatate	-,973	,198	-,018	FaClrVert	,307	-,349	,586
Trilobé	-,964	,137	,066	FaTachIrregJaune	,375	-,418	,559
PentBaseCord	,958	-,238	-,103	SurfPetit	,121	,145	-,519
PentaCentSpatulé	,957	-,229	-,119	DensInfInterm	-,155	-,166	,124
Pentalobé	,952	-,216	-,119	DensSupLéger	,108	-,123	,275
LobCentLatate	-,926	,201	,134	FigAutPyri	,404	-,043	-,314
LobCentSpatulé	,887	-,311	-,195	FaFormObl	,053	-,231	,317
BaseCorPentaSpa	,852	-,246	-,407	DensInfLéger	,210	-,277	-,149
TriBaseCord	-,761	-,509	,153	FaClrPilpRougFoncé	-,092	-,182	,264
LobatMoye	-,714	,166	-,046	FaFormOblong	,299	-,010	-,500
TrilobSpatulé	,688	-,262	,151	FigAutOvoid	-,146	,113	,482
LobatMarq	,667	-,267	-,051	FaClrPulpRoug	-,014	,317	-,387
Autre	,662	-,272	,576	FaFormGlob	-,097	,518	,337
BaseCordTri	-,650	-,492	,289	BaseCalca	,282	-,136	,478
DensSupDens	-,608	,488	-,346	PentBaseCalcar	-,020	-,124	,127
FfClrViolet	-,161	,977	,032	FaLongCourt	,163	,026	-,007
FfTachIrregVert	-,191	,977	,016	FaLongMoy	,106	,089	,192
FfApexPoint	-,176	,967	,039	FaClrPulpRose	,309	-,169	,380
BaseDecurr	-,291	,925	-,144	FaBanRegAbs	,493	,179	,215
TriBaseDecur	-,367	,909	,026	SurfMoy	,174	,309	,368
FaApeTronq	-,372	,898	-,014	DensInfAuc	,420	-,031	,349
BaseCord	,000	-,886	-,066	FfClrVert	-,102	-,189	,042
DensSupInterm	,600	-,626	-,173	FfApexTronq	-,195	-,073	-,009
FaTachIrregVert	-,399	,552	,261	FfTachIrregAbs	,129	,239	,238
FaClrViolet	-,432	,523	,170	FfBandRegAbs	-,231	,454	,031
FaClrChairAuc	-,072	,139	,941	FfTachIrregJaune	-,281	-,156	-,099
FaApePoint	,347	-,045	-,890	DensInfDens	-,138	,520	,012
FaClrChairClair	,320	-,094	-,889	FaClrVertClair	,404	-,187	,389
FaClrNoir	,351	-,100	-,881	FaBanRegVer	-,155	-,394	-,074
FaTachIrregAbs	,218	-,047	-,880	BaseTronq	,246	-,142	-,292
FaApeArron	,250	-,563	,682	SurfGran	-,191	-,440	,274

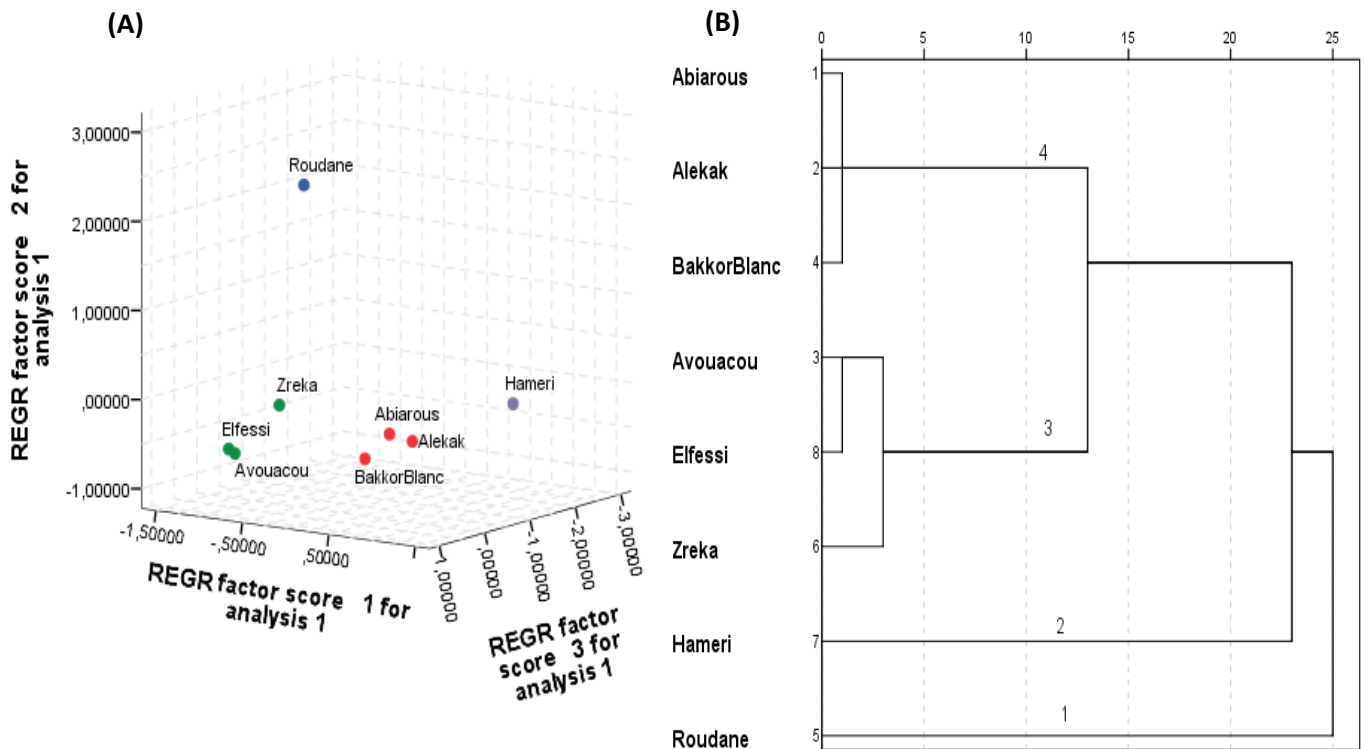
Rotation : normalisation 'Varimax'

Les variables qui présentent un poids élevé (en valeur absolue) sur les CP sont les plus significatives et doivent être considérées. Le choix de la valeur absolue minimale dépend de l'objectif du travail et de la taille de l'échantillon. Dans cette étude, les variables présentant une valeur propre  $\geq 0,70$  sont pris en considération. La CP1 explique presque 29% de la variabilité, elle est représentée uniquement par les variables liées à la feuille. Les variables forme pentalobé, lobe centrale spatulé, base cordiforme et l'association de la forme pentalobé avec la base cordiforme et la variable Pentaloquée avec lobe centrale spatulé et base cordiforme toutes saturant positivement sur la CP1. Tandis que la forme trilobée, lobe centrale latate et l'association trilobée avec base cordiforme saturant négativement sur elle (Figure 1, Annexe 5). La CP2 qui explique 24,81% de la variabilité et est représentée par deux variables liées à la feuille (base décurrente et la forme de feuilles trilobées avec une base décurrente), une variable relative aux figes d'automne (forme de l'apex tronqué) et trois variables liées aux figes fleurs (forme de l'apex pointu, couleur de la peau violet, et taches irrégulières vertes). La CP3 explique 13,86% de la variabilité et est représentée par quatre variables corrélées négativement sur la troisième CP et liées aux figes d'automne (une couleur de la chaire claire, une couleur de la peau noire, un apex pointu, et l'absence des taches irrégulières). La seule variable corrélée positivement à cette composante est l'absence de couleur dans la chaire des figes d'automne. La projection des cultivars ainsi que des variables suivant les 3 CP en biplot sont représentées dans la Figure 1 (A.B) (Annexe 5).

#### *Classification des cultivars suivant les 3 CP*

Les huit cultivars sont projetés suivant leurs corrélations avec les 3 principales CP dans la Figure 8.1.A. Les cultivars Abiarous, Alekak, Hameri et Bakor blanc présentent une corrélation positive avec le premier axe (CP1). Par conséquent, ils sont caractérisés par des feuilles pentaloquées possédant une base cordiforme et un lobe central spatulé. D'un autre côté, les cultivars Avouacou, Zreka, Roudane et Elfessi sont corrélés négativement et présentent des feuilles trilobées avec un lobe central latate et une base cordiforme. Seul le cultivar Roudane est corrélé positivement avec l'axe 2 exhibant des feuilles trilobées avec une base décurrente, des figes d'automne avec un apex tronqué et des figes fleurs de couleur violette avec des taches irrégulières vertes ainsi qu'un apex pointu. Le dernier axe (CP3) est représenté par les six cultivars excepté les cultivars Hameri et Zreka. Cette dernière a une coordonnée négative avec le CP3 mais la valeur propre de son poids est très faible (0,5) (Tableau 1, Annexe 5). En fait, la CP3 est aussi représentée par des variables caractéristiques du cultivar Zreka mais avec des coordonnées  $< 0,7$  (en rouge, Tableau 7.7B).



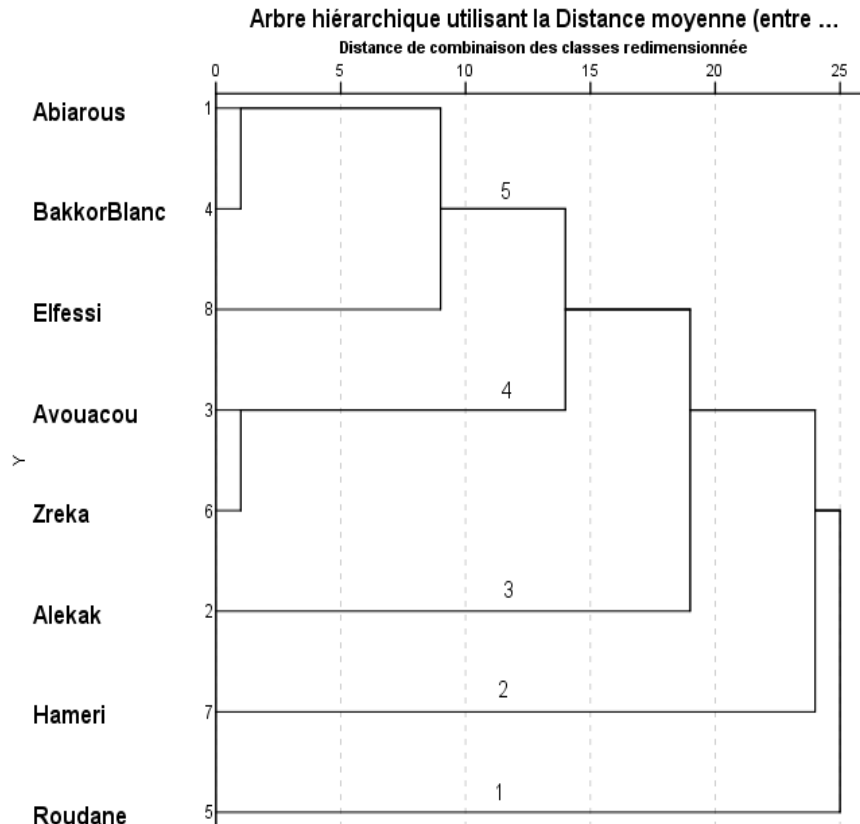


**Figure 8.1 :** (A) Projection des cultivars sur les 3 axes principaux, (B) dendrogramme avec l’analyse UPGMA utilisée sur les 3 CP suivant la distance moyenne entre classes.

REGR Factor score analysis 1 : CP 1. REGR factor analysis 2: CP 2. REGR factor score 3 for analysis 1: CP 1

### II.9. Sélection du numéro de composante principale

La manière la plus connue pour la sélection du nombre de CP se fait sur la base de la valeur propre >1 (Tableau 7.7A). Cependant, il existe d’autres critères de sélection basés sur la rétention d’un seuil qui explique, au moins, 80% de la variabilité totale 70% (Jolliffe, 2002). Il existe également d’autres techniques de rétention du nombre adéquat de CP mais elles ont toutes tendances soit à surestimer ou à sous-estimer les dimensions réelles des données (Jolliffe et Cadima, 2016). En effet, sélectionner un nombre élevé de CP risque de disproportionner l’image de la variabilité en prenant en considérations des axes qui y contribuent de manière non significative. Dans cette étude seules les 4 première CP qui expliquent 77% de la variabilité sont sélectionnées et retenues pour l’analyse UPGMA.



**Figure 8.2 :** Dendrogramme basé sur l'analyse des regroupements UPGMA utilisés avec les 4CP générées à partir des 65 variables qualitatives sélectionnées. Les chiffres sur le dendrogramme représentent les numéros des groupes.

Le dendrogramme avec les 4 CPs, classe les cultivars en 5 groupes. La rétention du 4<sup>ème</sup> CP a séparé le cultivar Alekak des cultivars Abiarous et Bakor blanc et la classé comme un groupe à part. La CP4 est négativement représentée par les variables relatives aux figes d'automne (Forme oblate, couleur interne de la pulpe rouge foncé et une couleur de peau verte) (Figure 1, Annexe 5.C). L'association de ses trois caractères avec la morphologie de la feuille (pentalobé) est retrouvée chez la variété Alekak.

*Groupe 1* : formé par le cultivar bifère Roudane avec une morphologie de feuillage différente puisqu'elle présente des feuilles trilobées, un lobe central latate avec une base décurrente. Les figes d'automne et les figes fleurs sont de couleur violet avec des taches irrégulières verte, une pulpe rouge et une forme globuleuse.

*Groupe 2* : le cultivar unifère Hameri dont les caractéristiques morphologiques des feuilles sont identiques à ceux des cultivars Abiarous, Alekak et Bakor blanc mais présentant des fruits très différents : couleur noir, présence de bandes Régulières vertes.

*Groupe3* : représenté par le cultivar unifère Alekak, ce cultivar se caractérise par des feuilles pentalobées avec un lobe central spatulé et une base cordiforme. Les figes d'automne ont une pulpe rouge foncé, une couleur de peau verte et une forme oblate.

*Groupe 4* : représenté par les cultivars unifère Avouacou et Zreka. Ils sont caractérisés par de feuilles trilobées avec une base cordiforme et un lobe central latate, elles possèdent des figes d'automne avec une pulpe rose pour le cultivar Zreka et rouge foncé pour le cultivar Avouacou. Le cultivar Avouacou présente des fruits de couleur verte avec une forme oblate tandis que le cultivar Zreka présente des fruits verts avec une forme globuleuse.

*Groupe 5* : constitué des cultivars Abiarous, Bakor blanc et Elfessi. Ces cultivars sont caractérisés par des feuilles pentalobées avec une base cordiforme et un lobe central spatulé, les cultivars Bakor blanc et Abiarous ont des caractères de feuilles et de fruits similaires. Le cultivar Elfessi, quant à lui, est différent par la morphologie de la feuille (Trilobé) et de fruit (Noir, et globuleux). Cependant, il rejoint le cultivar Bakor blanc par les deux morphotypes de feuilles (penta et trilobée) ainsi que par les deux morphotype de fruit (oblongue et globuleuse) que ce dernier exhibe.

---

**Chapitre 3**  
**RESULTATS DE LA CARACTERISATION**  
**MOLECULAIRE**

---

## CHAPITRE 3 : RESULTATS DE LA CARACTERISATION MOLECULAIRE

### 1. Polymorphisme des SSR et indice de la variabilité génétique

Les 24 SSR utilisés dans cette étude ont été choisis sur la base de leur haut degré de polymorphisme dans des études précédentes. Parmi eux, deux SSR (T09D01 et FM3-64) ont présenté des profils monomorphes avec la présence d'une seule bande de taille 236 pb et 264pb, respectivement. Le reste des 22 amorces SSR ont présenté une amplification avec un ou deux fragments par génotype, ce qui est due probablement à l'amplification d'un seul locus. Conventionnellement, les génotypes montrant un seul allèle amplifié sont considérés comme des homozygotes, alors que dans le cas de la présence de deux fragments, le génotype est considéré comme hétérozygote. Pour tous les individus de l'étude, un total de 79 allèles a été observé allant de 2 allèles (LMFC24, LMFC21, LMFC18, LMFC23, LMFC27, MFC4, LMFC31 et FS-31) à 8 allèles (LMDC30 et FCUP038) avec une moyenne de 3,59 allèles par locus (Tableau 8.A). La taille des allèles varie de 116 pb pour T06A12 à 374 pb pour FM1-27. La fréquence allélique varie de 0,0195 (pour l'allèle 156 au locus FCUP066) à 0,961 (pour l'allèle 130 pb au locus LMFC23) (Tableau 8.B). Parmi ces 79 allèles, six sont fixe ( $p=0,9$ ) et 18 (22,78%) sont probablement des allèles rares ( $p=0,05$ ). De plus, 8 allèles sont privés a certaines cultivars amplifiés avec les loci FCUP044 et FS4-11 (Roudane), les loci FCUP044, FCUP066 et FM1-27 (Bezoul Elkhadem), LMFC26 (Hameri), LMFC30 (Tameriout et Elfessi). Le cultivar 'Bezoul Elkhadem' présente le plus grand nombre d'allèles privés (199 bp, 156 bp and 357 bp au locus FCUP044, FCUP066 and FM1-27 loci, respectivement). Alors que quatre cultivars 'Elfessi', 'Tameriout', 'Hameri' et 'Roudane' ont amplifié un seul allèle (Tableau 6.A). L'hétérozygotie observée  $H_o$  varie entre 0,039 (LMFC31) à 0,844 (FCUP038) avec une moyenne de 0,45. L'hétérozygotie attendue  $H_e$  varie entre 0,074 à 0,748 au locus LMFC23 et FCUP038, respectivement (avec une moyenne de 0,42). La comparaison entre les deux paramètres a été effectuée par l'indice de fixation de Wright (Tableau 6.A). Pour les 16 loci ce paramètre est négatif, ce qui indique un excès d'hétérozygotie. Alors que pour les 6 SSR restants ce paramètre est positif indiquant un déficit en hétérozygotie.

L'amorce FCUP038 présente le plus grands nombre de génotype alors que le l'amorce LMFC21, LMFC18, LMFC23 et FS3-31 présentent le nombre de génotype le plus bas. Le maximum de probabilité d'identité (0,864) a été détecté avec l'amorce LMFC23 et le minimum avec l'amorce FCUP038 (0,131). Le locus FCUP038 a montré la plus grande valeur du PIC (0,725), alors que le

locus LMFC23 a montré la valeur la plus faible (0,0721) avec une moyenne de 0,376. Les loci LMFC30, FCUP038, FS4-11, FCUP044, FCUP070 et FM4-11 ont exhibé un nombre élevé d'allèles (8,7 et 5) ce qui est reflété par une valeur élevée du PIC, indiquant que ces loci sont hautement informatifs.

La probabilité totale d'identité a été rapportée à  $3,24 \times 10^{-8}$ . Cette faible valeur explique que la probabilité de trouver deux individus avec le même profil génotypique et presque nulle (do Val et al., 2013). Le nombre effectif d'allèles varie entre 1,08 (LMFC23) à 3,96 (FCUP038) avec une moyenne de 2,08. Tous les marqueurs SSR ont montré une fréquence allélique nulle ( $r$ ) sous le seuil de 0,20, au-dessus duquel une signification surestimée de l'He due aux allèles nuls peut être trouvée (Chapuis and Estoup, 2007).

**Tableau 8.A :** Taille des fragments amplifiés et les paramètres génétiques chez la collection de figuier algérien analysée. (N) Nombre d'allèles par locus, ( $H_o$ ) L'hétérozygotie observée, ( $H_e$ ) L'hétérozygotie attendue, ( $N_e$ ) Nombre effectif d'allèles, (F) Indice de fixation de Wright. (NDC) Nombre de cultivars distingués.

Locus	Taille (pb)	Nombre de génotype	N	$H_o$	$H_e$	$N_e$	F	R	PIC	PI	NDC
LMFC24	272-274	3	2	0.714	0.491	1.966	-0.453	-0.149	0,370	0.620	0
LMFC30	231-262	13	8	0.753	0.731	3.717	-0.030	-0.022	0,698	0.169	6
LMFC19	296-304	4	3	0.168	0.180	1.220	0.064	0.009	0,172	0.695	3
LMFC21	264-268	2	2	0.194	0.175	1.213	-0.107	-0.016	0,160	0.725	0
LMFC37	205-209	3	2	0.480	0.433	1.766	-0.107	-0.032	0,339	0.602	0
LMFC18	118-124	2	2	0.389	0.313	1.457	-0.241	-0.057	0,264	0.618	0
LMFC23	130-132	2	2	0.077	0.074	1.080	-0.040	-0.002	0,072	0.864	0
LMFC27	186-197	3	2	0.818	0.494	1.978	-0.654	-0.216	0,372	0.622	1
LMFC22	282-286	3	3	0.220	0.202	1.253	-0.090	-0.015	0,192	0.665	0
MFC4	198-218	3	2	0.389	0.493	1.973	0.210	0.069	0,371	0.621	0
LMFC31	228-242	3	2	0.039	0.1101	1.123	0.646	0.064	0,103	0.810	2
LMFC26	224-236	3	3	0.376	0.312	1.454	-0.206	-0.049	0,274	0.587	1
FCUP044	190-202	6	5	0.662	0.542	2.187	-0.219	-0.077	0,493	0.356	3
FCUP066	144-160	4	3	0.532	0.450	1.819	-0.182	-0.056	0,365	0.558	1
FCUP070	162-174	9	5	0.792	0.741	3.867	-0.068	-0.029	0,699	0.192	1
FCUP038	152-177	15	8	0.844	0.748	3.968	-0.128	-0.054	0,725	0.131	5
FM4-70	194-208	8	4	0.480	0.550	2.226	0.127	0.045	0,513	0.312	1
FS3-31	224-228	2	2	0.090	0.086	1.095	-0.047	-0.003	0,083	0.845	0
FS4-11	228-300	11	7	0.753	0.707	3.416	-0.065	-0.026	0,582	0.229	5
FM1-27	348-374	4	3	0.363	0.495	1.983	0.266	0.088	0,405	0.524	1
FM4-15	289-312	11	5	0.662	0.704	3.382	0.059	0.024	0,664	0.206	3
T06A12	116-159	5	4	0.441	0.387	1.631	-0.141	-0.040	0,356	0.464	1

**Tableau 8.B** : La liste des allèles amplifiés pour chaque locus. Al.freq : fréquence allélique

<b>Locus</b>	<b>Taille des allèles (pb)</b>							
LMFC24	<b>272</b>	<b>274</b>						
al.freq	0,435	0,564						
LMFC30	<b>231</b>	<b>238</b>	<b>240</b>	<b>242</b>	<b>246</b>	<b>254</b>	<b>260</b>	<b>262</b>
al.freq	0,201	0,025	0,103	0,123	0,019	0,448	0,019	0,058
LMFC19	<b>296</b>	<b>300</b>	<b>304</b>					
al.freq	0,058	0,902	0,038					
LMFC21	<b>264</b>	<b>268</b>						
al.freq	0,902	0,097						
LMFC37	<b>205</b>	<b>209</b>						
al.freq	0,681	0,318						
LMFC18	<b>118</b>	<b>124</b>						
al.freq	0,805	0,194						
LMFC23	<b>130</b>	<b>132</b>						
al.freq	0,961	0,038						
LMFC27	<b>186</b>	<b>197</b>						
al.freq	0,448	0,551						
LMFC22	<b>282</b>	<b>284</b>	<b>286</b>					
al.freq	0,051	0,889	0,058					
MFC4	<b>198</b>	<b>218</b>						
al.freq	0,558	0,441						
LMFC31	<b>228</b>	<b>242</b>						
al.freq	0,051	0,948						
LMFC26	<b>224</b>	<b>234</b>	<b>236</b>					
al.freq	0,168	0,811	0,019					
FCUP044	<b>190</b>	<b>192</b>	<b>194</b>	<b>199</b>	<b>202</b>			
al.freq	0,019	0,116	0,214	0,019	0,629			
FCUP066	<b>144</b>	<b>156</b>	<b>160</b>					
al.freq	0,305	0,019	0,675					
FCUP070	<b>162</b>	<b>164</b>	<b>166</b>	<b>170</b>	<b>174</b>			
al.freq	0,370	0,188	0,259	0,123	0,058			
FCUP038	<b>152</b>	<b>154</b>	<b>160</b>	<b>166</b>	<b>171</b>	<b>173</b>	<b>175</b>	<b>177</b>
al.freq	0,064	0,136	0,448	0,084	0,058	0,051	0,116	0,038
FM4-70	<b>194</b>	<b>198</b>	<b>206</b>	<b>208</b>				
al.freq	0,116	0,636	0,129	0,116				
FS3-31	<b>224</b>	<b>228</b>						
al.freq	0,954	0,045						
FS4-11	<b>228</b>	<b>270</b>	<b>272</b>	<b>275</b>	<b>278</b>	<b>288</b>	<b>300</b>	
al.freq	0,019	0,337	0,038	0,038	0,129	0,396	0,038	
FM1-27	<b>348</b>	<b>357</b>	<b>374</b>					
al.freq	0,623	0,038	0,337					
FM4-15	289	295	302	306	312			
al.freq	0,461	0,188	0,181	0,071	0,097			
T06A12	<b>116</b>	<b>124</b>	<b>132</b>	<b>159</b>				
al.freq	0,038	0,045	0,149	0,766				

## 2. Classification et relation entre les cultivars

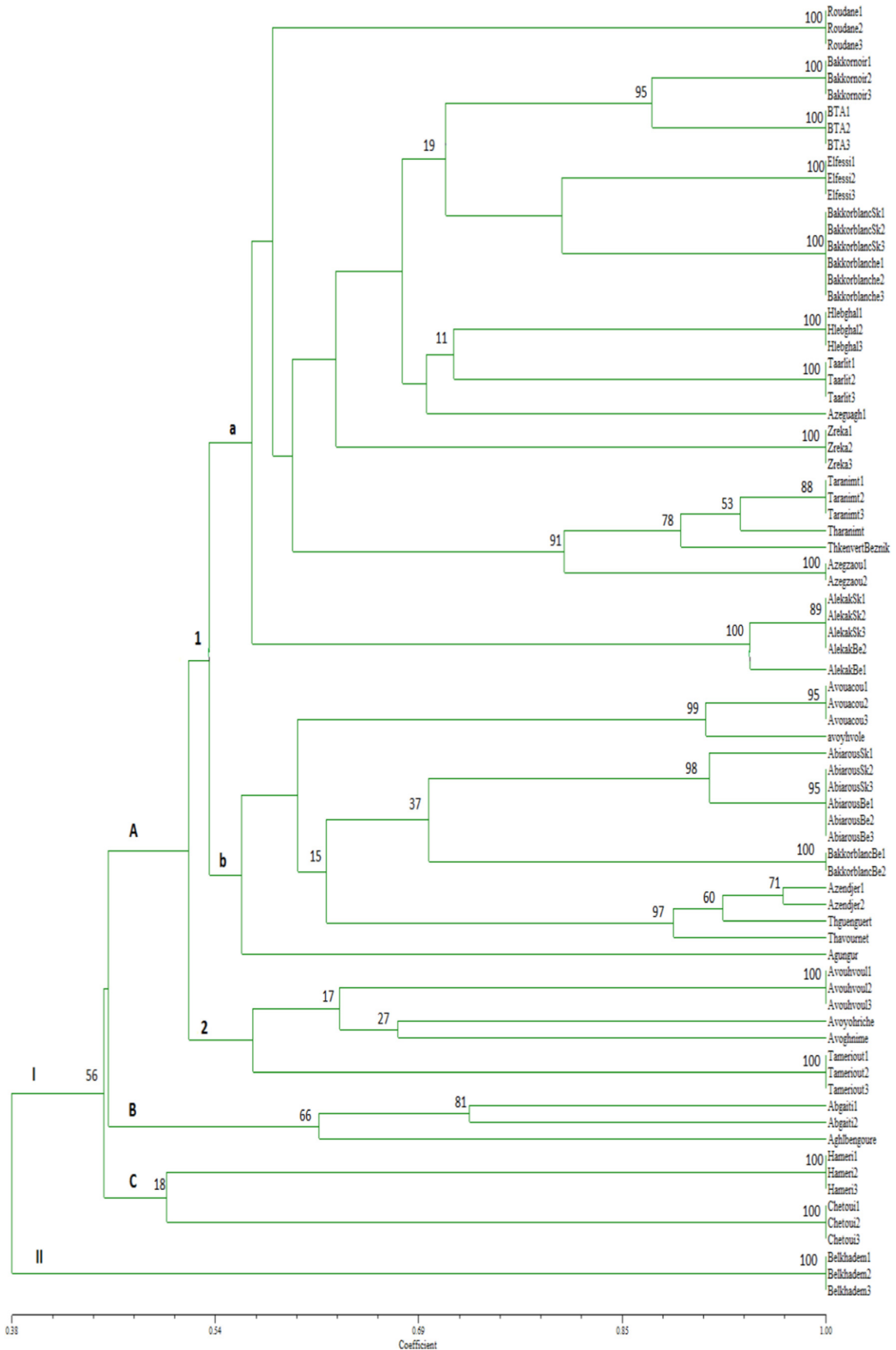
Parmi les dendrogrammes possibles par UPGMA, celui qui présente le coefficient de corrélation le plus élevé (0,9) a été choisis (Figure 9.1). Le dendrogramme a classé les accessions étudiées en deux principaux groupes (I et II) avec une valeur de robustesse de 56%. Le Groupe I inclue la plus part des cultivars et est organisé en 3 principaux sous-groupes A, B et C (Figure 9.1). Cependant, le groupe II est représenté par l'unique cultivar 'Bezoul Elkhadem' (unifère). Le petit groupe C inclue deux unifères 'Chetoui' et 'Hameri'. Les cultivars 'Bezoul Elkhadem', 'Chetoui' et 'Hameri' sont conservés à la station de Sidi Aiche-Bejaia. Le groupe B est composé des cultivars unifères 'Abgaiti' et 'Aghelbengoure' conservées à Sidi Aiche-Bejaia et Tizi Ouzou, respectivement. Le plus grand groupe A, est composé de 65 accessions de différentes régions et peut être subdivisé en deux sous-groupes (A1 et A2) ; Le sous-groupe A2 est formé des cultivars unifères 'Avouyahvoul', 'Avouyohriche' et 'Tameriout', en plus d'un caprifiguiier 'Avoghnime'. Le sous-groupe A1 peut à son tour être divisé en deux petits groupes A1-a et A1-b. La majorité des cultivars bifères sont groupées dans le groupe A1-a, alors que le groupe A1-b est constitué principalement par des cultivars unifères et seulement un cultivar bifère 'Bakor Blanc Be'. Le coefficient de similarité entre les cultivars varie de 0,294 (entre 'Hameri' et 'Bezoul Elkhadem') à 0,96 (entre les accessions 'Azendjer 1' et 'Azendjer 2').

## 3. L'identification des différents cultivars

La combinaison des 79 allèles amplifiés a permis de distinguer 35 différents profils génétiques dont 29 pour les cultivars unifères et 6 pour les cultivars bifères. Parmi ces 35 profils, 17 profils représentent un profil génétique unique, et peuvent être considérer comme des cultivars génotypes pour cette étude. Le dendrogramme UPGMA a classé les accessions appartenant au même cultivar dans différents groupes. En effet, c'est le cas pour 'Abiarous SK1', 'Alekak Be1', 'Azendjer' (1,2) et 'Abgaiti (1,2) qui exhibent des profils génétiques différents mais possèdent la même dénomination ce qui indique qu'ils sont homonymes. D'un autre côté, les accessions des cultivars 'Bakor Blanc Sk' (1,2 et 3) et 'Bakor Blanche' (1,2 et 3) sont toutes classées ensemble avec une robustesse de 100% et présentent les mêmes profils génétiques, elles partagent également une dénomination qui est proche ce qui indique clairement qu'elles sont synonymes.



**Figure 9.1 :** Dendrogramme UPGMA selon le coefficient de similarité de Jaccard représentant la relation entre les cultivars de figuier Algérien étudiés. (Les chiffres et lettre représente les groupes)



L'utilisation de ses 22 marqueurs a permis de sélectionner la combinaison la plus efficace pour l'identification d'un nombre maximal de cultivars. Effectivement, les loci LMFC30 et FCUP038 sont capables de déceler le plus grand nombre de cultivars (5), suivie de FS4-11 (4), FCUP044 et FM4-15 (3) et LMFC31 (2) (Tableau 8.A). La combinaison de ses 3 loci (LMFC30, FCUP038 et FS4-11) a permis de distinguer sans ambiguïté 13 cultivars.

#### **4. Structuration de la diversité génétique**

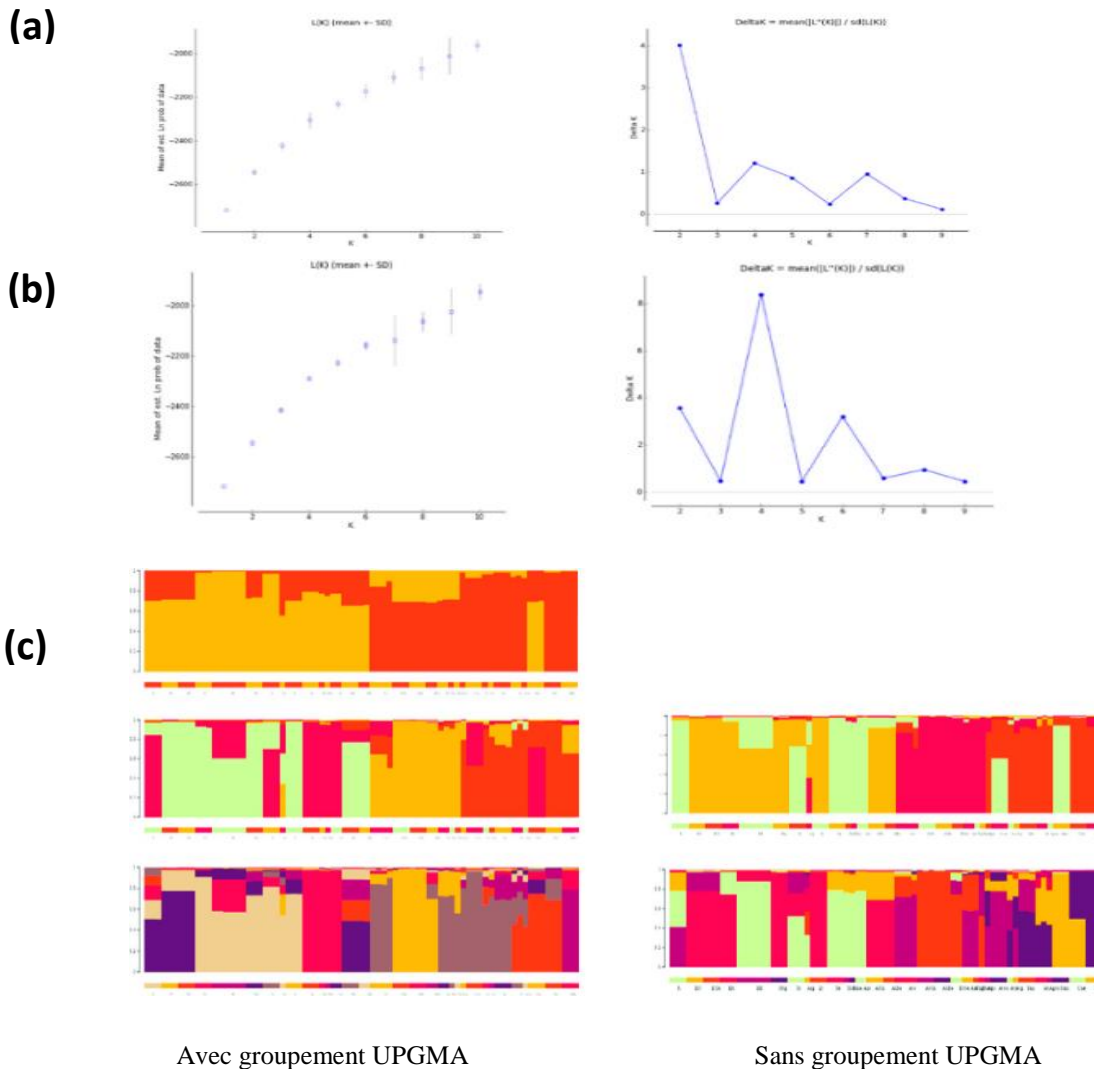
##### **4.1. Résultats obtenus par STRUCTURE**

Selon Jay (2011), lorsque l'on connaît les données génétiques d'un ensemble d'individus pour un ensemble de marqueurs, un objectif est de détecter si les individus sont structurés en populations, et, si c'est le cas, d'identifier le nombre de groupes (clusters) isolés ou partiellement isolés, les individus composant chacun de ces groupes et éventuellement les individus métissés — qui ont des origines dans plusieurs groupes. Plusieurs méthodes permettent de réaliser cette approche dont la classification par arbre phylogénétique et L'ACP (l'Analyse en Composante Principale). Plus récemment les méthodes biaisées permettent d'associer le profil génétique avec une distribution spatiale, ou des caractères morphologiques communs tel que le logiciel STRUCTURE.

L'analyse biaisée de la structure des populations programmée dans le logiciel STRUCTURE a été réalisée avec et sans information préalable basée sur la classification UPGMA. En utilisant la méthode d'Evanno et al (2005), le  $\Delta K$  arrive à son maximum autour de  $K=2$  (Figure 9.2a) suivi des pics à  $K=4$  puis  $K=7$ . En utilisant l'information préalable basée sur la classification UPGMA, dans le but de faciliter l'identification de la vraie valeur du  $K$ , le  $\Delta K$  est à son maximum autour de  $K=4$ , puis  $K=2$  et  $K=6$ . Il apparaît que la valeur appropriée du  $K$  avec ou sans l'information de la classification UPGMA est  $K=4$  (Figure 9.2b).

En d'autres mots, l'analyse biaisée a permis de séparer la totalité des accessions en 4 groupes (cluster) différents en assignant un coefficient d'appartenance à chaque individu pour chacun des 4 clusters. Par exemple le cluster 1, 15 accessions présentent un coefficient d'appartenance  $>0,9$  et 11 ont un coefficient entre 0,6-0,8. Au total 26 accessions sont assignées au groupe ou à la population 1. 15 accessions sont assignées au groupe 2 et 15 autres au groupe 3. Enfin, 16 individus sont assignés au groupe 4. Cette analyse a permis de classer 72 individus dans 4 groupes différents les cinq accessions restantes (Avoyohvoule, Azougouagh et les individus du cultivar Avohvoule)

restent non classés car ils possèdent des coefficients d'appartenance partagés entre 2 à 3 groupes simultanément. Ces résultats révèlent une mixité des profils génétiques des cultivars étudiés et prouvent donc leur origine métissée.



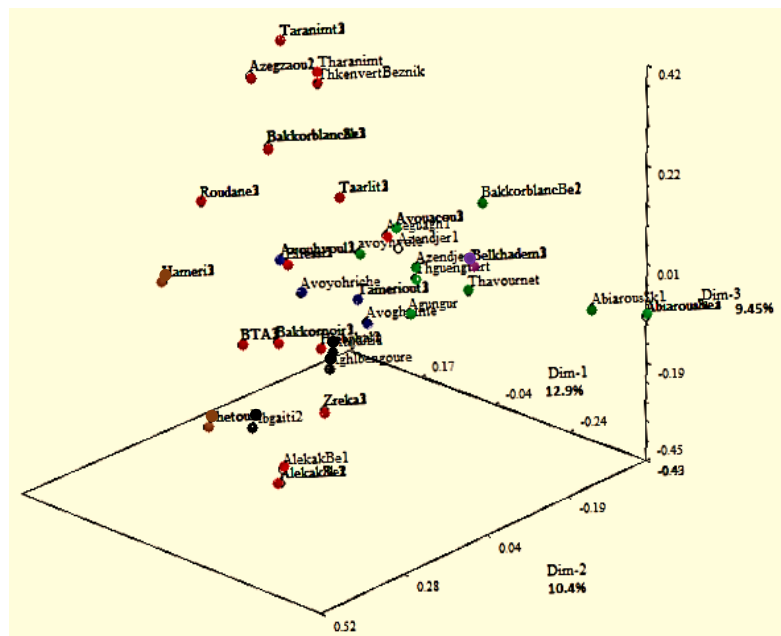
**Figure 9.2:** Graphe (a) et (b) représentent  $\ln(P)$ , la moyenne de la probabilité et le second ordre de changement en fonction du K ( $\Delta K$ ), à travers 10 runs, pour une variation du K entre 1 à 10, avec et sans considération du groupement généré par l'analyse UPGMA, respectivement. (c) représente la structuration de la population pour différents K. Chaque individu est représenté par une ligne verticale constituée par des segments colorés qui représentent la fraction d'adhésion dans chaque cluster.

#### 4.2. Résultats obtenus par l'ACP

L'analyse ACP a montré que les 3 premiers axes expliquent 32,76% de la variabilité totale et qu'ils contribuent séparément avec 12,91% (CP1), 10,4% (CP2) et 9,45% (CP3), respectivement (Figure 9.3). La projection des 77 individus sur les 3 CP montre que le groupe A1-a est le seul positivement corrélé avec la CP1. Les groupes A2, B, C et II sont positivement corrélés avec la CP2. Une partie du groupe A1 est corrélée positivement avec la CP3. Des similarités entre la classification UPGMA et l'analyse ACP sont observées. De plus, les résultats générés par STRUCTURE sont proches de ceux obtenus par UPGMA et l'ACP, tous ont décelés une origine mixte pour toutes les accessions.

#### 4.3. Degré de différenciation entre les groupes

L'AMOVA ou Analyse de la Variance Moléculaire est une technique qui permet de déceler le degré de différenciation entre différentes populations. La différenciation peut être entre les sous-populations, entre les individus de sous-populations différentes et entre les individus de la population totale. L'AMOVA a été réalisée sur les groupes générés par l'analyse STRUCTURE et sur la totalité de la population (sans groupement). Le Tableau 8.C représente les valeurs des indices  $F_{ST}$ ,  $F_{IS}$  et  $F_{IT}$ .



**Figure 9.3:** Projection des cultivars suivant les 3 CP qui expliquent 32,76% de la variabilité. Les cercles colorés représentent la classification des groupes selon UPGMA, Rouge : A1-a. Vert : A1-b. Bleu : A-2. Noir : le groupe B, Marron : le groupe C. Violet : le groupe II.

**Tableau 8.C:** Valeurs des indices de fixation  $F_{st}$ ,  $F_{is}$ ,  $F_{it}$  pour les groupes générés par l'analyse STRUCTURE

Source de la variation	Somme des carrés	Variance	Pourcentage de variation	Indices
Entre les groupes / population totale	92,36	0,78	15,24	$F_{ST}$ 0,15
Entre les individus / aux groupes	216,13	-0,99	-20,05	$F_{IS}$ -0,23
Entre les individus / la population totale	372	5,16	104,23	$F_{IT}$ -0,04

Les résultats de l'analyse hiérarchique de la variance (Tableau 8.D) montrent des valeurs négatives pour les indices  $F_{IS}$  et  $F_{IT}$  ce qui indique qu'il n'existe pas de différenciation génétique entre les groupes de la population étudiée. Puisque les deux mesures sont liées à l'effet des croisements non aléatoires au sein des sous populations (consanguinité), des valeurs négatives représentent un excès d'hétérozygotes. D'autre part, l'indice  $F_{ST}$  présente une valeur 0,15. Selon Wright (1978), une valeur de  $F_{ST}$  entre 0,05- 0,15 indique une différenciation modérée entre les sous populations. L'analyse non-hiérarchique montre que 84,79% de la variabilité se situe à l'intérieur des groupes et que seulement 15,24% se situe entre les groupes. En d'autres mots, les groupes ne sont pas distincts entre eux. Ceci confirme les résultats de l'analyse hiérarchique (Tableau 8.C).

**Tableau 8.D:** Pourcentage de la variance et indice de fixation de la population de figuier étudiée.

Source de la variation	ddl	Somme des carrés	Variance	Pourcentage de variation
Entre les groupes	3	92,36	0,755 Va	15,24
A l'intérieur des groupes	140	588,13	4,2 Vb	84,76
Total	143	680,5	4,95	
Indice de fixation $F_{ST}$		0,15		

Va : Variation entre les groupes

Vb : Variation intragroupe

## 5. Relation des cultivars de figuier Algérien avec les cultivars d'une collection de figuier espagnole

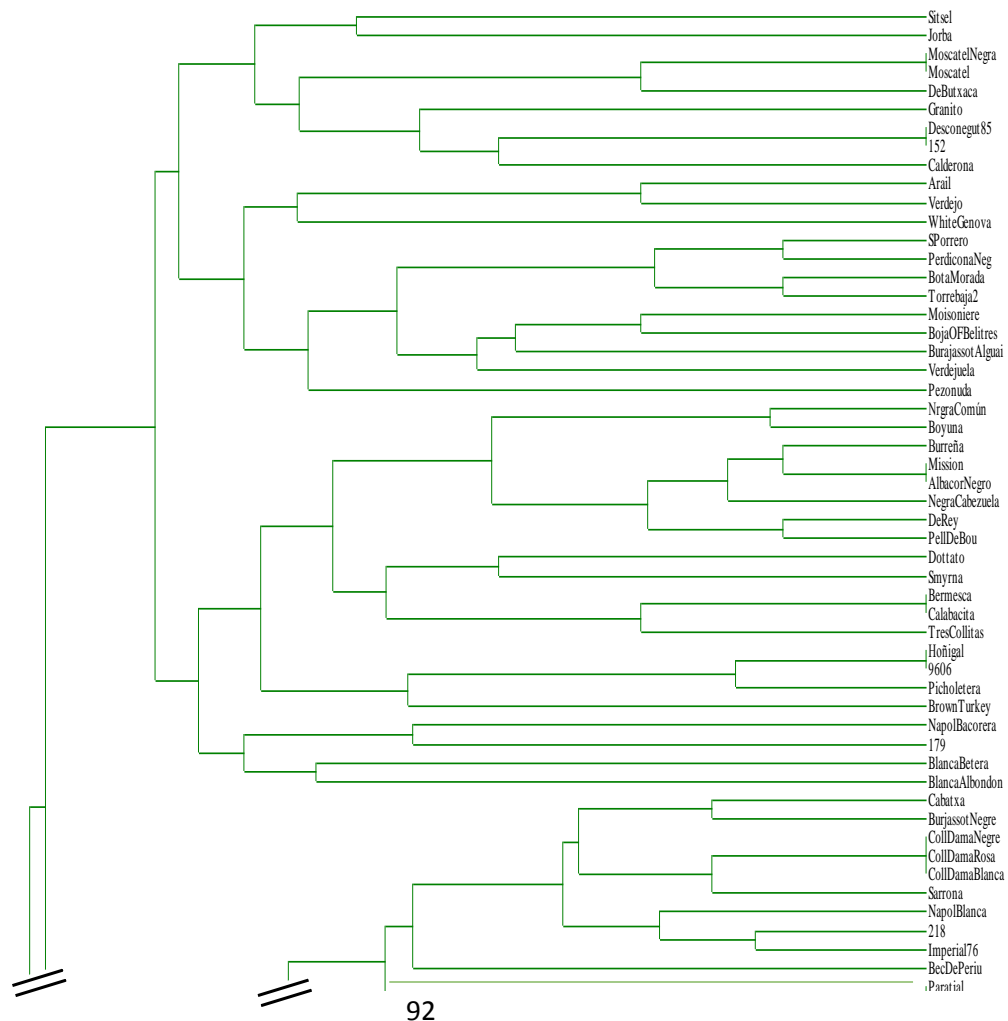
Un total de 104 accessions originaires de différente région géographique maintenues dans la collection de Badajoz en Espagne ont été analysées conjointement avec les 77 accessions de figuier Algérien en utilisant 6 marqueurs SSR (LMFC30, LMF18, LMFC19, LMFC24, LMFC31, MFC4). Les 6 marqueurs SSR ont généré 26 allèles. Le dendrogramme UPGMA construit sur la base de la matrice de similarité calculé avec le coefficient de Jaccard a permis de classer les cultivars algériens en un bloc séparés des autres cultivars de la collection espagnole sauf le cultivar 'Bezoul Elkhadem'

qui se regroupe avec les cultivars espagnols. L'accession '176' de la collection espagnole est le seul cultivar étranger qui se groupe avec les cultivars algériens.

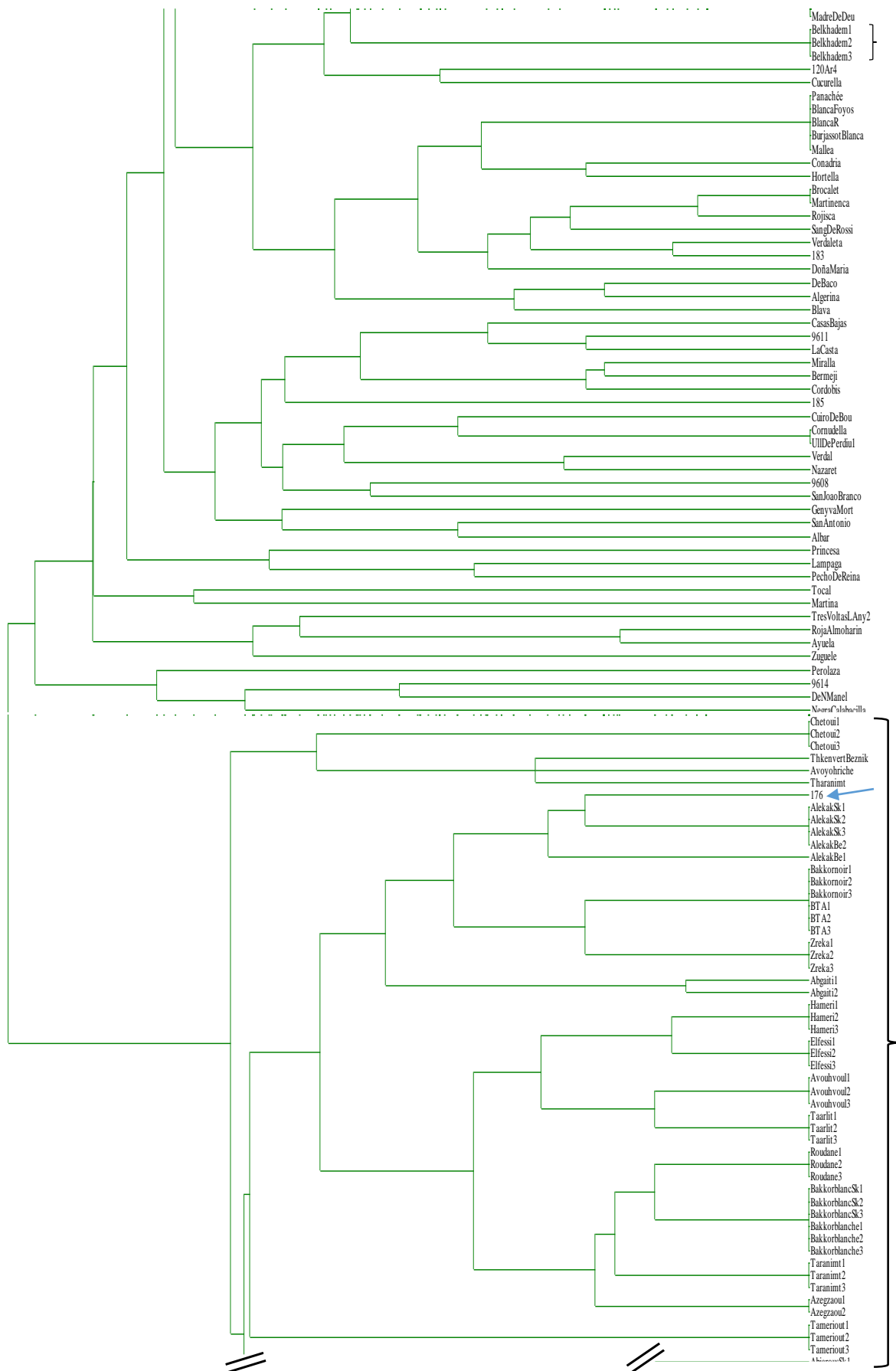
Les deux populations sont assez éloignées et présentent un coefficient de similarité de 0,35. L'Hétérozygotie attendue (*He*) de la population espagnole est de 0,54 alors que l'*He* de la population algérienne est de 0,38. Ceci indique qu'il existe une plus grande richesse allélique chez la population espagnole que chez la population algérienne. En effet, les résultats démontrent l'existence d'allèles rares au niveau de la population espagnole: (309 pb, 311 pb et 334 pb) pour l'amorce LMFC19, (276 pb et 278 pb) pour l'amorce LMFC24, (256 pb) pour l'amorce LMFC30. Et enfin, l'allèle 221 pb pour l'amorce MFC4. D'autre part, seul l'allèle 242 pb (LMFC24) est spécifique aux cultivars Algériennes.

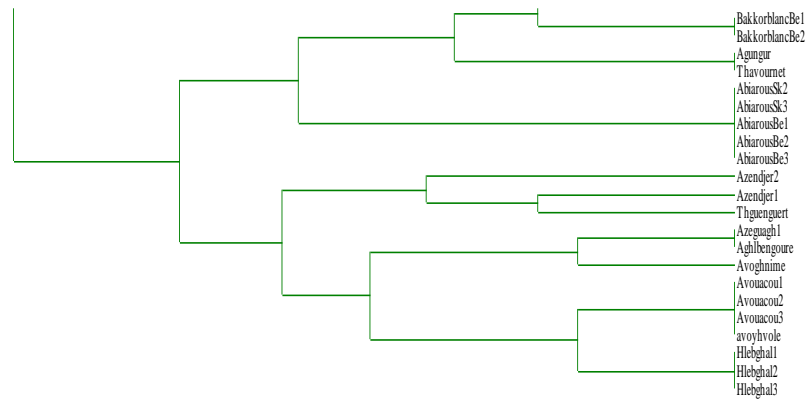
L'AMOVA révèle que 80% de la variabilité est traduite par la différenciation entre les individus et que seulement 20% représente la variabilité entre les deux populations. L'indice de la structuration *F<sub>ST</sub>* est significatif puisqu'il prend la valeur de 0,21. Selon Wright (1978), une valeur comprise entre 0,15-0,3 révèle une différenciation significative entre les deux populations.

**Figure 9.4:** Dendrogramme UPGMA des cultivars algériens et espagnols de figuier.  
Les crochets représentent les cultivars Algériens, la flèche l'accession espagnole



**Figure 9.4:** Dendrogramme UPGMA des cultivars algériens et espagnols de figuier.  
 Les crochés représentent les cultivars Algériens, la flèche l'accèsion espagnole





**Figure 9.4:** Dendrogramme UPGMA des cultivars algériens et espagnols de figuier.  
Les crochés représentent les cultivars Algériens, la flèche l'accession espagnole



---

## **Chapitre 4**

### **DISCUSSION DES RESULTATS**

---

## CHAPITRE 4 : DISCUSSION DES RESULTAS

Dans un effort de préserver la diversité génétique des cultivars locaux de figuier, quelques collections ont été créées à travers le pays. Cependant, aucune étude morphologique ni moléculaire n'a été entreprise pour caractériser la diversité génétique de ces collections.

Ce travail représente donc la première étude d'évaluation de la diversité génétique chez le figuier Algérien, il a porté sur la caractérisation morphologique de huit cultivars de figuier cultivés à l'ITAFV situé à Mdjez Edchiche dans la wilaya de Skikda, et à l'étude de la diversité génétique de 34 cultivars de figuier locaux localisés dans la station ITAFV Béjaia, ITAFV Skikda et un verger privé à Tizi Ouzou.

Au total, 59 marqueurs morphologiques (18 quantitatifs et 41 qualitatifs), relatifs aux fruits et aux feuilles décrits dans les descripteurs de l'IPGRI et du CIHEAM (2003), et 22 marqueurs microsatellites polymorphes disponibles dans la littérature actuelle (Khadari *et al.*, 2001; Giraldo *et al.*, 2005 et Ahmed *et al.*, 2007, Caliskan *et al.*, 2010 ; Bandelj *et al.*, 2007) ont été utilisées pour détecter la variabilité existantes et pour l'identification des cultivars.

Les analyses morphologiques n'ont pu être faites que pour l'année 2014-2015 pour plusieurs raisons, notamment, la non disponibilité des fruits dans la station de Bejaïa. Or selon le descripteur de l'IPGRI l'analyse morphologique devrait se faire sur 2 cycles biologiques successifs pour éliminer l'effet des fluctuations environnementales sur la variabilité. Bien que l'étude ait porté sur un nombre faible de cultivars (8), elle a permis de les séparer en fonction de leur variabilité morphologique. Les marqueurs morphologiques ont été utilisés par plusieurs auteurs (Caliskan et Polak., 2012 ; Gaaliche *et al.*, 2012 ; Darjazi., 2011 ; Giraldo *et al.*, 2010 ; Podgornik *et al.*, 2010; Saddoud *et al.*, 2008; Kuden *et al.*, 2005) et restent un outil incontournable pour la caractérisation variétale et les études de diversité. Cependant, leur sensibilité aux variations environnementales accentue les cas d'homonymie et de synonymie entre les cultivars originaires de différentes régions et pays. Pour remédier à cela, la caractérisation morphologique est souvent appuyée par une étude de la diversité en moyennant des marqueur moléculaires (Cabrita *et al.*, 2000; Khadari *et al.*, 2001; Papadopoulou *et al.*, 2002; Giraldo *et al.*, 2005 ; Guasmi *et al.*, 2006; Ikegami *et al.*, 2008; Achtak, *et al.*, 2009; Akbulut *et al.*, 2009; Baraket *et al.*, 2010; Chatti *et al.*, 2010; G; Perez-jiménez *et al.*, 2012; Ahmed *et al.*, 2015). Plus récemment, des études morphologiques (Benttayeb *et al.*, 2017) et moléculaires (Belttar *et al.*, 2017 ; Boudchicha *et al.*, 2018) ont été menées sur des cultivars et des collections de figuier en Algérie.

### 1. Discussion des résultats morphologiques

La caractérisation morphologique est un processus complexe, et à fin de l'optimiser, des listes de descripteurs pour un grands nombre d'espèces ont été développées. Chez le figuier, un groupe d'expert international IPGRI et CIHEAM a développé et publié une liste de descripteurs dans le but de faciliter la caractérisation de cette espèce. Pourtant l'analyse des traits morphologiques chez le figuier est plus compliquée que les autres espèces du fait de certaines caractéristiques particulières telles que d'être bifère, la présence de quatre morphotypes de feuilles et une biologie floral complexe. Par conséquent, la liste du descripteur disponible inclue un total de 192 traits dont 126 sont qualitatifs et 66 quantitatifs. Ce grand nombre de variables et la réplication de l'analyse durant un minimum de deux ans rendent la caractérisation phénotypique de cette espèce une tâche longue, très difficile à réaliser et engageant des ressources humaine importante.

La méthodologie suivie dans cette études a été utilisée précédemment dans l'étude de la caractérisation morphologique d'une collection espagnole de figuier (Giraldo et al., 2010) et peut être utilisée avec d'autres espèces ligneuses (Giraldo et al., 2010).

Les résultats basés sur la description morphologique quantitative des cultivars ont montré que les variables les plus discriminantes sont : la longueur de la feuille et la longueur du lobe central. Les figes d'automne sont caractérisées par leurs : longueur, l'indice largeur/longueur et la longueur du pédoncule. Quant aux figes fleurs, elles sont représentées par : la largeur du fruit, l'indice largeur/longueur, largeur de l'ostiole et la longueur du pédoncule. L'ANOVA a permis donc de sélectionner les variables pour lesquelles les cultivars présentaient des différences significatives. À partir d'un nombre initial de variables 18 seulement 10 ont été retenues. L'ACP a séparé les huit cultivars selon leurs types de production (unifère et bifère) grâce à la CP3 qui est représentée par les variables quantitatives relatives aux figes fleurs. Les 3 CP représentent 88% de la variabilité ce qui correspond au résultat d'autres études sur le figuier, Giraldo et al., (2010) ont rapporté un pourcentage de 81% pour les 3 premières CP. La variabilité pour certains caractères (ex : le poids du fruit, la surface foliaire) est élevée chez certaines cultivars ceci est principalement due aux facteurs du milieu ; l'excès de chaleur, le déficit en eau ou bien la différence dans le temps de maturation. Le cultivar 'Avouacou' présente les feuilles et fruits les plus grands tandis que les cultivars 'Abiarous' et 'Hameri' présentent les feuilles et fruit les plus petits. L'analyse UPGMA a généré des résultats proches de l'ACP puisque les cultivars bifères sont classés ensemble dans un groupe. Le coefficient de similarité le plus élevé (0,96) a été rapporté pour les cultivars 'Abiarous'

et 'Alekak', ce qui conclue que les variables quantitatives sélectionnées permettent de différencier entre les cultivars selon leur types de production mais ne sont pas hautement discriminantes pour l'identification variétale.

La méthodologie suivie pour la caractérisation morphologique par des caractères qualitatifs s'est basée sur la réduction des variables présentant une association très forte à parfaite avec les cultivars. La valeur du  $C_s$  a atteint son maximum (=1) pour les variables relatifs aux fruits, ce qui indique leur degré d'importance pour la différenciation entre les cultivars.

Les variables les plus discriminantes pour les feuilles sont : le nombre de lobe, la forme du lobe centrale, la forme de la base, la densité des poils sur la face inférieure et supérieure, la surface foliaire et le degré de lobation. Il existe une forte corrélation (de *Pearson*) entre les catégories trilobées et lobe centrale latate (97%) ainsi que les catégories pentalobé et la forme du lobe centrale spatulé (96%). Ces valeurs suggèrent un contrôle génétique pour ces deux variables (Scora et al., 1976). Darjazi et al., (2011) ont rapporté également des valeurs de corrélations élevées pour certains caractères physiques sur 9 accessions de figuier apparentent à une collection iranienne. Les résultats montrent qu'il existe deux morphotypes de feuilles dominant. Les cultivars 'Abiarous', 'Alekak', 'Hameri' présentent des feuilles pentalobées avec une base cordiforme et un lobe central spatulé. Les cultivars 'Avouacou', 'Zreka' et 'Elfessi' présentent des feuilles trilobées avec une base cordiforme et un lobe central latate. Seul le cultivar 'Roudane' présente un morphotype différent, avec des feuilles trilobées avec un lobe central latate et une base décurrente. Le cultivar 'Bakor blanc' quant à lui présente les deux morphotypes de feuilles. Condit (1955), rapportent également certains cultivars présentant les deux formes de feuilles.

Les variables les plus discriminantes pour les fruits de première génération (figue fleurs) sont : la forme de l'apex, la couleur du fruit et la présence de taches irrégulières. Pour les trois cultivars bifères étudiés les variables de la couleur de la peau et de la pulpe ont permis de les différencier 'Bakor blanc' (vert, pulpe rose), 'Roudane' (violet, pulpe rouge) et 'Zreka' (vert, pulpe rouge foncé).

Les variables sélectionnées pour les figes de deuxième génération (figue d'automne) sont : la forme du fruit selon sa largeur maximale, la forme de l'apex, la couleur du fruit, la présence de bandes régulières ou de tâches irrégulières, la couleur de la chaire, la couleur interne de la pulpe, la longueur du fruit et sa forme. Il existe une forte corrélation entre la forme piriforme et la forme oblongue (97%) ce qui est logique puisque toute deux désigne une forme plus longue que large.

Les cultivars ‘Abiarous’, ‘Alekak’, ‘Avouacou’, ‘Bakor blanc’ et ‘Zreka’ présentent une couleur de peau verte. Cette même couleur a été rapportée par Condit (1955) pour les cultivars ‘Alekak’, ‘Abiarous’ et ‘Bakor blanc’, tandis que les cultivars ‘Roudane’ et ‘Elfessi’ ont une couleur de peau violet. Le cultivar ‘Hameri’ est le seul à présenter une couleur de peau noire, alors que Condit (1955), rapporte que sa couleur de peau est violette. Cette différence peut être due à des mutations somatiques qui peuvent se produire lors de reproduction végétative (Achtak et al., 2009). En effet, le cultivar ‘Hameri’ est un cultivar unifère de type Commun, il ne produit pas des fruits par caprifiguration mais par parthénocarpie. La reproduction végétative est donc le seul moyen pour ce genre de cultivar de se reproduire. Le cultivar ‘Bakor blanc’ présente les deux forme de fruit (globuleuse et oblate) cela peut revenir à l’effet de l’environnement qui cause des fluctuations chez un même individu.

L’analyse en composante principale a été largement utilisée pour la réduction du nombre de variables chez plusieurs espèces (Badenes et al., 1998, 2000; Chatti et al., 2004; Ferriol et al., 2004; Giraldo et al., 2010; Hagidimitriou et al., 2005; Martinez-Calvo et al., 2008; Pereira Lorenzo et al., 1996, 2003; Perez-Gonzales, 1992; Rotondi et al., 2003; Semagn, 2002; Zamora et al., 2003). Dans cette étude, 100% de la variabilité a été expliquée par les 7 premières CP. Des résultats similaires ont été obtenus avec Abbasi et Arji (2014) où les 22 CP expliquent 100% de la variabilité. Les 3 premières CP expliquent 67% de la variabilité. Cette valeur est proche de ce qui a été rapporté par des études morphologiques précédentes sur le figuier basées sur 31 traits morphologiques relatifs aux rameaux, feuilles et fruits (Gaaliche et al., 2012) et pour 17 accessions de figuier basées sur 16 caractères morphologiques et chimiques (Aljane et al., 2012). Giraldo et al., (2010) rapportent une valeur de 69% de variabilité pour les 3 CPs.

Afin de ne pas disperser les données sur plusieurs axes, ce qui rendrait leur interprétation incompréhensible, seuls les 4 premiers CPs qui expliquent 77% de la variabilité ont été sélectionnées. Néanmoins, le dendrogramme avec les 4 CPs a donné des résultats similaires à ceux générés avec les 3 CPs. Le choix du quatrième CP a permis de classer le cultivar unifère ‘Alekak’ dans un groupe séparé de celui des cultivars ‘Abiarous’ et ‘Bakor blanc’. Par ailleurs, les variables qui contribuent à la variabilité de la CP4 sont communs aux cultivars ‘Alekak’ et ‘Avouacou’ (forme oblate du fruit, une pulpe rouge foncé et une peau verte) mais l’analyse UPGMA a permis d’associer les variables de la feuille (pentaloqué avec un lobe centrale spatulé et une base cordiforme) et ainsi séparer le cultivar ‘Alekak’. Quant au cultivar ‘Avouacou’, il a été groupé avec

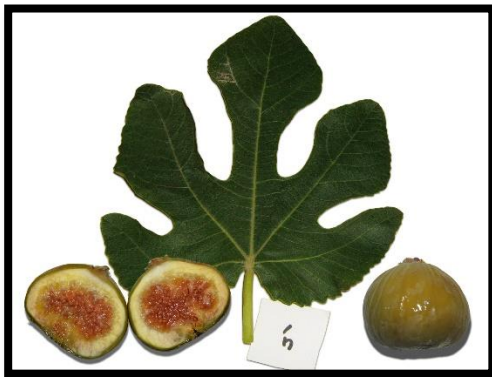
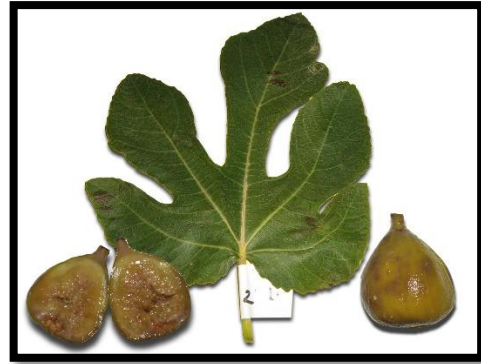
le cultivar 'Zreka', tous deux corrélés négativement avec la CP4 (forme oblate et couleur de peau verte). Les cultivars 'Abiarous' et 'Bakor blanc' sont les plus proches et ont présenté le coefficient de similarité le plus élevé (0,8). Ces deux cultivars se ressemblent par la morphologie des feuilles et des fruits. Malgré la différence visuelle qu'a le cultivar 'Elfessi' avec les cultivars 'Abiarous' et 'Bakor blanc', il a été groupé avec eux, d'une part car il partage des traits communs à l'un des deux cultivars (couleur rouge de la pulpe, une forme qui varie entre oblongue et globuleuse). D'autre part, la présence des deux morphotypes de feuilles (trilobée lobe central laté et pentalobée lobe central spatulé) et les deux morphotypes de figues d'automne (forme oblate et globuleuse ainsi qu'une couleur de pulpe variant entre le rose et le rouge) chez le cultivar 'Bakor blanc' a rapproché ce groupe du cultivar 'Elfessi'.

Dans cette étude, la caractérisation morphologique basée sur des variables qualitatives n'a pas séparé les cultivars suivant leur type de production (bifère et unifère), le cultivar bifère 'Bakor blanc' a été classé avec les deux cultivars unifères 'Abiarous' et 'Elfessi'. La distinction entre les cultivars a surtout été associée à leurs caractères pomologiques (couleur du fruit, forme, couleur de la pulpe) puis à la morphologie de la feuille.

Les variables sélectionnées dans cette étude rejoignent celles choisies par d'autres auteurs : nombre de lobe (Saddoud et al., 2008), forme du lobe central et de la base de la feuille (Giraldo et al., 2010). Longueur et largeur de la feuille, surface foliaire, densité des poils à la face inférieure (Podgornick et al., 2010). Largeur du fruit, couleur de la peau et de la chair, forme de l'apex, couleur interne de la pulpe (Saddoud et al., 2008 ; Aljane et Ferchichi., 2009 ; Podgornick et al., 2010 ; Giraldo et al., 2010). De même, ces études ont indiqué le pouvoir discriminant des caractères du fruit et certains paramètres de la feuille observés lors des études menées sur des collections de figuier de Turquie Çaliskan et Polat (2012), de Tunisie Gaaliche et al (2012) et d'Espagne Giraldo et al (2010).

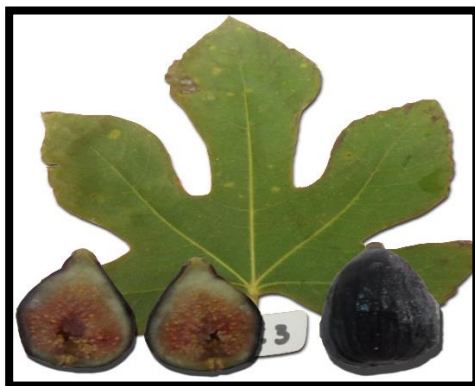
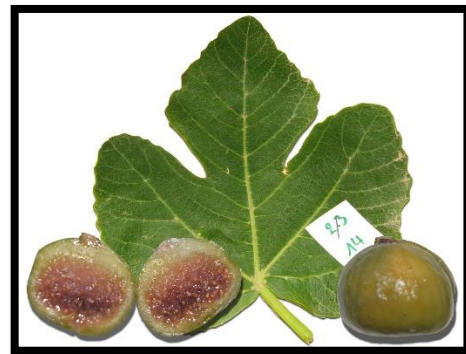
Les caractéristiques morphologiques des huit cultivars étudiés sont synthétisées comme suit :

**Abiarous** : cultivar unifère, de type Smyrna, avec des feuilles pentalobée, un lobe centrale spatulé avec une base cordiforme. Les figes ont une couleur verte avec des taches irrégulières jaune, un apex arrondi, une couleur interne de la pulpe rose et généralement une forme oblongue.



**Alekak**: cultivar unifère, de type Smyrna, feuille pentalobées, un lobe central spatulé et une base cordiforme. Les figes ont un apex arrondi, sont de couleur verte avec des taches irrégulières jaune, une couleur interne de la pulpe rouge foncée et une forme oblate.

**Avouacou** : cultivar unifère avec des feuilles trilobées, un lobe central latate et une base cordiforme. Les figes ont un apex arrondi, une couleur vert avec des taches irrégulières jaunes, une couleur interne de la pulpe rouge foncé et une forme oblate.



**Hameri** : cultivar unifère, de type Commun, les feuilles sont pentalobées, avec un lobe central spatulé et une base cordiforme. Les figes ont un apex pointu, une couleur de peau noire et une couleur interne de la pulpe rouge et une forme oblongue.

**Elfessi** : cultivar unifère, les feuilles sont trilobées, le lobe centrale latate et une base cordiforme. Les fruits ont un apex arrondi, de couleur violette avec des taches irrégulières vertes, l'intérieur de la pulpe est rouge et la forme est partagée entre oblongue et globuleuse.



**Bakor blanc** : cultivar bifère, de type commun, les feuilles sont pentalobées ou trilobées, un lobe centrale spatulé ou latate et une base cordiforme. Les figes fleurs sont vertes avec quelques fois des taches irrégulières jaunes et ont un apex tronqué. Les figes d'automne sont de couleur verte, ont un apex arrondi, la couleur de la pulpe va du rouge au rouge foncé. La forme des fruits varie entre globuleuse à oblate.

**Zreka** : cultivar bifère, les feuilles sont trilobées avec un lobe central latate et une base cordiforme. Les figes fleurs et les figes d'automne sont de couleur vert avec des taches irrégulières jaune. et un apex tronqué, la couleur interne de la pulpe est rose et la forme du fruit est globuleuse.



**Roudane** : cultivar bifère, les feuilles sont trilobées avec un lobe central latate et une base décurrente. Les fruits des deux récoltes sont de couleur violet avec des taches irrégulières verte. La forme de l'apex des figes fleurs est pointue, tandis que celui des figes d'automne est tronqué. Ces dernières ont aussi une couleur interne de la pulpe rouge et une forme globuleuse.



## 2. Discussion des résultats moléculaires

La caractérisation traditionnelle en utilisant des paramètres morphologiques et agronomiques est coûteuse et souvent non effective pour la distinction des génotypes. Elle est, d'une part, influencée par l'environnement, les traits discriminants sont souvent limités et elle requière souvent le besoin d'analyser un grand nombre de caractères d'un organe précis qui n'est pas toujours disponible ou qui est trop fragile pour une conservation. Ces derniers points ont beaucoup compliqués notre travail, la non disponibilité des fruits et la lourdeur du processus de la caractérisation morphologique a limité l'étude morphologique sur seulement huit cultivars se localisant non loin du site d'étude. Dans ce contexte, la caractérisation moléculaire par l'utilisation de 22 marqueurs moléculaires de type SSR sur 34 cultivars représentés par 77 accessions de figuier a permis pour la première fois de lever le voile sur l'état de la diversité de cette espèce en Algérie. D'ailleurs, elle représente une étape incontournable pour l'identification des ressources génétiques et la gestion adéquate de la diversité *in situ* et *ex situ*.

Le nombre d'allèles par locus (3,59) et  $H_e$  (0,43) sont similaires à ceux trouvés par d'autres auteurs Giraldo et al., (2008) en analysant une collection de figuier espagnole (une moyenne de 3,9 allèles par locus et 0,38 d'hétérozygotie attendue). En outre, Perez-Jiménez et al. (2012) ont rapporté 3,6 allèles par locus dans l'étude de 42 accessions de figuier espagnole. L'analyse de caprifiguier tunisiens a montré un nombre de 2,85 allèles par locus et  $H_e$  de 0,29 (Essid et al., 2015). D'autre part, des études ont rapporté des indices plus élevés de polymorphisme en moyennant un nombre faible de marqueurs SSR. Par exemple, Bandelj et al. (2008), ont trouvé une moyenne de 4,25 allèles par locus en utilisant 4 lots d'amorces chez des cultivars de figuier originaires de Slovénie, Aradhya et al. (2010) ont signalé un nombre de 4,9 allèles par locus et 0,5 d' $H_e$  en utilisant 16 SSRs avec 194 accessions de figuier maintenues dans une collection aux USA. Des résultats similaires ont été rapportés pour des collections de figuier tunisien (Saddoud et al., 2012) et Turquie (Caliskan et al., 2012) montrant 6,5 ( $H_e = 0,77$ ) et 6,8 ( $H_e = 0,68$ ) allèles par locus, respectivement. La différence entre les résultats obtenus dans différentes études est due à l'origine différente du matériel végétale et l'utilisation de différents marqueurs microsatellites pour l'analyse. Le faible degré de polymorphisme trouvé dans cette étude est attendu en prenant en considération l'origine géographique du matériel analysé. En effet, la plus part des accessions des collections de (Skikda et Béjaia) proviennent de l'Est du pays et, par conséquent, ont une origine géographique similaire. Ajouté à cela, la facilité de la propagation végétative, la longue histoire de cultivation et la

préférence des agriculteurs pour les cultivars parthénocarpiques, ont résulté à la propagation de génotypes sélectionnés à travers le pays. De même, un faible nombre d'allèles privés a été amplifié dans cette étude.

L'analyse des profils génétique a montré un cas de synonymie entre 'Bakor Blanc Sk' et 'Bakor Blanche' provenant de la collection de Skikda et Bejaia, respectivement. Confirmant les doutes sur la mauvaise identification des cultivars de figuier maintenus dans les collections. En effet, il est plus correct de nommer le cultivar 'Bakor Blanc SK' comme 'Bakor Blanche' étant donné que les cultivars de la collection de Bejaia ont été transférés à la collection de Skikda en vue d'une conservation *ex situ*.

Dans cette étude, plusieurs cas d'homonymies ont été également trouvés, la plus grande distance génétique a été notée pour des individus du même cultivar 'Abgait1' et 'Abgaiti 2'. Comme le profil moléculaire a montré une différence de 10 allèles appartenant à 7 loci, il est très probable que ces deux accessions soient mal identifiées et qu'elles soient homonymes. D'autres cas d'homonymies ont été observés entre 'Alekak Be1' et 'Alekak Be2', 'Abiarous Sk1, Abiarous Sk2' et 'Abiarous Sk3', 'Azendjer 1' et 'Azendjer2' et les accessions du cultivar 'Taranimt' (1, 2,3) de Bejaia et du cultivar 'Tharanimt' de Tizi ousou. La différence entre ces accessions est d'un seul allèle. En raison du manque de documentation et l'absence de la caractérisation morphologique, il est difficile de conclure si cette différence est due à une mutation somatique ou bien à un cas d'homonymie. Des résultats semblables ont été rapportés dans des travaux précédents sur des collections de figuier d'Espagne (Giraldo et al., 2008), du Maroc (Achtak et al., 2009) et de Turquie (Cliskan et al., 2012).

Il apparaît que la combinaison des 3 loci LMFC30, FCUP038 et FS4-11 est la plus efficace pour distinguer 13 cultivars et représente donc un bon moyen pour l'identification des cultivars de figuier Algériens. Giraldo et al., (2008) ont réussi à identifier 9 cultivars en utilisant seulement 2 amorces, alors que Bandelj et al (2008) en utilisant 3 loci a pu distinguer 8 cultivars de figuier Slovènes.

L'analyse UPGMA a séparé les accessions en deux groupes (I, II), le groupe I est représenté par la majorité des cultivars et est organisé en 3 sous-groupe A, B et C. Les accessions de différentes origines sont classées dans le même groupe, suggérant que les accessions sont classées indépendamment de leur origine géographique. Ceci peut être expliqué par la facilité de

propagation de cette espèce et sa grande capacité d'adaptation à différentes conditions environnementales ; ce qui est commun aux espèces qui se fécondent par croisement, ils présentent un niveau faible d'association entre la classification génétique et l'origine géographique (Ikten et al., 2010). Quelques études utilisant les marqueurs RAPD ont groupés les géotypes du figuier selon leurs origines géographiques mais avec une base génétique confuse (Papadopoulou et al., 2002 ; Salhi-Hannachi et al., 2006). D'un autre côté, Khadari et al (2005a) a montré une différence entre les groupes de figuier Méditerranéens en utilisant la variation de l'ADN mitochondriale révélée par les marqueurs RFLP, mais avec une méthodologie d'échantillonnage limitée. Toutefois, certains petits sous-groupes sont groupés suivant leur types de production, suggérant probablement une origine commune chez le figuier. Par exemple, le groupe bifère 'Bakor noir' et 'BTA' avec 95% de robustesse; les groupes unifères: 'Taranimt', 'Tharanimt', 'Thkenvert Beznik' and 'Azegzaou' avec 91% de robustesse; 'Avouacou' et 'Avoyahvole' avec 98% de robustesse; le groupe 'Azendjer', 'Thguenguert' et 'Thavournet' avec 97%; et enfin le groupe 'Abgaiti' et 'Aghelbengour' avec une robustesse de 66%. Des groupements similaires avec un haut pourcentage de robustesse ont été rapportés par Giraldo et al., (2008). Les accessions du cultivar 'Bezou Elkhadem' diverge significativement des autres cultivars et est groupé tout seul dans le groupe II. Une situation similaire est observée pour les cultivars 'Hameri' et 'Chetoui' du groupe C. Condit (1955) et Guillonchon (1927), ont décrit le cultivar 'Bezoul Elkhadem' comme un cultivar Tunisienne. Il est donc probable que ces 3 cultivars ont été introduits dans la collection de figuier Algérien. Un autre cas intéressant est observé dans le groupe A1-a avec les cultivars 'Alekak' et 'Roudane' qui sont séparés des autres cultivars du groupe. En effet, 'Roudane' a été rapporté comme étant un cultivar originaire du Maroc (Khadari et al., 2005 ; Achtak et al., 2009). Tous ces résultats suggèrent que les cultivars de la collection algérienne de figuier semble être homogène et est distincte des autres cultivars des pays avoisinants.

En comparant les résultats de cette étude avec ceux obtenus par Giraldo et al, (2008) avec 104 accessions de figuier provenant d'une collection espagnole. Les cultivars locaux algériens ont été classés séparément du reste de la collection, en utilisant 6 marqueurs microsatellites, alors que le cultivar 'Bezou Elkhadem' a été classé avec les cultivars espagnoles. Tous les cultivars bifères ont été classés dans le groupe A1-a, à l'exception du cultivar 'Bakor Blanc' qui a été classé dans le groupe A1-b avec 7 cultivars unifères. Le caprifiguier 'Avoghname' est classé avec les cultivars

unifères dans le groupe 2, évoquant que les différents types de figuier partagent un ancêtre commun.

L'analyse ACP a montré des résultats similaires avec le groupement UPGMA, même si il existe des différences pour certains cultivars surtout celle du groupe A1. En effet, 10 cultivars du sous-groupe A1-a ont contribué à la variation du CP1, alors que pour le sous-groupe A1-b, seules 3 et 4 cultivars expliquent la variabilité des CP2 et CP3, respectivement. Les groupes restants A2, B et C expliquent la variation du CP2, tandis que le cultivar 'Bezoul Elkhadem' explique la variabilité de la CP3.

Les résultats obtenus avec STRUCTURE ont indiqué que la meilleure valeur de K qui inclue la majorité de la variabilité des figuiers étudiés est 4. En effet, en incorporant au préalable l'information du classement UPGMA a donné un résultat presque identique à celui sans le classement UPGMA. Aradhya et al (2010) rapportent, qu'en général, l'information générée par une analyse de classification n'aide pas dans la détection de la structure génétique en utilisant une approche biaisée. Le coefficient d'appartenance de 45 accessions (58%) pour chaque groupe (cluster) est élevé  $\geq 0,8$ , tandis que pour 28 autres individus (35%), le coefficient d'appartenance est  $\geq 0,6$ . Les 7% restant sont représentés par les 3 accessions de 'Avohvoule' et les cultivars Azougouagh et Avoyohvoule. Elles ont montré un mélange des différents pools génétiques et possèdent donc des origines métissées. La classification générée par l'approche biaisée ressemble à celle obtenue par l'analyse UPGMA. Par exemple, le groupe A1 est composé de 2 clusters ; les cultivars du groupe A1-b sont représentés par 2 pools génétiques (1 et 4), ceux du groupe A1-a par le pool génétique 3, à l'exception de 'Agungur' (pool génétique 2). Les groupes A2, B, C et II sont constitués d'un seul pool génétique 4. Enfin, l'analyse avec STRUCTURE n'a pas pu identifier des populations définies suivant leurs origines géographiques, ou bien selon leurs traits pomologiques partagés ou même leurs types de production. De même, utiliser une méthode ad hoc basée sur une succession d'assomption pour inférer une valeur réelle de K qui représente au mieux les données peut ne pas avoir de signification biologique claire.

Le degré de la différenciation hiérarchique généré par STRUCTURE a été analysé par l'AMOVA. Le résultat a montré que les valeurs négatives du  $F_{IS}$  et du  $F_{IT}$  expliquent qu'il n'y a pas de subdivision résultant de la différenciation des fréquences alléliques entre les groupes. Le coefficient de consanguinité est plus élevé quand la population est subdivisée en groupes séparés

où le flux de gènes et peu ou non existant (séparation spatiale, croisement entre individus apparentés). L'AMOVA sans subdivision hiérarchique indique que 84,76% de la variabilité est localisée à l'intérieur de la population, tandis que la variation entre les groupes est estimée à 15,24% confirmant l'association de la population. Cependant, l'indice  $F_{ST} = 0,15$  explique une différenciation modérée. Ce résultat rejoint celui trouvé par l'analyse UPGMA. La structuration modérée de cette espèce a été déjà rapportée par des travaux précédents (Khadari et al., 2005 ; Aradhya et al., 2009 ; Ikten et al. ; 2012). Elle est due non seulement au type de reproduction de cette espèce, gynodioïque mais fonctionnellement dioïque, mais également, au mouvement de gènes accéléré par l'action de l'homme et des animaux dans la dispersion des cultivars de figuier. Ce mouvement permet d'homogénéiser les fréquences alléliques dans les populations et de disperser la variabilité.

La comparaison de la variabilité existante entre les cultivars étudiés et des cultivars de pays avoisinants, notamment d'Espagne, indique que les cultivars Algériens présentent une diversité faible par rapport à celle qui existe dans la collection espagnole. L'analyse UPGMA a séparé les cultivars algériens avec un cultivar français (176). Seul le cultivar Bezoul Elkhadem est classé avec les autres accessions de la collection espagnole. En effet, il est le seul à exhiber des allèles privés (3) communs à la collection de comparaison. Cette différence se reflète sur la valeur significative du  $F_{ST} = 0,2$ , tandis que 80 % de la variabilité se trouve entre les individus. En général, il est difficile d'associer la variation génétique avec une structuration génétique spatiale chez les espèces qui se reproduisent par croisement, et qui possèdent une longue histoire de domestication et une grande capacité d'adaptation (Khadari et al., 2005a ; Aradhya et al., 2010).

Ces résultats ne représentent ici que la variabilité existante au sein de deux collections de figuier (Skikda et Béjaia) ainsi que des accessions provenant de verger privés (Tizi Ouzou), il est urgent de procéder à d'autres prospections dans la région de l'ouest et du Sud algérien, afin d'élargir les collections existantes et de mieux refléter la diversité du figuier en Algérie.

---

## **CONCLUSION GENERALE**



## CONCLUSION GENERALE

---

L'identification et la caractérisation des ressources locales du figuier est un enjeu majeur pour sa réhabilitation, sa valorisation et protection, elle constitue également une étape impérative pour des programme d'amélioration ultérieures.

Dans cette étude, la caractérisation en moyennant les critères les plus distinctifs du descripteur international de l'IPGRI sur 8 cultivars de figuier provenant de la station ITAFV- Skikda, ainsi que la caractérisation moléculaire moyennant 22 marqueurs microsatellites sur 35 cultivars de figuier provenant des deux collections de l'ITAFV Skikda et Bejaia et un verger privé à Tizi Ouzou, ont été entrepris.

La sélection des variables quantitatives s'est basée sur l'analyse de la variance à un facteur (AMOVA-1). Le but de cette dernière est de vérifier si la différence entre les moyennes des cultivars pour une variable donnée, est attribuée à l'effet du hasard dans l'échantillonnage ou provient du fait que les cultivars sont significativement différents pour un caractère précis. Après vérification de la prémisse de cette analyse (la variable doit suivre une loi normale dans l'échantillon), les variables pour lesquelles les cultivars présentent des moyennes différentes sont sélectionnées.

La sélection des variables qualitatives les plus discriminantes a permis d'éliminer ou de minimiser l'influence environnementale et l'excès de subjectivité dans le choix des catégories de variables. Cette réduction est basée sur le test statistique de *Pearson* et le Coefficient de contingence qui permet de sélectionner les variables qui présentent une très forte association avec les cultivars. La sélection des catégories de variables permet de mieux distinguer entre les cultivars. Un nombre excessif de catégories rend la compréhension des résultats difficile (Giraldo, 2005).

L'analyse multi variée de composantes principales est un outil très utile dans la gestion des collections et des germoplasms. Elle permet de réduire des données en un nombre réduit de groupe corrélés, de définir ainsi les profils communs et d'éliminer les redondances. La sélection du nombre de CP dépend de leurs valeurs propres et de l'objectif du travail. Pour détecter les cas d'homonymie et de synonymie existant dans les collections étudiées nous avons sélectionnés des CP avec des valeurs propres > 1 et qui expliquent 70% ou 80% de la variabilité totale.

La sélection des variables morphologiques qui sont les plus discriminantes est essentielles pour la différenciation entre les cultivars et permet surtout une bonne gestion des collections regroupant un grand nombre d'accessions. Lors de cette études, en partant d'un nombre initial de 59 caractères

## CONCLUSION GENERALE

---

phénotypiques (18 quantitatifs et 41 qualitatifs), la réduction a permis de concentrer l'analyse sur seulement 32 variables, d'où une réduction de 54% du nombre total initial.

Les résultats de la partie analyse morphologique ont montré que :

1. Pour une bonne classification des cultivars, il est nécessaire de réduire le nombre de variables quantitatives et qualitatives proposées par le descripteur IPGRI et CIHEAM (2003), cette réduction a pour but de réduire l'effet de l'environnement sur la sélection des critères les plus en relation avec les cultivars.
2. Les caractères liés aux fruits sont les plus discriminants suivis de quelques caractères de la feuille. Cette méthodologie a permis de détecter les principales caractéristiques responsables de la variabilité chez les 8 cultivars, par ordre d'importance :
  - La morphologie de la figue d'automne (forme, la couleur de la peau, la couleur des taches irrégulières et des bandes régulières, la couleur de la chaire, la couleur interne de la pulpe) ;
  - La morphologie de la figue-fleur (couleur de la peau, la couleur des taches irrégulières, la forme de l'apex, la couleur des bandes régulière) ;
  - La morphologie des feuilles (nombre de lobe, forme du lobe centrale, forme de la base de la feuille).

Bien que le nombre de variété est peu élevé, pour des raisons de non disponibilité des fruits, l'utilisation de ses critères a permis de classer les 8 cultivars en groupes distincts et représentent donc un bon moyen pour distinguer et identifier les cultivars de figuier local. Ce résultat souligne l'importance que peut apporter l'utilisation des descripteurs morphologique pour la caractérisation des ressources génétiques de cette espèce.

Il reste toutefois primordial que la description morphologique soit réalisée dans des conditions d'échantillonnage et d'observation aussi stables que possible et sur un minimum de deux années pour définir la variabilité réelle au sein des cultivars.

L'utilisation des marqueurs moléculaires est un outil indispensable pour compléter l'analyse morphologique. Dans cette étude, les 22 marqueurs SSR utilisés ont permis de :

1. Développer un protocole de purification d'acide nucléique déjà extrait à parti de feuille séché de figuier. Ce protocole a permis d'éliminer les contaminants qui se précipitent avec l'ADN extrait et empêchait son utilisation.



## CONCLUSION GENERALE

---

2. Classer les 77 individus qui représentent 34 cultivars en 35 groupes distincts. La variabilité présente dans cette collection est moyenne et est semblable à celle trouvée dans des études précédentes. Les marqueurs utilisés ont amplifié un total de 79 fragments avec une moyenne de 3,59 allèles par locus. L'hétérozygotie attendue  $H_e$  a une moyenne de 0,42.
3. Identifier les marqueurs moléculaires les plus discriminants. La combinaison des loci FCUP038, LMFC30 et FS4-11 ont permis de distinguer sans ambiguïté 13 cultivars et représentent donc un bon moyen pour l'identification des cultivars.
4. Déceler les cas d'homonymie et de synonymie par l'analyse UPGMA et par conséquent permettre une meilleure gestion des collections.
5. Détecter une faible structuration génétique qui traduit une origine commune aux cultivars étudiés. De plus, cette structuration génétique a démontré que les collections étudiées ne peuvent pas être classées en groupes distincts suivant leur origines géographiques, leur traits pomologiques ou leur types de production.

Tous ces résultats corroborent ceux obtenus avec des figuiers originaires d'autres pays et confirment que la complexité de reproduction de cette espèce et sa longue histoire de domestication ont joué un rôle essentiel dans la propagation de cultivars sélectionnées à travers le monde. Cependant, la comparaison des profils génétiques obtenus avec ceux de la collection d'Espagne en moyennant seulement 6 marqueurs SSR, a classé les cultivars algériens dans un groupe éloigné du reste de la collection présentant une diversité génétique faible par rapport à la collection espagnole. D'autres études avec un nombre plus large de cultivars provenant de tout le pays et un nombre plus important et plus sélectif de marqueurs doivent être entreprises pour confirmer si les cultivars de notre pays sont moins diversifiés que ceux des pays avoisinants. Le cas échéant, enrichir les collections existantes avec l'introduction de cultivars provenant de prospections à travers tout le pays dans le but d'une conservation ex situ de notre patrimoine figuicole. L'identification de tous les cultivars de figuier cultivé en Algérie, permettra la création d'une collection de référence pour une meilleure gestion des collections existantes et la conservation de la diversité pour des programmes d'amélioration futures.

---

# **REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES**

---

1. **Abbasi, K., Arji, I.** (2014). Pomological diversity of fig (*Ficus carica* L) accessions of Kermanshah, Iran. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences (JBES)*, 5(3), 202-209.
2. **Achtak, H., Oukabli, A., Ater, M., Santoni, S., Kjellberg, F., & Khadari, B.** (2009). Microsatellite markers as reliable tools for fig cultivar identification. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 134(6), 624-631.
3. **Ahmed, S., Dawson, D. A., Compton, S. G., & Gilmartin, P. M.** (2007). Characterization of microsatellite loci in the African fig *Ficus sycomorus* L.(Moraceae). *Molecular ecology notes*, 7(6), 1175-1177.
4. **Aid, A., Houchi, A., Kartout, A., & Mazri, C.** (2005). Contribution à la caractérisation de trois variétés de figuier dans la commune de fréha wilaya de Tizi-Ouzou. Alger: INA ElHarrach.
5. **Aljane, F., & Ferchichi, A.** (2009). Assessment of genetic diversity among some southern Tunisian fig (*Ficus carica* L.) cultivars based on morphological descriptors. *Jordan Journal of Agricultural Sciences*, 5(1), 1-16.
6. **Aljane, F., Toumi, I., & Ferchichi, A.** (2007). HPLC determination of sugars and atomic absorption analysis of mineral salts in fresh figs of Tunisian cultivars. *African Journal of Biotechnology*, 6(5), 599-602.
7. **Aljane, F., & Ferchichi, A.** (2009). Assessment of genetic diversity among some southern Tunisian fig (*Ficus carica* L.) cultivars based on morphological descriptors. *Jordan Journal of Agricultural Sciences*, 5(1), 1-16.
8. **Aouane Asma.,** (2015). Contribution au génotypage par marqueur moléculaire et caractérisation morphologique de quelques cultivars locaux de figuier (*Ficus carica* L.). Thèse de Magister. Département des sciences agronomique, université de Batna 1. Algérie.
9. **Aradhya, M. K., Stover, E., Velasco, D., & Koehmstedt, A.** (2010). Genetic structure and differentiation in cultivated fig (*Ficus carica* L.). *Genetica*, 138(6), 681-694.
10. **Arif, I. A., Bakir, M. A., Khan, H. A., Ahamed, A., Farhan, A. H. A., Homaidan, A. A. A., ... & Shobrak, M.** (2010). A simple method for DNA extraction from mature date palm leaves: impact of sand grinding and composition of lysis buffer. *International journal of molecular sciences*, 11(9), 3149-3157.
11. **Azzi, R.** (2013). Contribution à l'étude de plantes médicinales utilisées dans le traitement traditionnel du diabète sucré dans l'Ouest algérien : enquête ethnopharmacologique. Thèse de doctorat en biologie, Université Abou Bekr Belkaid. Tlemcen, 36-38.
12. **Bachi, K.** (2012). Etude de l'infestation de différentes variétés de figuier (*Ficus carica* L.) par la mouche méditerranéenne des fruits *Ceratitis Capitata* (Diptera, trypetidae. Effets des huiles essentielles sur la longévité des adultes. Thèse de magistère, Tizi-OUZOU.
13. **Badenes, M. L., J. Martinez-Calvo and G. Llacer.** (1998). Analysis of apricot germplasm from the European ecogeographical group, *Euphytica*, 102(1). 93–99.
14. **Badenes, M.L., J. Martinez-Calvo, and G. Llacer.** (2000). Analysis of a germplasm collection of loquat (*Eriobotrya japonica* Lindl.), *Euphytica*, 114(3).187–194.
15. **Bandelj, D., JAVORNIK, B., & Jakse, J.** (2007). Development of microsatellite markers in the common fig, *Ficus carica* L. *Molecular ecology notes*, 7(6), 1311-1314.

16. **Bandelj, D.** (2008). Development of the identification key for reference fig (*Ficus carica* L.) varieties from Slovene Istria. In *Annales: Series Historia Naturalis* (Vol. 18, No. 2, p. 259). Scientific and Research Center of the Republic of Slovenia.
17. **Baraket, G., Chatti, K., Saddoud, O., Mars, M., Marrakchi, M., Trifi, M., & Salhi-Hannachi, A.** (2009). Genetic analysis of Tunisian fig (*Ficus carica* L.) cultivars using amplified fragment length polymorphism (AFLP) markers. *Scientia horticultrae*, 120(4), 487-492.
18. **Baraket, G., Chatti, K., Saddoud, O., Abdelkarim, A. B., Mars, M., Trifi, M., & Hannachi, A. S.** (2011). Comparative assessment of SSR and AFLP markers for evaluation of genetic diversity and conservation of fig, *Ficus carica* L., genetic resources in Tunisia. *Plant molecular biology reporter*, 29(1), 171-184.
19. **Baraket, G., Olfa, S., Khaled, C., Messaoud, M., Mohamed, M., Mokhtar, T., & Amel, S. H.** (2008). Chloroplast DNA analysis in Tunisian fig cultivars (*Ficus carica* L.): Sequence variations of the trnL-trnF intergenic spacer. *Biochemical systematics and ecology*, 36(11), 828-835.
20. **Barzegari, A., Vahed, S. Z., Atashpaz, S., Khani, S., & Omid, Y.** (2010). Rapid and simple methodology for isolation of high quality genomic DNA from coniferous tissues (*Taxus baccata*). *Molecular biology reports*, 37(2), 833.
21. **Ahmed, B. A., Ghada, B., Laila, E., Hafid, A., Bouchaib, K., & Amel, S. H.** (2015). Use of morphological traits and microsatellite markers to characterize the Tunisian cultivated and wild figs (*Ficus carica* L.). *Biochemical Systematics and Ecology*, 59, 209-219.
22. **Benbouza, H., J.P. Baudoin and G. Mergeai.** (2006a). **Improvement of the genomic DNA extraction method with CTAB for cotton leaves.** *Biotechnol Agron Soc Environ.* 10, 73-76.
23. **Benbouza, H., J.M.Jacquemin, J.P. Baudoin and G. Mergai.** (2006b). Optimization of a reliable, fast, cheap and sensitive silver staining method to detect SSR markers in polyacrylamide gels. *Biotechnol Agron Soc Environ.* 10(2), 77-81.
24. **Berg, C. C.** (1990). Reproduction and evolution in *Ficus* (Moraceae): traits connected with the adequate rearing of pollinators. *Mem NY Bot Gard*, 55, 169-185.
25. **Berg, C. C.** (2003). Flora Malesiana precursor for the treatment of Moraceae 1: the main subdivision of *Ficus*: the subgenera. *Blumea-Biodiversity, Evolution and Biogeography of Plants*, 48(1), 166-177.
26. **Bhandari, H.R, Bhanu, A.N, Srivastava K.** (2017). Assessment of genetic diversity in crop plants an overview. *Adv Plants Agric Res.* 7(3):279-286.
27. **Blaikie, N., 2003.** *Analyzing Quantitative Data.* Sage: Thousand Oaks, CA. p. 100
28. **Born, C., Hardy, O. J., Chevallier, M. H., Ossari, S., Atteke, C., Wickings, E. J., & Hossaert-mckey, M.** (2008). Small-scale spatial genetic structure in the Central African rainforest tree species *Aucoumea klaineana*: a stepwise approach to infer the impact of limited gene dispersal, population history and habitat fragmentation. *Molecular Ecology*, 17(8), 2041-2050.
29. **Botstein, D., White, R. L., Skolnick, M., & Davis, R. W.** (1980). Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *American journal of human genetics*, 32(3), 314.

30. **Boudchicha, R. H., Hormaza, J. I., & Benbouza, H.** (2018). Diversity analysis and genetic relationships among local Algerian fig cultivars (*Ficus carica* L.) using SSR markers. *South African Journal of Botany*, 116, 207-215.
31. **Bourayou, K., Bouzid, L., Azzouz, M., Boukari, N., Saibi, Z., Khamellah, O.** (2005). Possibilité de réhabilitation du figuier (*Ficus carica* L.) en fonction de ses ressources génétique et en conditions agronomique et socioéconomique Algérienne. Séminaire International Sur l'amélioration des Productions Végétales. INRA-Alger, Algeria.
32. **Cabrita, L. F., Aksoy, U., Hepaksoy, S., & Leitão, J. M.** (2001). Suitability of isozyme, RAPD and AFLP markers to assess genetic differences and relatedness among fig (*Ficus carica* L.) clones. *Scientia horticultrae*, 87(4), 261-273.
33. **Çalışkan, O., & Polat, A. A.** (2008). Fruit characteristics of fig cultivars and genotypes grown in Turkey. *Scientia horticultrae*, 115(4), 360-367.
34. **Çalışkan, O., & Polat, A. A.** (2012). Morphological diversity among fig (*Ficus carica* L.) accessions sampled from the Eastern Mediterranean Region of Turkey. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 36(2), 179-193.
35. **Caraglio, Y.** (2009). Le figuier, un arbre bien ancré. *Fruits oubliés*.
36. **CDB.** (1992). Convention sur la Diversité Biologique. Rio de Janero.
37. **Chai, L., Wang, Z., Chai, P., Chen, S., & Ma, H.** (2017). Transcriptome analysis of San Pedro-type fig (*Ficus carica* L.) parthenocarpic breba and non-parthenocarpic main crop reveals divergent phytohormone-related gene expression. *Tree Genetics & Genomes*, 13(4), 83.
38. **Chapuis, M. P., & Estoup, A.** (2006). Microsatellite null alleles and estimation of population differentiation. *Molecular biology and evolution*, 24(3), 621-631.
39. **Chatti, K., Salhi-Hannachi, A., Mars, M., Marrakchi, M., & Trifi, M.** (2004). Analyse de la diversité génétique de cultivars tunisiens de figuier (*Ficus carica* L.) à l'aide de caractères morphologiques. *Fruits*, 59(1), 49-61.
40. **Chawla, A., Kaur, R., & Sharma, A. K.** (2012). *Ficus carica* Linn.: A review on its pharmacognostic, phytochemical and pharmacological aspects. *International Journal of Pharmaceutical and Phytopharmacological Research*, 1(4), 215-232.
41. **Chessa I., Neiddu G. and Serra P.** (1998). Fig germplasm characterization using isozyme analysis. *Acta Hort.* 480, 143-148.
42. **Chessa, I., & Nieddu, G.** (2005). Analysis of diversity in the fruit tree genetic resources from a Mediterranean island. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 52(3), 267-276.
43. **Cipriani, G., Lot, G., Huang, W. G., Marrazzo, M. T., Peterlunger, E., & Testolin, R.** (1999). AC/GT and AG/CT microsatellite repeats in peach [*Prunus persica* (L) Batsch]: isolation, characterization and cross-species amplification in *Prunus*. *Theoretical and Applied Genetics*, 99(1-2), 65-72.
44. **Cochran, W. G.** (1954). Some methods for strengthening the common  $\chi^2$  tests *Biometrics*, 10(4), 417-451.
45. **Condit, I. J.** (1947). The Fig *Chronica Botanica*. *Waltham, Massachusetts*.
46. **Condit, I. J.** (1955). Fig varieties: a monograph. *Hilgardia*, 23(11), 323-538.
47. **Costa, J., Mafra, I., Amaral, J. S., & Oliveira, M. B. P.** (2010). Detection of genetically modified soybean DNA in refined vegetable oils. *European Food Research and Technology*, 230(6), 915-923.
48. **Darjazi, B. B.** (2011). Morphological and pomological characteristics of fig (*Ficus carica* L.) cultivars from Varamin, Iran. *African Journal of Biotechnology*, 10(82), 19096-19105.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

---

49. **Demeke, T and R.P. Adams. 1992.** The effects of plant polysaccharides and buffer additives on PCR. *Biotechniques*, 12(3):332–334.
50. **Do, N., & Adams, R. P.** (1991). A simple technique for removing plant polysaccharide contaminants from DNA. *BioTechniques*, 10(2), 162-164.
51. **Doyle, J. J., & Doyle, J. L.** (1987). *A rapid DNA isolation procedure for small quantities of fresh leaf tissue* (No. RESEARCH).
52. **Earl, D. A.** (2012). STRUCTURE HARVESTER: a website and program for visualizing STRUCTURE output and implementing the Evanno method. *Conservation genetics resources*, 4(2), 359-361.
53. **Elisiario, P. J., Neto, M. C., Cabrita, L. F., & Leitao, J. M.** (1997). Isozyme and RAPDs characterisation of a collection of fig (*Ficus carica* L.) traditional varieties. In *I International Symposium on Fig 480* (pp. 149-154).
54. **Essid, A., Aljane, F., Ferchichi, A., & Hormaza, J. I.** (2015). Analysis of genetic diversity of Tunisian caprifig (*Ficus carica* L.) accessions using simple sequence repeat (SSR) markers. *Hereditas*, 152(1), 1.
55. **Evanno, G., Regnaut, S., & Goudet, J.** (2005). Detecting the number of clusters of individuals using the software STRUCTURE: a simulation study. *Molecular ecology*, 14(8), 2611-2620.
56. **Excoffier, L., Laval, G., & Schneider, S.** (2005). Arlequin (version 3.0): an integrated software package for population genetics data analysis. *Evolutionary bioinformatics*, 1, 117693430500100003.
57. **Faostat. (2016).** FAO statistics database on the World Wide Web. <http://apps.fao.org> (accessed June 2018)
58. **Ferguson, L. (1997).** Fig breeding. Advanced course on Fig production, 16 - 28 June, 1997, EUFA, Turkey
59. **Ferguson, L., Michailides, T. J., & Shorey, H. H.** (1990). The California fig industry. *Horticultural Reviews*, 12, 409-490.
60. **Ferriol, M., Pico, B., de Cordova, P. F., & Nuez, F.** (2004). Molecular diversity of a germplasm collection of squash (*Cucurbita moschata*) determined by SRAP and AFLP markers. *Crop Science*, 44(2), 653-664.
61. **Flores Domingues, A. (1989).** La Higuera. Ed. Mundi Prensa, Spain.
62. **Gaaliche, B., Saddoud, O., & Mars, M.** (2012). Morphological and pomological diversity of fig (*Ficus carica* L.) cultivars in northwest of Tunisia. *ISRN Agronomy*, 2012.
63. **Giraldo, E.** (2012). Caracterización morfológica y molecular de higuera: *Ficus carica* L. Tesis doctoral. Editorial Académica Española.
64. **Giraldo, E., López-Corrales, M., Hormaza, J. I.** (2010). Selection of the most discriminating morphological qualitative variables for characterisation of fig germplasm. *J Am Hortic Sci.* 135 (3), 240-249.
65. **Giraldo, E., Lopez-Corrales, M., & Hormaza, J. I.** (2008). Optimization of the management of an ex-situ germplasm bank in common fig with SSRs. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 133(1), 69-77.
66. **Giraldo, E., Viruel, M. A., López-Corrales, M., & Hormaza, J. I.** (2005a). Characterisation and cross-species transferability of microsatellites in the common fig (*Ficus carica* L.). *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 80(2), 217-224.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

---

67. **Giraldo, E., Lopez-Corrales, M., & Hormaza, J. I.** (2005b). Selection of morphological quantitative variables in fig characterization. In *III International Symposium on Fig 798* (pp. 103-108).
68. **Guillochon, L.** (1927). La culture du Figuier en Tunisie. *Journal d'agriculture traditionnelle et de botanique appliquée*, 7(65), 18-28.
69. **Gupta, P. K., & Varshney, R. K.** (2000). The development and use of microsatellite markers for genetic analysis and plant breeding with emphasis on bread wheat. *Euphytica*, 113(3), 163-185.
70. **Hagidimitriou, M., Katsiotis, A., Menexes, G., Pontikis, C., & Loukas, M.** (2005). Genetic diversity of major Greek olive cultivars using molecular (AFLPs and RAPDs) markers and morphological traits. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 130(2), 211-217.
71. **Hamada, H., Petrino, M. G., & Kakunaga, T.** (1982). A novel repeated element with Z-DNA-forming potential is widely found in evolutionarily diverse eukaryotic genomes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 79(21), 6465-6469.
72. **Hammer, K.** (2003). A paradigm shift in the discipline of plant genetic resources. *Genetic resources and crop evolution*, 50(1), 3-10.
73. **Harlan, J.R.** (1975). *Crops and Man*. American Society of Agronomy, Madison. 295 pp.
74. **Hedfi J., Trifi M., Hannachi Salhi A., Ould Mohamed Salem A., Rhouma A. and Marrakchi M.** (2001). Morphological and iso-enzymatic polymorphism in Tunisian fig collection. Second international symposium on fig. Caceres (Spain), p. 20.
75. **Hormaza, J. I.** (2002). Molecular characterization and similarity relationships among apricot (*Prunus armeniaca* L.) genotypes using simple sequence repeats. *Theoretical and Applied Genetics*, 104(2-3), 321-328.
76. **Husson, F. Lé, S. et Pagès, J.** (2009). *Analyse de données avec R. Pratique de la Statistique*. Presse Universitaires de RENNES, France, 224p.
77. **Iezzoni, A. F., & Pritts, M. P.** (1991). Applications of principal component analysis to horticultural research. *HortScience*, 26(4), 334-338.
78. **Ikten, H., Mutlu, N., Gulsen, O., Kocatas, H., & Aksoy, U.** (2010). Elucidating genetic relationships, diversity and population structure among the Turkish female figs. *Genetica*, 138(2), 169-177.
79. **Jakobsson, M., & Rosenberg, N. A.** (2007). CLUMPP: a cluster matching and permutation program for dealing with label switching and multimodality in analysis of population structure. *Bioinformatics*, 23(14), 1801-1806.
80. **Jay, F., Manel, S., Alvarez, N., Durand, E. Y., Thuiller, W., Holderegger, R., ... & François, O.** (2012). Forecasting changes in population genetic structure of alpine plants in response to global warming. *Molecular ecology*, 21(10), 2354-2368.
81. **John, M. E.** (1992). An efficient method for isolation of RNA and DNA from plants containing polyphenolics. *Nucleic Acids Research*, 20(9), 2381.
82. **Jolliffe, I. T., & Cadima, J.** (2016). Principal component analysis: a review and recent developments. *Philosophical Transactions of the Royal Society A: Mathematical, Physical and Engineering Sciences*, 374(2065), 20150202.
83. **Jolliffe, T.** (2002). *Principal component analysis*. Wiley Online Library.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

---

84. **Kahrizi, D., Molsaghi, M., Faramarzi, A., Yari, K., Kazemi, E., Farhadzadeh, A. M., ... & Zebarjadi, A.** (2012). Medicinal plants in holy Quran. *American Journal of Scientific Research*, 42, 62-71.
85. **Khadari, B., Grout, C., Santoni, S., & Kjellberg, F.** (2005a). Contrasted genetic diversity and differentiation among Mediterranean populations of *Ficus carica* L.: a study using mtDNA RFLP. *Genetic resources and crop evolution*, 52(1), 97-109.
86. **Khadari, B., Oukabli, A., Ater, M., Mamouni, A., Roger, J. P., & Kjellberg, F.** (2005b). Molecular characterization of Moroccan fig germplasm using intersimple sequence repeat and simple sequence repeat markers to establish a reference collection. *HortScience*, 40(1), 29-32.
87. **Khadari, B., Hochu, I., Santoni, S., & Kjellberg, F.** (2001). Identification and characterization of microsatellite loci in the common fig (*Ficus carica* L.) and representative species of the genus *Ficus*. *Molecular Ecology Notes*, 1(3), 191-193.
88. **Khadari, B., Lashermes, P., & Kjellberg, F.** (1995). RAPD fingerprints for identification and genetic characterization of fig (*Ficus carica* L.) genotypes. *Journal of Genetics and Breeding*, 49, 77-77.
89. **Khadari, B., Oukabli, A., Ater, M., Mamouni, A., Roger, J. P., & Kjellberg, F.** (2005). Molecular characterization of Moroccan fig germplasm using intersimple sequence repeat and simple sequence repeat markers to establish a reference collection. *HortScience*, 40(1), 29-32.
90. **Kimura, M., & Crow, J. F.** (1964). The number of alleles that can be maintained in a finite population. *Genetics*, 49(4), 725.
91. **Kislev, M. E., Hartmann, A., & Bar-Yosef, O.** (2006). Early domesticated fig in the Jordan Valley. *Science*, 312(5778), 1372-1374.
92. **Kjellberg, F., Gouyon, P. H., Ibrahim, M., Raymond, M., & Valdeyron, G.** (1987). The stability of the symbiosis between dioecious figs and their pollinators: a study of *Ficus carica* L. and *Blastophaga psenes* L. *Evolution*, 41(4), 693-704.
93. **Lade, B. D., Patil, A. S., & Paikrao, H. M.** (2014). Efficient genomic DNA extraction protocol from medicinal rich *Passiflora foetida* containing high level of polysaccharide and polyphenol. *SpringerPlus*, 3(1), 457.
94. **Lansky, E. P., Paavilainen, H. M., Pawlus, A. D., & Newman, R. A.** (2008). *Ficus* spp.(fig): Ethnobotany and potential as anticancer and anti-inflammatory agents. *Journal of Ethnopharmacology*, 119(2), 195-213.
95. **Larranaga Gonzales, N.** (2016). Origen, Dispersion y diversidad del Chirimoyo (*Annona chirimola* MILL) en el continente americano. Tesis Doctoral, universidad politécnica de Madrid, Espana.
96. **Litt, M., & Luty, J. A.** (1989). A hypervariable microsatellite revealed by in vitro amplification of a dinucleotide repeat within the cardiac muscle actin gene. *American journal of human genetics*, 44(3), 397.
97. **Lo Piccolo, S., Conigliaro, G., Francesca, N., Settanni, L., Burruano, S., & Moschetti, G.** (2010). An optimized and rapid DNA extraction method from leaves of grapevine suitable for PCR-DGGE based analysis. In *4th International Biotechnology Symposium and Exhibition Biotechnology for the Sustainability of Human Society* (No. 150 supplement 1, pp. 486-486). Elsevier.
98. **Lodhi, M. A., Ye, G. N., Weeden, N. F., & Reisch, B. I.** (1994). A simple and efficient method for DNA extraction from grapevine cultivars and *Vitis* species. *Plant Molecular Biology Reporter*, 12(1), 6-13.



99. **MADR** (Ministère de l'agriculture et du développement Rural d'Algérie). Département des Statistique d'agriculture et enquête économique. 2006
100. **Mars, M.** (2003). Conservation of fig (*Ficus carica* L.) and pomegranate (*Punica granatum* L.) varieties in Tunisia. In *Conserving Biodiversity in Arid Regions* (pp. 433-441). Springer, Boston, MA.
101. **Mars, M., Chebli, T., & Marrakchi, M.** (1997). Multivariate analysis of fig (*Ficus carica* L.) germplasm in southern Tunisia. In *I International Symposium on Fig 480* (pp. 75-82).
102. **Martin, L., & Gendron, A.** (2004). *Méthodes statistiques appliquées à la psychologie: Traitement de données avec Excel*. Éditions SMG.
103. **Martínez-Calvo, J., Gisbert, A. D., Alamar, M. C., Hernandorena, R., Romero, C., Llácer, G., & Badenes, M. L.** (2008). Study of a germplasm collection of loquat (*Eriobotrya japonica* Lindl.) by multivariate analysis. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 55(5), 695-703.
104. **Mauri, N.** (1947). Les figuiers cultivés en Algérie. Société d'Horticulture d'Alger.
105. **Mauri, N.**, (1942). Les figuiers cultivés en Algérie. Algérie Serv. de l'Arbor. Bull 93 pp. 1 – 56.
106. **Mauri, N.** (1939). Les figuiers cultivés en Kabylie. Contribution à leur détermination et étalonnage.
107. **Mondini, L., Noorani, A., & Pagnotta, M.** (2009). Assessing plant genetic diversity by molecular tools. *Diversity*, 1(1), 19-35.
108. **Morton, J.F.** (1987). Fig. In: Fruits of warm climates. Ed. J.F. Morton, Miami, Florida, USA, 47-50
109. **Muzzalupo, I., Pellegrino, M., & Perri, E.** (2007). Detection of DNA in virgin olive oils extracted from destoned fruits. *European Food Research and Technology*, 224(4), 469-475.
110. **Nazareno, A. G., Pereira, R. A. S., Feres, J. M., Mestriner, M. A., & Alzate-Marin, A. L.** (2009). Transferability and characterization of microsatellite markers in two Neotropical *Ficus* species. *Genetics and molecular biology*, 32(3), 568-571.
111. **Nei, M.** (1973). Analysis of gene diversity in subdivided populations. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 70(12), 3321-3323.
112. **Nei, M., & Li, W. H.** (1979). Mathematical model for studying genetic variation in terms of restriction endonucleases. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 76(10), 5269-5273.
113. **Oukabli, A.** (2003) .Le figuier: un patrimoine génétique diversifié à exploiter. *Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA* 106, 4 p.
114. **Oukabli, A., A. Mamouni, M. Laghezali, J.P. Roger, B. Khadari, M. Ater, F. Kjellberg.** (2001). Genetic variability in Moroccan fig cultivars (*Ficus carica* L.) based on morphological and pomological data. Second Intl. Symposium on Fig, Caceres - Spain: May 7 - 11, 2001.
115. **Paetkau, D., Calvert, W., Stirling, I., & Strobeck, C.** (1995). Microsatellite analysis of population structure in Canadian polar bears. *Molecular ecology*, 4(3), 347-354.
116. **Papadopoulou, K., Ehalotis, C., Tourna, M., Kastanis, P., Karydis, I., & Zervakis, G.** (2002). Genetic relatedness among dioecious *Ficus carica* L. cultivars by random amplified polymorphic DNA analysis, and evaluation of agronomic and morphological characters. *Genetica*, 114(2), 183-194.

117. **Pearson, K.** (1912). On the general theory of the influence of selection on correlation and variation. *Biometrika*, 8(3/4), 437-443.
118. **Pereira-Lorenzo, S., Fernandez-Lopez, J., & Moreno-González, J.** (1996). Variability and grouping of Northwestern Spanish chestnut cultivars. I. Morphological traits. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 121(2), 183-189.
119. **Pereira-Lorenzo, S., Ramos-Cabrer, A. M., Ascasíbar-Errasti, J., & Piñeiro-Andión, J.** (2003). Analysis of apple germplasm in Northwestern Spain. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 128(1), 67-84.
120. **Perez-Gonzales, S.** (1992). Associations among morphological and phonological characters representing apricot germplasm in central Mexico. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 117(3), 486-490.
121. **Perez-Jiménez, M., López, B., Dorado, G., Pujadas-Salvá, A., Guzmán, G., & Hernandez, P.** (2012). Analysis of genetic diversity of southern Spain fig tree (*Ficus carica* L.) and reference materials as a tool for breeding and conservation. *Hereditas*, 149(3), 108-113.
122. **Podgornik, M., Vuk, I., Vrhovnik, I., & Mavsar, D. B.** (2010). A survey and morphological evaluation of fig (*Ficus carica* L.) genetic resources from Slovenia. *Scientia Horticulturae*, 125(3), 380-389.
123. **Pritchard, J.K., Wen, X., Falush, D.** (2000). Documentation for Structure Software: Version 2.3.6. University of Chicago :pp. 321 –326.
124. **Ramasamy, R. K., Ramasamy, S., Bindroo, B. B., & Naik, V. G.** (2014). STRUCTURE PLOT: a program for drawing elegant STRUCTURE bar plots in user friendly interface. *SpringerPlus*, 3(1), 431.
125. **Ramos-Gómez, S., Busto, M. D., Perez-Mateos, M., & Ortega, N.** (2014). Development of a method to recovery and amplification DNA by real-time PCR from commercial vegetable oils. *Food chemistry*, 158, 374-383.
126. **Rebour, H** dans Aouane E (2015). Fruit Méditerranéens autres que les agrumes. La maison rustique. Paris
127. **Rotondi, A., Magli, M., Ricciolini, C., & Baldoni, L.** (2003). Morphological and molecular analyses for the characterization of a group of Italian olive cultivars. *Euphytica*, 132(2), 129-137.
128. **Saddoud, O., Salhi-Hannachi, A., Chatti, K., Mars, M., Rhouma, A., Marrakchi, M., & Trifi, M.** (2005). Tunisian fig (*Ficus carica* L.) genetic diversity and cultivar characterization using microsatellite markers. *Fruits*, 60(2), 143-153.
129. **Saddoud, O., Baraket, G., Chatti, K., Trifi, M., Marrakchi, M., Mars, M., & Salhi-Hannachi, A.** (2011). Using morphological characters and simple sequence repeat (SSR) Markers to characterize Tunisian fig (*Ficus carica* L.) cultivars. *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica*, 53(2), 7-14.
130. **Saddoud, O., Baraket, G., Chatti, K., Trifi, M., Marrakchi, M., Salhi-Hannachi, A., & Mars, M.** (2008). Morphological variability of fig (*Ficus carica* L.) cultivars. *International Journal of Fruit Science*, 8(1-2), 35-51.
131. **Saidani, F et Tounsi, T.** (2009). Contribution à l'étude de quelques variétés de figuier (*Ficus carica* L) dans la région de Tizi Ouzou. Thèse de fin d'étude. Département de biologie. Université de Mould Mamri. Algérie

132. **Salhi-Hannachi, A. M. E. L., Chatti, K., Saddoud, O., Mars, M., Rhouma, A., Marrakchi, M., & Trifi, M.** (2006). Genetic diversity of different Tunisian fig (*Ficus carica* L.) collections revealed by RAPD fingerprints. *Hereditas*, *143*(2006), 15-22.
133. **Salhi-Hannachi, A., Trifi, M., Zehdi, S., Hedfi, J., Mars, M., Rhouma, A., & Marrakchi, M.** (2004). Inter-Simple Sequence Repeat fingerprints to assess genetic diversity in Tunisian fig (*Ficus carica* L.) germplasm. *Genetic Resources and Crop Evolution*, *51*(3), 269-275.
134. **Scora, R. W., Esen, A., & Kumamoto, J.** (1976). Distribution of essential oils in leaf tissue of an F 2 population of Citrus. *Euphytica*, *25*(1), 201-209.
135. **Semagn, K.** (2002). Genetic relationships among ten endod types as revealed by a combination of morphological, RAPD and AFLP markers. *Hereditas*, *137*(2), 149-156.
136. **SPSS.** (1991). Statistical package for the social sciences (SPSS/PC+). Chicago, IL: SPSS Inc
137. **Storey, W.B.** (1975). "Figs." In: *Advances in Fruit Breeding*, Purdue Univ. Press, 1975, pp. 568-589
138. **Storey, W. B.** (1975). Fig *Ficus carica* (Moraceae). In: *Evolution of Crop Plants*. (Simmonds, N. W., Ed.). Longman, London New York. 205–8.
139. **Syngé, P.** (1956). The Royal Horticultural Dictionary of Gardening. Volume II. 2nd edn. Oxford.
140. **Tanksley SD, Orton T.** (1983). Isozymes in plant genetics and breeding. Elsevier, Amsterdam Technique et Interprofessionnel des fruits et de légumes. Paris, page 263
141. **Tutin, T.G.** (1964). *Ficus* L.(eds), *Flora Europaea*, pp. 66-67. Volume I. Cambridge University Press. 464 pp.
142. **Valdeyron, G., & Lloyd, D. G.** (1979). Sex differences and flowering phenology in the common fig, *Ficus carica* L. *Evolution*, 673-685.
143. **Valdeyron, G., & Valizadeh, M.** (1976). L'identification variétale du figuier, *Ficus carica* L, par l'étude du polymorphisme enzymatique par électrophorèse. *CR Aca Agric*, *62*, 170-175.
144. **Valizadeh, M., & Valdeyron, G.** (1979). Importance adaptative du polymorphisme enzymatique chez le figuier (*Ficus carica* L.). In *Annales de l'amélioration des plantes*.
145. **Van de Peer, Y., & De Wachter, R.** (1994). TREECON for Windows: a software package for the construction and drawing of evolutionary trees for the Microsoft Windows environment. *Bioinformatics*, *10*(5), 569-570.
146. **Vidaud, J.** (1997). Le figuier, monographie. CTIFL Edition.
147. **Wagner, H.W., Sefc, K.M.** (1999). IDENTITY 1.0. Center for applied genetics. University of Agricultural Sciences, Vienna.
148. **Weiblen, G. D.** (2000). Phylogenetic relationships of functionally dioecious *Ficus* (Moraceae) based on ribosomal DNA sequences and morphology. *American Journal of Botany*, *87*(9), 1342-1357.
149. **Wright, S.** (1978). Evolution and the genetics of populations. Variability within and among natural populations. *Univ. Chicago Press, Chicago*, *4*(1), 580.
150. **Wright, S.** (1965). The interpretation of population structure by F-statistics with special regard to systems of mating. *Evolution*, *19*(3), 395-420.
151. **Wünsch, A., & Hormaza, J. I.** (2002). Cultivar identification and genetic fingerprinting of temperate fruit tree species using DNA markers. *Euphytica*, *125*(1), 59.

## REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

---

152. **Yeh, F.C., Yang, R.C., Boyle, T.B.J., Ye, Z.H., Mao, J.X.** (1997). POPGENE, the User-friendly Shareware for Population Genetic Analysis. Mol. Biol. Biotech. Center, University of Alberta, Canada.
153. **Zamora, A., Barboza, C., Lobo, J., & Espinoza, A. M.** (2003). Diversity of native rice (*Oryza Poaceae*;) species of Costa Rica. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 50(8), 855-870.
154. **Zavodna, M., Arens, P., Van Dijk, P. J., & Vosman, B.** (2005). Development and characterization of microsatellite markers for two dioecious *Ficus* species. *Molecular Ecology Notes*, 5(2), 355-357.
155. **Zohary, D and Hopf, M. (1988).** Domestication of Plants in the Old World The Origin and Spread of Cultivated Plants in West Asia, Europe, and The Nile Valley. Clarendon Press, Oxford. 249 pp.
156. **Zohary, D., & Spiegel-Roy, P.** (1975). Beginnings of fruit growing in the Old World. *Science*, 187(4174), 319-327.
157. **Zohary, D., Hopf, M. (2000).** *Domestication of plants in the Old World. 3rd edn.* 316pp. New York: Oxford University Press.
158. **Zohary, M. (1982).** Plants of the Bible. Cambridge University Press. 223 pp.

---

# ANNEXES

---

**Tableau 1** : L'évolution des superficies et de la production en Algérie.

Années	Superficies (ha)	Nombre d'arbre	Production total de figes fraiches(Qx)	Figes sèches (Qx)
<b>1991</b>	44 370	5320990	414140	32 760
<b>1992</b>	41 200	5003470	<b>864240</b>	<b>82 860</b>
<b>1993</b>	42 030	5042540	852150	67 880
<b>1994</b>	41 900	5051380	457320	59 620
<b>1995</b>	44 110	4993840	600080	95 770
<b>1996</b>	36 760	4450800	750000	57 920
<b>1997</b>	35 980	4372530	467470	63 130
<b>1998</b>	35 390	4337010	422090	33 070
<b>1999</b>	35 730	4380490	506090	38 750
<b>2000</b>	36 000	4500570	543260	54 240
<b>2001</b>	38 070	4864370	<b>408640</b>	<b>11 760</b>
<b>2002</b>	39830	5022990	606940	31 200
<b>2003</b>	44 030	5600330	632660	41460
<b>2004</b>	45 920	5718080	649400	25 810
<b>2005</b>	46 592	6044550	697990	49 665
<b>2006</b>	49 180	6165020	<b>919270</b>	---

**Tableau 2** : Figes à Bejaia (superficie, nombre d'arbres et production) (2008-2012)

Année	Superficie (ha)	Nombres de figuiers en masse	Nombres de figuiers isolés	Nombre totale	Figes fraiches (qx)	Figes sèches (qx)
2007-2008	<b>12352,5</b>	990546	102343	1092889	<b>104523</b>	<b>26370</b>
2008-2009	<b>12354</b>	990726	101693	1092419	<b>142602</b>	<b>13590</b>
2009-2010	<b>11864</b>	968461	101883	1070304	<b>159082</b>	<b>65906</b>
2010-2011	<b>11603,5</b>	950340	99133	1049473	<b>181310</b>	<b>45430</b>
2011-2012	<b>11271,5</b>	932351	97123	1029474	<b>250580</b>	<b>18688</b>

Tableau 3 : Evolutions des superficies et des rendements à Tizi-Ouzou allant de 1979 à 2005

Années	1979	1980	1981	1982	1983	1984	1985	1986	1987	1988	1989	1990	1991	1992
Surface en (ha)	9370	9270	8400	8360	8850	8960	8010	7940	7990	8000	7460	7430	7360	7330
Production totale de figes fraîches (Qx)	265200	216740	202980	63850	98560	171460	170000	184290	153570	124160	12411	11225	7500	2.2460
Production totale de figes sèches (Qx)	76200	65880	61010	10660	32560	48190	34970	51540	40660	50200	50010	41260	2254	56460
Rendement en figes fraîches (Qx/ha)	28,30	23,40	24,18	7,63	11,13	20,25	21,22	23,21	19,22	15,52	16,63	15,10	10,20	30,64
Rendement en figes sèches (Qx/ha)	8,13	7,10	7,26	1,27	3,67	5,37	4,36	6,50	5,08	6,30	6,70	5,55	3,06	7,76

Années	1993	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005	Moyenne
Surface en (ha)	7240	6980	6760	6641	5890	5875	5892	5878	6124	6470	6391	6403	6387	7321
Production totale de figes fraîches (Qx)	32320	11968	15900	85200	5278	5275	6680	6215	3006	58350	62000	53000	73980	75811
Production totale de figes sèches (Qx)	11.160	28390	51100	2000	1024	7237	9100	9700	1060	7960	14250	7740	12580	29096
Rendement en figes fraîches (Qx/ha)	30,83	17,14	23,52	12,83	8,96	9,40	11,33	10,57	4,90	9,02	9,70	8,28	11,58	16,09
Rendement en figes sèches (Qx/ha)	30,83	4,06	7,56	3,01	1,73	9,23	1,54	1,65	0,17	1,23	2,23	1,21	1,97	5,35

**Tableau 1:** Les principales variétés de figuier en Algérie ainsi que leur destination.

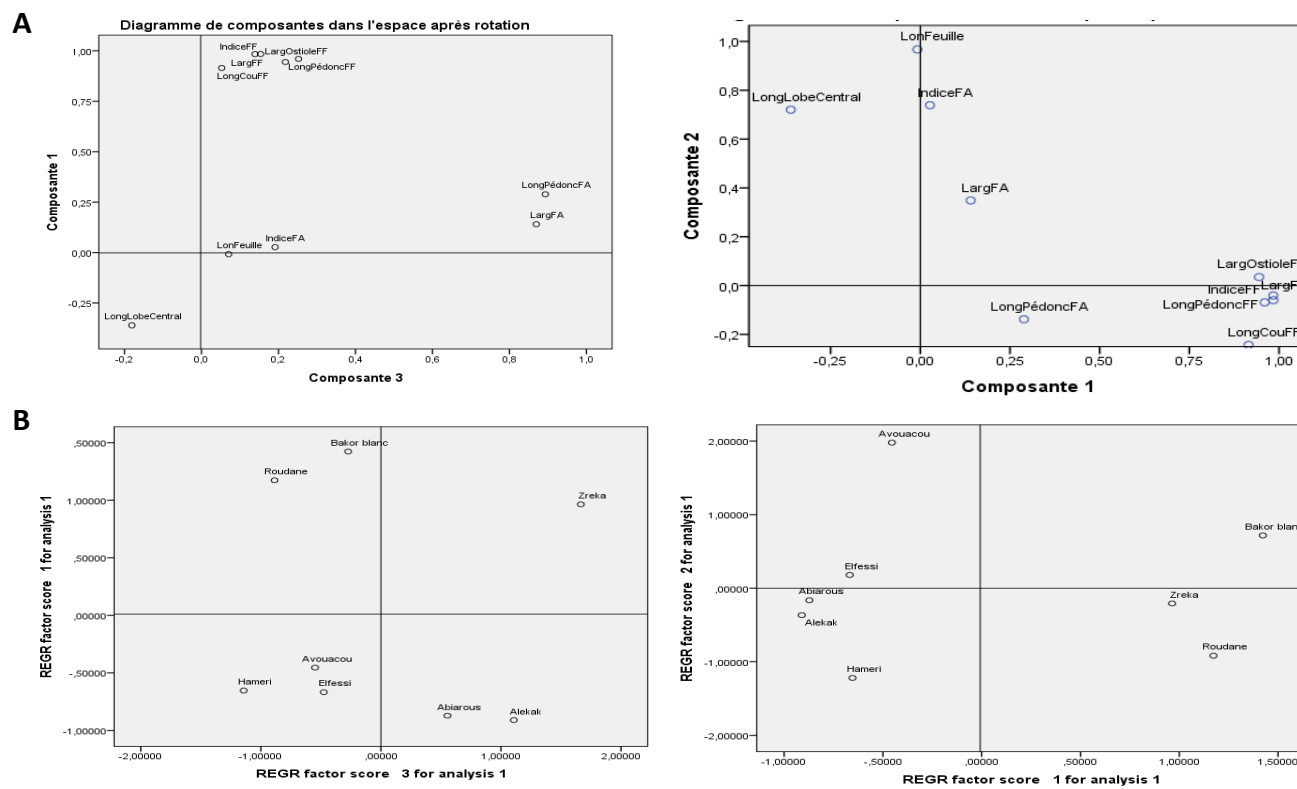
Variétés	Groupe	Appellation		Destination
		Tizi-Ouzou	Bejaia	
<b>Abakkor</b>	Bifére	---	---	1 <sup>ère</sup> récolte : consommation en frais. 2 <sup>ème</sup> récolte : au séchage
<b>Taklit</b>	Bifére	---	---	Consommation en frais
<b>Abairous</b>	Unifére	---	Arous	Séchage
<b>Aboucherchaou</b>	Unifére	Tabouyaboutle Alelake, Tazerzat	---	Consommation en frais
<b>Abougandjour</b>	---	---	---	Consommation en frais
<b>Adjaffar</b>	---	---	---	Double fin
<b>Agouarzuilef</b>	---	Abachlou	---	Double fin
<b>Agoussim</b>	---	---	---	---
<b>Alelake</b>	---	Tabouyabboult Taghilit	---	Double fin
<b>Amessas</b>	---	---	---	Séchage
<b>Aghanim aberkan</b>	---	---	---	Consommation en frais
<b>Aranim amallal</b>	---	---	---	Consommation en frais
<b>Aveghane</b>	---	Aberakmouch	---	Double fin
<b>Avouzegagh</b>	---	---	Avouzegagh	Double fin
<b>Azaich</b>	---	---	---	Double fin
<b>Azendjar</b>	---	---	---	Double fin
<b>Bouankik</b>	---	Aboughandjour, Bezoul el khadem	Abgaiti	Consommation en frais
<b>Dottato</b>	Bifére	---	---	Séchage
<b>Smyrne</b>	---	---	---	Double fin
<b>Tbelout</b>	---	---	---	Double fin
<b>Tabelout à gros fruits</b>	---	Karmets El Hadjar	---	Double fin
<b>Tadefouit</b>	---	Tzezart, Imlloul	---	Double fin
<b>Taharit</b>	---	Taghilt	Taidelt	Double fin
<b>Takourchit</b>	---	---	Azegzaou	Séchage
<b>Tameriout</b>	---	Taamriout ;	Imelloul, Bougiotte, Aghanim	---
<b>Taghanimt</b>	---	Taghilt	Tagaouaout	Séchage
<b>Taroumant</b>	---	---	---	Double fin
<b>Tazarift</b>	---	---	---	Double fin



## ANNEXE 03

**Tableau 2 :** Listes alphabétiques des variétés rencontrées avec leurs synonymies certaines ou probables par Mauri 1947.

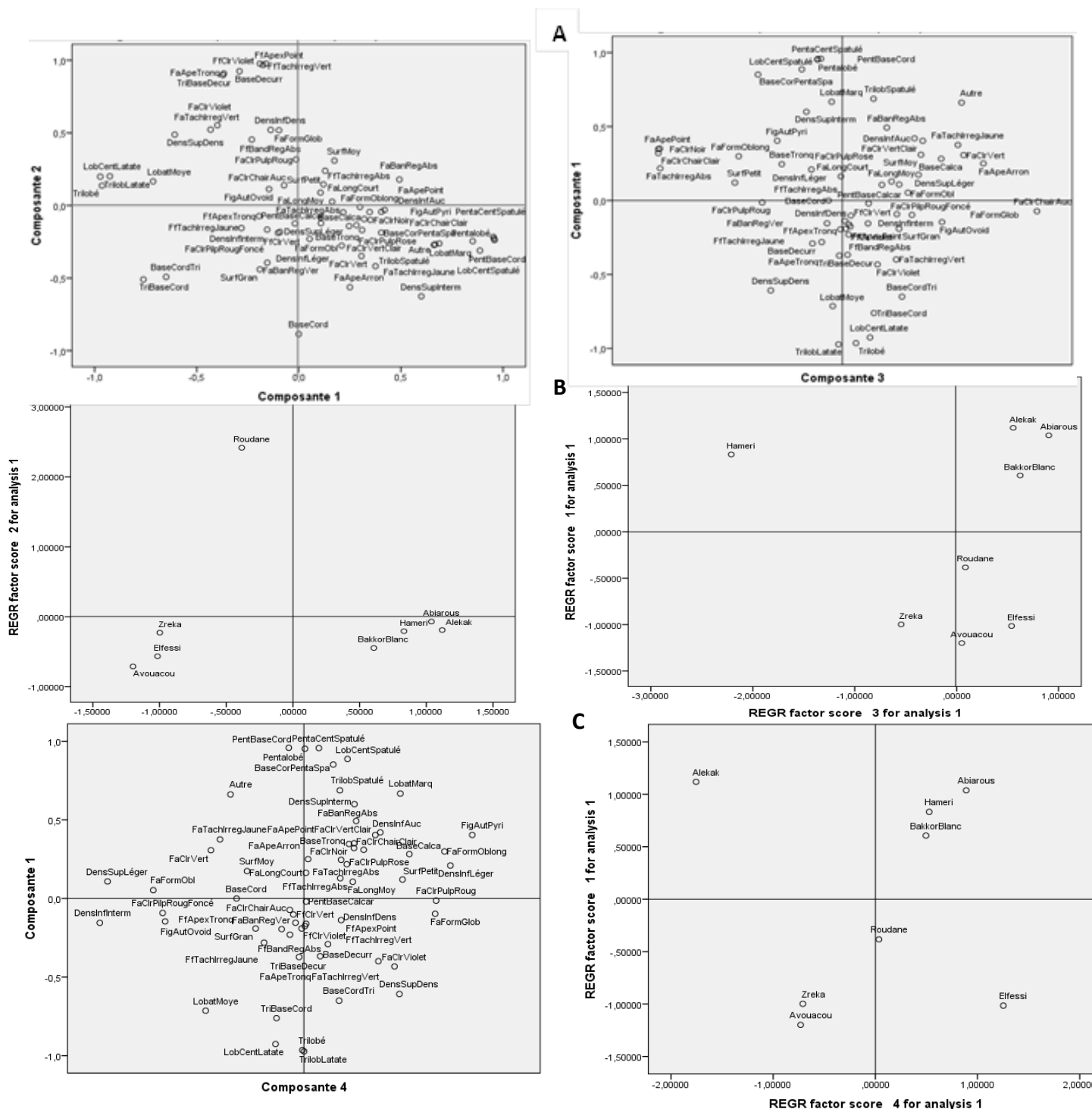
Abachlaou (Tizi Reched)=Agouarzguilef ?	Dottato (Italie)
Abakor (toute la Kabylie)	Immelloui (Mekla)=Tameriout.
Aberakmouch (mekla)=Averane.	Immelloui(Tizi Rached)=Tadefouit.
Abgaiti(region de bejaia)=bouankik.	Kadota(USA) =Dottato
Abiarous(Takrietz).	Karmets El Hadjar (Tizi Rached) =Tabelout à gros fruits.
Aboucherchaou(Tizi Reched).	Mihboulen (Takrietz)=Taharit
Abouch T aklit(Dra El Misan).	Taamriout
Aboughandjour(Mechtras,Boghni,DraelMisan	Tabelout(Tizi Rached)
Aboughandjour(Tizi Reched)=Bouankik.	Tabelout gros fruits(Tizi rached)
Adjaffar(Sidi Aich)	Tabelout (Mechtras)
Agouarzguilef(Tizi Reched).	Tabouyaboutl(Tizi Rached)=Aboucherchaou
Agoussim(Takrietz).	Tabouyaboutl(FortNational,Tamazirt,Tala Amara,Beni Aissi)=Alelake
Alelake(Tizi-Reched)	Tadefouit(Tizi Rached)
Alelake(Boghni,Mechtras,DraaELMisan) = Aboucharchaou	Tagaouaouth(Sidi Aich)=Taranimt
Amesas E.A(Mechtras)	Taharith(Tizi Rached)
Amesas E.P(Mechtras)	Taidelth(Sidi Aich)=Taranimt
Aghanim Abekan(Tizi Rached)	Taghlit(Takrietz)
Aghanim Amellal (Tizi Rached)	Takourchit(Sidi Aich)
Taghanimt(Mechtras)=tameriout	Tameriout (Sidi Aich)
Averan (Tiai Rached)	Taghanimt(Tizi Rached et haute Kabylie
Avouzegagh (Tizi Rached)	Taghlit
Avouzegagh (Sidi Aich)=Adjaffar?	Taghlit(Boughni,Mechtras)
Azaich(Tizi Rached)	Taroument(Takrietz).
Azendjar(toute la Kabylie)	Tazarift(Tizi Rached)
Azigzaou(Sidi Aich,Takrietz)=Takourchit	Tazarift(Mechtras) quelque fois Tabelout
Bezoul El Khadem,nom arabe Bouanjij	Tazerart (Mechtras) =Tadefouit?
Bouankik (Tizi Rached)	Thaiadets
Bougiotte (Tizi Rached)=Tameriout	White Endich(USA)=Dottato
Calimyrna(USA)=Smyrne	White Pacific (USA) =Dottato.
Clarkadota (USA) Dottato	
Col de Dame (Midi de la France)=Bouankik	
Col de Senora(Espagne)=Bouankik	



**Figure 01 :** (A) Projection des variables quantitatives sur les axes CP1-CP2 et CP3-CP1.  
(B) Projection des cultivars sur les axes CP1-CP2 et CP3-CP1.

**Tableau 01 :** Coordonnées des cultivars sur les 3 CP.

	CP1	CP2	CP3
Abiarous	-0,8723	-0,16449	0,55447
Alekek	-0,9107	-0,3663	1,10683
Avouacou	-0,45442	1,97909	-0,5485
Bakor blanc	1,42299	0,71732	-0,27299
Roudane	1,17286	-0,91795	-0,88625
Zreka	0,96367	-0,20732	1,66532
Hameri	-0,65406	-1,2204	-1,14335
Elfessi	-0,66805	0,18006	-0,47553



**Figure 01 :** (A) Projection des variables sur les axes CP1-CP2 et CP3-CP1.  
 (B) projection des cultivars sur les axes CP1-CP 2 et CP3-CP1.  
 (C) Projection des variables et des cultivars sur les axes CP4-CP1.

**Tableau 01** : Coordonnées des cultivars sur les 4 premières CPs.

<b>Cultivars</b>	<b>CP1</b>	<b>CP2</b>	<b>CP3</b>	<b>CP4</b>
<b>Abiarous</b>	1,03789	-0,06943	0,90401	0,88881
<b>Alekak</b>	1,11890	-0,18985	0,55487	-1,75488
<b>Avouacou</b>	-1,19895	-0,71105	0,05044	-0,73191
<b>BakkorBlanc</b>	0,60627	-0,44667	0,62284	0,49486
<b>Roudane</b>	-0,38363	2,41654	0,08564	0,03482
<b>Zreka</b>	-0,99785	-0,22768	-0,54495	-0,71022
<b>Hameri</b>	0,83234	-0,20612	-2,21136	0,52687
<b>Elfessi</b>	-1,01496	-0,56573	0,53851	1,25165

---

# RESUMES

---

## ملخص

تمثل معرفة و تصنيف الموارد الوراثية النباتية تحديا كبيرا للبلدان من أجل حماية و تعزيز تراثها الجيني. شجرة التين (*Ficus carica* L) شجرة رمزية لحوض البحر الأبيض المتوسط و هي معروفة بصعوبة تحديد أصنافها. تتطلب الإدارة الجيدة و المحافظة على الموارد الوراثية المحلية تقييم و تحديد التباين الموجود في المجمعات الوراثية النباتية المتواجدة داخل و خارج الموقع الأصلي.

تميز هذه الدراسة ثمانية أصناف من شجرة التين باستخدام مؤشرات مورفولوجية عالمية من المعهد الدولي للموارد الوراثية النباتية (IPGRI) و المركز الدولي للدراسات الزراعية المتقدمة في البحر الأبيض المتوسط ((CIHEAM) (2003) ، بالإضافة إلى تقييم التنوع الجيني لـ 34 صنف من التين بواسطة 24 زوج من الميكروسات. ابتداء من 59 مؤشر مورفولوجي منهم 18 كمي و 41 كيفي تم إختيار 32 مؤشر منهم 32 كمي و 10 كيفي؛ هذا الأخير ينقسم إلى 65 قسم تم جمعهم بواسطة التحليل الأساسي للمكونات إلى 7 مكونات رئيسية تشرح 100% من التباين.

إن التصنيف الهرمي المستمد من مصفوفة التشابه للمكونات الأربعة الأولى و التي استأثرت بنسبة 70% على الأقل من التباين مكن من فصل الأصناف الثمانية إلى 5 مجموعات وإفقا لصفاتها البومولوجية (شكل التين، شكل القمة، لون الجلد و اللب)، تم بواسطة بعض صفات الورقة (عدد الفصوص، شكل الفص المركزي، شكل قاعدة الورقة). في حين أن المؤشرات الكمية مكنت بتفريق الأصناف حسب نوع إنتاجها (*bifera* أو *unifera*). أظهرت نتائج التحليل الجزيئي تنوعا معتدل بهيكله جينية ضعيفة و مماثلة لتلك التي ذكرت في دراسات سابقة ، نتيجة للبيولوجيا المعقدة لهذا النوع. قام التحليل الهرمي (UPGMA) بتصنيف 77 صنف إلى 35 مجموعة مظهرة حالات المشتركة اللفظية (*homonymie*) و التطابقات الجينية (*synonymie*) و لقد أظهرت أصناف التين المحلية تنوعا جينيا منخفضا مقارنة مع مجموعة أصناف إسبانية و لهذا يجب توسيع المجمعات الوراثية النباتية المحلية بإدخال أصناف محلية جديدة. هذه النتائج تدل على أهمية استعمال التقييم المورفولوجي و الجزيئي في إدارة التباين و تمييز الأصناف التي يتم الاحتفاظ بها في المجمعات الوراثية النباتية المحلية مما يسمح بتوفير الجهد و الوقت.

الكلمات المفتاحية: الجزائر، التركيب الوراثي، التنوع الجيني، الميكروسات، مواصفات IPGRI

## ABSTRACT

The knowledge and characterization of plant genetic resources are major challenges for our country to protect and enhance our genetic heritage. Good conservation and management of local genetic resources requires first an assessment and an identification of the variability present in *in situ* and *ex situ* collections. The fig tree (*Ficus carica* L) is an emblematic tree of the Mediterranean basin with a complex identification. Our study characterizes for the first time 8 cultivars of fig tree with the morphological descriptors of PGRI, and 34 cultivars of local fig tree using 24 microsatellite markers. From the 59 phenotypic variables, including 18 quantitative and 41 qualitative, initially selected, 32 variables were selected from which 10 were quantitative and 22 qualitative. These latter are subdivided into 65 characters that have been grouped by the main component analysis into 7 main components explaining 100% of the variability. The hierarchical classification derived from a matrix of similarity of the first four components, which accounted for at least 70% of the variability, allowed to separate the 8 cultivars into 5 distinct groups. Quantitative traits selected allowed to distinguish between the cultivars according to their type of production (bifera or unifera). While, the selected qualitative variables allowed to classify the cultivars firstly, according to their pomological traits (shape of the fruit, color of the skin and pulp, shape of the apex), then by some characters of the leaf (number lobe, shape of the central lobe and shape of the base of the leaf). These results showed the effectiveness of morphological markers in the identification of fig varieties and allowed to select the most discriminating phenotypic characters. This characterization was supported by the molecular identification of 34 fig tree cultivars using 24 microsatellite markers, two of them were discarded from the study because of their monomorphism. The remaining 22 SSRs showed moderate genetic diversity with weak and similar genetic structure to those reported by other studies on fig collections from different countries. The UPGMA analysis ranked the 77 accessions representing the 34 cultivars in 35 groups proving cases of homonyms and synonyms in the studied collection. Cultivars from collections of our country have shown low genetic diversity compared to a Spanish collection, hence the importance of expanding the present collections with the introduction of new local cultivars. These results demonstrate the importance of phenotypic and molecular characterization in the management of variability and discrimination of cultivars maintained in collections, which will allow considerable effort and time saving.

**Key words:** *Ficus carica* L, Algeria, IPGRI descriptors, SSR, genetic diversity, genetic structure.

## RESUME

La connaissance et caractérisation des ressources phyto génétiques sont des enjeux majeurs pour le pays afin de protéger et de valoriser notre patrimoine génétique. Une bonne conservation et gestion des ressources génétiques locales nécessite au préalable une évaluation et une identification de la variabilité présente dans les collections *in situ* et *ex situ*. Le figuier (*Ficus carica* L.) est un arbre emblématique du bassin méditerranéen possédant une identification complexe. Notre étude caractérise pour la première fois 8 cultivars de figuier moyennant les descripteurs morphologiques de l'IPGRI, et 34 cultivars de figuier locaux en utilisant 24 marqueurs microsatellites. A partir des 59 variables phénotypiques dont 18 sont quantitatives et 41 qualitatives, initialement choisies, 32 variables ont été sélectionnées dont 10 sont quantitatives et 22 qualitatives. Ses dernières sont subdivisées en 65 caractères qui ont été groupés par l'analyse de composante principale en 7 composantes principales expliquant 100% de la variabilité. La classification hiérarchique dérivée à partir d'une matrice de similarité des quatre premières composantes, qui expliquent au moins 70 % de la variabilité, a permis de séparer les 8 cultivars en 5 groupes distincts. Les caractères quantitatifs sélectionnés ont permis de distinguer les cultivars selon leurs types de production (bifère ou unifère). Tandis que les variables qualitatives sélectionnées ont permis de classer les cultivars suivant leurs traits pomologiques, en premier lieu (forme du fruit, couleur de la peau et de la pulpe, forme de l'apex), puis par quelques caractères de la feuille (nombre de lobe, forme du lobe centrale et forme de la base de la feuille). Ces résultats ont montré l'efficacité des marqueurs morphologiques dans l'identification des cultivars de figuier et a permis de sélectionner les caractères phénotypiques les plus discriminants. Cette caractérisation a été appuyée par une identification moléculaire de 34 cultivars de figuier en utilisant 24 marqueurs microsatellites dont deux ont été écartés de l'étude à cause de leur monomorphisme. Les 22 SSRs restants ont montré une diversité génétique modérée avec une structuration faible et similaire à celles rapportées par d'autres études réalisées sur des collections de figuier provenant de différents pays. L'analyse UPGMA a classé les 77 accessions représentant les 34 cultivars en 35 groupes révélant des cas d'homonymies et de synonymies dans la collection étudiée. Les cultivars provenant des collections de notre pays ont montré une faible diversité génétique en comparaison avec une collection espagnole, d'où l'importance d'élargir les collections présentes avec l'introduction de nouveau cultivars locaux. Ces résultats démontrent l'importance de la caractérisation phénotypique et moléculaire dans la gestion de la variabilité et la différenciation entre les cultivars maintenus dans des collections ce qui permettra un gain d'efforts et de temps considérables.

**Mots clés :** *Ficus carica* L, Algérie, descripteurs morphologiques IPGRI, SSR, diversité génétique, structure génétique.



