

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Ibn Khaldoun –Tiaret-
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



THESE DE DOCTORAT EN SCIENCES

Spécialité : Sciences de la Nature et de la Vie

Thèse Présentée par :
M^{me} DAHLIA-MAHIEDDINE Fatima

THEME :
Analyse de la variabilité des fruits de quelques populations
de jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.) en Algérie

Devant le jury composé de :

Président :	Mr ADDA A.	Pr.	Université Ibn Khaldoun, Tiaret.
Directeur :	Mr BOUSSAID M.	M.C.A.	Université Ibn Khaldoun, Tiaret.
Examineur :	Mr AIT HAMMOU M.	M.C.A.	Université Ibn Khaldoun, Tiaret.
Examinatrice :	Mme HANIFI L.	Pr.	Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger.
Examineur :	Mr MEKLIICHE A.	M.C.A.	Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger.
Examineur :	Mr MORSLI A.	M.C.A.	Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger.

Année Universitaire : 2018/2019

Remerciements

Mes vifs remerciements s'adressent en premier lieu à mes parents pour leur soutien et leur confiance ;

Je tiens à remercier vivement mon mari Mohamed pour son aide, son encouragement et son soutien dans les moments difficiles. Merci pour sa patience ;

Mes remerciements et ma reconnaissance iront à monsieur Boussaid M., mon directeur de thèse, qui a suivi ce travail avec beaucoup d'intérêt, qu'il trouve ici mes vifs remerciements pour sa disponibilité, son aide et ses précieux conseils ;

Mes remerciements iront également à monsieur Adda Ahmed, Professeur de l'université Ibn Khaldoun, Tiaret, qui a accepté d'examiner et de présider la soutenance de ma thèse ;

Je tiens à remercier vivement monsieur Ait Hammou Mohamed, Maître des conférences à l'université Ibn Khaldoun, Tiaret, Professeur Mekliche-Hanifi Leila, monsieur Mekliche Arezki et monsieur Morsli Abdelkader, de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Alger, qui m'ont fait l'honneur de juger ce travail ;

Je tiens à remercier vivement madame REZZOUG Waffa, Professeur à la faculté des sciences de la nature et de la vie, université Ibn Khaldoun, Tiaret, pour son aide, sa générosité et ses précieux conseils. Je n'oublierai jamais ce qu'elle a fait pour moi.

Je tiens à remercier ma sœur Achoura et mes frères Abdelhamid et Abdelkader pour leur soutien ;

A ma belle famille, j'adresse mes vifs remerciements pour leur compréhension surtout et pour leurs aides.

Mes remerciements iront également à ma grand-mère Achoura pour ses prières et à ma tante Lila pour son soutien ;

Je tiens à remercier vivement, Barouagui S., Bouazza K., Mokhtari S., Tabti L., Fellah K., Lahoual H., Bakiri N., Yousfi K., Amedjkouh A., Ladraa N., Malek N., Dahmani S., Belhadj-Benyahia-Kassar F., Berrabah H., Rahmoun B., Krinat M., Mahieddine T., Khelifa F., Khabaz Dj. et Mezioud A., pour leur précieuse collaboration lors de la collecte des échantillons, leurs aides et leurs conseils.

Je tiens à remercier Mr Hemida Houari (Institut vétérinaire) et Mr Boussaadia Djamel (Docteur hématologue) pour l'aide fournie pour réussir les expériences *in vivo*.

Sans oublier de remercier Mr Benito C., et Mr Narenjo T (département de génétique, université complutense de Madrid) pour l'aide fournie lors de la réalisation de la caractérisation moléculaire et cytogénétique ;

Je tiens à remercier également les bibliothécaires, (département sciences de la nature et de la vie) ainsi que Mr Ait Amerane A, (Responsable de la bibliothèque) pour leur gentillesse et leur aide ;

Je tiens à remercier tous les responsables, techniciens et ingénieurs des laboratoires qui m'ont aidé à réaliser mes expérimentations durant toutes les années et plus particulièrement monsieur Kadari, monsieur Khan, Aicha, Amina, Mimouna, Oumelkheir, Atika, Fatima Zohra, Karima, Benhlime et Houari ;

Je ne saurais terminer sans remercier, les personnes qui ont contribué le plus à la finalisation de ce travail, je suis reconnaissante à Mahieddine S., Drici K., Salah O., Mezahem A., Kedjaout H., Benaissa O., Ouis H., Chaib Draa I., Attil M., Hamed A., Habel H., Heroual A., Kessab A., Rameli A., Benchohra F., Dorbane D., Kiaida H., Brahim A., Brahim D., Boukadri F., Habri S., Ouattouat Y., Khelifa M., Ziad K., Ziani A., Djillali F., Kouchih A., Salah M., Nacef A., Salhi F. et Saouag H., pour leur aide, la bonne ambiance qu'ils ont su créer et les idées fructueuses que nous avons échangées durant les différentes expérimentations ;

À toute personne qui a participé de près ou de loin à la finalisation de ce travail, qu'elle trouve ici l'expression de mes reconnaissances les plus sincères.

FATIMA

*A la mémoire de mes grands parents
Mohamed, Abdelkader El Alia et Fatma
Qui ont tant souhaité me voir « Docteur ».
Vous me manquez beaucoup*

Résumé

Depuis des millénaires, les grandes civilisations ont eu recours aux ressources génétiques et, plus particulièrement, aux plantes médicinales pour leurs importances et leurs propriétés. Dans cette étude, on s'est inspiré de notre saint coran pour choisir une plante qui a éveillé notre curiosité par ses larges vertus. Il s'agit du *Ziziphus lotus* L. Desf. Bien que cette espèce soit très fréquente en Algérie, occupant diverses régions et divers écosystèmes et présentant différents intérêts, reste dévalorisé car il existe très peu d'études sur cette plante.

A travers cette étude, on a évalué la diversité génétique des fruits de *Ziziphus lotus* à partir de plusieurs localités couvrant tous les étages bioclimatiques de l'Algérie, en utilisant des marqueurs morphologiques, cytogénétiques et moléculaires.

L'analyse des résultats a révélé une forte divergence entre les différentes populations pour l'ensembles des caractères étudiés. Les résultats de la variation morphologique ont montré que l'environnement exerce un effet considérable sur le développement des phénotypes de la plupart des fruits. Les coefficients de variation des traits morphologiques varient entre 7,52 et 35,9% confirmant la forte variation entre les populations. Sur le plan qualitatifs, quatre couleurs des fruits ont été noté, avec la présence de deux formes de fruit et deux formes de noyaux, deux couleurs de noyaux et deux textures de noyaux. Sur le plan quantitatif. Il y avait une variation marquée entre les fruits qui présentaient une supériorité chez les populations d'Ouled Ziad (Chlef), Boghar (Médéa) et Bougtob (El Bayadh) et une infériorité chez les populations d'Oued Nougued (Laghouat), Tidda (Tiaret) et Metlili (Ghardaïa).

Des différences de la composition biochimique ont été enregistré entre les graines et les pulpes. Les populations de Bougtob (El Bayadh), Boghar (Médéa) et Moughel (Béchar) avaient les meilleures valeurs biochimiques, alors que les populations de Metlili (Ghardaïa) et Ouled Ziad (Chlef) avaient les valeurs biochimiques les plus faibles. Les populations d'Oued Nougued (Laghouat), Maarif (M'Sila) et Moughel (Béchar) avaient les fruits les plus riches en métabolites secondaires. Tandis que les populations de Boghar (Médéa), Djemâa Ouled Chikh et Tidda (Tiaret) avaient les teneurs les plus faibles en métabolites secondaires.

L'estimation des paramètres génétique a révélé que tous les caractères morphologiques sont influencés par l'environnement et ils présentent des héritabilités faibles. Les paramètres phytochimiques avaient, en majorité, des héritabilité élevés.

Les analyses descriptives canoniques ont permis de mettre en évidence plus de 97% de la variabilité pour les caractérisations morphologiques et phytochimique. La classification hiérarchique ascendante basée sur le model de Ward a permis de classer les populations en deux groupes qui ne different pas beaucoup d'une caractérisation à une autre.

Deux niveaux de ploïdie ont été enregistré pour les différentes populations de jujubier sauvage (diploïdie et triploïdie). L'analyse de la diversité génétique entre les populations de *Ziziphus lotus* à l'aide de 35 amorces ISSR a révélé un polymorphisme modéré (61,31%), un contenu informationnel en polymorphisme de 0,35, un pouvoir de résolution de 2,51 et un indice de marqueur de 0,79. L'analyse en grappes à l'aide du modèle SM classe les neuf populations en deux grappes principales.

Mots clés : variation génétique, fruits, *Ziziphus lotus*, caractérisation morphologique, caractérisation biochimique, caractérisation cytogénétique, caractérisation moléculaire.

Abstract

For millennia, the great civilizations have resorted to genetic resources and more particularly to medicinal plants for their importance and properties. In this study, we were inspired from our Holy Koran to choose a plant that has aroused our curiosity by its broad virtues. This is the *Ziziphus lotus* L. Desf. Despite this species is a frequent species in Algeria, occupying various regions and various ecosystems and having a different interest, it remains devalued because there are very few studies on this species.

Through this study, we evaluated the genetic diversity of *Ziziphus lotus* fruits from several localities covering all bioclimatic stages of Algeria, using morphological, cytogenetic and molecular markers.

The analysis of the results revealed a strong divergence between the different populations for the set of characters studied. The results of the morphological variation showed that the environment had a considerable effect on the phenotype development of most fruits. The coefficients of variation of the morphological traits vary between 7.52 and 34.9%, confirming the strong variation between populations. In terms of quality, four fruit colors were noted, with the presence of two fruit shapes and two kernel shapes, two kernel colors and two kernel textures. Quantitatively. There was marked variation between the fruits that were superior in the populations of Ouled Ziad (Chlef), Boghar (Medea) and Bougtob El Bayadh and inferiority in the populations of Oued Nougued (Laghouat), Tidda (Tiaret) and Metlili (Ghardaïa).

Differences in biochemical composition were recorded between seeds and pulps. The populations of Bougtob (El Bayadh), Boghar (Medea) and Moughel (Bechar) had the best biochemical values, while the populations of Metlili (Ghardaïa) and Ouled Ziad (Chlef) had the lowest biochemical values.

The populations of Oued Nougued (Laghouat), Maarif (M'Sila) and Moughel (Béchar) had the richest fruits in secondary metabolites. Whereas the populations of Boghar (Medea), Djemaa Ouled Chikh and Tidda (Tiaret) had the lowest levels of secondary metabolites.

The estimation of genetic parameters revealed that all morphological characters are influenced by the environment and have low heritabilities. The phytochemical parameters had, in the majority, high heritabilities.

The canonical scribing analyzes allowed more than 97% of variability to be evidenced for morphological and phytochemical characterizations. The assumptive hierarchical classification based on Ward's model allowed us to classify populations into two groups that do not differ much from one characterization to another.

Two levels of ploidy were recorded for different wild jujube populations (diploid and triploidy). Analysis of genetic diversity between *Ziziphus lotus* populations using 35 ISSR primers revealed moderate polymorphism (61.31%), polymorphic information content of 0.35, resolution power of 2, 51 and a marker index of 0.79. Cluster analysis using the SM model ranks the nine populations into two main clusters.

Key words: genetic variation, fruit, *Ziziphus lotus*, morphological characterization, biochemical characterization, cytogenetic characterization, molecular characterization.

ملخص

لآلاف السنين، لجأت الحضارات العظيمة إلى استعمال الموارد الوراثية وعلى الأخص النباتات الطبية بسبب أهميتها وخصائصها. في هذه الدراسة، استلهمنا القرآن الكريم لاختيار نبات أثار فضولنا لخصائصه الواسعة. هذا النبات هو السدر البري (*Ziziphus lotus* L. Desf.). على الرغم من أن هذا النوع من الشجيرات هو من الأنواع الشائعة والمنتشرة في الجزائر، حيث يتواجد في مختلف المناطق والنظم البيئية وله اهتمام مختلف، إلا أنه يظل مهمشاً نظراً لوجود عدد قليل جداً من الدراسات حول هذا الصنف.

من خلال هذه الدراسة، قمنا بدراسة التنوع الوراثي للنبق (فاكهة السدر البرية) المتواجدة في عدة مواقع تغطي جميع النظم المناخية والبيئية للجزائر، وذلك باستخدام العلامات المورفولوجية، والكيميائية والحيوية والبيولوجية والخلوية والجزيئية.

كشفت تحليل النتائج عن تباعد قوي بين الأنماط الوراثية المختلفة التي تمت دراستها. أظهرت نتائج التباين المورفولوجي أن البيئة كان لها تأثير كبير على تطور النمط الظاهري لمعظم الفواكه. تختلف معاملات التغير في مختلف الصفات بين 7,52% و 34,9%، مما يؤكد التباين القوي بين الأنماط الوراثية. على المستوى النوعي، لوحظ وجود أربعة ألوان وشكلين للنبق، مع وجود شكلين ولونين وقوامين للنوى. كمياً، كان هناك تباين واضح بين الفاكهة التي أظهرت تفوق في الأنماط الوراثية لأولاد زياد (الشلف) وبو غار (المدية) وبوقطب (البيض) وتدني بين الأنماط الوراثية لواد نوقاد (الأغواط) وتيدا (تيارت) ومثيلي (غرداية).

تم تسجيل فروق في التركيب البيوكيميائي بين البذور واللب. وكانت الأنماط الوراثية لبوقطب (البيض) وبو غار (المدية) موغل (بشار) تمثل أفضل القيم البيوكيميائية، في حين أن الأنماط الوراثية لمثيلي (غرداية)، وأولاد زياد (الشلف) مثلت أدنى القيم البيوكيميائية.

وكانت الأنماط الوراثية لواد نوقاد (الأغواط) ومعاريف (المسيلة) وموغل (بشار) تمثل أغنى الفواكه في المكونات الثانوية. في حين أن الأنماط الوراثية لبو غار (المدية)، وجماعة أولاد شيخ (عين الدفلى) وتيدا (تيارت) كان لديهم أدنى مستويات من المكونات الثانوية.

وكشفت تقدير المعلمات الوراثية أن جميع الصفات المورفولوجية تتأثر بالبيئة ولها وراثية منخفضة. في الغالب، كانت المكونات الكيميائية و الخصائص البيولوجية للأنماط الوراثية عالية الوراثة.

سمحت تحليلات الاحصائية من تفسير أكثر من 97% من التباين في التوصيفات المورفولوجية و البيوكيميائية. سمح لنا التصنيف الهرمي المفترض القائم على نموذج وارد بتصنيف الأنماط الوراثية إلى مجموعتين لا تختلف كثيراً من تباين لآخر.

تم تسجيل مستويين من عدد الكروموسومات لمختلف المجموعات الوراثية للسدر البرية (ثنائي الصبغية و ثلاثي الصبغية). تحليل التنوع الوراثي بين المجموعات الوراثية من السدر مع 35 مفتاح ISSR كشفت عن وجود تباين الأشكال الوراثية ب (61.31%). قام تحليل المجموعة باستخدام نموذج SM بتصنيف المجموعات الوراثية التسع إلى مجموعتين رئيسيتين.

كلمات البحث: الاختلاف الجيني، النبق، السدر البري *Ziziphus lotus*، التباين المورفولوجي، التباين البيوكيميائي، التباين الخلوي، التباين الجزيئي.

Liste des abréviations

APG	Angiosperm Phylogeny Group : Groupe phylogénique des angiospermes
ar	Arabe
CaG	Teneur en calcium dans les graines
CaP	Teneur en calcium dans les pulpes
CarG	Teneur en B-carotène dans les graines
CarP	Teneur en B-carotène dans les pulpes
ChlaG	Teneur en chlorophylle A dans les graines
ChlaP	Teneur en chlorophylle A dans les pulpes
ChlbP	Teneur en chlorophylle B dans les pulpes
ChlbG	Teneur en chlorophylle B dans les graines
CVE	Coefficient de variation environnementale
CVG	Coefficient de variation génotypique
CVP	Coefficient de variation phénotypique
CuP	Teneur en cuivre dans les pulpes
Dt	Différence de température entre le mois le plus chaud et le mois le plus froid (°C)
el	Grec moderne
es	Espagnol
FlaG	Teneur en flavonoides dans les graines
FlaP	Teneur en flavonoides dans les pulpes
fr	Français
GPS	<i>Global Positioning system</i> ou Système de positionnement global
H²	Héritabilité au sens large
he	Hébreu
HG	Humidité des graines
HP	Humidité des pulpes
it	Italien
KG	Teneur en potassium dans les graines
KP	Teneur en potassium dans les pulpes
LF	Longueur des fruits
LG	Longueur des graines
LipG	Teneur en lipides dans les graines
LipP	Teneur en lipides dans les pulpes
LN	Longueur des noyaux
LP	Longueur des pulpes
LrF	Largeur des fruits
LrG	Largeur des graines
LrN	Largeur des noyaux
LrP	Largeur des pulpes
LycG	Teneur en lycopènes dans les graines
LycP	Teneur en lycopènes dans les pulpes
Mm	Matière minérale (cendres)
MmG	Taux des cendres dans les graines
MmP	Taux des cendres dans les pulpes

MO	Matiere organique
MoG	Taux de matiere organique dans les graines
MoP	Taux de matiere organique dans les pulpes
MsG	Taux de matière sèche dans les graines
MsP	Taux de matières sèche dans les pulpes
NaG	Teneur en sodium dans les graines
NaP	Teneur en sodium dans les pulpes
NG	Nombre des graines
P	Précipitations annuelles (mm)
PbP	Teneur en plomb dans les pulpes
PF	Poids des fruits
PG	Poids d'une graine
PG (%)	Progrès génétique
PGF	Poids des graines par fruit
PhoG	Teneur en phosphore dans les graines
PhoP	Teneur en phosphore dans les pulpes
pHG	pH des graines
pHP	pH des pulpes
P_m	Phosphate minérale
PN	Poids des noyaux
PolG	Teneur en polyphénols dans les graines
PolG	Teneur en polyphénols dans les graines
PolP	Teneur en polyphénols dans les pulpes
PP	Poids des pulpes
ppm	Partie par million
ProG	Teneur en protéines dans les graines
ProP	Teneur en protéines dans les pulpes
SucG	Teneur en Sucres dans les graines
SucP	Teneur en Sucres dans les pulpes
TAE	Solution du TAESOX
TanG	Teneur en Tanins dans les graines
TanP	Teneur en Tanins dans les pulpes
Tm	Température moyenne annuelle (°C)
tr	Turc
TR	Amplitude thermique (°C)
V_e	Variance environnementale
V_g	Variance génotypique
V_p	Variance phénotypique
ZnP	Teneur en Zinc dans la pulpe

Liste des annexes

Annexe 01 :	Tableaux des analyses des variances des différents caractères quantitatifs étudiés.....	i
Annexe 02 :	Tableaux des comparaisons des moyennes.....	vi
Annexe 03 :	Tableau des corrélations des différents paramètres avec les deux premiers axes de l'analyse discriminante.....	xxxi
Annexe 04 :	Matrice des corrélations.....	xxxiii

Liste des figures

Figure 1: Arbuste de jujubier sauvage.....	8
Figure 2: Port du jujubier sauvage	8
Figure 3: Branches de jujubier sauvage.....	8
Figure 4: Epines de jujubier sauvage	8
Figure 5: Feuilles de jujubier sauvage.....	8
Figure 6: Fleurs de jujubier sauvage	8
Figure 7: Fruits du jujubier sauvage.....	8
Figure 8 : Répartition des neuf aires naturels de jujubier sauvage en Algérie.	24
Figure 9 : Abaque de classification triangulaire des sols des différentes zones étudiées (Henin et al., 1969).....	26
Figure 10: Abaque de l'indice d'aridité annuel de De Martonne.....	30
Figure 11: Climagramme pluviothermique d'Emberger	30
Figure 12 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Ain Defla (B).....	31
Figure 13: Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Béchar (B).	32
Figure 14 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Chlef (B).....	33
Figure 15 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région d'El Bayadh (B).	33
Figure 16 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Ghardaïa (B).	34
Figure 17 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Laghouat (B).....	35
Figure 18 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de M'Sila (B).....	35
Figure 19 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Médéa (B).....	36
Figure 20 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Tiaret (B).	36
Figure 21 : Différentes parties du fruit de jujubier sauvage (photo originale prise le 12 janvier 2017).....	37

Figure 22 : Pourcentages des différentes couleurs des fruits présentes dans l'ensemble des populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).....	53
Figure 23: Différentes couleurs de fruit présentes dans les populations de jujubier.....	53
Figure 24 : Variation des couleurs des fruits par population chez le jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).....	54
Figure 25 : Différentes formes de fruit présentes dans les populations de jujubier sauvage. .	55
Figure 26 : Variation des formes des fruits par population chez le jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).....	55
Figure 27: Différentes formes de noyau présentes dans les populations de jujubier sauvage	56
Figure 28: Variation des formes des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	56
Figure 29: Différentes couleurs de noyaux présentes dans les populations de jujubier sauvage	57
Figure 30 : Variation des couleurs des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	57
Figure 31 : Différentes textures de noyau présentes dans les populations de jujubier sauvage	58
Figure 32: Variation des textures des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	58
Figure 33: Variation des longueurs des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	59
Figure 34: Variation des largeurs des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	60
Figure 35: Variation des poids des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	61
Figure 36: Variation des longueurs des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	62
Figure 37: Variation des largeurs des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	63
Figure 38: Variation des poids des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	64
Figure 39 : Variation des longueurs des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	65

Figure 40 : Variation des largeurs des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	65
Figure 41: Variation des poids des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	66
Figure 42 : Variation du nombre des graines par fruit entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	67
Figure 43: Variation des longueurs des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	68
Figure 44: Variation des largeurs des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	69
Figure 45: Variation du poids d'une graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	70
Figure 46: Variation des poids des graines par fruit entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	70
Figure 47: Variation des rapport noyaux / fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	71
Figure 48: Variation des rapport graines / noyaux entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	72
Figure 49: Diagramme de dispersion du premier et deuxième axes canoniques obtenu par l'analyse discriminante canonique pour les neuf populations de <i>Z. Lotus</i> selon les caractères morphologiques.	75
Figure 50 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des variables morphologiques, des différentes populations de <i>Z. lotus</i> , basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward	77
Figure 51: Variation des taux d'humidité des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	84
Figure 52: Variation des taux de matière sèche des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	85
Figure 53: Variation des taux de matière minérale des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	86
Figure 54: Variation des teneurs en phosphore des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	87
Figure 55: Variation des teneurs en sodium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	89

Figure 56: Variation des teneurs en potassium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	90
Figure 57: Variation des teneurs en calcium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	91
Figure 58: Variation des teneurs en plomb des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	92
Figure 59: Variation des teneurs en zinc des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	93
Figure 60: Variation des teneurs en cuivre des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	94
Figure 61: Variation des pH des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	95
Figure 62: Variation des taux de matière organique des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	96
Figure 63: Variation des teneurs en sucres des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	97
Figure 64 : Variation des teneurs en protéines des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	98
Figure 65: Variation des rendements en huiles végétales des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	100
Figure 66: Variation des teneurs en polyphénols des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	102
Figure 67: Variation des teneurs en flavonoïdes des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	103
Figure 68: Variation des teneurs en tanins des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	104
Figure 69: Variation des teneurs en β -carotène des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	105
Figure 70: Variation des teneurs en lycopène des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	106
Figure 71: Variation des teneurs en chlorophylle (A) des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	108
Figure 72: Variation des teneurs en chlorophylle B des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	109

Figure 73: Diagramme de dispersion du premier et deuxième axes canoniques obtenu par l'analyse discriminante canonique pour les neuf populations de <i>Z. Lotus</i> selon les caractères phytochimiques.	112
Figure 74: Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des variables phytochimiques, des différentes populations de <i>Z. lotus</i> , basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward.	114
Figure 75 : Variation du nombre de chromosomes entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	123
Figure 76: Variation du rendement en ADN entre les différentes populations du jujubier sauvage (<i>Zizyphus lotus</i> L. Desf.).	124
Figure 77 : Exemple de bandes amplifiées générées par quelques amorces ISSR.	125
Figure 78: Amorces ISSR qui ont générées 100% de bandes polymorphes (M : Marqueur de taille).....	125
Figure 79 : Dendrogramme avec relation génétique entre les neuf populations de <i>Zizyphus lotus</i> en provenance de diverses régions d'Algérie (coefficient SM et méthode UPGMA).....	128

Liste des tableaux

Tableau 1: Description des neufs aires naturelles de <i>Ziziphus lotus</i> en Algérie.	25
Tableau 2 : Caractérisation qualitative des fruits dans les neuf populations naturelles algériennes de <i>Ziziphus lotus</i>	54
Tableau 3: Variations des paramètres génétiques des caractères morphologiques entre les neuf populations naturelles de <i>Ziziphus lotus</i> L. Desf.....	73
Tableau 4: Variations des paramètres génétiques des caractères phytochimiques entre les neuf populations naturelles de <i>Ziziphus lotus</i> L. Desf.	110
Tableau 5: Détails des bandes amplifiées générées par les 35 amorces ISSR dans les neuf populations de <i>Z. lotus</i>	126
Tableau 6: Détails des bandes amplifiées générées par les amorces ISSR pour chaque population de <i>Z. lotus</i>	127

Table des matières

RESUME.....	I
LISTE DES ABREVIATIONS	IV
LISTE DES ANNEXES	VI
LISTE DES FIGURES.....	VII
LISTE DES TABLEAUX	XII
INTRODUCTION GENERALE	1
CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i>	
L. DESF.).....	5
1. REPARTITION ET ECOLOGIE DU JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i> L.	
DESF.).....	5
2. CLASSIFICATION DU JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i> L. DESF.).....	6
3. DESCRIPTION DU JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i> L. DESF.)	7
4. CYCLE DE DEVELOPPEMENT DU JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i> L.	
DESF.).....	9
4.1. Cycle végétatif.....	9
4.2. Cycle génératif	10
4.2.1. Induction florale	10
4.2.2. Floraison - fructification	10
5. IMPORTANCE ET UTILISATION DU JUJUBIER SAUVAGE (<i>ZIZIPHUS LOTUS</i> L.	
DESF.).....	10
5.1. Utilisation alimentaire	10
5.2. Utilisation thérapeutique	11
5.3. Autres utilisations.....	12
CHAPITRE 2 : DIVERSITE BIOLOGIQUE	13
1. DEFINITIONS ET CONCEPTS	13
2. SOURCES DE LA DIVERSITE GENETIQUE.....	13
3. NIVEAUX DE LA BIODIVERSITE	14
3.1. Diversité génétique.....	14
3.2. Diversité spécifique.....	14
3.3. Diversité des écosystèmes.....	15
4. IMPORTANCE DE LA DIVERSITE BIOLOGIQUE.....	15
5. CAUSES DE PERTE DE LA DIVERSITE BIOLOGIQUE.....	16
6. EVALUATION DE LA DIVERSITE BIOLOGIQUE.....	17

6.1.	Evaluation morphologique	17
6.2.	Evaluation biochimique.....	18
6.3.	Evaluation par la phytopathologie.....	18
6.4.	Evaluation cytogénétique	18
6.5.	Evaluation moléculaire.....	19
7.	CONSERVATION DE LA DIVERSITE BIOLOGIQUE	21
	PARTIE EXPERIMENTALE	1
	CHAPITRE 1 : ZONES D'ETUDE	23
1.	REPARTITION DES ZONES D'ETUDES	23
2.	CARACTÉRISTIQUES DES ZONES D'ÉTUDE.....	23
2.1.	Caractéristiques des sols.....	23
2.2.	Caractéristiques climatiques.....	27
	CHAPITRE 2 : MATERIEL ET METHODES	37
1.	MATERIEL VEGETAL	37
2.	CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE	37
2.1.	Paramètres qualitatifs	37
2.2.	Paramètres quantitatifs	38
2.2.1.	Détermination des longueurs et des largeurs	38
2.2.2.	Détermination des poids.....	38
2.2.3.	Détermination des différents rapports.....	38
3.	Caractérisation phytochimique.....	39
3.1.	Détermination du taux d'humidité et du taux de matière sèche	39
3.2.	Détermination du taux de matière minérale et de matière organique.....	39
3.3.	Détermination de la teneur en éléments minéraux	40
3.3.1.	Détermination de la teneur en phosphore.....	41
3.3.2.	Détermination de la teneur en sodium, en potassium et en calcium	41
3.3.3.	Détermination de la teneur en métaux lourds	42
3.4.	Détermination de la teneur en sucres totaux	43
3.5.	Détermination de la teneur en protéines.....	44
3.6.	Détermination du rendement en huile végétale	45
3.7.	Détermination du pH des pulpes et des graines	46
3.8.	Détermination de la teneur en pigments liposolubles	46
3.9.	Préparation et caractérisation des extraits aqueux.....	46
3.9.1.	Détermination de la teneur en polyphénols totaux.....	47

3.9.2.	Détermination de la teneur en flavonoïdes.....	48
3.9.3.	Détermination de la teneur en tanins condensés (Pro-anthocyanidines).....	48
4.	Caractérisation cytogénétique	49
5.	Caractérisation moléculaire.....	49
6.	ANALYSES STATISTIQUES	50
	CHAPITRE 3 : RESULTATS ET DISCUSSIONS.....	53
1.	CARACTERISATION MORPHOLOGIQUE	53
1.1.	Caractères qualitatifs	53
1.1.1.	Couleur des fruits	53
1.1.2.	Forme des fruits	55
1.1.3.	Formes des noyaux.....	56
1.1.4.	Couleur des noyaux.....	57
1.1.5.	Texture des noyaux	58
1.2.	Caractères quantitatifs	59
1.2.1.	Analyse des variances et des moyennes.....	59
1.2.2.	Paramètres génétiques.....	73
1.2.3.	Analyse discriminante canonique.....	74
1.2.4.	Classification hiérarchique ascendante des variables	76
2.	CARACTERISATION PHYTOCHIMIQUE	83
2.1.	Analyse des variances	83
2.1.1.	Taux d'humidité.....	83
2.1.2.	Taux de matière sèche.....	84
2.1.3.	Taux de matière minérale.....	85
2.1.4.	pH.....	94
2.1.5.	Taux de matière organique.....	95
2.1.6.	Teneur en métabolites secondaires.....	100
2.2.	Paramètres génétiques	109
2.3.	Analyse discriminante canonique	111
2.4.	Classification hiérarchique ascendante	113
2.5.	DISCUSSION	114
3.	Caractérisation cytogénétique	123
4.	Caractérisation moléculaire.....	123
4.1.	Rendement en ADN	123
4.2.	Variation moléculaire.....	124

5. Discussions.....	128
CONCLUSION GENERALE	131
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	135
ANNEXES.....	I

Introduction générale

Introduction générale

Les ressources végétales spontanées constituent une source d'intérêt primordial pour l'homme et ses besoins (Bouallala *et al.*, 2014). L'Algérie possède des essences importantes constituées d'arbres et d'arbustes dont la majorité n'est pas mise en valeur. Leurs fruits représentent une partie importante dans la consommation alimentaire humaine vue leur richesse en substances nutritives. Or, il existe certains fruits qui sont peu consommés du fait de leur rareté et de l'ignorance de leur qualité nutritive. Parmi ceux-là, on a choisi de mener une étude sur le fruit du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.).

S'il est cité quatre fois dans le Coran, c'est parce que le jujubier sauvage a une immense importance et présente plusieurs avantages que ce soit sur le plan écologique, nutritionnel, cosmétique ou médicinal.

Il joue un rôle très important dans la conservation des sols grâce à son système racinaire profond et vigoureux qui permet une stabilisation des substrats et protège ceux-ci contre l'érosion (Laamouri *et al.*, 2008). Lors de son établissement, ses racines croissent rapidement et atteignent de fortes profondeurs ceci semble être une stratégie d'adaptation à la sécheresse (Oliet *et al.*, 2012). Ses feuilles et fruits sont appréciés par plusieurs animaux de pâturage (ovins, caprins et chameaux). Comme il forme un refuge pour des plantes notamment le pistachier de l'Atlas (Oliet *et al.*, 2012) et d'autres animaux tels que les rongeurs, les insectes et les reptiles (Rais *et al.*, 2017).

C'est une source importante de nutriments et de composants phytochimiques (Wojdyło *et al.*, 2016). Le fruit est la partie consommable et nutritive de la plante (Abdoul-Azize *et al.*, 2003). Dans la région méditerranéenne, il est consommé depuis l'ancien temps (Tardío *et al.*, 2016). Il fournit des carbohydrates, des acides aminés, du phosphore, du calcium, du fer, les vitamines A, C et les B (San et Yildirim, 2010).

Le jujubier sauvage est riche en antioxydants tels que des composés phénoliques flavonoïdes, tocophérols, tocotriénols, acide ascorbique et des caroténoïdes qui sont responsables de la réduction des risques des maladies causées par les stress oxydatif et l'oxydation macromoléculaire (Zhao *et al.*, 2014 ; Siriamornpun *et al.*, 2015). Ces métabolites sont connus par leurs propriétés anti-carcinogénique, anti-mutagénique et cardioprotectrice (Bakchiche *et al.*, 2013). Les analyses chimiques de cette espèce ont conduit à l'isolation de nombreux alcaloïdes cyclo-peptidiques et des substances naturelles avec des activités immunosuppressive (Benammar *et al.*, 2010 ; Yessoufou *et al.*, 2013), antibactérienne,

antifongique (Renault *et al.*, 1997), nématicide (Nebih Hadj-Sadok *et al.*, 2014), antiviral et fortifiant (Rsaissi *et al.*, 2013). Les différents organes de jujubier sauvage ont été utilisés dans la médecine traditionnelle comme antiinflammatoire, analgésique (Borgi *et al.*, 2007a ; Borgi *et al.*, 2008), anti-ulcérogénique (Borgi *et al.*, 2007 b), antispasmodique (Borgi et Chouchane, 2009), antidiabétique, sédatifs, ainsi que dans le traitement des troubles digestives et la fièvre (Benammar *et al.*, 2010 ; Bakchiche *et al.*, 2013 ; Benammar *et al.*, 2014).

L'aire naturelle de la majorité des jujubiers se situent entre 20° et 30° de latitude, zone qui est caractérisée par des climats chauds et secs et où sont localisés la majorité des déserts du globe (Laamouri *et al.*, 2008). Le jujubier sauvage s'adapte à une large gamme d'environnements et exige des quantités minimales en eau pour sa croissance et son développement (Sudharsan et Ashkanani, 2009). Il est fréquent dans toutes les régions Méditerranéennes, sauf en France et en Italie, et arrive jusqu'aux côtes de la mer rouge (Regehr et El Brahli, 1995). C'est un arbuste qui pousse dans n'importe quel sol et supporte la sécheresse et les températures négatives (-20°) (Hammiche *et al.*, 2014).

La large distribution géographique et climatique est révélatrice du fait qu'il existe une énorme diversité génétique à identifier (Singh *et al.*, 2007). La variation phénotypique au sein des populations peut plutôt montrer une relation plus étroite avec les conditions environnementales. Le climat, par exemple, est un agent sélectif majeur dans les plantes qui occupent de grandes surfaces. La variabilité des caractères au cours de la vie pourrait être favorisée par la sélection naturelle qui est influencée par la variation de facteurs telles que la température et les précipitations. La variabilité environnementale peut également déclencher la variation des caractères au moyen de la plasticité phénotypique, qui a une base génétique (Villellas *et al.*, 2014). Étant une culture à pollinisation croisée (allogame), une grande variabilité dans les populations de jujubier a pris place, ce qui permet de constituer un riche patrimoine génétique. L'allopolypléidie segmentaire chez le jujubier joue un rôle important dans la création de la variabilité (Ghosh *et al.*, 2015).

L'estimation de la diversité génétique est importante pour évaluer, conserver et utiliser les ressources phytogénétiques et pour déterminer l'homogénéité et la distinction des génotypes, fournissant des informations de base importantes pour l'amélioration génétique (Zhang *et al.*, 2015). Le succès de tout programme d'amélioration des cultures dépend, dans une large mesure, de la quantité de variabilité génétique présente dans la population (Aruah *et al.*, 2012). Les programmes d'amélioration devraient commencer par déterminer les caractères importants et l'amélioration réalisée par l'utilisation de la variation dans les populations

naturelles (Ghazaeian, 2015). Certains traits ont été proposés comme importants pour la classification des cultivars de jujubier. Il est donc essentiel d'identifier les génotypes locaux présentant les caractéristiques souhaitées, l'adaptabilité et la tolérance aux stress biotiques et abiotiques (Tatari *et al.*, 2016).

Il existe un grand nombre de méthodologies pour l'évaluation de la diversité génétique des espèces végétales (Singh *et al.*, 2007). L'évaluation ou la caractérisation de la diversité biologique des ressources génétique peut être morphologique, biochimique, phytopathologique, cytogénétique ou moléculaire (Bianchi *et al.*, 2016).

Les méthodes de l'évaluation des caractéristiques morphologiques (Jannatabadi *et al.*, 2013) et nutritionnelles (Charrondiere, 2007) sont les déterminants les plus forts de la valeur agronomique et de la classification taxonomique des plantes. La caractérisation morphologique est directe, peu coûteuse et facile et est donc couramment utilisée pour analyser la diversité génétique et pour donner aux chercheurs l'instrument de sélection du matériel de reproduction. Cependant, les caractères morphologiques sont limités en nombre, modifiés par l'environnement ou les pratiques de gestion (Geleta *et al.*, 2006) et peuvent être contrôlés par les effets des gènes épistatiques et pléiotropes (Zhang *et al.*, 2015).

Les méthodes moléculaires sont devenues une partie essentielle de la plupart des études sur l'extension et la distribution de la diversité génétique et dans les analyses du système de sélection (Villellas *et al.*, 2014). La capacité des marqueurs moléculaires à mesurer la diversité génétique s'est grandement améliorée au cours du dernier demi-siècle, grâce à l'utilisation des allozymes, du séquençage d'ADN (depuis Kreitman), des microsatellites (séquences répétées simples, SSR), de l'ADN polymorphe amplifié aléatoire (RAPD), des séquences répétées (ISSR) et du polymorphisme de la longueur des fragments amplifiés (AFLP) (Ai *et al.*, 2014).

La technique de l'ISSR-PCR a fourni un outil puissant pour l'étude de la variation génétique au sein des espèces. Des études ISSR récentes sur des populations naturelles ont démontré la nature hypervariable de ces marqueurs. Ils sont largement utilisés pour des études de diversité au niveau de la population (Ge *et al.*, 2005).

Plusieurs travaux se sont intéressés à l'étude de la composition biochimique du jujubier sauvage et de ses effets thérapeutiques (Borgi *et al.*, 2008 ; Borgi et Chouchane, 2009 ; Benammar *et al.*, 2010 ; San et Yildirim, 2010 ; Yessoufou *et al.*, 2013 ; Siriamornpun *et al.*, 2015 ; Wojdyło *et al.*, 2016). Cependant, peu d'informations sont disponibles sur la diversité du jujubier sauvages dans plusieurs environnements du monde (González-Robles *et al.*, 2016 ;

Boussaid *et al.*, 2018). À cette fin, une étude comparative de plusieurs populations de jujubes sauvages peut donner un aperçu de la variation génétique existante chez cette espèce. L'objectif visé à travers ce travail est l'étude de la diversité génétique inter-populationnelle des fruits de *Ziziphus lotus* à travers :

- ✓ Une caractérisation morphologique par des mesures biométriques des fruits, des pulpes et des graines du jujubier sauvage provenant de plusieurs régions de l'Algérie ;
- ✓ Une évaluation de la part de l'environnement dans la variation phénotypique totale des caractères morphologiques et biochimiques par la détermination des coefficients de variations génotypiques, environnementales et phénotypiques et l'héritabilité au sens large.
- ✓ Une caractérisation cytogénétique par la détermination du niveau de ploïdie ;
- ✓ Une caractérisation moléculaire par les marqueurs ISSR pour la détermination du pourcentage de polymorphisme génétique entre les neuf populations de *Ziziphus lotus* étudiées.

Ce travail est scindé en trois parties après l'introduction générale, dont, la première partie est consacrée à une synthèse bibliographique portant sur des généralités sur le jujubier sauvage et la diversité biologique. La deuxième partie se divise en des informations sur les zones d'étude et le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de cette étude. Et la troisième partie concerne les résultats obtenus à travers cette étude et la discussion de ces derniers. En fin, une conclusion générale synthétise les perspectives à la lumière des résultats obtenus.

Synthèse bibliographique

Chapitre 1 :

Généralités sur le jujubier sauvage

Chapitre I : Généralités sur le jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Le mot *Zizyphus* vient du grec *Zizyphos* (Azam-Ali *et al.*, 2006). Les différentes nomenclatures de l'arbuste du jujubier sauvage sont : arto (es), jujubier des lotophages (fr), zinzula sarvaggia (it), lotos (el), sari hünnap (tr), shizaf (he), sidir, sedra (ar) (Tardío *et al.*, 2016). Les espèces du genre *Ziziphus* sont connus, en Afrique du nord, sous les noms vernaculaires : sedra, addhal, roubaidh, dhou achauok, sedre alberri et sedre nabga (Borgi et Chouchane, 2009). Il est nommé, aussi « anneb » ; il a donné son nom à la ville d'Annaba car il était très abondant dans les environs de cette cité de l'est algérien. En kabyle, il est nommé « azzouggart » ou « tazoura ». Thazouggwarth signifie « rouge » : référence à la couleur du fruit (Hammiche, 2014). Le fruit est connu aussi sous le nom « nbag ».

1. Répartition et écologie du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Le genre *Zizyphus* est originaire de la Chine, du Japon et de l'Asie du Sud-Est (El Hachimi *et al.*, 2014). Les jujubiers sont, généralement, répartis dans les régions tempérées chaudes, tropicales et subtropicales du monde (San et Yildirim, 2010). Ils sont fréquents en Inde, au Pakistan, en Malaisie (Kaleem *et al.*, 2014), en Asie, en Afrique, en Amérique du nord, en Amérique du sud, en Océanie et en Europe (Borgi et Chouchane, 2009). Près de 150 espèces du genre *Ziziphus* sont indigènes de l'ancien monde (Europe, Moyen-Orient, Afrique, Inde et Asie) et environ de 25 espèces sont indigènes du nouveau monde (Amérique du nord et du sud et les îles du Caraïbes) (Asatryan et Tel-Zur, 2014).

Le jujubier sauvage se rencontre généralement dans les pays arides et semi arides, particulièrement dans la région méditerranéenne (Abdoul-Azize *et al.*, 2013). Il pousse dans certains pays du sud de l'Europe comme l'Espagne, l'Italie et la Grèce. Il se trouve aussi dans l'ouest de l'Asie et est très fréquent au nord de l'Afrique du Maroc jusqu'en Égypte (Tardío *et al.*, 2016), il est plus rare au Sahara occidentale (Ozenda, 1991). Il réapparaît ensuite au Yémen, dans l'île de Socotra, au Moyen-Orient : en Palestine, en Syrie, en Turquie et à Chypre (Quezel et Santa, 1963 ; Ghedira, 2013). Il est distribué également en Iran, en Chine et en Corée de sud (Adeli et Samavati, 2015).

Le *Zizyphus lotus* a une faible pénétration dans le Sahara septentrional d'Algérie (Ghedira, 2013). Il est rencontré surtout dans les régions arides du Sud (Ain Oussera et Messad, Wilaya de Djelfa) à climat arides et Taghit (Wilaya de Béchar) au climat saharien. La plante est très commune dans toute l'Algérie sauf dans le tell Algéro-constantinois (Quezel et Santa, 1962).

Le jujubier est rustique et d'une grande plasticité écologique (Laamouri *et al.*, 2008), Il s'adapte à des conditions climatiques très diverses. Il résiste mieux au gel d'hiver, jusqu'à -15°C, qu'aux gelées printanières à cause de sa floraison tardive (Mai- Juillet) (Paroda et Mal, 1989). C'est une plante de soleil réservée au climat chaud et sec (Paquereau, 2013). Il supporte très bien la sécheresse et exige de grandes quantités de chaleur pour fructifier (maximale 45°C) (Tardío *et al.*, 2016). Cette espèce est adaptée aux zones à faible pluviométrie (Asatryan et Tel-Zur, 2014).

Le jujubier sauvage tolère une large gamme de sols. Il préfère les sols neutres à légèrement alcalins, profonds et sableux. Il est tolérant à la salinité (Tardío *et al.*, 2016). Il peut être rencontré dans des zones désertiques avec des précipitations très faibles (Jawanda et Bal, 1978 ; Kim *et al.*, 1989). Il pousse dans les zones rocailleuses, les falaises, et les pieds des collines (Chehma, 2006). Il se multiplie par voie végétative avec une faible propagation par semis, son optimum thermique est de 35°C, sa germination est rare car le semis nécessite le traitement des noyaux par les sucs digestifs des animaux (Zouaoui *et al.*, 2013).

2. Classification du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Le jujubier sauvage (*Ziziphus lotus*) appartient à la famille des Rhamnacées qui compte 58 genres et plus de 900 espèces. Ce sont des arbres, des arbustes, des lianes ou des plantes herbacées (Punt *et al.*, 2003 ; Kaleem *et al.*, 2014). Le genre *Ziziphus* compte environ 170 espèces, comme *Ziziphus lotus*, *Ziziphus spina-christi*, *Ziziphus jujuba*, *Ziziphus mucronata*, *Ziziphus nummularia*, *Ziziphus mauritiana*, *Ziziphus spinosa*, *Ziziphus vulgaris*, *Ziziphus oenoplia* Mill., etc., (Memon *et al.*, 2013 ; Asatryan et Tel-Zur, 2014).

Selon l'APG IV (2016), la classification du jujubier sauvage est la suivante :

Règne :	Végétal
Embranchement :	<i>Magnoliophyta</i> (Phanérogames)
Sous-embranchement :	<i>Magnoliophytina</i> (Angiospermes)
Classe :	<i>Magnoliopsida</i> (Dicotylédones)
Sous-classe :	<i>Rosidae</i>
Ordre :	<i>Rhamnales</i>
Famille :	<i>Rhamnaceae</i>
Tribu :	<i>Ziziphae</i>
Genre :	<i>Ziziphus</i>
Espèce :	<i>Ziziphus lotus</i> (L.) Desf.

3. Description du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Les espèces du genre *Zizyphus* ont plusieurs caractéristiques physiologiques et morphologiques qui peuvent contribuer à leurs capacités de s'adapter aux différents environnements et mêmes ceux arides car ils sont peu exigeants en eau. Ces arbrisseaux ont une croissance très lente et commencent à porter des fruits vers l'âge de 4 ans (Bonnet, 2001) et entrent en pleine production vers l'âge de quinze ans.

Le jujubier sauvage est un arbrisseau (figure 1) sous forme de buisson épineux ne dépassant pas 2,5 m (Rabaa, 2007). Il forme des touffes de quelques mètres de diamètre, à feuilles caduques, d'un vert brillant, aux branches en zigzag, très épineuses, très rustiques (Maraghni *et al.*, 2011 ; Hammiche, 2014 ; Tardío *et al.*, 2016). Cet arbre drageonne beaucoup. Les vieux sujets ont un tronc crevassé. Le feuillage et le port (figure 2) de cet arbre contribuent à lui donner un aspect exotique (Brosse, 2000).

Les rameaux (figure 3) sont recourbés vers le bas, flexueux, blanc grisâtre à épines (figure 4) par paires droites ou recourbées (Ghedira, 2013).

Les feuilles (figure 5) sont petites, alternes, courtes, ovales, crénelées, à pétiole court, plus au moins elliptiques, de 1 à 2 cm de longueur et de 7 mm de largeur (Azam-Ali *et al.*, 2006; Bayer *et al.*, 2009 ; Ghedira, 2013). Elles sont glabres à marges entières et présentent trois nervures longitudinales saillantes partant du pétiole. Chaque feuille porte à sa base deux stipules transformées en épines inégales et vulnérables (Rsaissi et Bouchache, 2002 ; Tardío *et al.*, 2016).

Les fleurs (figure 6) sont très visibles de couleurs jaunes pentamères (Rsaissi et Bouchache, 2002) avec des sépales ouverts en étoiles, des petits pétales et un ovaire supère bisexuel (Rabaa, 2007). Elles sont petites (Maraghni *et al.*, 2011), solitaires ou groupées avec un seul pédicelle court (Azam-Ali *et al.*, 2006), à calice en forme d'entonnoir (Ghedira, 2013 ; Tardío *et al.*, 2016).

Les fruits (figure 7) sont des drupes sphériques, de 1 à 2 cm de diamètre, avec une grosseur d'une olive (Azam-Ali *et al.*, 2006), de couleur rouge-marron et portant des noyaux osseux biloculaires très durs, petits et ronds qui sont recouverts d'une pulpe demi-charnue, très vite sèche (Ghedira, 2013 ; Hammiche, 2014 ; Tardío *et al.*, 2016). La pulpe épaisse peut être d'un blanc verdâtre et d'une saveur à la fois douce et acidulée ou brun jaunâtre, un peu glutineuse, à saveur sucrée et fade (Bayer *et al.*, 2009).



Figure 1: Arbuste de jujubier sauvage



Figure 2: Port du jujubier sauvage



Figure 3: Branches de jujubier sauvage



Figure 4: Epines de jujubier sauvage



Figure 5: Feuilles de jujubier sauvage



Figure 6: Fleurs de jujubier sauvage



Figure 7: Fruits du jujubier sauvage

Sources :

Figures 1, 2 et 4 : Photos originales prises le 14 juillet 2018 à Hessiane Eth-Thibe (Laghouat).

Figures 3, 5, 6, 7 : Photos originales prises le 04 Août 2018 à Essadra Al Arida (Tissemsilt).

4. Cycle de développement du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Généralement, les essences forestières, les arbres, les arbustes et les espèces pérennes se caractérisent par un cycle de développement caractérisé par une alternance de cycle végétatif et de cycle génératif comme décrit par (Nanson, 2004).

4.1. Cycle végétatif

En janvier-février, la dormance des rameaux est levée par une période suffisamment longue à basse température (hiver). En mars-avril, les dernières dormances éventuelles dues à la photopériode sont elles aussi levées. En avril-mai, le seuil thermique d'activation biologique est dépassé : c'est le *débourrement* (le début de la période de végétation). En juillet-août, les seuils photopériodiques sont atteints successivement. C'est le signal du début de l'arrêt de la croissance. Après le signal photopériodique, toute une série de processus physiologiques se mettent en branle en préparation à l'hivernage : apparition des bourgeons terminaux, aoûtement, augmentation de la pression osmotique et de la teneur en matière sèche, arrêt de la croissance en diamètre, stockage des réserves (Nanson, 2004).

Il a été démontré en Chine, que la croissance des jujubiers est plus importante (50% de la croissance totale annuelle), entre juin et août (Yu, 1994). Le développement du système racinaire est également plus important pendant cette période.

Les plants de jujubier sauvage sont dormant depuis le mois d'octobre jusqu'au mois de mars (Regehr et El Brahli, 1995).

Pour le développement du pivot de *Ziziphus lotus*, trois périodes de développement sont distinguées (Laamouri et al., 2008). La première période se caractérise par un développement lent qui commence dès la germination jusqu'à la 12^{ème} semaine. La deuxième période se caractérise par un développement rapide. Il est de 15 semaines avec un allongement de pivot variant de 5 à 11,5 cm par semaine. La troisième période est caractérisée par une croissance lente comme pour la première période. La croissance de la partie racinaire est antagoniste avec la partie aérienne. Cet antagonisme se caractérise par une diminution ou un arrêt de la croissance d'une partie lorsque l'autre est en croissance.

La croissance du système racinaire d'un plant de *Ziziphus lotus* fait apparaître trois phases importantes (Laamouri et al, 2008) :

- Une phase hivernale : elle s'étale jusqu'à mi-mars. Durant cette période, la croissance est faible à cause de la diminution de la circulation de la sève brute.

- Une phase printanière : elle s'étale jusqu'à fin juin et est caractérisé par une forte croissance racinaire.
- Une phase estivale : entre juillet et août, où il y a une baisse de croissance des racines.

4.2. Cycle génératif

4.2.1. Induction florale

Chez les essences forestières tempérées de l'hémisphère Nord, *l'induction florale* a lieu au cours de l'année précédant la floraison, généralement de mi-juin à mi-juillet, parfois encore jusqu'au mois d'août. Cette induction est favorisée par un temps chaud, sec et ensoleillé. Pour qu'elle soit effective, il faut en outre que l'arbre dispose de réserves et donc qu'il n'ait pas été épuisé par une fructification massive lors de l'année précédente (Nanson, 2004).

4.2.2. Floraison - fructification

La floraison a lieu l'année suivante au printemps, en avril-mai le plus souvent, avant le débourrement des feuilles. Au sein d'une même population, la floraison peut s'étaler sur 1 à 2 semaines, avec une variation entre individus et au sein d'un même individu. La pollinisation est suivie immédiatement par la fécondation (Nanson, 2004).

Les plants matures de jujubier sauvage entrent en floraison à partir du mois de juin et juillet. La maturité des fruits a lieu entre les mois d'août et de septembre (Regehr et El Brahli, 1995).

La couleur du péricarpe du fruit de jujubier sauvage change du vert, au jaune, puis au rouge et enfin au marron. Cette variation de couleurs représente les différents stades de maturité du fruit (Wang *et al.*, 2016).

5. Importance et utilisation du jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.)

Le jujubier sauvage présente plusieurs avantages en termes de nutrition, cosmétique et médecine (Rais *et al.*, 2017).

5.1. Utilisation alimentaire

Le jujube se consomme frais, en conserves, en confits, en confiture, en liqueur, ou à l'état de pâte. Il est possible de le faire sécher pour assurer une plus longue conservation (Rsaissi et Bouhache, 2002).

Les fruits de *Zizyphus lotus* sont encore consommés par quelques tribus au Maghreb. En Tunisie, le fruit est apprécié autant comme friandise que comme aliment. Dans les régions où l'espèce est abondante, les fruits sont séchés et réduits en farine dont on fait une Zemmita,

d'un goût agréable et succulent ou des galettes de saveur très agréable qui font partie des provisions des nomades lors de leurs grands déplacements (Le Floch, 1983).

Les graines de jujube broyées fournissent une huile spéciale de qualité. Le miel issu du butinage de ses fleurs fournit aussi un miel haut de gamme (Fabrice et Renard, 1999).

5.2.Utilisation thérapeutique

Le *Zizyphus lotus* est largement utilisé dans la médecine traditionnelle et d'ailleurs il possède plusieurs activités thérapeutiques (Ghedira *et al.*, 1995 ; Lahlou *et al.*, 2002 ; Borgi *et al.*, 2008). Ces activités sont dues à sa richesse en molécules biologiquement actives tels que les polyphénols (flavonoïdes, tanins), les triterpènes, les anthraquinones, les alcaloïdes (cyclopeptides et iso-quinoides) et les saponosides (Borgi et Chouchane, 2009).

Plusieurs parties du jujubier sauvage ont été utilisées dans la médecine traditionnelle et ancestrale, tant en Afrique du Nord qu'au Moyen Orient, pour le traitement de plusieurs pathologies, y compris les troubles hépatiques, les troubles urinaires, l'obésité, les infections, la fièvre et l'insomnie (Adzu *et al.*, 2003 ; Suksamrarn *et al.*, 2005).

Selon Baba Aissa (1999), les fruits de jujubier sauvage sont employés dans les affections respiratoires comme calmant. Ils sont recommandés pour le traitement des affections inflammatoires de la gorge, des inflammations intestinales et urinaires (Borgi et Chouchane, 2006). De même, la poudre des feuilles sèches et des fruits est appliquée dans le traitement des furoncles (Borgi *et al.*, 2007 a). Les graines de jujubier sont employées comme tonifiant. En Chine, elles sont utilisées pour traiter l'insomnie par asthénie physique (Chaieb et Zaafouri, 2000).

En Afrique du Nord (Tunisie, Algérie, Maroc et Libye), les feuilles du jujubier sauvage sont prescrites dans le traitement des diarrhées (Elgorashi, 2003). Les feuilles sèches, pulvérisées au mortier, sont utilisées par les malékites, du fait de leurs propriétés saponifiantes, pour laver les morts (Le Floch, 1983). L'écorce des racines du *Zizyphus lotus* est utilisée dans la médecine traditionnelle dans le traitement du diabète (Ghedira *et al.*, 1995). Les infusions de racines sont utilisées contre les maladies vénériennes, etc. (Maydell, 1990).

Les recherches actuelles sur les différentes activités pharmacologiques de *Zizyphus lotus* ont fait ressortir plusieurs effets de grande importance pour la médecine moderne (Abu-Zarga *et al.*, 1995, Suksamrarn *et al.*, 2005). Les flavonoïdes et les saponines de l'écorce des racines et des feuilles du *Zizyphus lotus* ont montré une activité anti-inflammatoire significative (Borgi

et Chouchane, 2006 ; Borgi *et al.*, 2008). Ces activités confirment l'usage traditionnel de cette plante dans certaines maladies inflammatoires et douloureuses (Borgi *et al.*, 2007 a).

Le *Zizyphus lotus* (les feuilles, l'écorce des racines) possède une importante activité anti-ulcérogénique attribuée à la présence des tanins et des flavonoïdes connus par leur effets gastro-protecteur (Borgi *et al.*, 2007 b).

Les travaux de Lahlou *et al.* (2002) montrent que les différents extraits (éthéré, chloroformée, extrait d'acétate d'éthyle et méthanolique) de *Zizyphus lotus* se sont avérés très actifs *in vitro* vis-à-vis de neuf souches des champignons pathogènes et des mollusques *Balinus truncatus* (hôtes intermédiaires et vecteurs de la transmission de la bilharziose).

5.3. Autres utilisations

Le jujubier sauvage a un grand intérêt dans la réhabilitation de certaines zones dégradées de l'Afrique du nord. En Inde, il est utilisé pour améliorer la précocité et la résistance à la sécheresse de certains cultivars par hybridation (Azam-Ali *et al.*, 2006).

Le pistachier de l'Atlas se régénère et pousse toujours à l'intérieur du *Zizyphus lotus* qui constituerait une bonne protection aux jeunes pousses contre les vents et le pâturage. En plus de cela, le sol où les feuilles du *Zizyphus lotus* tombent deviendrait acide et faciliterait la germination des graines (Seigne, 1985). La racine du même arbuste, dont le volume est assez considérable, peut faire un bon feu et retirer un excellent charbon (Guyon, 1847).

Selon Abdelguerfi (2003), le jujubier est classé parmi les espèces fruitières spontanées. Il est utilisé actuellement le long des routes nationales au niveau des régions montagneuses. Les petits fruits de montagne font l'objet d'une commercialisation par des enfants et des jeunes.

Chapitre 2 :

Diversité biologique

Chapitre 2 : Diversité biologique

1. Définitions et concepts

La biodiversité est l'une des plus grandes richesses de la planète, et pourtant la moins reconnue comme telle (Dajoz, 2008). Le terme biodiversité est souvent utilisé avec désinvolture et de manière imprécise, et il est difficile de trouver des définitions claires (Vanclay, 1996). Le vocable biodiversité est un *mot-valise* qui recouvre des approches de nature différente (Bye *et al.*, 1995). On parle tout à la fois de la biodiversité naturelle et sauvage, des ressources naturelles comme le bois ou le poisson, de la biodiversité créée par l'homme à des fins agricoles ou pour les biotechnologies (Lévêque et Mounolou, 2008).

En 1988, l'assemblée générale de l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) adopte la définition suivante : « La diversité biologique, ou biodiversité, est la variété et la variabilité de tous les organismes vivants. Ceci inclut la variabilité génétique à l'intérieur des espèces et de leurs populations, la variabilité des espèces et de leurs formes de vie, la diversité des complexes d'espèces associées et de leurs interactions, et celle des processus écologiques qu'ils influencent ou dont ils sont les acteurs [dite diversité écosystémique] » (UICN, 1988). La Convention sur la diversité biologique (CDB, 1992 ; Wilsey *et al.*, 2005) définit la biodiversité comme « La variabilité des organismes vivants de toute origine y compris, entre autres, les écosystèmes terrestres, marins et autres écosystèmes aquatiques et les complexes écologiques dont ils font partie ; cela comprend la diversité au sein des espèces et entre espèces ainsi que celle des écosystèmes ».

2. Sources de la diversité génétique

Une nouvelle diversité est ajoutée aux populations de plantes par la mutation (Atta-Krah *et al.*, 2004 ; Wright, 2005) et la migration de gènes d'autres populations (Rogers et McGuire, 2015). La fréquence des allèles change en raison de la sélection, de la migration, de la dérive génétique et la sélection naturelle (Porth et El-Kassaby, 2014). Ces forces sont influencées par l'interaction de la plante avec son environnement biotique et physique et par les interventions humaines, ainsi que par la biologie de la reproduction de l'espèce (Thormann et Engels, 2015).

Les croisements entre parents de divergences génétiques maximales auraient plus de chances de produire des recombinants souhaitables dans la descendance qui devraient présenter un large spectre de variabilité génétique, offrant ainsi une plus grande possibilité d'isoler les ségrégeants transgressifs en génération avancée et à fort hétérosis (Rukhsar *et al.*, 2018).

Le flux de gènes est une source majeure de variation génétique au sein des populations car il équilibre les effets néfastes de la dérive génétique, maintient une taille de population efficace et a des implications importantes pour la gestion et la conservation des ressources génétiques (De Schawe *et al.*, 2013).

3. Niveaux de la biodiversité

Le terme biodiversité se définit à trois niveaux hiérarchiques différents : la diversité génétique, la diversité spécifique et la diversité des écosystèmes (Zhu *et al.*, 2000).

3.1. Diversité génétique

La diversité génétique est le fondement de la biodiversité. Elle est constituée par la variabilité génétique qui existe au sein des organismes vivants, en d'autres termes, par les différences génétiques entre populations d'une même espèce et entre individus appartenant à la même population (Glowka *et al.*, 1996). Elle traduit la diversité morphologique et physiologique (phénotype), à laquelle est associée une variabilité génétique (génotype). De cela, chaque individu possède un patrimoine génétique différent à celui d'un autre (Deflesselles, 2007). Elle peut se définir sur le plan des allèles, celui des gènes entiers, ou celui d'unités plus vastes que les gènes. Ainsi, même si toutes les cellules d'un organisme ont précisément les mêmes gènes, c'est l'expression de certains gènes et l'inactivation d'autres gènes qui font que les cellules auront des formes et des fonctions diverses (Solbrig, 1991).

La diversité génétique est indispensable à la survie des espèces et leur adaptation dans un milieu constamment changeant (Dajoz, 2008). Elle permet l'évolution des espèces et donc leur adaptation. Plus une population ou une espèce est diversifiée sur le plan des gènes, plus elle a de chance que certains de ses membres arrivent à s'adapter aux modifications survenant dans l'environnement. Au contraire, moins la diversité est grande, plus la population s'uniformise, les individus deviennent de plus en plus semblables les uns aux autres et il devient peu probable que l'un d'entre eux ait les capacités de s'ajuster à des conditions de vie différentes (Albert *et al.*, 2011).

3.2. Diversité spécifique

La diversité des espèces est la variabilité qui existe au niveau des différentes espèces rencontrées dans une aire donnée, ou bien c'est la richesse en espèce dans un habitat donné. Selon Glowka *et al.* (1996), la diversité interspécifique est une expression qui désigne la variabilité des espèces sauvages ou domestiques dans une zone géographique particulière.

Spichiger *et al.* (2002) définissent l'espèce selon le concept biologique comme, un groupe de population naturelle, effectivement ou potentiellement inter-fécondable, qui est génétiquement isolée d'autres groupes similaires. Mais comme on trouve de la reproduction asexuée (ou une parthénogenèse) aussi bien chez les animaux que chez les végétaux, le concept d'espèce ne peut plus être lié à l'inter-fertilité. L'espèce est une population d'organismes vivants capables de se croiser librement entre eux dans les conditions naturelles.

Plus précisément, l'espèce est un groupe d'organismes qui a évolué de manière à présenter des caractères distincts, pouvant être transmis à la génération suivante, et qui occupe une zone géographique qui lui est propre. Généralement, les représentants d'une espèce ne se croisent pas avec ceux d'autres espèces. Pour de nombreuses raisons : différences génétiques, comportement et besoins biologiques différents et séparations géographiques. Mais dans le règne végétal, l'hybride interspécifique est assez fréquent (Glowka *et al.*, 1996).

3.3. Diversité des écosystèmes

Beaucoup plus difficile à définir et à quantifier que les deux autres, car un écosystème se définit à la fois par l'ensemble des espèces vivantes animales, végétales et microbiennes qui le constituent, et par leurs caractéristiques abiotiques (type de sol, topographie, climat...) (Mougenot, 2003).

On entend par diversité écosystémique, la variabilité des écosystèmes (Costello *et al.*, 1999). Elle considère des catégories qui ont à la fois des composantes biotiques (espèces animales et végétales) et abiotiques (type de sol, topographie...). Parmi les catégories les plus aisées à appréhender ou à délimiter, figurent les associations phytosociologiques, les types de stations, les types de peuplements forestiers, les types de formes de massifs (massifs compacts ou fragmentés, de petite taille ou de grande taille, etc.). Une autre catégorie peut s'y inclure, c'est la diversité structurale qui est la diversité de composition en strates des différents types de peuplements (Gosselin et Laroussinie, 2006).

4. Importance de la diversité biologique

La diversité génétique représente la matière première essentielle à l'évolution et à l'adaptation des espèces (Thormann et Engels, 2015). L'homme qui est un élément de la nature, dépend de la biodiversité et il ne cesse d'interférer à sa vie, de nombreux aliments, médicaments, des ressources esthétiques et patrimoniales et de nombreux lieux de récréation qui sont de plus en plus recherchés avec l'urbanisation accélérée (Dajoz, 2008). La diversité génétique permet de fournir les moyens de subsistance des communautés autochtones et locales

qui utilisent les connaissances traditionnelles (Porth et El-Kassaby, 2014). Les agriculteurs et les sélectionneurs de plantes recherchent des variations génétiques dans des traits spécifiques à utiliser pour l'adaptation et l'amélioration des cultures (Thormann et Engels, 2015). La diversité génétique contribue à la capacité d'une espèce à réagir aux changements environnementaux (Rands *et al.*, 2010 ; Ellegren et Galtier, 2016).

La riche diversité génétique au sein et parmi les populations et les espèces constitue donc une base importante pour maintenir la sécurité alimentaire et permettre le développement durable (Porth et El-Kassaby, 2014). La diversité génétique assure la survie à long terme des espèces et est donc importante pour la durabilité d'écosystèmes entiers (Atta-Krah *et al.*, 2004).

5. Causes de perte de la diversité biologique

L'érosion génétique est la perte de diversité génétique, souvent amplifiée ou accélérée par les activités humaines (Rogers et McGuire, 2015). Ce terme a été liée à la perte des races primitives et des variétés de plantes cultivées, ces dernières ayant été progressivement remplacées dans l'agriculture par des variétés de cultures plus récentes et plus productives (Thormann et Engels, 2015). Le terme est maintenant plus généralement appliqué à la perte de diversité génétique, y compris la perte de diversité d'espèces de plantes indigènes (Rogers et McGuire, 2015). L'érosion génétique peut se produire dans les champs des agriculteurs et dans les environnements naturels, mais elle se produit également *ex situ* dans les collections de banques de gènes et les jardins botaniques (Thormann et Engels, 2015).

Les principales causes de la perte de biodiversité sont des facteurs démographiques, économiques, institutionnels et technologiques (Jaakkola, 1996 ; Chapin *et al.*, 2000) tels que le remplacement des races locales, les espèces exotiques envahissantes, la dégradation des habitats (Lacy, 1997 ; Rands *et al.*, 2010), l'introduction d'espèces non indigènes, la pollution du sol, de l'eau et de l'atmosphère, la surexploitation et le surpâturage, la dégradation de l'environnement, l'absence de régénération (Babu *et al.*, 2015 ; Rogers et McGuire, 2015), la réduction de la disponibilité en eau, la pression démographique et l'urbanisation, la modification des habitudes alimentaires, des systèmes agricoles, de la législation et des politiques, des conflits civils et de la guerre, les ravageurs, les maladies et les mauvaises herbes. Les pertes de diversité dues à l'apparition d'épidémies ou de maladies ou à l'absence de tolérance aux stress abiotiques, tels que la chaleur, la sécheresse ou le gel, devraient augmenter avec le nombre croissant d'événements météorologiques extrêmes et de changements climatiques (Thormann et Engels, 2015). Une autre menace apparue récemment est l'introduction

d'organismes génétiquement modifiés (OGM) ou de parties de leurs génotypes (Trakhtenbrot *et al.*, 2005).

La perte de la diversité génétique conduit à la réduction du taux d'hétérozygotie et l'augmentation du taux de consanguinité qui a pour conséquences une mortalité plus élevée, une fécondité moindre, une capacité d'accouplement réduite, une croissance plus lente, une instabilité du développement, des défauts de développement plus fréquents, une plus grande susceptibilité à la maladie, une résistance réduite au stress et une capacité compétitive intra et interspécifique (Lacy, 1997).

6. Evaluation de la diversité biologique

6.1. Evaluation morphologique

Les méthodes classiques d'estimation de la variabilité génétique se basent sur des caractéristiques morphologiques (Roldán-Ruiz *et al.*, 2005) qui servent toujours de base à l'évaluation dans les approches de sélection conventionnelles et modernes (Martinez *et al.*, 2015 ; Essid *et al.*, 2017). La caractérisation morphologique aide également à fournir une base pour identifier les caractéristiques propres aux cultivars (Omondi *et al.*, 2017) et constituent un outil incontournable dans l'identification (Martinez *et al.*, 2015 ; Avendaño-Arrazate *et al.*, 2018), la classification et la taxonomie des micro et macro organismes (Stuessy, 1990 ; Prat, 2006) et continue, à nos jours, d'être utilisée (Salim *et al.*, 2018).

La caractérisation morphologique est basée sur l'évaluation du phénotype, résultat d'interactions génétiques et environnementales, et peut être modifiée à divers degrés par différents facteurs environnementaux (Mondini et Pagnotta, 2015). Les traits agronomiques et physiologiques sont aussi utilisés pour caractériser les variétés en raison de leur importance (Ghafoor *et al.*, 2003). Ces caractères intéressent diverses parties de la plante comme la composition chimique, la teneur en humidité, la teneur en vitamines, en minéraux et autres (Gomez *et al.*, 2004). Ces caractères sont utilisés de même pour estimer la variation intra et inter populations.

Pour de nombreuses espèces, en particulier les cultures mineures, la caractérisation morphologique est toujours la seule approche utilisée. Néanmoins, même si elle ne nécessite pas d'outils d'analyse coûteux, nécessite de vastes étendues de terrain pour les expériences, ce qui la rend encore plus coûteuse que la détection moléculaire. De plus, les traits analysés sont souvent sensibles à la plasticité phénotypique ; à l'inverse, cela permet d'évaluer la diversité en présence de variations environnementales (Mondini et Pagnotta, 2015). Cependant, une analyse

de la diversité génétique basée uniquement sur des traits agronomiques et morphologiques peut être erronée étant donné que des types de morphes distincts peuvent résulter de quelques mutations (Atta-Krah *et al.*, 2004).

6.2. Evaluation biochimique

La caractérisation biochimique comprend l'évaluation des protéines de stockage des semences et des allozymes / isozymes (Mondini et Pagnotta, 2015). Les marqueurs biochimiques sont des protéines produites par l'expression de gènes et qui peuvent être séparées par électrophorèse afin d'en identifier les allèles. Les iso enzymes sont codominants, et sont le produit de différents allèles d'un ou de plusieurs gènes. Les isoenzymes ont un faible niveau de polymorphisme et dépendent souvent du stade de développement physiologique de la plante (Vodenicharova, 1989). Les analyses d'allozymes fournissent une estimation des fréquences génétiques et génotypiques au sein des populations et entre celles-ci. Ces données peuvent être utilisées pour mesurer la subdivision de la population, la diversité génétique, le flux de gènes, la structure génétique des espèces et les comparaisons entre espèces (Mondini et Pagnotta, 2015).

6.3. Evaluation par la phytopathologie

Contrairement à de nombreux caractères agronomiques, la résistance aux maladies n'est pas un caractère stable dans le temps. L'évolution permanente des populations de pathogènes en fonction des facteurs de résistance qui leur sont opposés oblige de sélectionner à renouveler fréquemment les variétés cultivées. Pour ce faire, il peut être amené à rechercher de nouveaux caractères de résistance dans le matériel végétal issu de la biodiversité. L'évaluation du potentiel génétique de ce matériel est la première étape importante, préalable à tout programme d'amélioration, pour laquelle se pose un problème de méthodologie (Parnes, 1984).

6.4. Evaluation cytogénétique

Les études cytogénétiques sont un outil important pour comprendre les relations phylogénétiques et la systématique des plantes (Brandão *et al.*, 2009). Les marqueurs cytologiques ont été profondément utilisés pour évaluer les ressources phylogénétiques en fonction du nombre et de la morphologie des chromosomes des plantes. Les marqueurs cytologiques comprennent les caryotypes, les bandes, les répétitions, les délétions, les translocations et les inversions de chromosomes (Parnes, 1984).

Les niveaux de ploïdie sont parfois utilisés pour comparer les espèces, principalement chez les plantes. La polyploïdisation, largement répandue dans les génomes des plantes, peut

résulter d'une duplication du génome (auto-polyploïdisation) ou d'une hybridation (allo-polyploïdisation) (Mondini et Pagnotta, 2015).

6.5. Evaluation moléculaire

Les méthodes biochimiques, mettant en évidence une diversité génétique importante cachée derrière l'homogénéité du type adaptatif d'une population, ont mis à la disposition des moyens de repérer les génotypes à l'aide des allèles distincts pour plusieurs locus (Parnes, 1984). La variabilité génétique au sein d'une population peut être évaluée par : le nombre (et le pourcentage) de gènes polymorphes dans la population, le nombre d'allèles pour chaque gène polymorphe et la proportion de locus hétérozygotes par individu (Mondini et Pagnotta, 2015).

Les marqueurs moléculaires permettent à la fois un diagnostic extrêmement fin de la variabilité (Atta-Krah *et al.*, 2004) et la mise en place de stratégies très rapides de création et sélection variétale (Prat, 2006). Ces marqueurs présentent différents avantages comparés aux marqueurs morphologiques et protéiques ; très nombreux, neutres, couvrent le génome entier, indépendants de la partie de la plante prélevée, indépendants des influences environnementales (Adam et Dron, 1993), stables, précis et détectables dans tous les tissus, indépendamment de la croissance, de la différenciation, du développement ou du statut de défense de la cellule (Mondini et Pagnotta, 2015).

Les méthodes moléculaires, telles que l'analyse ADN, mesurent directement la variation génétique, donnant une indication claire des niveaux de variation génétique présents dans une espèce et / ou une population, fournissent une estimation fiable du lien de parenté, de la phylogénie et de la transmission héréditaire de caractéristiques génétiques. Grâce aux marqueurs moléculaires et aux cartes, il est possible d'obtenir une vision globale des gènes contrôlant les caractéristiques agronomiques, morphologiques et biochimiques des plantes. Cependant, ils ont l'inconvénient d'être relativement coûteux, de prendre beaucoup de temps et d'exiger des niveaux élevés d'expertise et de matériel d'analyse (Mondini et Pagnotta, 2015).

Le développement de la technique PCR offre l'avantage d'analyser les marqueurs moléculaires en un temps court tout en utilisant des concentrations faibles d'ADN. Les marqueurs basés sur la technique PCR tendent à remplacer les systèmes classiques (les marqueurs morphologiques, iso-enzymatiques et RFLP) et deviennent très nombreux (Williams *et al.*, 1990).

Il existe plusieurs types de marqueurs moléculaires qui, selon des critères génétiques, peuvent être séparés en deux grands groupes : les marqueurs codominants et les marqueurs dominants.

Les marqueurs codominants sont des marqueurs spécifiques de locus. Les plus largement utilisés dans le domaine végétal sont les RFLP (polymorphisme de longueur des fragments de restriction) (Bostein *et al.*, 1980) et les microsatellites (SSR : séquences répétées simples) (Morgante et Olivier, 1993).

Les marqueurs dominants sont des marqueurs révélés en masse, c'est-à-dire qu'ils révèlent, presque toujours, simultanément plusieurs loci. Les plus largement utilisés dans le domaine végétal sont les AFLP (polymorphisme de longueur de fragments amplifiés) (Santoni *et al.*, 2000), les RADP (polymorphisme de l'ADN amplifié au hasard) (Karp *et al.*, 1998) et les ISSR (amplification inter-microsatellites) (Spooner *et al.*, 2005).

Dans la technique ISSR, on utilise des amorces composées de répétitions de di, tri, tétra ou pentanucléotides, avec ou sans système d'ancrage d'un à trois nucléotides qui cible la région microsatellite génomique (Zietjiewicz *et al.*, 1994), ne nécessitant pas de séquençage génomique préalable. Contrairement aux autres marqueurs moléculaires, les séquences cibles des amorces ISSR sont abondantes dans tout le génome eucaryote et évoluent rapidement, ce qui permet donc de révéler un nombre beaucoup plus important de loci polymorphes que d'autres marqueurs dominants tels que RAPD (Ansari *et al.*, 2012). Ces caractéristiques rendent les marqueurs ISSR attrayants, en particulier lorsqu'il est question d'espèces qui n'ont pas encore été étudiées du point de vue génétique à l'aide de marqueurs moléculaires (Araújo *et al.*, 2016).

La technique ISSR génère des marqueurs dominants, ce qui limite leur informativité sur des génotypes hétérozygotes. C'est une méthode relativement simple au niveau technique (Liu et Wendel, 2001). Elle permet de combiner l'intérêt d'une technique multilocus (données de type présence/absence) avec un niveau de polymorphisme très élevé. Cette technique est donc intéressante sur des espèces faiblement polymorphes et permet de distinguer des variétés génétiquement proches (Nybom, 2004).

Théoriquement, le polymorphisme révélé par ISSR devrait être élevé et facile à détecter étant donné les régions très variables du génome ciblée. La technique est plus fiable et reproductible que d'autres marqueurs (Zietjiewicz *et al.*, 1994). Cette reproductibilité élevée des ISSR est due à la longueur des amorces (Pradeep Reddy *et al.*, 2002). En outre, économiquement, le coût de développement des amorces ISSR est faible parce que la technique est rapide et

efficace et aucune information préalable n'est nécessaire quant au génome ciblé (Nybom, 2004). La technique nécessite aussi une faible quantité en ADN (Spooner *et al.*, 2005).

La technique ISSR s'est avérée une méthode fiable et adaptée pour l'étude de la diversité génétique de nombreuses espèces (Bornet *et al.*, 2002).

7. Conservation de la diversité biologique

Dans le monde entier, de nombreuses espèces sont en voie d'extinction (Kapos et Iremonger, 1996) et d'autres qui n'ont pas encore été identifiées risquent d'être menacées de la même manière (Dallmeier, 1996). Comprendre la biologie et les variations génétiques au sein des populations et entre celles-ci est essentiel pour la mise en place de pratiques de conservation efficaces pour les ressources génétiques (Chen *et al.*, 2014).

Un large éventail de mesures peut être utilisé pour conserver la biodiversité, y compris des méthodes *in situ* et *ex situ* (Jaakkola, 1996). Identifier et distinguer les niches écologiques en tant que réserves de biosphère protégées contribuera à la conservation *in situ* de ces précieuses ressources génétiques pour la postérité (Babu *et al.*, 2015). Les approches *in situ* efficaces incluent la protection juridique des espèces menacées, la préparation et la mise en œuvre de plans de gestion ou de rétablissement des espèces, ainsi que la création de zones protégées pour conserver des mesures individuelles, telles que la préservation ou la mise en place de corridors sécurisés dans les zones à usage humain intensif.

La conservation *ex situ* est idéale car elle maintient la structure de la population et permet aux forces d'évolution de modifier la population pour une meilleure adaptation (Babu *et al.*, 2015). Les centres de conservation *ex situ* tels que, aquariums, jardins botaniques, banques de semences, collections de clones, collections de cultures microbiennes, banques de gènes de terrain, pépinières forestières, unités de multiplication, cultures tissulaires et cellulaires, jardins zoologiques et musées peuvent contribuer à la conservation des animaux sauvages et domestiques, les plantes, les champignons et les micro-organismes (Jaakkola, 1996). La cryopréservation du pollen peut être une valeur considérable pour compléter la stratégie de conservation du germoplasme en facilitant l'hybridation entre plantes de différentes périodes de floraison et pour transporter le pollen à travers le monde dans le cadre de divers programmes d'amélioration des cultures, en plus du développement de lignées haploïdes ou homozygotes (Babu *et al.*, 2015).

Au cours des dernières décennies, les approches traditionnelles en matière de conservation, telles que la création de parcs nationaux, ont évolué pour englober la

sensibilisation aux divers avantages procurés par les aires protégées, l'importance des initiatives de conservation locales et des intérêts de la gestion des aires protégées, ainsi que la nécessité de prendre en compte les coûts d'opportunité de la conservation parmi les ruraux pauvres. La restauration écologique, tant à l'intérieur qu'à l'extérieur des zones protégées, est de plus en plus appliquée dans le monde entier. Les actions en faveur des espèces, telles que la gestion ciblée de l'habitat, l'élimination des espèces envahissantes, la reproduction en captivité et la réintroduction, ont donné des résultats remarquables. De nombreuses autres approches de la conservation de la biodiversité ont été développées, notamment celles liées aux avantages économiques, y compris l'utilisation durable à des fins de consommation et les utilisations non-consommatrices telles que l'écotourisme (Rands *et al.*, 2010).

L'utilisation durable de la biodiversité est un élément clé du développement social et économique durable. Les systèmes de gestion doivent en tenir explicitement compte, en reconnaissant que les mesures sociales et économiques peuvent être tout aussi importantes que les considérations techniques. La flexibilité de la gestion est nécessaire afin de pouvoir réagir aux environnements sociaux, biologiques et physiques en mutation, tout en maintenant les fonctions essentielles de l'écosystème. Des incitations appropriées et l'application des décisions et des politiques de gestion doivent être assurées. La recherche d'un équilibre approprié dépend des particularités culturelles, juridiques, économiques, de la propriété et des conditions biologiques dans chaque pays (Jaakkola, 1996).

Partie expérimentale

Chapitre 1 :

Zones d'étude

Chapitre 1 : Zones d'étude

1. Répartition des zones d'études

Les fruits du jujubier sauvage ont été récoltés à maturité complète aux mois d'août, septembre et octobre 2016 en utilisant un échantillonnage subjectif à partir de neuf zones du territoire algérien (figures 15 et 16). A cause de la grande superficie du pays, de la diversité des écosystèmes et de l'abondance du jujubier sauvage en Algérie, les neuf zones prospectées se trouvent dans des endroits différents qui s'étalent du nord au sud et d'ouest au centre de façon à pouvoir couvrir l'ensemble des étages bioclimatiques du pays. Les coordonnées géographiques et les caractéristiques de chacune des zones d'étude sont présentées dans le tableau 1.

2. Caractéristiques des zones d'étude

2.1. Caractéristiques des sols

Les résultats des analyses physico-chimiques des sols des neuf zones d'étude sont illustrés dans le tableau 1. La figure 08 représente l'abaque de classification triangulaire des sols (Henin *et al.*, 1969) en se basant sur les résultats des analyses granulométriques.

À partir de ces résultats, on remarque que les sols des zones de Djemâa Ouled chikh (Ain Defla), Ouled Ziad (Chlef) et Boghar (Médéa) sont limono-argileux. Ces trois zones se trouvent dans le Nord de l'Algérie qui se caractérise par des sols argileux et/ou limoneux et qui sont, de ce fait, lourds. Les zones de Bougtob (El Bayadh) et de Tidda (Tiaret) qui se trouvent dans les hauts plateaux ont des textures limoneuse et limoneuse fine respectivement. Les sols des zones de Moughel (Béchar), Oued Nougued (Laghouat) et Maarif (M'Sila) ont une texture plus légère. Ils sont sablo-limoneux. Ces trois zones sont situées dans les régions Sud des hauts plateaux ou au nord des zones désertique, ce qui explique une abondance des structures grossières (limons et sable) dans leur composition. Metlili de Ghardaïa, qui est localisée en plein désert, est caractérisée par des sols sableux avec un pourcentage de sable de 91%.

Les résultats chimiques des différents sols des neuf zones prospectées peuvent être interprétés comme suit :

Le taux de matière organique, de l'ensemble des zones, varie entre 0,49% et 2,01%. D'après les normes données par CRAAQ (2003), ces taux sont très faibles. Ces faibles taux accentuent le lessivage du sol du fait que la matière organique joue un rôle important dans la capacité de rétention de l'eau et des sels minéraux (Calvet et Viellemin, 1986).



Figure 8 : Répartition des neuf airs naturels de jujubier sauvage en Algérie.

Tableau 1: Description des neufs airs naturels de *Ziziphus lotus* en Algérie.

Populations	Ain Defla	Béchar	Chlef	El Bayadh	Ghardaia	Laghouat	M'Sila	Médéa	Tiaret
Positions									
Emplacement	Djemaa Ouled Chikh	Moughel	Ouled Ziad	Bougtoob	Metlili	Oued Nogued	Maarif	Boghar	Tidda
Long	2°1'E	2°12'O	1°6'E	0°7'E	3°33'E	2°59'E	4°18'E	2°42'E	1°14'E
Lat (N)	36°6'	32°1'	36°6'	33°59'	32°18'	33°49'	33°22'	35°57'	35°40'
Alt (m)	516	1023	106	1038	526	772	410	853	705
Climats									
Tm	19,1	22,5	20,5	20,2	23,2	20,1	21,7	16,5	15,7
TR	10,2	13,8	12,6	13,4	12,2	13,3	13	8,8	14,5
Dt	28,1	37,8	31	35,3	33,9	37,1	36,3	28,4	35,8
P	807,23	107,95	404,85	218,65	17,51	198,2	172,21	773,62	334,03
I	21,119	0,750	10,615	5,300	0,592	5,613	5,249	23,128	14,375
Q3	75,122	2,213	35,126	15,025	1,977	15,440	15,505	74,442	35,144
Cliamt	Subhumide	Saharien	Arde	Arde	Saharien	Saharien	Arde	Subhumide	Semi-aride
Sols									
CaCo ₃ %	3,5	7,5	24	19,1	4,11	8,8	24,97	0	2,6
MO %	1,51	0,49	1,2	1	0,75	0,78	2,01	1,3	0,92
pH	8	7,85	7,9	7,8	8,4	7,97	8,61	6,5	7,88
Argile %	31	0,96	27	9,8	0,4	9,4	9,76	34,4	12,3
Limon %	50,6	16,62	46,8	43,6	8,6	16,73	13,68	39,9	38,8
Sable %	18,4	82,42	26,2	46,6	91	73,87	76,56	25,7	48,9
Sols	Limono-argileux	Sablo-limoneux	Limono-argileux	Limoneux	Sableux	Sablo-limoneux	Sablo-limoneux	Limono-argileux	Limono-silteux

TM : Température moyenne annuelle ; **TR** : Amplitude thermique ; **Dt** : Différence de température entre le mois le plus chaud et le mois le plus froid ; **P** : Cumul des précipitation ; **I** : Indice d'aridité de De Marton ; **Q3** : Quotion pluviométrique ; **CaCo₃ %** : taux de calcaire ; **MO** : taux de matière organique.

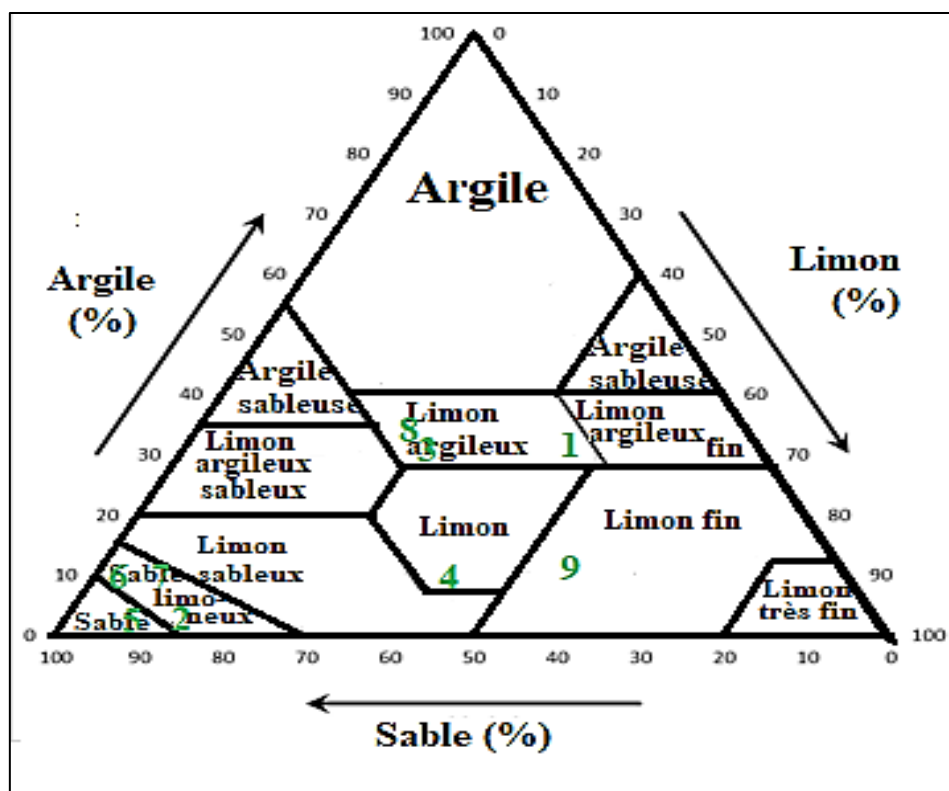


Figure 9 : Abaque de classification triangulaire des sols¹ des différentes zones étudiées (Henin *et al.*, 1969).

Les spécialistes s'entendent pour dire qu'un taux de 1,5 % est la limite critique théorique, au-dessous de laquelle la fertilité diminue rapidement. Il est souvent souhaitable de viser à maintenir un taux minimal de 2,5 % en général et même de 3,5 à 4 % dans les sols lourds (Doucet, 2006).

Les sols des zones de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla), Metlili (Ghardaïa), Boghar (Médéa) et Tidda (Tiaret) présentent les taux les plus faibles (<5%) en calcaire total. Selon les normes données par (CRAAQ, 2003), ces sols sont considérés comme peu calcaire. Lorsque le taux de calcaire total est compris entre 5% et 15%, le sol est dit moyennement calcaire. C'est le cas pour les sols de Moughel (Béchar) et Oued Nougued (Laghouat) qui ont des taux respectifs en calcaire total de 7,5% et 8,8%. Alors que les sols des zones de Ouled Ziad (Chlef), Bougtob (El Bayadh) et Maarif (M'Sila) sont calcaires car ils présentent des taux en calcaire total qui dépassent les 15%.

Le pH des sols des différentes zones varie entre le neutre et le légèrement alcalin (de 6,5 à 8,61) ce qui favorise l'activité bactérienne du sol mais risque de limiter l'absorption de

¹ Les numéros dans l'abaque représentent les neuf zones d'étude (de 1 à 9) en fonction de l'ordre suivi dans le tableau 4 (page 53). Exemple 1 pour Ain Defla et 9 pour Tiaret.

certaines éléments tels que le phosphore, le fer, le zinc, le cuivre et le manganèse (Schvartz et *al.*, 2005).

2.2. Caractéristiques climatiques

L'étude du climat d'une région donnée est primordiale, il est le principal facteur limitant le bon développement des cultures. En effet, l'émission des feuilles et l'apparition des différents stades d'un végétal sont déterminées en grande partie par la pluviométrie et la somme des températures journalières du semis jusqu'à la fin du cycle de la plante.

La wilaya d'Ain Defla présente un climat méditerranéen semi-aride avec un caractère de continentalité très marqué et un écart de température de 20°C entre les températures du mois de janvier et celle du mois d'août. L'été s'étend sur 5 à 6 mois environ avec des masses d'air chaud à partir du mois de mai. La pluviométrie reste variable et atteint 500 à 600 mm/an (ANDI, 2013).

La wilaya de Béchar est caractérisée par un climat de type désertique continental. On y distingue deux types de zones. La zone de transition délimitée par Béni Ounif au nord et le parallèle d'Igli au Sud : très chaude en été (+ 45°C) et un froid rude en hiver (2°C à 3°C). Les précipitations sont de l'ordre de 60 mm/an. Les vents de sable sont fréquents et souvent violents (peuvent atteindre les 100 km/h) (ANIREF, 2016).

La wilaya de Chlef est caractérisée par un climat de type méditerranéen, subhumide dans la partie Nord, et de type continental au Sud, froid en hiver et chaud en été. La pluviométrie annuelle moyenne est de 40,06 mm par mois. La température atteint son maximum au mois d'Août avec plus de 38,80°C en été, son minimum au mois de janvier avec +06,1°C en hiver (ANDI, 2013).

La Wilaya d'El Bayadh est caractérisée par deux périodes principales qui expriment le contraste important durant l'année à savoir : un hiver rigoureux avec de fréquentes chutes de neige et un été chaud et très sec. La pluviométrie : est très irrégulière et varie de 200 à 300 mm durant l'année. Les températures laissent apparaître des changements temporels (un hiver froid avec une température moyenne de 6° C et un été chaud avec une moyenne de 36° C) (ANDI, 2013).

Pour Ghardaïa, le caractère fondamental du climat Saharien est la sécheresse de l'air mais les micros - climats jouent un rôle considérable au désert. Le relief, la présence d'une végétation abondante peuvent modifier localement les conditions climatiques. Au sein d'une

palmeraie on peut relever un degré hygrométrique élevé, le degré d'hygrométrie modifie les effets de la température pour l'homme (ANDI, 2013).

En ce qui concerne la wilaya de Laghouat, découlant du relief, le climat est de type continental au Nord-Ouest avec une pluviométrie variant de 300 à 400 mm, des chutes de neige et des gelées blanches. Dans la région des Hauts Plateaux, le climat est de type saharien et aride. La pluviométrie varie entre 150 mm au centre et 50 mm au Sud. Les hivers sont caractérisés par des gelées blanches et les étés par une forte chaleur accompagnée de vents de sable (ANDI, 2013).

Le climat de la wilaya de M'Sila est de type continental soumis en partie aux influences sahariennes. L'été est sec et très chaud, alors que l'hiver est très froid. Sur le plan pluviométrique, la zone la plus arrosée est située au nord ; elle reçoit plus de 480 mm par an (Djebel Ech Chouk - Chott de Ouenougha) ; quant au reste du territoire, la zone la plus sèche est située à l'extrême sud de la wilaya et reçoit moins de 200 m/an. Les températures moyennes mensuelles sont d'environ 20 °C et varient entre 11°C en hiver à 32°C en été (ANDI, 2013).

Le climat de la wilaya de Médéa est influencé par de nombreux facteurs qui sont entre autres : l'altitude qui atteint 1240 m au-dessus du niveau de la mer (sommet de Benchicao), la position sur les monts de l'Atlas tellien et l'exposition aux vents et aux vagues de courants venant de l'Ouest (ANDI, 2013).

La wilaya de Tiaret se trouve à 1150 m d'altitude, son climat se caractérise par deux périodes à savoir : un hiver rigoureux et un été chaud et sec avec une température moyenne de 37,2°C et une température moyenne de 24°C.

A partir des données climatiques (températures, précipitations) de l'année 2016 et de la période de dix ans (2006-2016), enregistrées depuis le site « <https://www.tiempo.es> »¹, l'indice de De Martonne (aridité annuelle) et le quotient pluviométrique d'Emberger ont été calculés et l'abaque de l'indice d'aridité annuel de De Martonne (figure 10), le Climagramme pluviothermique d'Emberger (figure 11) et les courbes ombrothermiques et les diagrammes de variation des précipitations et des températures moyenne par rapport à celles de dix ans (figures 22 à 30) ont été établis.

¹ L'utilisation des données climatiques à partir du site « <https://www.tiempo.es> » est pour raison d'absence de stations météorologiques dans les zones d'étude. De plus le site fournit des données complètes, et estimées en utilisant des programmes qui les rapprochent plus à la réalité.

L'indice de De Martonne est le rapport entre la quantité de précipitations annuelles et la moyenne des températures annuelles. Il est donné par la formule suivante (Piedallu et *al.*, 2007):

$$I = P / (T + 10)$$

I : indice d'aridité ;

P : précipitations annuelles en (mm) ;

T : températures moyennes annuelles en (°C).

L'aridité augmente quand la valeur de l'indice diminue (Piedallu et *al.*, 2007). Au niveau mondial, De Martonne a proposé six grands types de macroclimats allant des zones désertiques arides ($I < 5$) aux zones humides à forêt prépondérante ($I > 40$).

L'indice d'Emberger prend en compte les précipitations annuelles P, la moyenne des températures maximales du mois le plus chaud (M en °C) et la moyenne des températures minimales du mois le plus froid (m en °C). Il est particulièrement adapté aux régions méditerranéennes dans lesquelles il permet de distinguer les différents étages climatiques. Dans ces régions, Emberger a remarqué que l'amplitude thermique (M-m) est un facteur important de la répartition des végétaux (Piedallu et *al.*, 2007).

La formule suivante, adaptée pour l'Algérie et le Maroc, est utilisée pour le calcul du quotient pluviométrique d'Emberger (Q_3).

$$Q_3 = 3,43 * P / (M - m)$$

P : Cumul pluviométrique annuel en mm ;

M : température moyenne maximale du mois le plus chaud en °C ;

m : température moyenne minimale du mois le plus froid en °C ;

A partir des données récentes de la période allant d'octobre 2015 à septembre 2016, il est observé que Médéa et Ain Defla sont des zones tempérées à hiver tempéré. Tiaret et Chlef sont des zones semi arides. L'hiver pour la première région est frais alors que pour la seconde il est chaud. El Bayadh, Laghouat et M'Sila sont sous régime désertique à hiver frais et Béchar et Ghardaïa sont en hyperaridité à hiver tempéré. D'après le Climagramme pluviothermique d'Emberger, Ain Defla et Médéa appartiennent à l'étage bioclimatique subhumide, Tiaret fait partie de l'étage semi-aride, Chlef, El Bayadh et M'Sila sont caractérisés par un climat aride et Béchar et Ghardaïa sont représentés par un climat saharien.

La comparaison des valeurs récentes avec les moyennes des dix dernières années n'est pas rassurante. On remarque que pour l'ensemble des zones, le niveau d'aridité a augmenté et le climat a changé pour un nombre important de zones.

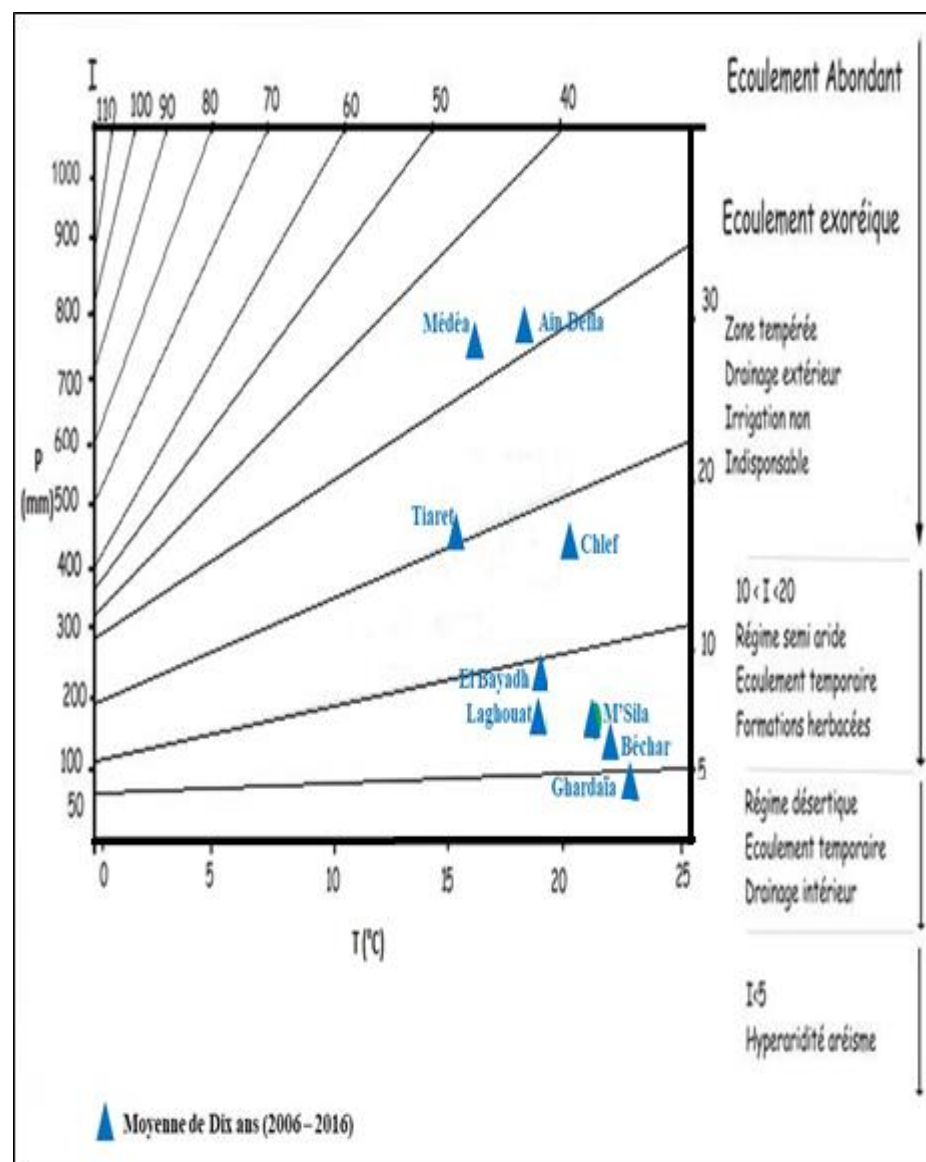


Figure 10: Abaque de l'indice d'aridité annuel de De Martonne

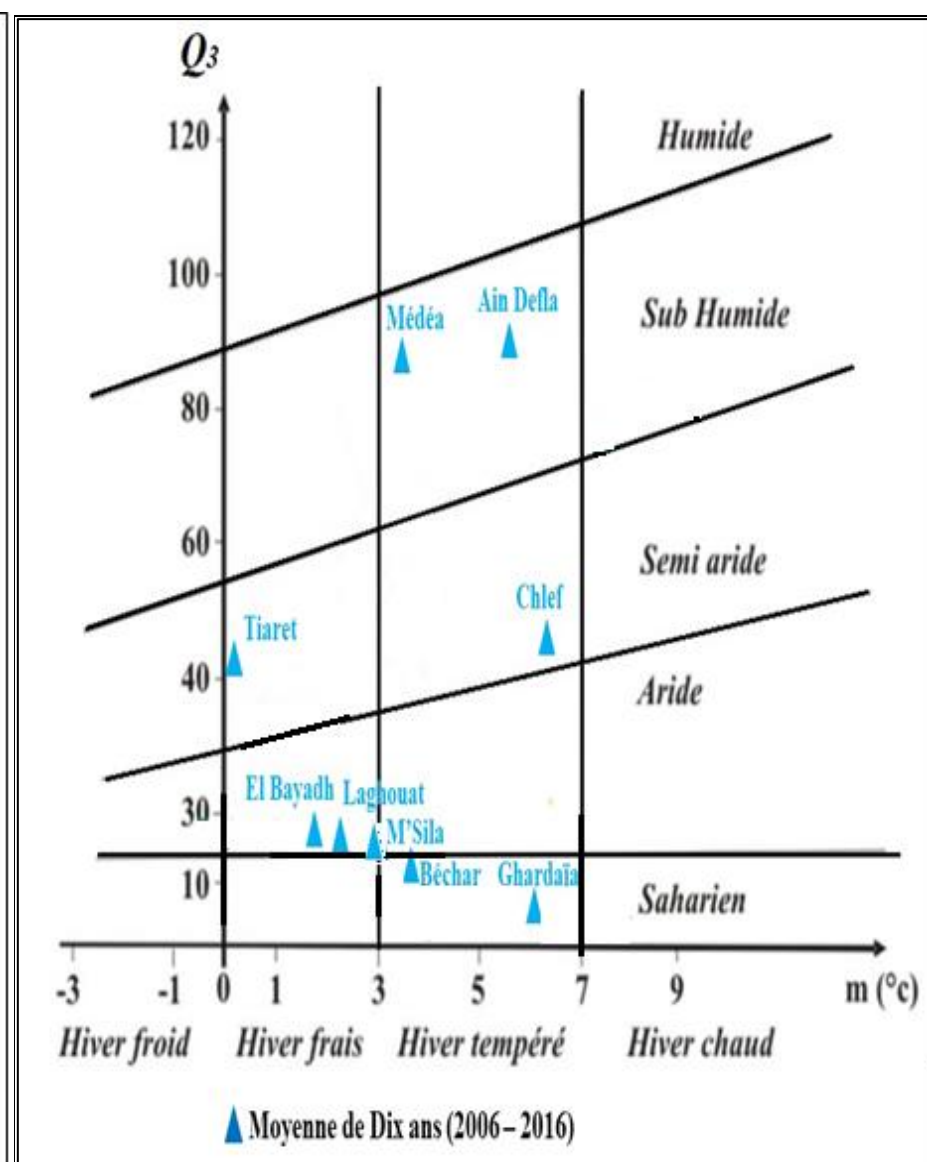


Figure 11: Climagramme pluviothermique d'Emberger

On remarque que Médéa et Ain Defla sont passés d'un écoulement exotique en zones tempérées, Tiaret est passée d'une zone tempérée au régime semiaride, Béchar a passé du régime semi-aride au régime désertique et Chlef est passé de l'étage climatique semi-aride en aride. Cela peut être expliqué par la diminution et l'irrégularité des précipitations couplées avec l'élévation des températures suite au réchauffement climatique que connaît le globe terrestre ces dernières années.

Les courbes ombrothermiques et les diagrammes de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans (figures 12 à 20), nous permettront de mieux comprendre le climat de chaque zone.

Le cumul des précipitations enregistré pour la wilaya de Ain Defla au cours de la période 2015/2016 est de 615,43 mm avec une variation de 0 mm aux mois de décembre et août à un maximum de pluviométrie au mois de mars avec 259,09 mm (figure 12). La quantité de précipitations est inférieure à la moyenne enregistrée durant la période de dix ans (2006 à 2016) qui était de 719,347 mm avec un déclin de pluviométrie pour l'ensemble des mois sauf celui de mars. Les températures moyennes pendant la période 2015/2016 avaient une fluctuation entre un minimum de 11,6°C au mois de février et un maximum de 29,9°C au mois de juillet. Ces moyennes sont comparables à celles obtenues pendant la période de 2006 au 2016 avec une légère augmentation des moyennes de la période hivernale (novembre, décembre, janvier et février) de cette dernière.

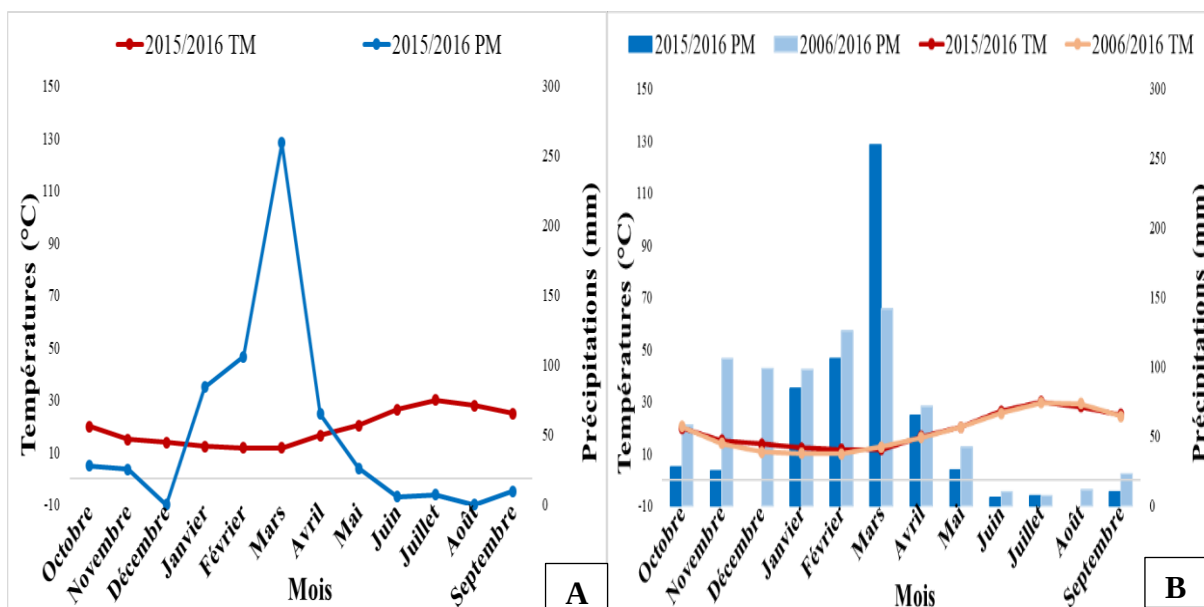


Figure 12 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Ain Defla (B).

La wilaya de Béchar était caractérisée par des températures élevées et une précipitation très faible (figure 13). Les précipitations étaient irrégulières, car on a enregistré une succession de cinq mois sans pluies pendant la période importante pour le développement de la végétation ! Les précipitations cumulées en 2015/2016 n'ont pas dépassé les 24,39 mm alors que la quantité moyenne des dix années était de 120,04 mm. Les moyennes des températures oscillaient entre 11°C au mois le plus froid (décembre) et 25,7°C au mois le plus chaud (Juillet). Ces valeurs sont légèrement supérieures à celles signalées pendant la période allant de 2006 à 2016.

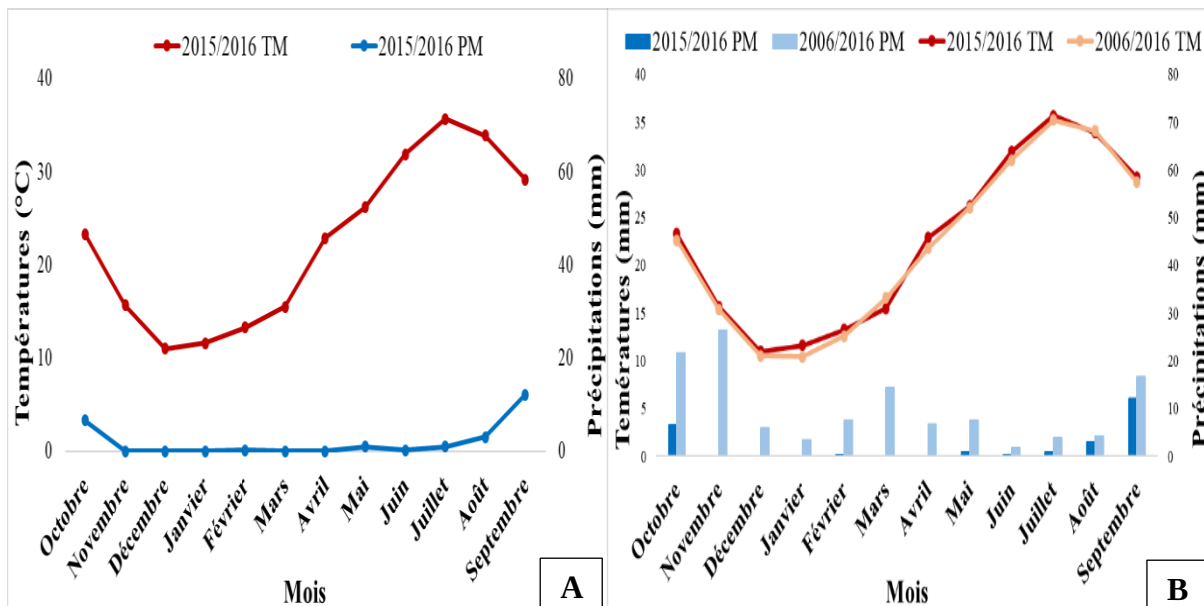


Figure 13: Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Béchar (B).

La période humide enregistrée au niveau de la wilaya de Chlef s'est étalée du mois de janvier au mois d'avril avec un maximum de pluviométrie au mois de mars (130,56 mm). Il n'y avait plus de précipitations au mois de décembre, juillet et août (figure 14). C'était les mois les plus secs. La quantité de pluies totales cumulées durant cette période (2015/2016) est de 321,56 mm ce qui est toujours inférieure à la moyenne enregistrée pendant dix ans (2006/2016) et qui était de 437,25 mm. Les températures moyennes récentes sont proches de celles des moyennes des dix ans avec une légère supériorité des mois allant de novembre à janvier. En 2016, le mois le plus chaud était juillet avec une moyenne de 31°C et ceux les plus frais étaient les mois de janvier et de mars qui avait une moyenne de 13,2°C.

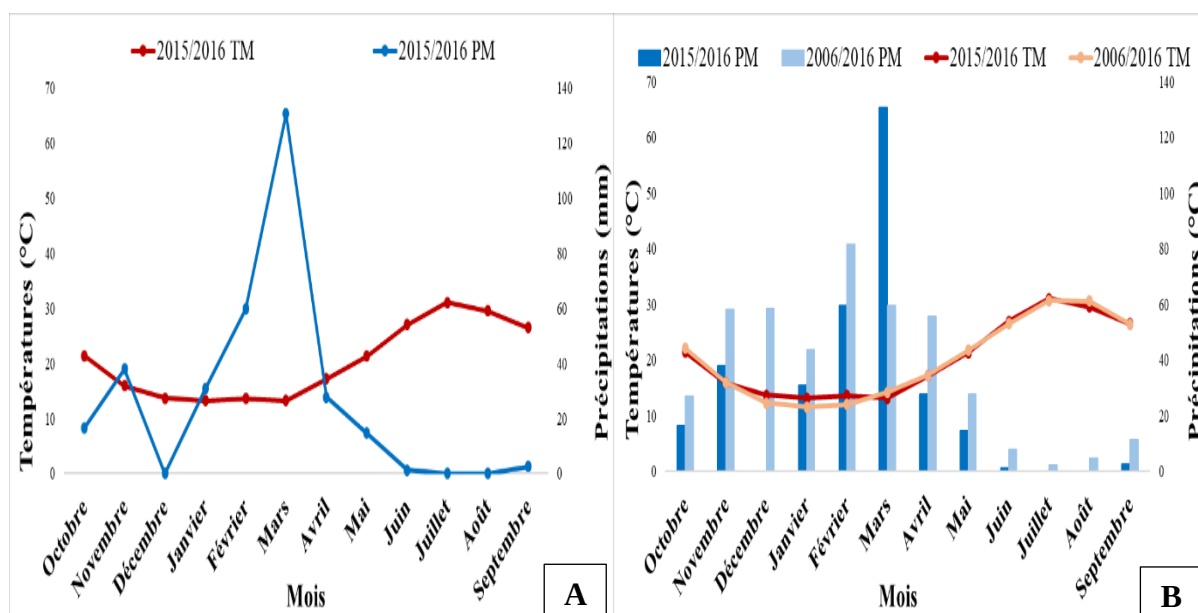


Figure 14 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Chlef (B).

La wilaya d'El Bayadh avait une période sèche prononcée toute l'année (2015/2016) sauf au mois d'octobre où le maximum de précipitation était enregistré (46,23 mm). Tandis que le minimum était au mois de décembre qui était sec (figure 15). Pendant cette année, 160,76 mm de pluies ont été cumulée contre 228,84 mm comme moyenne enregistrée en dix ans (2006-2016). Il est clair que la pluviométrie a décliné, mais en contrepartie, les moyennes des températures en 2015/2016 ont connu une légère augmentation durant toute l'année. Ce qui explique l'augmentation de l'aridité. Le mois de juillet était le plus chaud avec 33,2°C et le mois de décembre le plus froid avec 10,1°C.

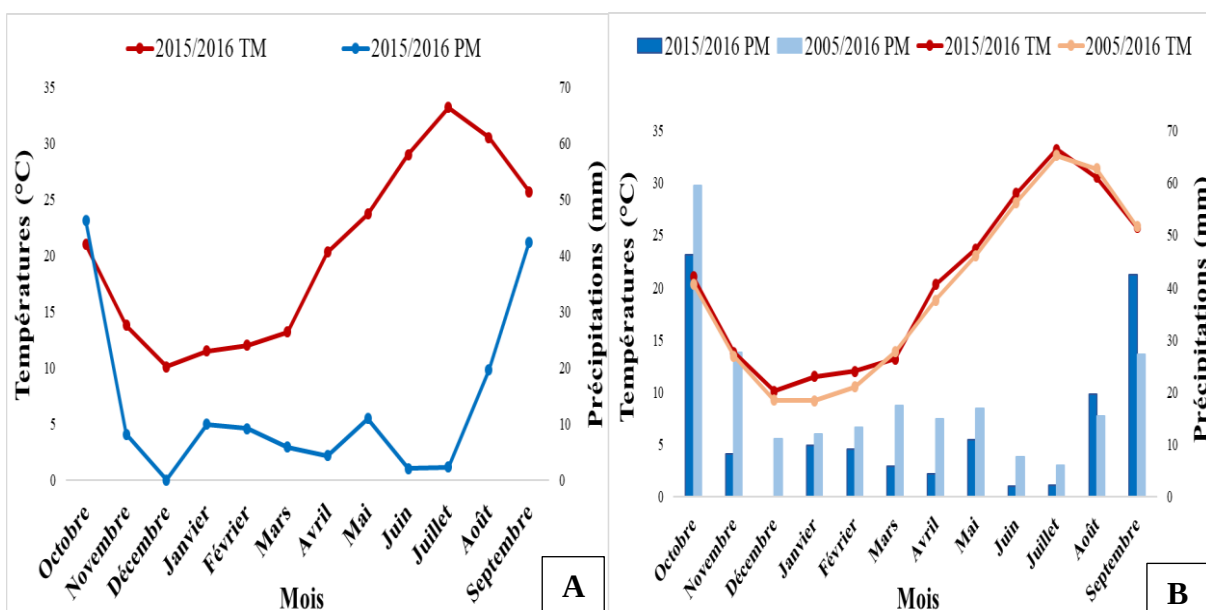


Figure 15 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région d'El Bayadh (B).

Ghardaïa qui appartient à l'étage climatique saharien est caractérisée par une période sèche toute l'année (octobre 2015 – septembre 2016) avec des températures moyennes très élevées surtout au mois de juillet avec 34,5°C et des précipitations très faibles et rares (figure 16). Le mois le plus pluvieux pendant cette année n'a pas dépassé les 5,33 mm (novembre) avec un cumul annuel de 19,54 mm qui reste très faible par rapport à la moyenne enregistrée durant la période allant de 2006 à 2016. Cette dernière était caractérisée par des moyennes de température légèrement inférieures par rapport aux moyennes de la dernière année.

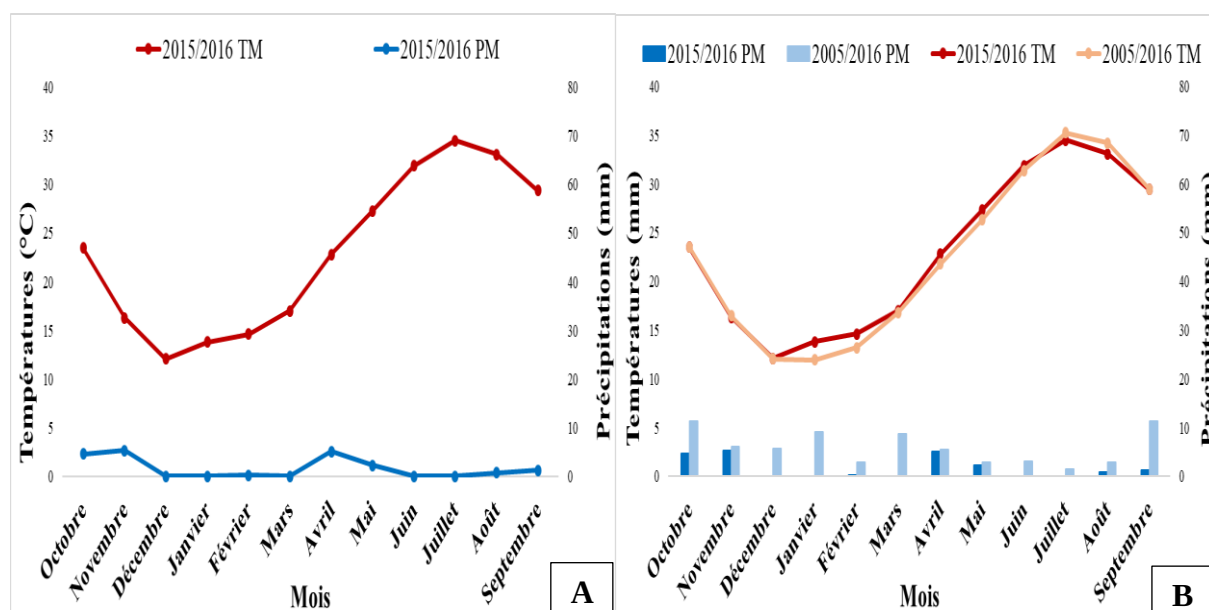


Figure 16 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Ghardaïa (B).

En 2015/2016, la wilaya de Laghouat s'est caractérisée par une période sèche allant de décembre 2015 au septembre 2016 (figure 17). Durant cette période, le maximum de température était enregistré au mois de juillet avec 32,1°C et le minimum de précipitation était enregistré au mois d'avril (0 mm). Les températures moyennes durant cette année étaient légèrement supérieures à celles enregistrées en dix ans et le total des pluies (167 mm) était légèrement inférieur à la moyenne cumulée lors des dix dernières années (171,9 mm).

Comme toutes les zones de l'étage biochimique aride, M'Sila se caractérise par une période sèche longue qui s'étale sur toute l'année (figure 18). Durant l'année 2015/2016, les précipitations étaient irrégulières avec un maximum de 51,83 mm au mois d'octobre avec et une sécheresse aux mois de novembre, décembre et aout. La quantité totale des pluies cumulées était de 164,09 mm, une valeur proche de celle enregistrée lors des dernières dix années (172,75 mm). Les moyenne de températures ont varié de 10,04°C au mois de décembre à 33,9°C au

mois de juillet. Ces moyennes sont sensiblement supérieures à celles obtenues lors des dix dernières années.

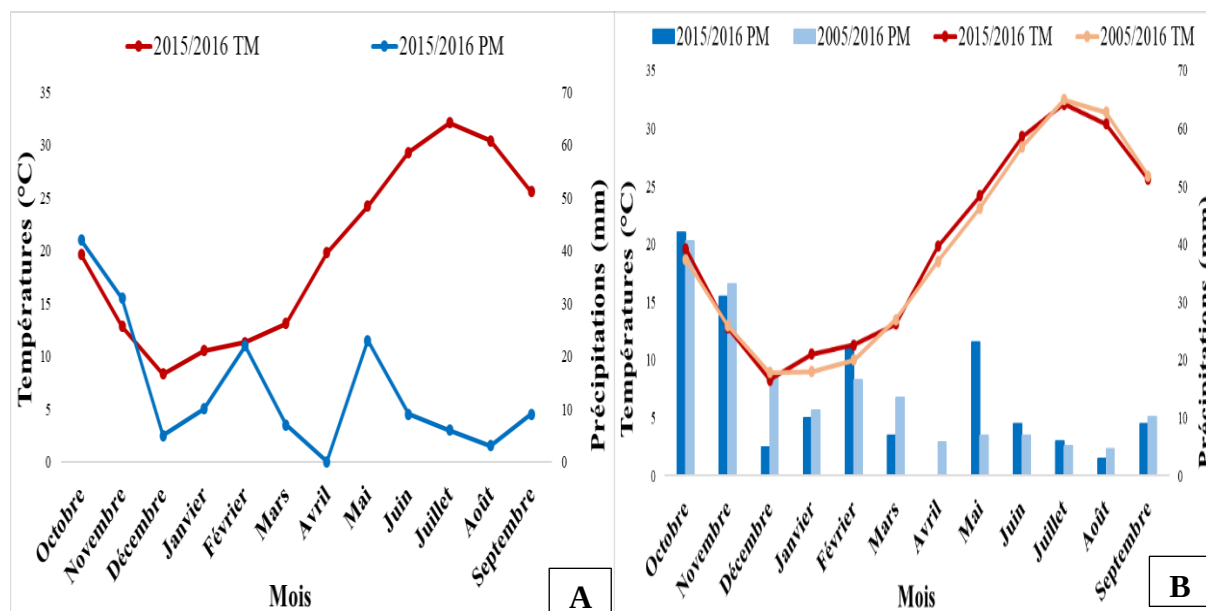


Figure 17 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Laghouat (B).

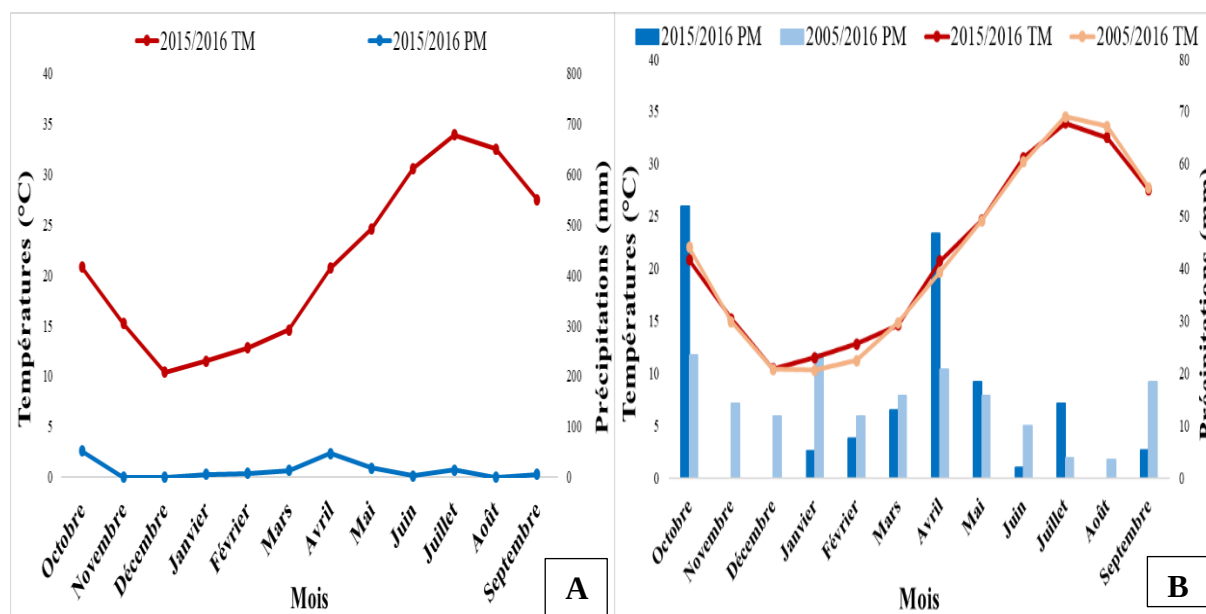


Figure 18 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de M'Sila (B).

Médéa, de l'étage subhumide, est caractérisée, lors de l'année 2015/2016 par une période humide de quatre mois allant de janvier à avril avec un maximum de pluviométrie au mois de mars (217,93 mm) et un minimum de températures au mois de février (8,5°C). La différence des précipitations cumulées lors de cette année est la moyenne des dix ans était de 148,66 mm à la faveur de la seconde période (figure 19).

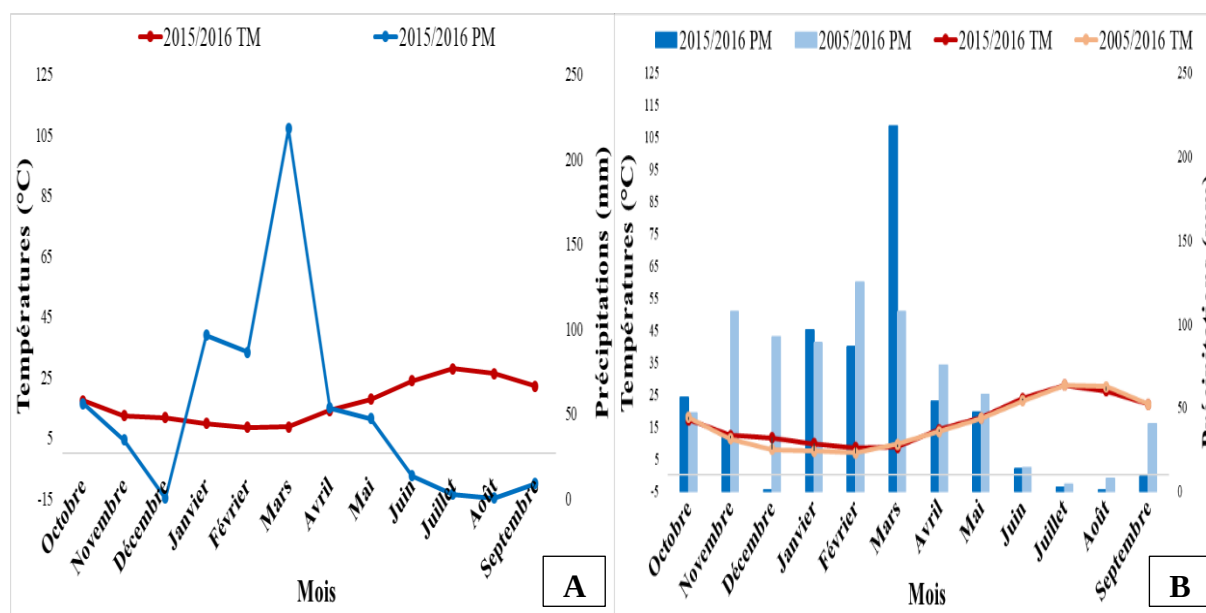


Figure 19 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Médéa (B).

Cinq mois de fraîcheur, est la durée qui a caractérisé l'année allant d'octobre 2015 à septembre 2016 à la wilaya de Tiaret avec une pluviométrie totale de 366,81 mm qui a connu son maximum au mois de mars avec 94,75 mm (figure 30). Les températures moyennes ont oscillé entre 7,7°C au mois de décembre et 27,5°C au mois de juillet. Ces moyennes sont proches de celles de la période 2006-2016 avec une légère supériorité pendant la période hivernale. 70,87 mm est la différence des précipitations totales enregistrées entre les deux périodes avec une supériorité des quantités moyennes cumulées lors des dernières dix années.

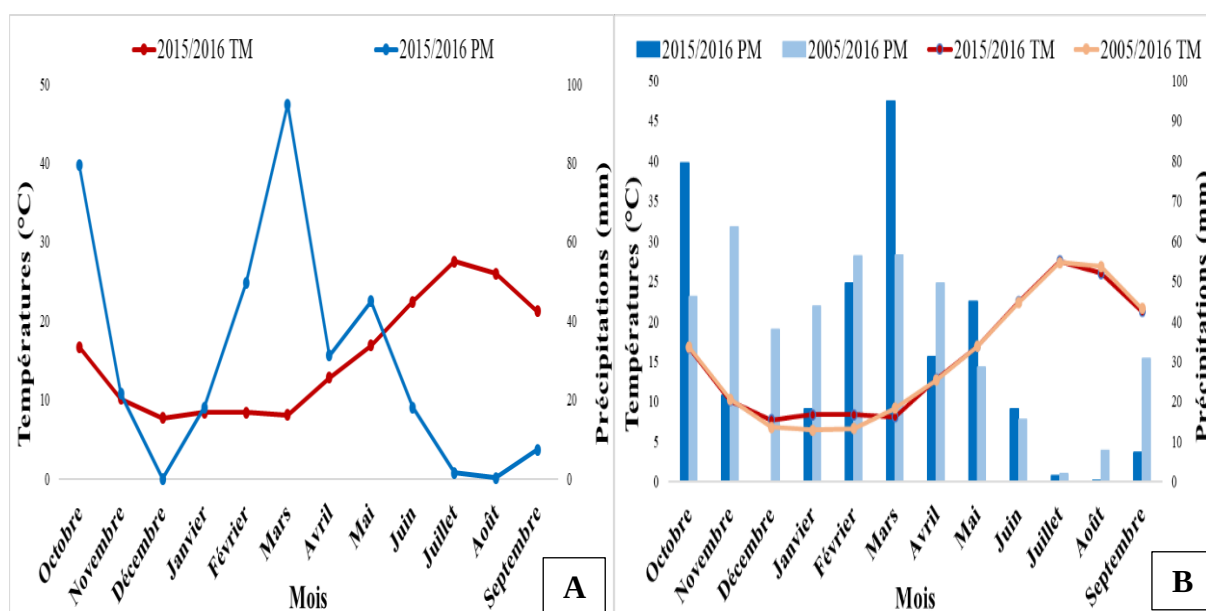


Figure 20 : Courbe ombrothermique (A) et le diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes par rapport à celles de dix ans dans la région de Tiaret (B).

Chapitre 2 :

Matériel et méthodes

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

1. Matériel végétal

Le matériel végétal étudié est constitué des fruits de jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.). La collecte des échantillons a été faite en utilisant un échantillonnage subjectif. Chaque région représente un échantillon et chaque échantillon est représenté par dix arbustes, à partir desquels dix fruits ont été récoltés.

Les fruits ont été conservés dans des sachets en plastique qui se ferment hermétiquement et placés à l'abri de la lumière dans un endroit frais jusqu'au jour de leur utilisation. Les fruits ont été décortiqués et leurs différentes composantes ont été séparées pour réaliser les différentes mesures. La figure 21 représente les différentes parties du fruit de jujubier sauvage.



Figure 21 : Différentes parties du fruit de jujubier sauvage (photo originale prise le 12 janvier 2017).

2. Caractérisation morphologique

Toutes les mesures morphologiques ont été effectuées au laboratoire de physiologie végétale de la faculté des sciences de la nature et de la vie, université Ibn Khaldoun Tiaret.

2.1. Paramètres qualitatifs

Cinq variables qualitatives ont été étudiées. Il s'agit, pour le fruit, de la couleur et la forme et, pour l'endocarpe, de la forme, de la couleur et de la texture. Les variations de couleur

ont été observées à l'œil nu et ont été mentionnées selon une échelle numérique (de 1 à 4). Les quatre couleurs des fruits observées ont été noté comme suit : 1 pour le marron clair, 2 pour le marron, 3 pour le marron foncé et 4 pour le jaune). Un système binaire (0 et 1) a été utilisé pour noter les variations de la forme des fruits (0 : ronde et 1 : allongée), de la forme des noyaux (0 : ronde et 1 : allongée), de la couleur des noyaux (0 : claire et 1 : foncée) et la texture des noyaux (0 : lisse et 1 : rugueuse).

2.2. Paramètres quantitatifs

2.2.1. Détermination des longueurs et des largeurs

Un pied à coulisse digital a été utilisé pour effectuer les différentes mesures de longueurs et de largeurs des fruits, des endocarpes et des graines. Les épaisseurs en longueur et en largeur des péicarpes ont été estimées par les formules suivantes ;

L'épaisseur en longueur du péicarpe = la longueur du fruit – la longueur de l'endocarpe.

L'épaisseur en largeur du péicarpe = la largeur du fruit – la largeur de l'endocarpe.

2.2.2. Détermination des poids

Une balance de précision a été utilisée pour mesurer le poids des fruits et leurs composés. En premier lieu, c'étaient les fruits entiers qui ont été pesés et puis, ils étaient décortiqués et chaque partie (péicarpes, endocarpes et graines) était pesée à part.

2.2.3. Détermination des différents rapports

Après avoir pesé les fruits entiers, les noyaux et les graines, la détermination des rapports entre l'endocarpe et le fruit d'une part, et entre les graines et l'endocarpe d'autre part, se fait selon les formules suivantes :

$$RNF \% = \frac{PN}{PF} \times 100$$
$$RGN \% = \frac{PG}{PN} \times 100$$

Avec : RNF est le rapport entre les noyaux et les fruits ;

RGN est le rapport entre les graines et les noyaux ;

PN est le poids des noyaux ;

PF est le poids des fruits ;

PG est le poids des graines.

3. Caractérisation phytochimique

Toutes les mesures phytochimiques ont été effectuée au niveau des laboratoires de biochimie et de technologie alimentaire de la faculté des sciences de la nature et de la vie, université Ibn Khaldoun Tiaret.

3.1. Détermination du taux d'humidité et du taux de matière sèche

➤ Principe

Le principe de cette analyse est la dessiccation de la matière fraîche à la température de 80 °C dans une étuve isotherme ventilée à la pression atmosphérique jusqu'à une mesure pratiquement constante (Audigie *et al.*, 1995 ; Linden et Lorient, 1994). La teneur en eau est la différence entre le poids de l'échantillon avant et après la dessiccation.

➤ Mode opératoire

Le broyat des pulpes et des graines de chacune des populations a été pesé et mis dans des sachets en papier numérotés. Ces derniers ont été pesés vides et leurs poids a été noté et taré au niveau de la balance. Les échantillons ont été mis dans l'étuve à une température de 80°C jusqu'à l'obtention d'un poids constant. Après le séchage, les échantillons ont été placés au dessiccateur pendant 30 minutes puis pesés. Les résultats ont été exprimés selon les formules suivantes (Audigie *et al.*, 1995) :

$$H\% = \frac{M_1 - M_2}{M_1} \times 100$$

$$MS \% = 100 - H \%$$

Où :

H % : Le pourcentage d'humidité ou la teneur en eau des pulpes ou des graines ;

M₁ : La masse en gramme de l'échantillon avant la déshydratation.

M₂ : La masse en gramme de l'échantillon après la déshydratation.

MS % : Le pourcentage de la matière sèche.

3.2. Détermination du taux de matière minérale et de matière organique

➤ Principe

La teneur en matière minérale d'une substance alimentaire est conventionnellement le résidu de la substance après minéralisation de la matière sèche des échantillons. Elle est obtenue par incinération à 500 – 600°C (Pinta, 1971 ; AOAC, 1990). Le taux de la matière organique est la différence entre le poids de l'échantillon avant et après l'incinération.

➤ Mode opératoire

Des creusets en porcelaine ont été utilisés pour l'incinération parce qu'ils supportent les températures fortes et leurs poids ne changent pas. Ces creusets ont été pesés vides, et leurs poids ont été notés. 0,5g de la matière sèche (pulpes et graines) de chaque échantillon a été mise dans les creusets en porcelaine et puis l'ensemble a été introduit dans le four à moufle. La température du four a été augmentée graduellement pendant 2 heures jusqu'à atteindre 650°C. L'ensemble a été laissé incinérer pendant 3 heures jusqu'au développement d'une couleur blanchâtre. Les creusets ont été récupérés après refroidissement du four, pesés et les poids ont été notés. Les résultats ont été exprimés selon les formules suivantes (Pinta, 1971):

$$Mo \% = \frac{M_1 - M_2}{P} * 100$$

$$Mm\% = 100 - MO\%$$

Où : **M₁**: La masse en gramme de la capsule avec la matière sèche avant l'incinération.

M₂ : La masse en gramme de la capsule avec les cendres (après l'incinération).

P : La masse en gramme de la prise d'essai (0,5 g).

3.3. Détermination de la teneur en éléments minéraux**➤ Principe**

La minéralisation est la mise en solution des éléments minéraux (P, Na, K, Ca, Zn, Pb, et Cu). Le but de la minéralisation est la reprise des cendres obtenues précédemment sous forme liquide (Audigié, 1977).

➤ Mode opératoire

Après minéralisation de 0,5 g de matière sèche de la partie comestible et des graines, les cendres obtenues ont été humectés par 02 ml d'acide nitrique (HNO₃) absolue. Le tout a été placé dans un bain de sable afin d'évaporer l'acide nitrique. Après avoir récupéré les creusets du bain de sable, 01 ml d'acide chlorhydrique concentré HCL (6N) a été additionné au contenu de la capsule. Le mélange obtenu a été filtré sur du papier filtre (wattman) sans cendre dans des fioles jaugées de 50 ml et a été ajusté au trait de jauge avec de l'eau bi distillée bouillante. Après avoir ajusté au trait de jauge puis homogénéisé par agitation manuelle, les solutions ont été transvasées dans des tubes à essai sur lesquels les numéros des échantillons étaient inscrits.

Cette solution se prête aux dosages par : (i) spectrophotomètre U.V pour le phosphore, (ii) spectrophotomètre à flamme pour les trois éléments majeurs à savoir le sodium, le

potassium et le calcium et (iii) spectrophotomètre à absorption atomique pour les métaux lourds. Les densités optiques ont été converties selon la masse de l'échantillon et le volume de dilution.

3.3.1. Détermination de la teneur en phosphore

Le dosage du phosphore est réalisé par la formation et la réduction d'un complexe de l'acide phosphorique et l'acide molybdique (Linden, 1991). Il est réalisé par la spectrophotométrie UV à la longueur d'onde de 650 nm selon le mode opératoire suivant :

Dans un tube à essai, 1,5 ml de solution minérale à doser a été mise avec 6,5 ml d'acide ascorbique (0,1%), 1,5 ml d'HCl (1,5%) et 2 ml d'une solution sulfo-molybdique (dissoudre 38 g de molybdate d'ammonium dans 1L d'acide sulfurique (5M) (CRRAS, 1988). Les tubes à essai ont été chauffés dans un bain marie pendant 10 à 12 minutes jusqu'à développement d'une coloration bleue.

La gamme d'étalonnage a été préparée par des concentrations croissantes du phosphore selon le mode opératoire décrit ci-dessous. Les conversions des densités optiques en concentration en phosphore (ppm) ont été faites suivant l'équation donnée dans le graphe de la courbe d'étalonnage ($y = 0,2524x + 0,0093$; $R^2 = 0,9985$).

La solution mère de phosphore à 1000 ppm a été préparée en faisant dissoudre 1,432 g de KH_2PO_4 dans 1000 ml d'eau distillée (Katoch, 2011). A partir de la solution mère, 10 ml ont été prélevés et la solution a été complétée à 200 ml avec de l'eau distillée pour préparer la solution fille de 50 ppm. Ensuite la gamme étalon a été préparée.

Les teneurs en éléments minéraux à doser (phosphore, potassium, calcium, plomb, zinc et cuivre), exprimées en mg pour 100g de matière sèche est donnée par la formule suivante :

$$\text{Eléments minéraux à doser (mg/100 g MS)} = (\text{X.D.V}) / (\text{P} \cdot 10)$$

Où : **X**: La concentration calculée à partir de l'équation de la droite de régression.

D: Le nombre de dilution.

V: Le volume de la solution.

P: Le poids de la prise d'essai.

3.3.2. Détermination de la teneur en sodium, en potassium et en calcium

Lorsqu'on introduit un élément chimique dans une flamme, celle-ci prend une coloration caractéristique de l'élément chimique considéré. L'analyse spectrale de cette lumière colorée, permet de mesurer l'intensité de l'une des raies les plus caractéristiques, sélectionnée au moyen d'un filtre interférentiel. Si plusieurs éléments différents ont été introduits dans la

flamme, chacun d'eux possède un spectre de raie caractéristique. Par le choix du filtre interférentiel convenable, on arrive à déterminer la concentration de chacun des éléments à partir de leurs raies les plus intenses sans avoir à procéder, auparavant, à un long processus de séparation chimique (Pinta, 1971). Les échantillons préalablement minéralisés par incinération, ont été dissouts, dilués, homogénéisés, filtrés et passés au spectrophotomètre à flamme pour la lecture des densités optiques.

Les gammes d'étalonnage ont été préparées par des concentrations croissantes de chacun des éléments selon les modes opératoires décrits ci-dessous. Les conversions des densités optiques en concentration en sodium (ppm), potassium (ppm) ou calcium (ppm) ont été faites suivant les équations données par les graphes des courbes d'étalonnage ($y = 0,3x + 0,4$ avec $R^2 = 0,9939$; $y = 0,4055x + 0,1429$ avec $R^2 = 0,9968$ et $y = 0,7661x - 0,0034$ avec $R^2 = 0,9882$ respectivement).

➤ **Le sodium**

Pour préparer une solution mère de sodium de 1000 ppm, 1,64 g de NaCl ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

➤ **Le potassium**

Pour préparer une solution mère de potassium de 1000 ppm, 2,1028 g de KCl ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

➤ **Le calcium**

Pour préparer une solution mère de calcium de 1000 ppm, 2,5 g de carbonate de calcium (CaCO_3) ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

3.3.3. Détermination de la teneur en métaux lourds

Le dosage des métaux lourds a été effectué par spectrophotométrie à absorption atomique aux longueurs d'ondes de (Ebdon *et al.*, 1998) : 324,75 nm pour le cuivre, 213,9 nm pour le zinc et 217 nm pour le plomb. Les conversions des densités optiques en concentrations

de plomb, de zinc et de cuivre ont été faites à partir des équations données par les graphes des courbes d'étalonnage ($y = 0,016x - 0,0002$ avec $R^2 = 0,9994$; $y = 0,0424x + 0,0042$ avec $R^2 = 0,9883$ et $y = 0,0161x - 0,0006$ avec $R^2 = 0,9983$).

➤ **Le cuivre**

Pour préparer une solution mère de cuivre de 1000 ppm, 2,511 g de sulfate de cuivre (CuSO_4) ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

➤ **Le zinc**

Pour préparer une solution mère de zinc de 1000 ppm, 2,514 g de sulfate de zinc (ZnSO_4) ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

➤ **Le plomb**

Pour préparer une solution mère de zinc de 1000 ppm, 1,569 g d'acétate de plomb ($(\text{CH}_3\text{COO})_2\text{Pb}$) ont été ajoutés à 1000 ml d'eau déminéralisée. Une solution de 100 ppm a été obtenue en diluant 10 fois la solution mère de 1000 ppm. A partir de cette dernière solution, la gamme d'étalonnage a été préparée.

3.4. Détermination de la teneur en sucres totaux

La détermination de la teneur en sucres totaux a été faite selon la méthode de Fales (1951). 0,1g de matière sèche (pulpes ou graines broyées) a été mise dans des tubes à essai avec 10 ml de HCl (2N). L'ensemble a été placé au bain marie pendant 2h. Après, les tubes ont été récupérés et passés à la centrifugation à 5000 tours par minute pendant 20 minutes. Le surnageant a été récupéré et passé à travers un papier Wattman n° 1 pour la filtration. 1ml de l'extrait glucidique a été pris dans un autre tube propre auquel ont été ajoutés 19 ml d'eau distillée (dilution). 0,5 ml de la dilution a été prise dans un nouveau tube propre auquel ont été ajoutés 4,5 ml de réactif d'anthrone (200 ml d'acide sulfurique H_2SO_4 ont été mélangés avec 0,4g d'anthrone et puis 15 ml d'éthanol pur et 60 ml de l'eau distillé ont été ajoutés progressivement au mélange avec une agitation douce). La détermination de la teneur en sucres totaux a été réalisée par la spectrophotométrie UV après un chauffage de 20 minutes à une température de 95°C, à la longueur d'onde de 620 nm.

La gamme d'étalonnage a été préparée à partir des concentrations croissantes (g/L) en glucose. Les conversions des densités optiques en concentration de glucose (%) ont été faites

suivant l'équation donnée par le graphe de la courbe d'étalonnage ($y = 2,0275x - 0,0894$; $R^2 = 0,9789$).

3.5. Détermination de la teneur en protéines

Le dosage des protéines a été réalisé grâce à la méthode de Lawry *et al.* (1951). Une pesée de 10 g de pulpes ou des graines fraîches de chaque échantillon a été effectuée à l'aide d'une balance électronique. Puis ces pulpes ou graines ont été broyées avec 10ml de NaCl (1N) et un peu de sable stérile à l'aide d'un mortier. Le mélange a été centrifugé à 3000 TRM pendant 10 minutes à 4°C. Le surnageant a été séparé du culot, le premier et mis dans une éprouvette de 25ml. Le culot a été broyé à nouveau avec 10 ml de Na Cl à (1N). Le mélange a été, à nouveau, centrifugé à 3000 TRM pendant 10 minutes. Le surnageant obtenu a été ajouté au premier et ajusté à 25 ml avec du Na Cl de (1N).

Ensuite, des tubes vides pour centrifugation ont été placés dans un bac à glace. De chaque échantillon, 10 ml de la solution obtenue ont été pris et placés dans les tubes. Le tout a été laissé 5 minutes dans la glace. 3,3 ml de TCA à 20% a été ajouté à chaque tube (toujours dans la glace) suivi par une agitation vigoureuse. Les tubes ont été placés à nouveau dans la glace pendant 10 minutes et puis ils ont été centrifugés 5000 TRM pendant 10 minutes à 0°C. Le surnageant a été jeté et le culot a été mélangé avec 10 ml de TCA à 5% puis le mélange a été passé au vortex pour l'agiter énergiquement et puis à la centrifugeuse à une vitesse de 5000 TRM pendant 10 minutes à 0°C. 5 ml de NaOH à 0,1N ont été ajoutés au culot récupéré suivis par une agitation. La solution obtenue est passée au dosage.

0,8 ml de la solution à analyser a été prise à laquelle a été ajouté 0,2 ml de NaOH à 0,5N et 5 ml de la solution A (50 ml de NaCO_3 à 2% + 0,5 ml de CuSO_4 à 1% + 0,5 ml de Tartrate Na et K à 2%). Le tout a été bien agité. Les tubes ont été placés à l'obscurité pendant 10 minutes. A chaque tube, 0,2 ml de folin a été ajouté et le tout a été bien agité au vortex. Les tubes ont été placés à nouveau à l'obscurité pendant 30 mn. Une agitation a eu lieu et à la fin, les solutions sont passées à la lecture au spectromètre à 730 nm. Les résultats obtenus présentent les densités optiques qui ont été converties en quantités des protéines à l'aide de l'équation d'une courbe d'étalonnage à base de concentrations croissantes du sérum d'albumine bovine ($y = 0,0053786x + 0,0372857$).

3.6. Détermination du rendement en huile végétale

➤ Principe

Les corps gras sont des substances organiques qui peuvent être extraites à partir des fruits par des solvants organiques non polaires au moyen de l'appareil SOXHLET, suivi d'une séparation de l'huile du solvant par un évaporateur rotatif (rota vapeur).

L'extracteur de SOXHLET est un appareil spécialement conçu pour l'extraction continue solide-liquide. Le solvant (5 à 10 fois la quantité de l'échantillon solide à extraire) est porté à ébullition, puis se condense avec le condenseur à boules, dans le réservoir à siphon, contenant le solide à extraire dans une cartouche de papier épais. Le contact entre le solvant et le produit à extraire dure pendant l'accumulation de solvant dans le réservoir, puis quand le solvant atteint un certain niveau, lequel il amorce le siphon et retourne dans le ballon en entraînant la substance dissoute. Ce cycle peut être répété plusieurs fois, selon la facilité avec laquelle le produit diffuse dans le solvant (AFNOR, 1988).

➤ Mode opératoire

Un ballon de 150 ml a été séché à l'étuve à 105°C pendant une heure, refroidi au dessiccateur pendant 30 mn puis pesé à la précision de 0,01g. 15g de la poudre des fruits ou des graines ont été introduits dans une cartouche. Cette dernière a été placée dans l'extracteur de l'appareil SOXHLET. 100 ml de l'hexane ont été versés dans le ballon et 50 ml dans l'extracteur. Le ballon a été chauffé à une température de 50°C pendant 4 heures (20 siphonages par heure) jusqu'à épuisement de la matière grasse. Le solvant a été éliminé du ballon par distillation à l'aide d'un évaporateur rotatif (80 tours par minute à une température de 70°C). Par la suite, le résidu du ballon a été éliminé par évaporation dans une étuve ventilée à 70-80°C. Puis, le ballon a été, à nouveau, refroidi au dessiccateur pendant 30mn. Enfin, le ballon avec l'huile a été pesés à l'aide d'une balance de précision (AFNOR, 1988). Le rendement en huile a été calculé par la formule suivante :

$$RH (\%) = [P_1 - P_2 / P_0] \times 100$$

Où: RH : Rendement en huile (%) ;

P₀ : Poids de la prise d'essai (15 g) ;

P₁ : Poids Du ballon vide (g) ;

P₂ : Poids du ballon avec l'huile (g).

3.7. Détermination du pH des pulpes et des graines

Le pH de la suspension du broyat des péricarpes ou des graines de jujubier sauvage dans l'eau distillée à un rapport de 1/10 a été mesuré après une nuit de décantation par lecture directe de la valeur affichée sur le pH mètre.

3.8. Détermination de la teneur en pigments liposolubles

Chez les végétaux, il existe des pigments liposolubles, contenus dans des organites cellulaires appelés chromoplastes (organites dérivés des chloroplastes, très concentrés en pigments). Ses pigments sont des antioxydants très utiles. Dans le but de les quantifier dans les pulpes et les graines des fruits de jujubier sauvage, la méthode décrite par Barros *et al.* (2011) a été suivie.

150 mg de poudre végétale ont été agités vigoureusement après avoir ajouté 10 ml de mélange d'acétone-héxane dans les proportions de 4 : 6 (v : v) pendant 1 minute. Ce mélange a été par la suite filtré et l'absorbance du filtrat a été mesurée à différentes longueur d'onde : 453 nm, 505 nm, 645 nm et 663 nm.

La teneur en pigments liposolubles a été calculée suivant les équations indiquées ci-dessous et exprimée en µg/g de matière végétale sèche.

$$\beta\text{-carotène} = 0,216 * A_{663} - 1,220 * A_{645} - 0,304 * A_{505} + 0,425 * A^{453}$$

$$\text{Lycopène} = - 0,0458 * A_{663} + 2,204 * A_{645} - 0,304 * A_{505} + 0,425 * A^{453}$$

$$\text{Chlorophylle a} = 0,999 * A_{663} - 0,0989 * A_{645}$$

$$\text{Chlorophylle b} = - 0,328 * A_{663} + 1,77 * A_{645}$$

3.9. Préparation et caractérisation des extraits aqueux

Afin de préserver la totalité des molécules et des pigments, les fruits de *Zizyphus lotus* ont été conservés à température ambiante, à l'abri de la chaleur et de la lumière. L'extraction a été faite selon la méthode de macération décrite par Younesi et Zadeh (2002).

➤ Principe

Le principe de cette méthode consiste à laisser séjourner un solide (pulpes ou graines) dans un liquide afin d'en extraire les principes actifs. Pour se faire, le solvant doit franchir la barrière de l'interface solide/ liquide, ensuite dissoudre le composé actif présent à l'intérieur et l'entraîner vers l'extérieur. L'entrée du solvant se fait par un mécanisme osmotique et la sortie du soluté se fait par dialyse ou par diffusion (Younesi et Zadeh, 2002).

➤ **Technique**

25 g de pulpe des fruits ou des graines du jujubier sauvage de chaque population sous forme de poudre ont été macérés dans 250 millilitres d'eau distillée. Après une agitation de 72 heures, à température ambiante à l'obscurité, une filtration sur papier filtre suivis d'une centrifugation à 5000 TPM pendant 10 minutes à 4°C ont été réalisées. Le filtrat obtenu a été débarrassé de son solvant par évaporation à 40°C dans une étuve ventilée, et ce afin d'obtenir un extrait sec. Ce dernier, a été conservée à 4°C et à l'abri de la lumière pour des éventuelles expérimentations.

3.9.1. Détermination de la teneur en polyphénols totaux

➤ **Principe**

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé par la méthode décrite par Singleton et Rossi (1965) en utilisant le réactif Folin-ciocalteu. Le réactif est constitué par un mélange d'acide phospho-tungstène ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phospho-molybdène ($H_3PMO_{12}O_{40}$) de couleur jaune. Son principe est basé sur l'oxydation des composés phénoliques en milieu alcalin par le réactif Folin-ciocalteu. Cette réaction entraîne la formation d'un nouveau complexe molybdène-tungstène de couleur bleu présentant un maximum d'absorption à une longueur d'onde $\lambda = 760$ nm et dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de composés phénoliques présents dans l'échantillon.

➤ **Technique**

Dans des tubes à essai, 0,5 ml de chaque extrait aqueux (des pulpes ou des graines) a été ajouté à 2,5 ml de Folin-Ciocalteu (dilué dix fois). Après une incubation de 3 minutes, 2 ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 20% a été ajouté. Le mélange ainsi obtenu a été incubé de nouveau pendant 15 minutes à la température ambiante et à l'obscurité (Singleton et Rossi, 1965).

La lecture des absorbances a été faite à la longueur d'onde $\lambda = 760$ nm contre un blanc sans extrait. La gamme d'étalonnage a été préparée à partir des concentrations croissantes ($\mu g/ml$) d'acide gallique. Les conversions des densités optiques en concentration en acide gallique ont été faites suivant l'équation donnée par le graphe de la courbe d'étalonnage ($y = 0,0101x - 0,2321$; $R^2 = 0,9964$).

3.9.2. Détermination de la teneur en flavonoïdes

➤ Principe

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode basée sur la formation de complexes entre les composés phénoliques et le trichlorure d'aluminium. Ceci traduit le fait que le métal perd deux électrons pour s'unir à deux atomes d'oxygènes de la molécule phénolique agissant comme donneur d'électrons. Les complexes produits sont de couleur jaune absorbant dans le visible à 415 nm (Alyafi, 2007).

➤ Technique

1 ml de la solution de chaque extrait ont été ajoutés à 1 ml de chlorure d'aluminium (AlCl_3) à 2% (dissout dans le méthanol pur). Le mélange a été vigoureusement agité, puis l'ensemble a été incubé à température ambiante et à l'abri de la lumière pendant 10 minutes. L'absorbance a été lue à une longueur d'onde de 430 nm. La quantification des flavonoïdes a été faite en fonction d'une courbe d'étalonnage réalisée avec un flavonoïde de référence (la Quercitrine). La teneur en flavonoïde a été exprimée en milligramme équivalent de Quercétine / 100 grammes de matière sèche (mg EQ/100 g MS). La gamme d'étalonnage a été préparée à partir des concentrations croissantes (mg/ml) de quercitrine. Les conversions des densités optiques en concentration de quercitrine ont été faites suivant l'équation donnée par le graphe de la courbe d'étalonnage ($y = 72,749x - 0,0714$; $R^2 = 0,9968$).

3.9.3. Détermination de la teneur en tanins condensés (Pro-anthocyanidines)

➤ Principe

Le principe de ce dosage est basé sur la fixation du groupement aldéhydique de vanilline sur le carbone 6 du cycle A d'acide gallique pour former un complexe chromophore rouge qui absorbe à 500nm (Schofield *et al.*, 2001).

➤ Technique

A 250µl de chaque extrait, ont été ajoutés 2,5 ml de la solution de sulfate ferreux (77 mg de sulfate d'ammonium ferrique $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$ dissous dans 500 ml de (3 : 2 n-butanol : HCl). Après une incubation à 95 °C dans un bain marie pendant 50 min, l'absorbance a été mesurée à 530 nm.

La concentration des tanins condensés (pro-anthocyanidines) est déduite à partir de la courbe d'étalonnage établie avec l'acide gallique et sont exprimées en microgramme d'équivalent acide gallique par milligramme d'extrait (µg EAG/mg) (Schofield *et al.*, 2001).

La gamme d'étalonnage a été préparée à partir des concentrations croissantes (mg/ml) d'acide gallique. Les conversions des densités optiques en concentration en acide gallique ont été faites suivant l'équation donnée par le graphe de la courbe d'étalonnage ($y = 0,001x + 1,0519$; $R^2 = 0,9916$).

4. Caractérisation cytogénétique

La caractérisation cytogénétique a été réalisée au laboratoire de cytogénétique moléculaire de l'université complutense de Madrid (Espagne) avec l'aide du professeur de Tomas Naranjo.

Le comptage du nombre de chromosomes a été effectué selon le protocole de Jahier *et al.* (1992). Les graines ont été germées dans des boîtes de Pétri à 25°C. Les radicules ont été placées dans de l'eau distillée dans des tubes eppendorf de 1,5 ml et ont été placées dans de la glace dans une chambre froide pendant 24 heures. Les racines extraites de l'eau froide ont été fixées dans un mélange d'éthanol et d'acide acétique (3 : 1). Les radicules retirées de la solution de stockage ont été rincées avec de l'eau distillée pendant 5 minutes, puis ont été placées dans du HCl (1 N). La préparation a été déposée sur des plaques chauffantes perforées à une température de 60°C pendant 12 à 15 minutes. Après hydrolyse, le matériel végétal a été extrait du HCl, puis rincé pendant 3 à 5 minutes avec de l'eau distillée, puis a été immergé dans le réactif de Schiff pendant 90 minutes. La zone méristématique colorée a été isolée et placée entre la lame et la lamelle dans quelques gouttes du réactif rouge de Carmen. L'observation a été faite sur un microscope photonique équipé d'une caméra numérique connectée à un micro-ordinateur. Le comptage de chromosomes s'est fait immédiatement.

5. Caractérisation moléculaire

La caractérisation moléculaire a été réalisée au laboratoire de génétique moléculaire de l'université complutense de Madrid (Espagne) avec l'aide du professeur de César Benito Khiminèz.

Un total de 45 graines (cinq graines de chaque population) de jujubier sauvage a été utilisé pour l'extraction de l'ADN qui s'est faite à l'aide du kit NZY Plant / Fungi gDNA Isolation (Prates, 2014). Jusqu'à 20 mg de graines ont été homogénéisés et utilisés pour extraire l'ADN. L'ADN génomique a été stocké à -20 ° C. Les quantités d'acides nucléiques collectées ont été déterminées en utilisant un nanographe.

Trente-cinq marqueurs ISSR ont été utilisés¹. Les tampons de PCR standard ont été préparée avec NZYTaQ 2x Green Master Mix. Chaque réaction PCR contenait 10 µL de NZYTaQ 2x Green Master Mix, 1 µL de chaque amorce, 30 ng d'ADN et de nucléase (3 µL de 10 ng / µL) et 6 µL d'eau ultrapure pour obtenir un volume final de 20 µL. La procédure de cyclage a été effectuée en utilisant le thermocycleur PTC-100 (MJ Research, Inc.). L'ADN la était dénaturé à une température de 94°C pendant 5 minute. Cette étape était suivie de 45 cycles de 94°C pendant 30 secondes, 52°C pendant 45 secondes et puis 72°C pendant 2 minutes qui permettent la fixation des amorces (annealing). La polymérisation (extension) a été atteinte à une température de 72°C pendant 6 minutes. Les produits d'amplification ont été analysés par électrophorèse dans 1,2% de gel d'agarose, coloré par 6 µL de bromure d'éthidium, immergé dans du tampon TAE et photographié sous UV.

6. Analyses statistiques

La partition de la variance, pour les caractères morphologiques est estimée entre les neuf populations de jujubier sauvage, par l'analyse statistique de la variance (ANOVA) en utilisant le Type III (SPSS V. 21) pour le calcul des sommes des carrés. Les groupes homogènes concernant chaque trait mesuré sont séparés par le test de *Tukey*.

Les tests de corrélation entre deux variables ont été faits selon Pearson et les coefficients de régression ont été calculés.

La variation phénotypique de chaque trait quantitatif a été divisée en facteurs génétiques et non génétiques et estimée, selon Johanson et *al.* (1955) et Aruah (2012), comme suit :

$$V_p = CM_t / r$$

$$V_g = (CM_t - CM_e) / r$$

$$V_e = CM_e / r.$$

Où :

V_p : la variance phénotypique ;

V_g : la variance génotypique ;

V_e : la variance environnementale ;

CM_p : le carré moyen totale ;

MS_e : le carré moyen résiduel ;

r : le nombre de répétitions (100 pour les traits morphologiques et 5 pour les autres).

¹ Les détails des amorces ISSR sera présenté dans la partie résultats et discussions.

Pour comparer les variations entre les caractères quantitatifs, le coefficient de variation phénotypique (PCV), le coefficient de variation génotypique (GCV) et le coefficient de variation environnemental (ECV) ont été calculés comme suit (Allard, 1960 ; Aruah, 2012) :

$$\text{PCV} = \frac{\sqrt[2]{V_p}}{\bar{x}} \cdot 100$$

$$\text{GCV} = \frac{\sqrt[2]{V_g}}{\bar{x}} \cdot 100 ;$$

$$\text{ECV} = \frac{\sqrt[2]{V_e}}{\bar{x}} \cdot 100.$$

Où: $\bar{x}$: est la moyenne de chacun des traits mesurés

L'héritabilité au sens large (H^2) de chaque trait quantitatif a également été calculée en tant que rapport de la variance génotypique (V_g) à la variance phénotypique (V_p) (Burton et DeVane, 1953).

L'analyse statistiques multivariées discriminante canonique, a été adoptées pour sélectionner des indicateurs de similarité parmi les populations de jujubier sauvage.

Les distances multivariées généralisées de Mahalanobis ont été calculées sur les mêmes variables afin de regrouper les populations en groupes présentant des caractéristiques similaires et pour résumer toutes les informations des différents paramètres. Les données sont classées dans une matrice normalisée par la méthode de Sneath et Sokal (1973), puis analysées par la méthode de l'analyse en grappes basée sur la méthode de Ward afin de vérifier la ressemblance entre les provenances analysées dans cette étude.

Le pouvoir discriminant des marqueurs ISSR a été évalué au moyen de trois paramètres:

- Le contenu en information polymorphe (PIC) qui est la probabilité de détection du polymorphisme par une amorce ou une combinaison d'amorces entre deux génotypes tirés au hasard. Il a été calculé à l'aide de la formule $\text{PIC} = 1 - \sum p_i^2$, où p_i est la fréquence de $i^{\text{ème}}$ allèle différent (Sehgal et al., 2009 ; Lamare et Rao, 2015) ;
- Le pouvoir de résolution (R_p), qui correspond à la capacité de chaque amorce à détecter le niveau de variation entre les individus. Il a été calculé comme suit : $R_p = \sum I_b$, où I_b (information de bande) prend les valeurs suivantes : $1 - [2 | 0,5 - p |]$, où p est la proportion d'individus contenant la bande (Prevost et Wilkinson, 1999 ; Lamare et Rao, 2015) ;
- L'indice de marqueur (MI) pour chaque amorce a également été calculée, afin de caractériser la capacité de chaque amorce à révéler ou à détecter les loci polymorphes parmi les génotypes, sous la forme d'un produit de deux fonctions : le contenu d'information

polymorphe et le rapport de multiplexage effectif (EMR) (Milbourne et *al.*, 1997 ; Varshney et *al.*, 2007 ; Lamare et Rao, 2015) : $MI = PIC \times EMR$.

Un dendrogramme a été construit sur la base du coefficient de correspondance simple (SM) et de la méthode de cluster UPGMA (méthode des groupes de paires non pondérés avec moyennes arithmétiques) avec le programme NTSYSpc (taxonomie numérique et système d'analyse multivariée : version 2.1). Une matrice de différence par paires entre les génotypes a été déterminée en utilisant le coefficient SM pour mesurer les groupes phénétiques résultants et la matrice d'origine a été initialisée 1 000 fois en utilisant Winboot pour regrouper les génotypes en grappes discrètes.

Chapitre 3 :

Résultats et discussions

Chapitre 3 : Résultats et discussions

1. Caractérisation morphologique

1.1. Caractères qualitatifs

1.1.1. Couleur des fruits

Les fruits de jujubier sauvage étaient caractérisés par une variation de la couleur du péricarpe (figures 22 et 23). Quatre couleurs de fruits étaient enregistrées pour l'ensemble des populations ; jaunâtre (0,11%), marron (52,44%), marron claire (17,55%) et marron foncé (29,88%).

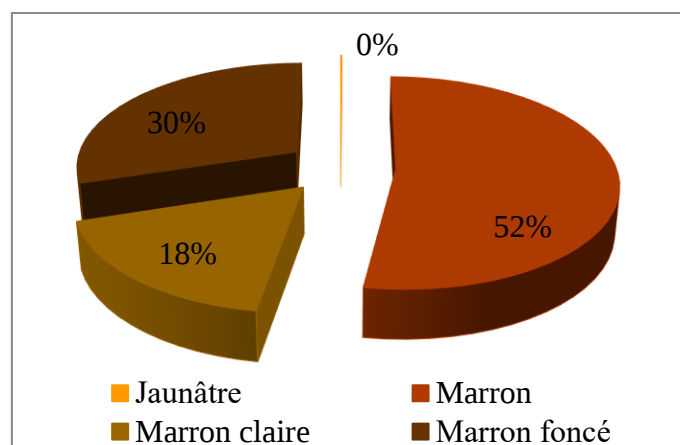


Figure 22 : Pourcentages des différentes couleurs des fruits présentes dans l'ensemble des populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).



Figure 23: Différentes couleurs de fruit présentes dans les populations de jujubier.

En analysant la variation des couleurs des fruits pour chaque population à part, il était remarqué la présence d'une hétérogénéité dans la distribution de la coloration (figure 24 et tableau 2). Il y'avait des populations homogènes qui se caractérisaient par une coloration unique tels que les populations d'Oued Nougued (Laghout), Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et Bougtob (El Bayadh) où tous les fruits étaient marrons ou marrons foncés. Les autres populations présentaient une hétérogénéité pour ce caractère car elles étaient caractérisées par

plusieurs couleurs de fruit au sein de la même population. La population de Ghardaïa, à titre d'exemple, s'est caractérisée par la présence de quatre couleurs avec une dominance du marron foncé. Les fruits de la population de M'sila avaient deux couleurs le marron clair et le marron. Les fruits des autres populations avaient trois couleurs à des pourcentages variés.

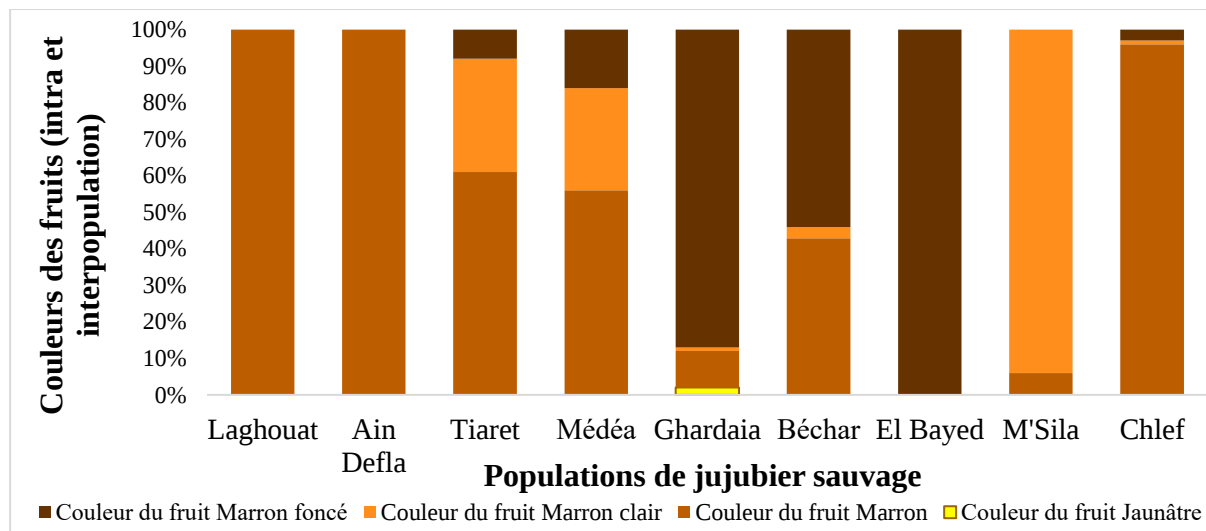


Figure 24 : Variation des couleurs des fruits par population chez le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Tableau 2 : Caractérisation qualitative des fruits dans les neuf populations naturelles algériennes de *Zizyphus lotus*

Populations	Laghouat	Ain Defla	Tiaret	Médéa	Ghardaïa	Béchar	El Bayad	M'Sila	Chlef
Couleur des fruits (%)									
Jaunâtre	0	0	0	0	2	0	0	0	0
Marron	100	100	61	56	10	42	0	6	96
Marron clair	0	0	31	28	1	3	0	94	1
Marron foncé	0	0	8	16	87	53	100	0	3
Formes des fruits (%)									
Allongée	0	0	0	0	0	3	0	49	0
Ronde	100	100	100	100	100	97	100	51	100
Formes des noyaux (%)									
Allongée	55	23	80	79	87	91	81	99	79
Ronde	45	77	20	21	13	9	19	1	21
Couleurs des noyaux (%)									
Claire	72	87	92	3	65	65	62	63	100
Foncée	28	13	8	97	35	35	38	37	0
Texture des noyaux (%)									
Lisse	80	9	14	46	0	63	9	37	7
Rugueuse	20	91	86	54	100	37	91	63	93

1.1.2. Forme des fruits

Les fruits de jujubier sauvage étaient caractérisés par une variation de la forme du péricarpe. Deux formes étaient observées : la forme allongée (7%) et la forme ronde (93%) (figure 25).



Figure 25 : Différentes formes de fruit présentes dans les populations de jujubier sauvage.

L'analyse de la variation des formes des fruits pour chaque population à part avait montré une homogénéité dans la distribution de ce caractère pour la majorité des populations (figure 26 et tableau 2). Deux populations étaient hétérogènes et s'étaient caractérisées par la présence des deux formes du fruit à des pourcentages variés. Ces populations étaient celle de Moughel qui provenaient de la wilaya de Béchar et celle de Maarif qui provenaient de la wilaya de M'Sila.

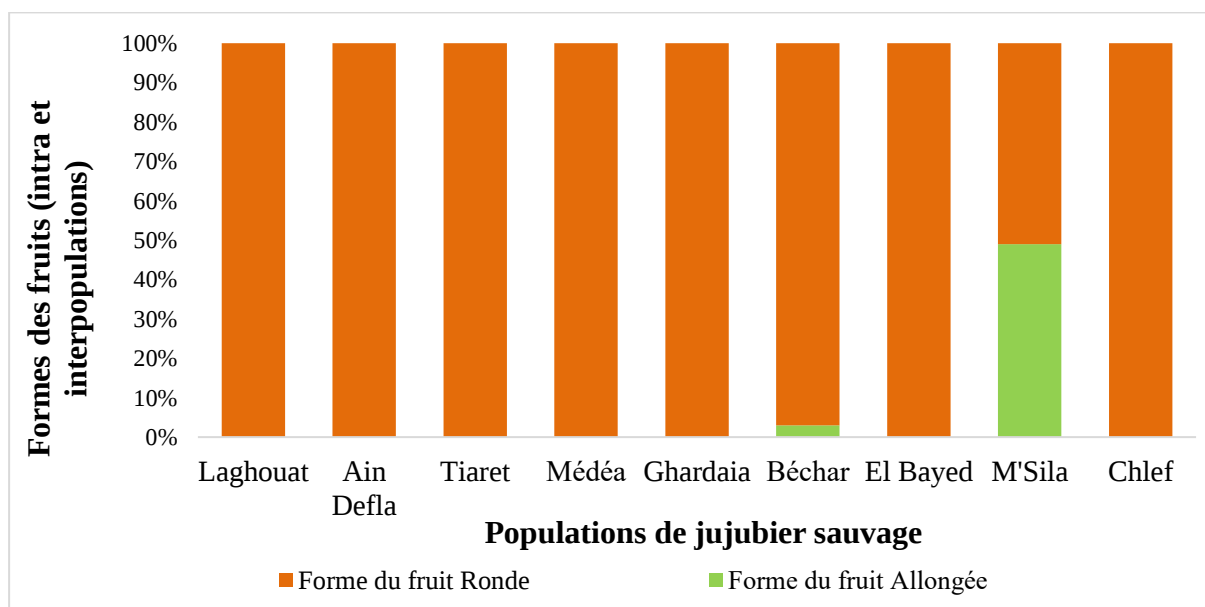


Figure 26 : Variation des formes des fruits par population chez le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.1.3. Formes des noyaux

Deux formes d'endocarpe (noyau) étaient enregistrées chez les neuf populations de jujubier sauvage étudiées (figure 27). La forme allongée était dominante et a caractérisée 75% des noyaux de l'ensemble des populations. Les noyaux en forme ronde avaient un pourcentage de 25%.

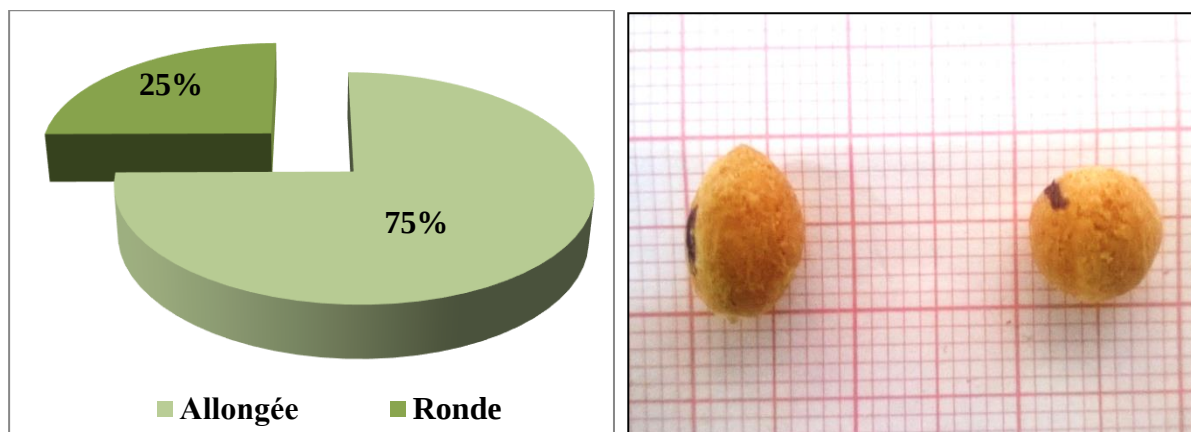


Figure 27: Différentes formes de noyau présentes dans les populations de jujubier sauvage

L'ensemble des populations étaient hétérogènes et avaient présenté les deux formes des noyaux à des pourcentages variés à l'intérieur de chaque population (figure 28 et tableau 2). Il y avait une dominance de la forme allongée par rapport à la forme ronde dans toutes les populations à l'exception de celle de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) qui avait un nombre des noyaux en forme ronde plus élevé que celui des noyaux en forme allongée.

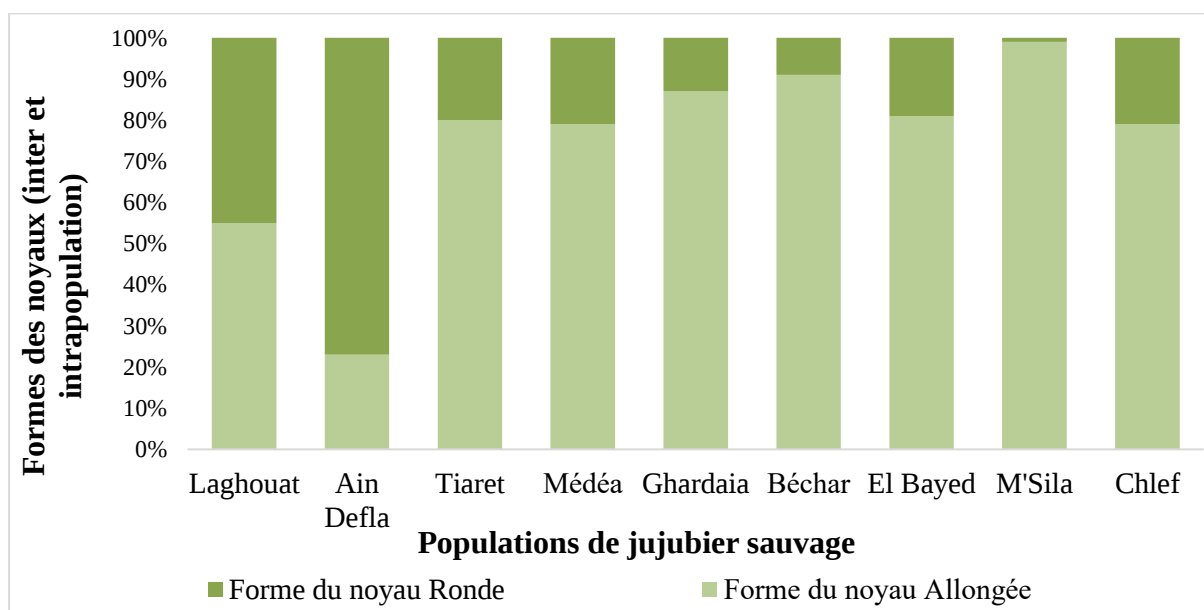


Figure 28: Variation des formes des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.1.4. Couleur des noyaux

Les noyaux de jujubier sauvage étaient caractérisés par une variation de coloration des noyaux. Deux couleurs étaient observées : la couleur foncée et la couleur claire (figure 29). Pour l'ensemble des populations étudiées, la couleur claire était la plus abondante avec un pourcentage de 65% et la couleur foncée était la moins présente avec 35%.

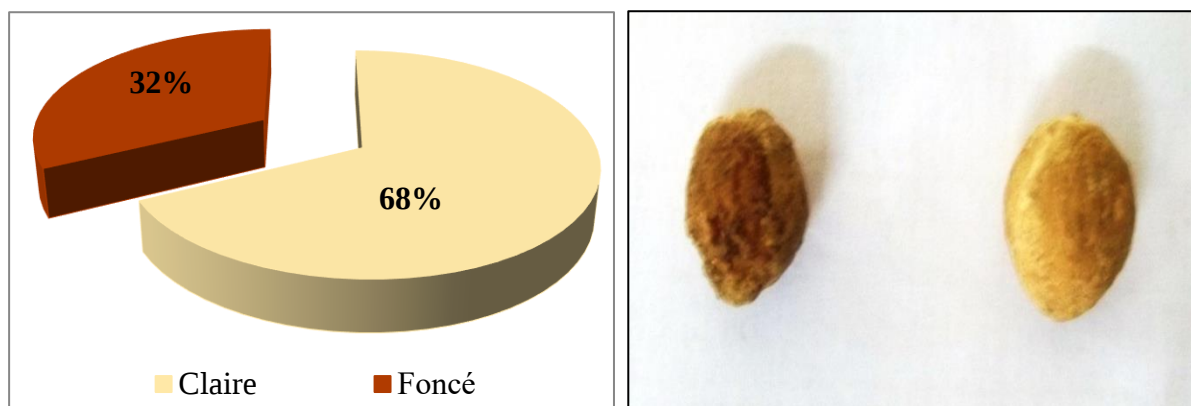


Figure 29: Différentes couleurs de noyaux présentes dans les populations de jujubier sauvage

A l'intérieur de chaque population, le caractère de la couleur des noyaux semble avoir une variation pour l'ensemble des populations sauf pour celle d'Ouled Ziad (Chlef) où tous les noyaux étaient clairs (figure 30 et tableau 2).

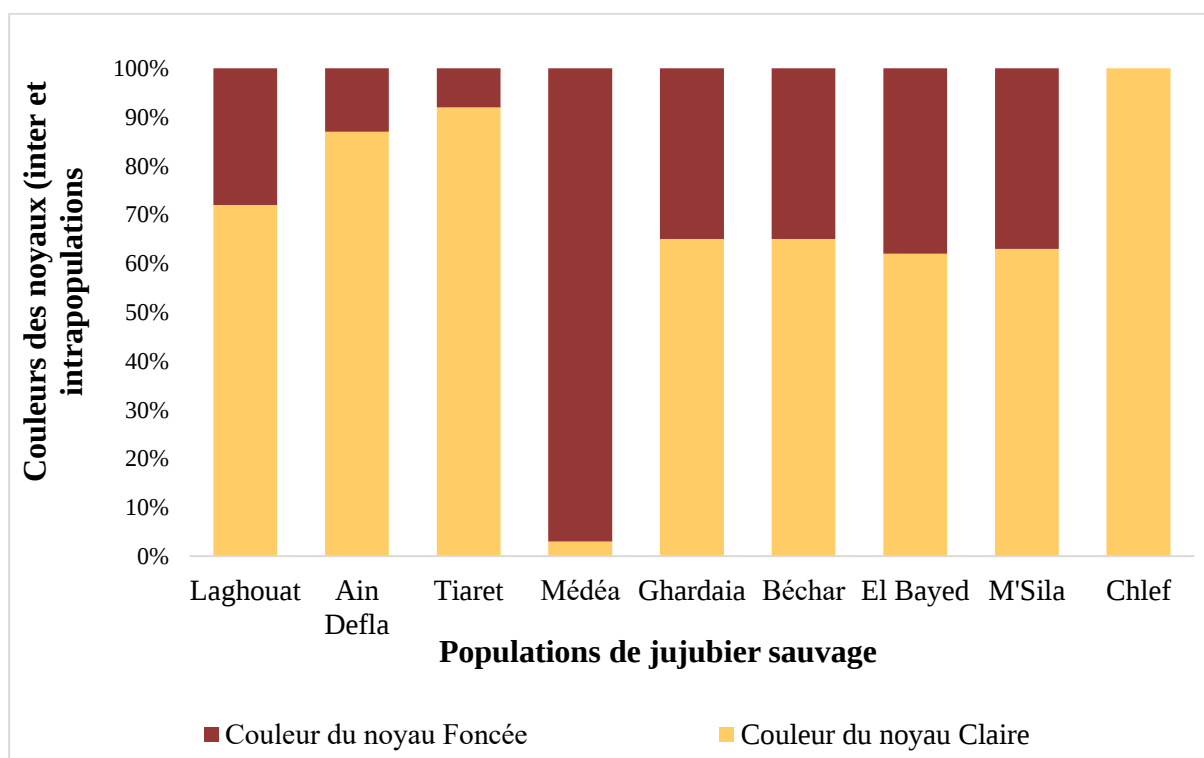


Figure 30 : Variation des couleurs des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les noyaux de la population de Boghar (Médéa) étaient caractérisés par une dominance de la couleur foncée par rapport à la couleur claire, à l'inverse des populations de Tidda (Tiaret) et Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) où la couleur claire était dominante. Les autres populations ont présenté les deux couleurs à des pourcentages variés.

1.1.5. Texture des noyaux

Deux textures étaient enregistrées pour les endocarpes des différentes populations de jujubier sauvage. La texture rugueuse était la plus dominante avec un pourcentage de 71% et la texture lisse n'avait représenté que 29% de l'ensemble des noyaux des neuf populations (figure 31).

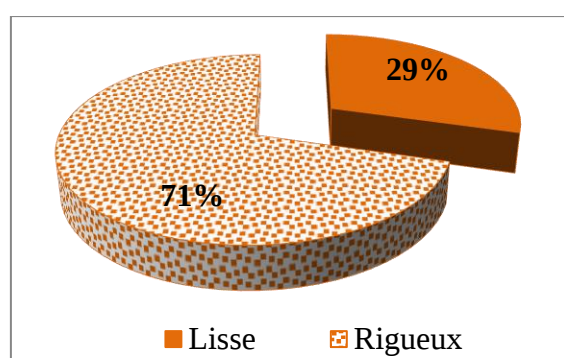


Figure 31 : Différentes textures de noyau présentes dans les populations de jujubier sauvage

A partir des résultats illustrés dans la figure 32 et dans le tableau 2, il y avait une variation dans la distribution du caractère texture des noyaux entre les différentes populations et à l'intérieur de chaque population.

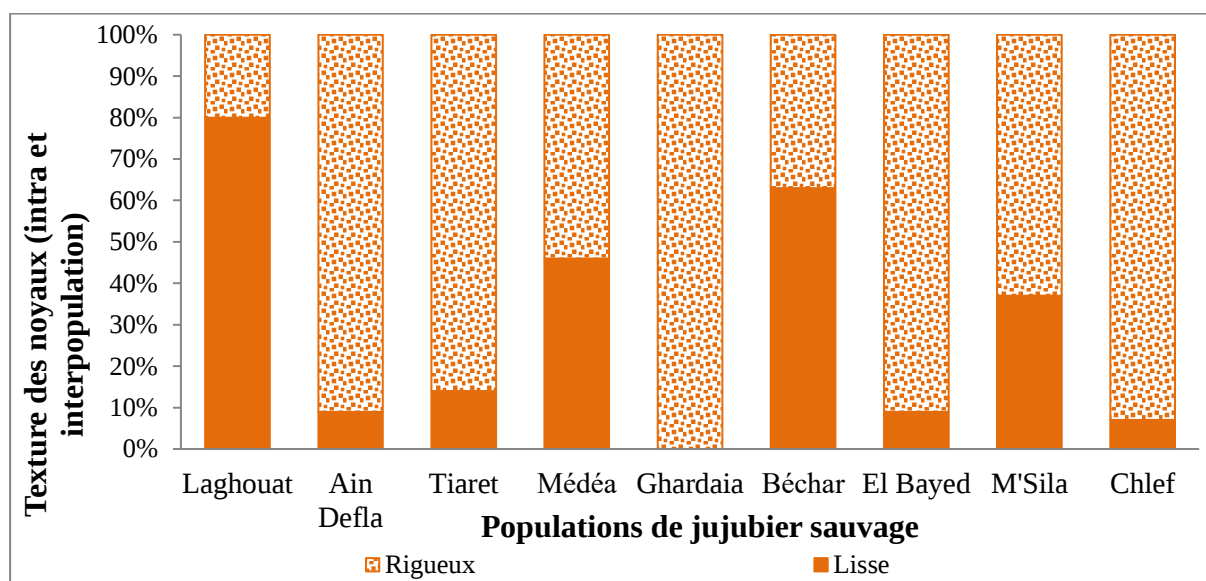


Figure 32: Variation des textures des endocarpes par population chez le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Tous les noyaux de la population de Metlili (Ghardaïa) avaient une texture rugueuse, alors que les noyaux des autres populations avaient les deux textures. On remarque aussi que la texture rugueuse était dominante chez les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla), Tidda (Tiaret), Bougtob (El Bayadh), Maarif (M'Sila) et Ouled Ziad (Chlef). Alors qu'au niveau des populations d'Oued Nougued (Laghout), et Moughel (Béchar), c'est la texture lisse des noyaux qui était dominante.

1.2. Caractères quantitatifs

Les résultats des analyses des variances, illustrés dans les tableaux 1 à 16 (Annexe 01), révèlent des effets très hautement significatifs ($P < 0,001$) entre les populations de jujubier sauvage pour l'ensemble des caractères morphologiques. Cela signifie la présence d'une grande diversité inter population pour tous les traits mesurés. Les coefficients de variation des traits morphologiques varient entre 7,52 et 35,94 % confirmant la forte variation entre les populations.

1.2.1. Analyse des variances et des moyennes

1.2.1.1. Longueur des fruits

Le test de comparaison de moyenne de *Tukey* a montré la présence de 4 groupes homogènes et d'un groupe chevauchant (tableau 1 de l'annexe 02). Les mesures des longueurs des fruits, illustrés dans la figure 33, ont révélé une variation pour ce caractère de $11,166 \pm 0,915$ mm à $12,979 \pm 0,717$ mm.

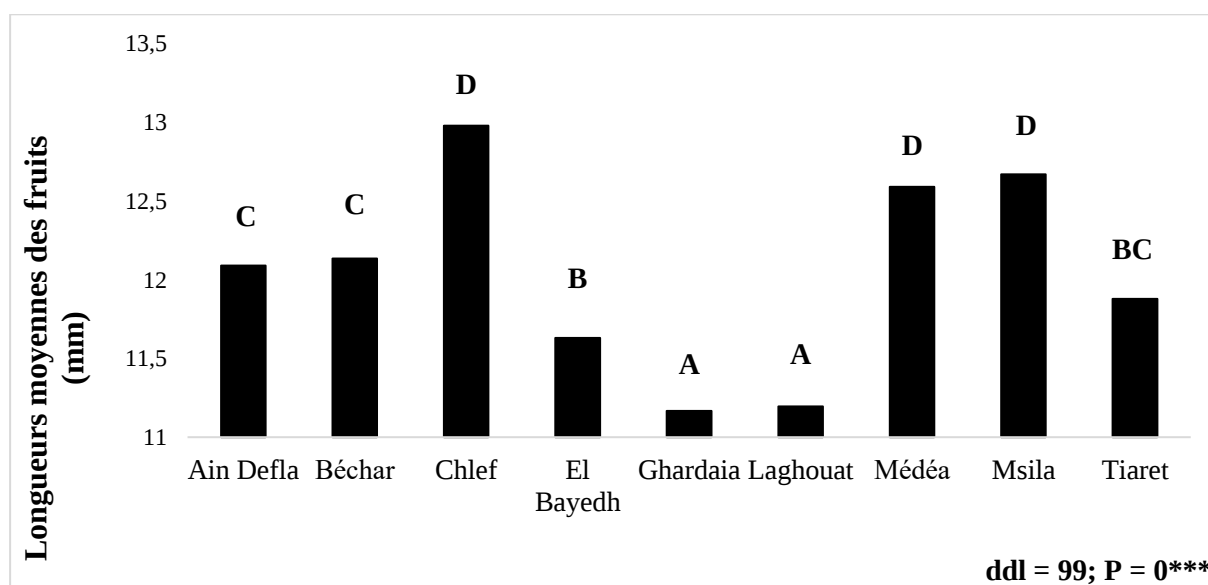


Figure 33: Variation des longueurs des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La longueur du fruit la plus élevée était enregistrée chez la population de Ouled Ziad (Chlef) suivie par les populations de Maarif (M'Sila) et Boghar (Médéa) avec respectivement $12,67 \pm 0,98$ mm et $12,59 \pm 0,87$ mm. La longueur du fruit la plus faible était enregistrée chez la population de Metlili (Ghardaïa) suivie par les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Bougtob (El Bayadh) avec $11,195 \pm 0,957$ mm et $11,631 \pm 0,936$ mm respectivement.

1.2.1.2. Largeur des fruits

Les populations de jujubier sauvage ont montré une variation pour le caractère largeur des fruits. Ce dernier a varié entre $11,223 \pm 0,884$ mm et $13,503 \pm 0,822$ mm (figure 34). Le test de comparaison des moyennes de *Tukey* a fait ressortir quatre groupes homogènes et deux groupes chevauchants (tableau 2 annexe 02).

Les largeurs des fruits les plus élevées étaient enregistrées chez la population d'Oued Ziad (Chlef). Les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Boghar (Médéa) avaient aussi enregistré des largeurs de fruits élevées qui sont respectivement de $12,712 \pm 1,019$ mm et $12,546 \pm 0,781$ mm.

Les largeurs des fruits les plus faibles étaient enregistrées chez la population de Metlili (Ghardaïa). Les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Bougtob (El Bayadh) avaient enregistré aussi des largeurs des fruits faibles. Leurs moyennes étaient de $11,568 \pm 0,999$ mm et $11,758 \pm 1,038$ mm respectivement.

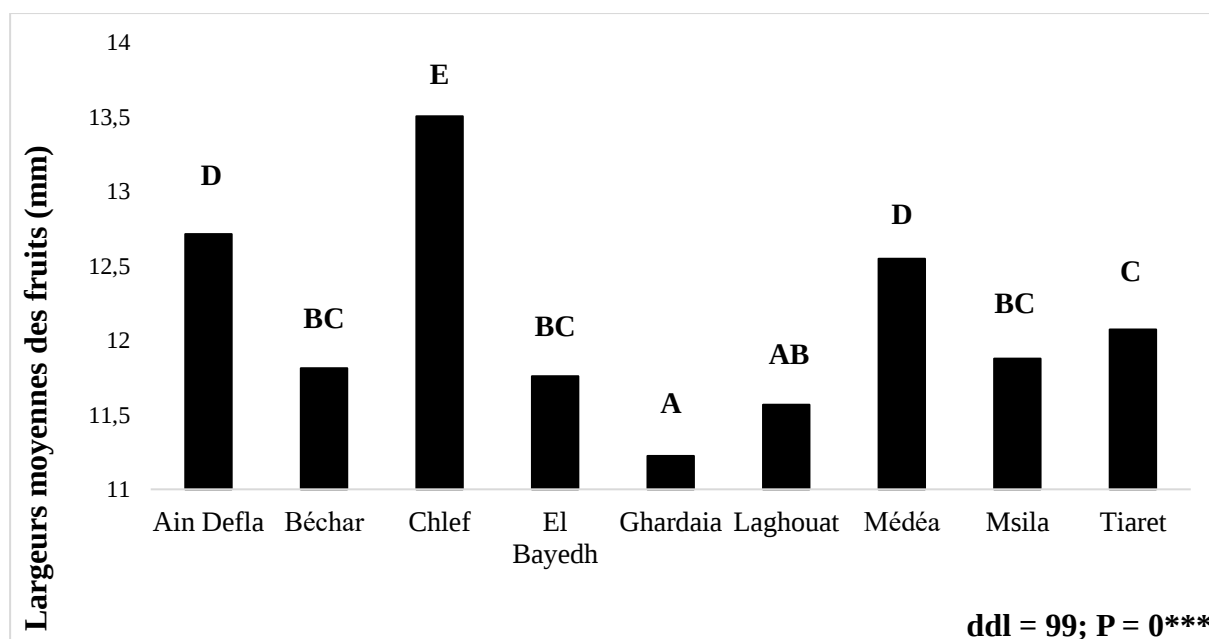


Figure 34: Variation des largeurs des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.3. Poids des fruits

La figure 35 illustre la variation des poids des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.). Les moyennes des poids des fruits oscillent entre $0,464 \pm 0,107$ g et $0,871 \pm 0,134$ g. Cinq groupes homogènes et trois groupes intermédiaires ont été séparés par le test de comparaison des moyennes (tableau 3 annexe 02).

Les fruits de la population d'Ouled Ziad (Chlef) avaient les poids les plus élevés. De même, les fruits des populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Boghar (Médéa) avaient des poids élevés. Leurs moyennes étaient respectivement $0,711 \pm 0,133$ g et $0,657 \pm 0,112$ g.

Les fruits de la population de Ghardaïa étaient les plus légers. Aussi les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Bougtob (El Bayadh) avaient des fruits légers avec des moyennes respectives de $0,53 \pm 0,119$ g et $0,58 \pm 0,139$ g.

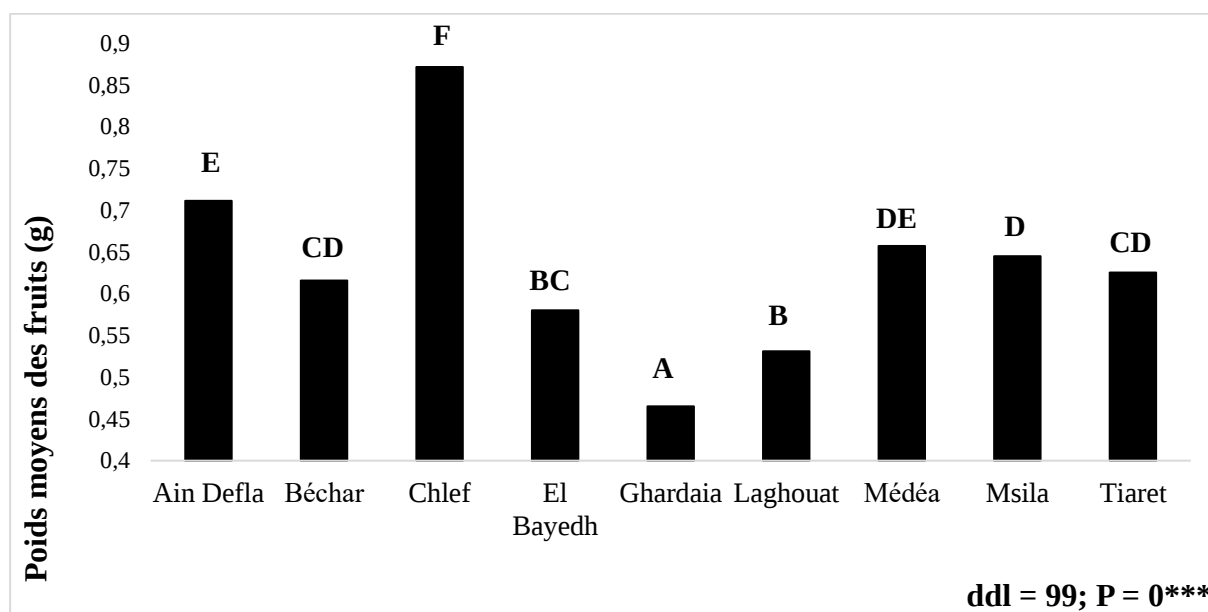


Figure 35: Variation des poids des fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.4. Longueur des pulpes

La pulpe est la partie consommable du fruit de jujubier sauvage. Son épaisseur est en corrélation directe avec la consistance de la part consommée. Les fruits de jujubier sauvage ont montré une variation importante pour le caractère longueur des pulpes qui désigne l'épaisseur en longueur des pulpes (figure 36). Les moyennes de ce caractère avaient varié de $2,776 \pm 0,571$ mm à $3,767 \pm 0,618$ mm.

La comparaison des moyennes a révélé la présence de trois groupes homogènes et deux groupes intermédiaires (tableau 4 annexe 02).

Pour les pulpes, la moyenne de la longueur la plus élevée était enregistrée chez la population de Boghar (Médéa). Aussi, les pulpes des populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla), Moughel (Béchar) et Bougtob (El Bayadh) avaient des longueurs élevées avec des moyennes de $3,593 \pm 0,422$ mm, $3,286 \pm 1,039$ mm et $3,109 \pm 0,694$ mm respectivement.

La moyenne de la longueur des pulpes la plus faible était enregistrée chez la population de Tidda (Tiaret). Aussi, les pulpes de la population d'Oued Nougued (Laghouat) avaient des longueurs faibles avec une moyenne de $2,81 \pm 0,587$ mm.

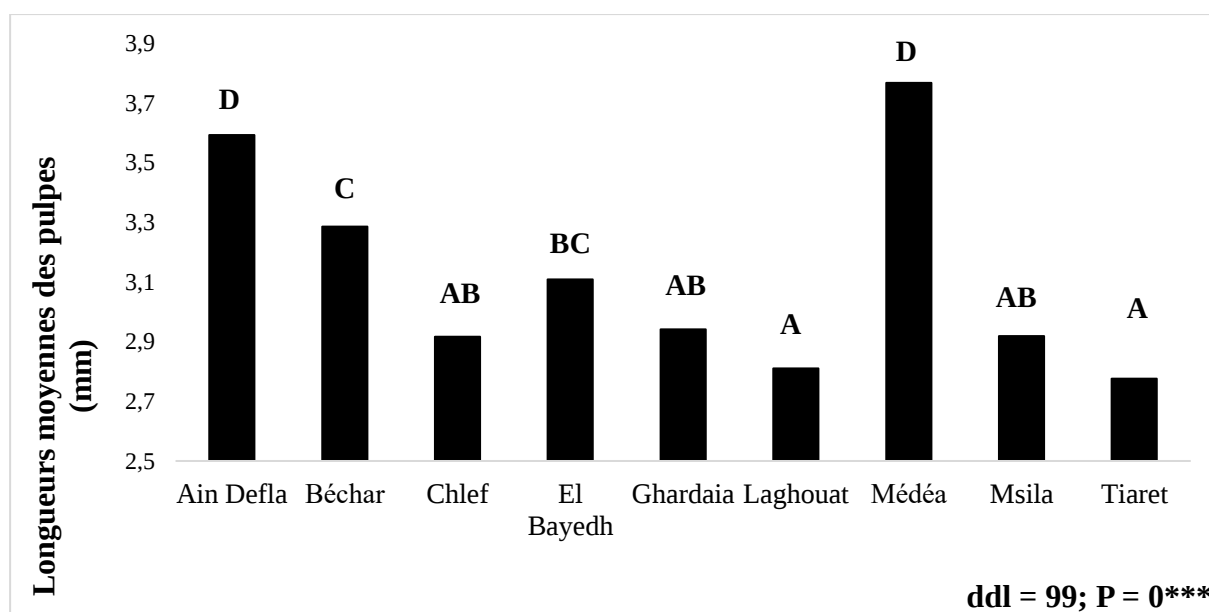


Figure 36: Variation des longueurs des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.5. Largeur des pulpes

Une variation des largeurs des pulpes était enregistrée entre les différentes populations de jujubier sauvage (figure 37). Les moyennes de ce caractère ont varié entre un minimum de $3,874 \pm 0,879$ mm et un maximum de $5,134 \pm 0,694$ mm.

La variation inter populationnelle enregistrée pour le caractère largeur des pulpes a fait que les moyennes se classent dans des groupes distincts. La comparaison des moyennes par le test de *Tukey* a fait ressortir trois groupes homogènes et des groupes intermédiaires (tableau 5 annexe 02).

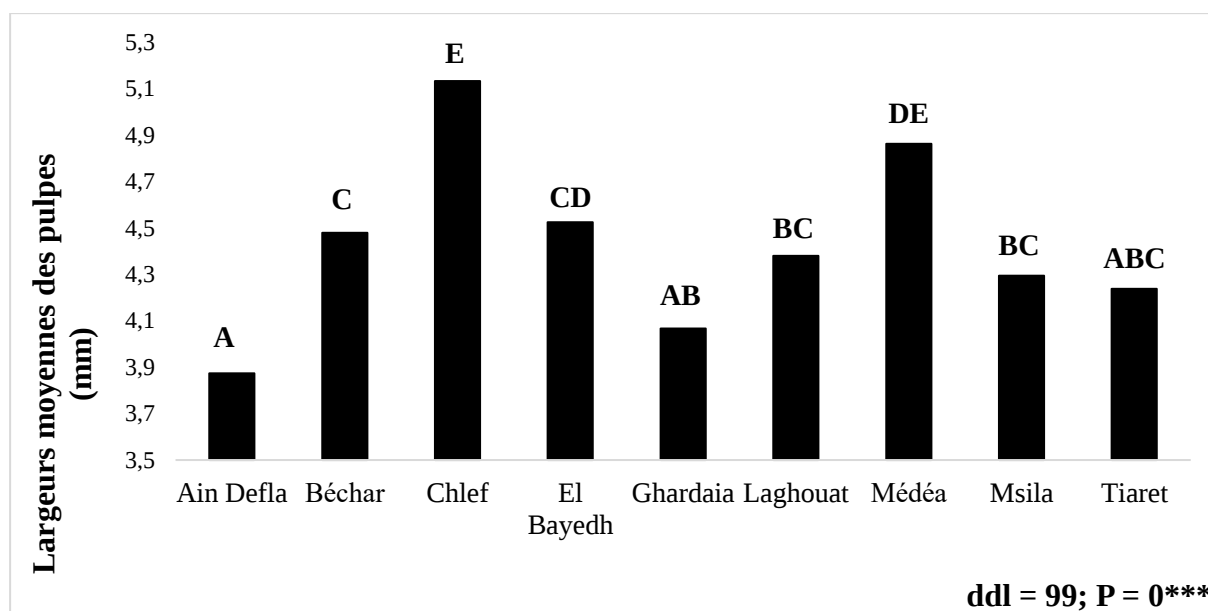


Figure 37: Variation des largeurs des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les fruits de la population d'Oued Ziad (Chlef) avaient les largeurs des pulpes les plus élevées suivis des fruits de la population de Boghar (Médéa) qui avait des largeurs moyennes des pulpes de $4,863 \pm 0,805$ mm.

Les fruits de la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient les largeurs des pulpes les plus faibles suivis des fruits des populations de Metlili (Ghardaïa), de Tidda (Tiaret) et de Maarif (M'Sila) qui avaient des largeurs moyennes des pulpes de $4,066 \pm 0,803$ mm, $4,237 \pm 0,784$ mm et $4,294 \pm 0,858$ mm respectivement.

1.2.1.6. Poids des pulpes fraîches

Les mesures des poids des pulpes, illustrées dans la figure 38, ont révélé une variation importante pour ce caractère. Les moyennes des poids des pulpes avaient oscillé entre $0,239 \pm 0,082$ g et $0,477 \pm 0,1004$ g. Les moyennes divergentes sont groupées, suite au test de comparaisons des moyennes, en quatre groupes homogènes et des groupes intermédiaires (Tableau 6 annexe 02).

Le poids des pulpes le plus élevé était enregistré chez la population de Ouled Ziad (Chlef) suivie par les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Boghar (Médéa) avec respectivement $0,377 \pm 0,091$ g et $0,381 \pm 0,074$ g.

Le poids des pulpes le plus faible était enregistrée chez la population de Metlili (Ghardaïa) suivie par la population d'Oued Nougued (Laghouat) avec $0,291 \pm 0,082$ g.

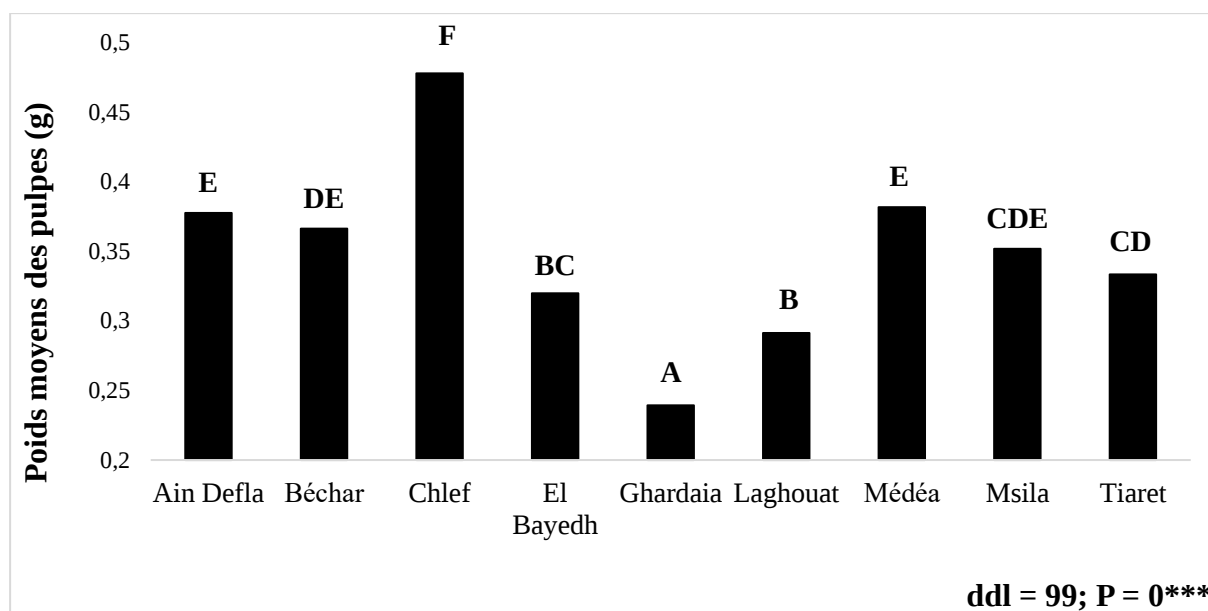


Figure 38: Variation des poids des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.7. Longueur des noyaux

La figure 39 illustre la variation des longueurs des noyaux entre les différentes populations du jujubier sauvage. Les deux moyennes extrêmes enregistrées pour ce caractère varient entre $8,225 \pm 0,8473$ mm et $10,062 \pm 0,641$ mm.

Trois groupes homogènes et des groupes chevauchants ont été séparés par le test de Tukey (Tableau 7 annexe 02).

La population d'Ouled Ziad (Chlef) était celle qui avait présenté les longueurs des noyaux les plus élevées. Les populations de Maarif (M'Sila) et Tidda (Tiaret) présentaient aussi des longueurs d'endocarpes élevées. Leurs moyennes étaient respectivement de $9,751 \pm 0,795$ mm et $9,102 \pm 0,708$ mm.

La population de Metlili (Ghardaïa) était celle qui avait présenté les longueurs des noyaux les plus faibles. Les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) présentaient aussi des longueurs d'endocarpes faibles. Leurs moyennes étaient respectivement de $8,384 \pm 0,845$ mm et $8,497 \pm 0,66$ mm.

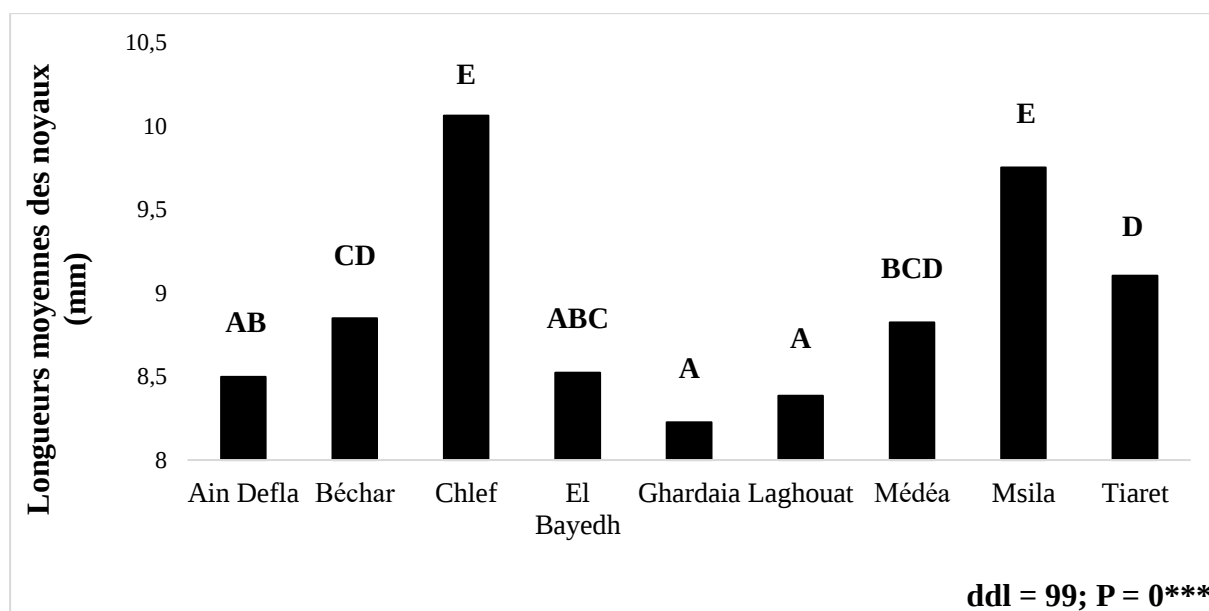


Figure 39 : Variation des longueurs des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.8. Largeur des noyaux

Les populations de jujubier sauvage ont montré une variation importante pour le caractère largeur des noyaux. Ce dernier a varié entre $8,838 \pm 0,913$ mm et $7,156 \pm 0,687$ mm (figure 40).

Le test de comparaison des moyennes a révélé la présence de quatre groupes homogènes et des groupes intermédiaires (Tableau 8 annexe 02).

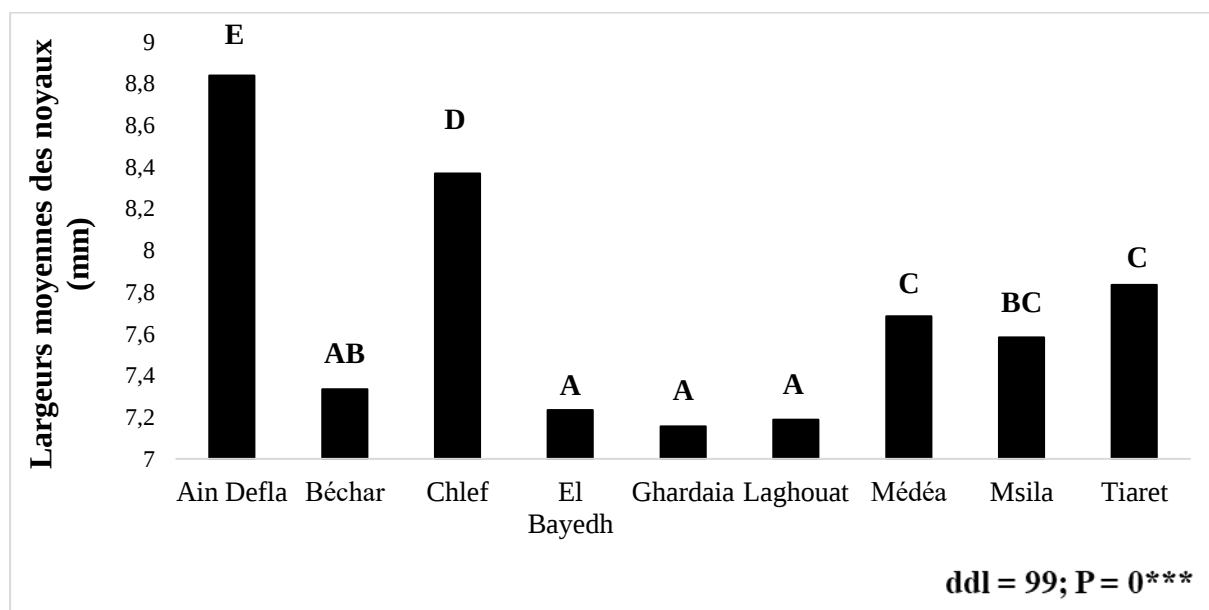


Figure 40 : Variation des largeurs des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les largeurs des noyaux les plus élevées étaient enregistrées chez la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla). La population d'Oued Ziad (Chlef) avait aussi enregistré des largeurs de fruits élevées et qui avaient une moyenne de $8,368 \pm 0,673$ mm.

Les largeurs des noyaux les plus faibles étaient enregistrés chez la population de Metlili (Ghardaïa). Les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Bougtob (El Bayadh) avaient aussi enregistrées des largeurs des noyaux faibles. Leurs moyennes étaient de $7,1886 \pm 0,747$ mm et $7,233 \pm 0,763$ mm respectivement.

1.2.1.9. Poids des noyaux

Les mesures des poids des noyaux, illustrées dans la figure 41, ont révélé une variation importante pour ce caractère qui avait fluctué entre $0,225 \pm 0,0571$ g et $0,394 \pm 0,064$ g.

Les moyennes divergentes des poids des endocarpes sont groupées, suite au test de comparaisons des moyennes, en quatre groupes homogènes et des groupes intermédiaires (Tableau 9 annexe 02).

Le poid des noyaux le plus élevé était enregistré chez la population d'Ouled Ziad (Chlef) suivie par la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avec $0,333 \pm 0,07$ g.

Le poid des noyaux le plus faible était enregistré chez la population de Metlili (Ghardaïa) suivie par les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Moughel (Béchar) avec respectivement $0,239 \pm 0,057$ g et $0,249 \pm 0,063$ g.

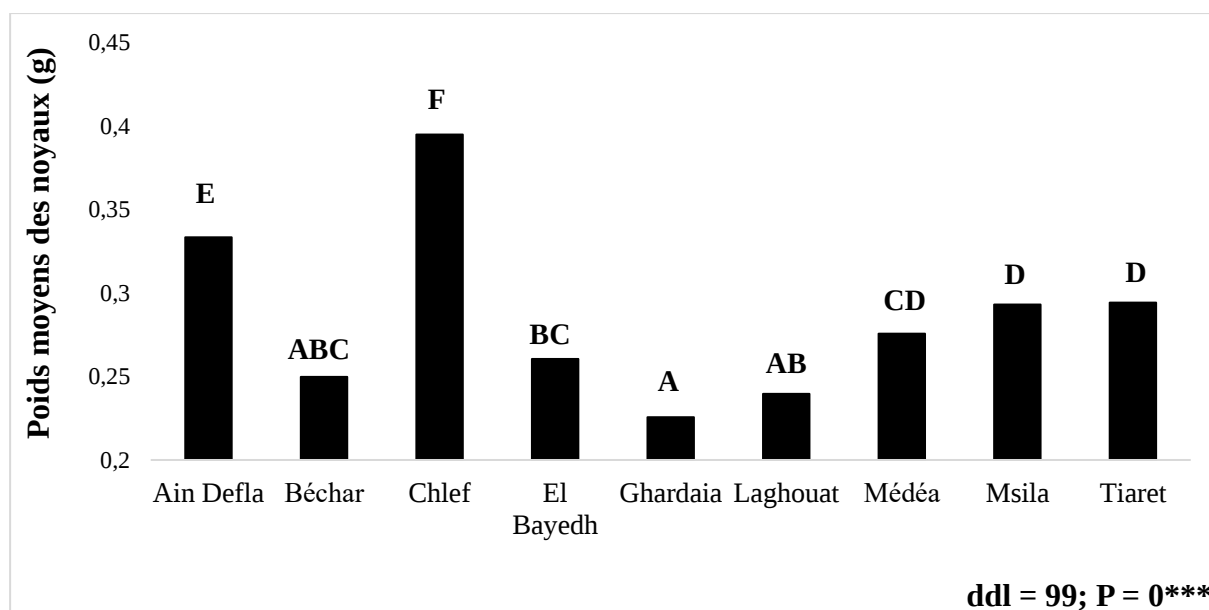


Figure 41: Variation des poids des endocarpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.10. Nombre de graines

Le nombre de graines par fruit de jujubier sauvage était de 1 ou 2 à l'intérieur de chaque population. Les moyennes du nombre de graines par fruits ont varié entre un minimum de $1,24 \pm 0,454$ graines par fruit et un maximum de $1,6 \pm 0,512$ graines par fruit (figure 42). Deux groupes homogènes et un groupe chevauchant ont été séparés par le test de comparaison des moyennes de *Tukey* (tableau 10 annexe 02).

La population de Boghar (Médéa) était celle qui avait enregistré la moyenne la plus faible. De leur part, les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Moughel (Béchar) avaient des moyennes faibles et qui étaient de $1,25 \pm 0,437$ graines par fruit et $1,29 \pm 0,478$ graines par fruit respectivement.

La population de Maarif (M'Sila) était celle qui avait enregistré la moyenne du nombre des graines par fruit la plus élevée. De sa part, la population d'Ouled Ziad (Chlef) avait une moyenne élevée et qui était de $1,54 \pm 0,521$ graines par fruit.

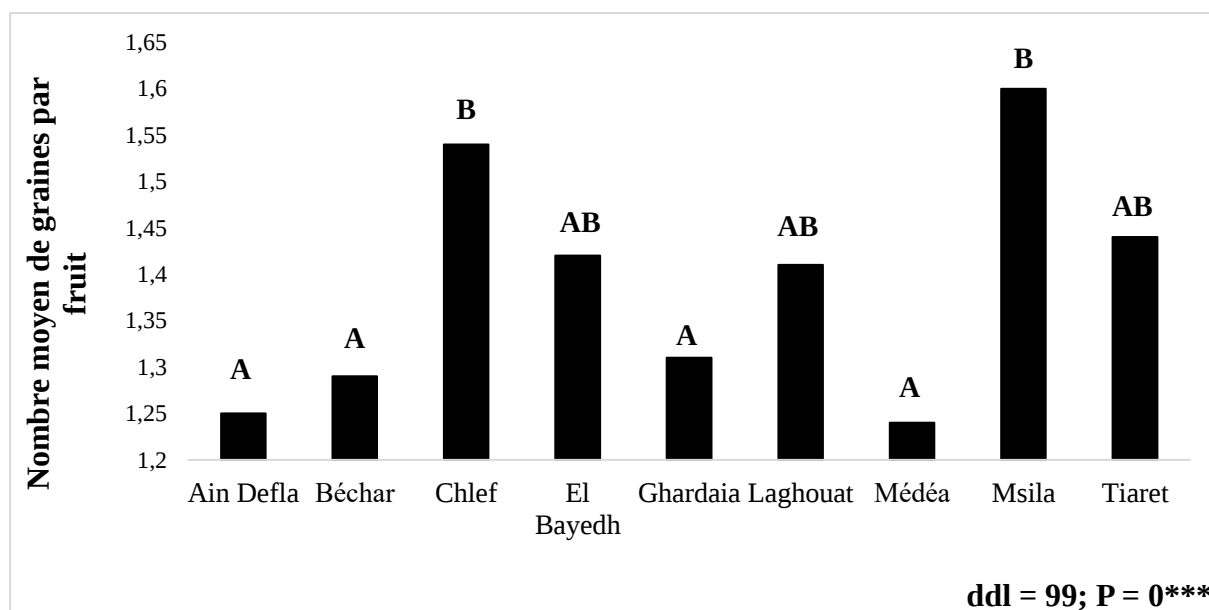


Figure 42 : Variation du nombre des graines par fruit entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.11. Longueur des graines

Une variabilité interpopulation importante était remarquée pour la longueur des graines de jujubier sauvage. Les moyennes de ce trait avaient varié entre un minimum de $5,363 \pm 0,516$ mm et un maximum de $5,953 \pm 0,477$ mm (figure 43).

Le test de comparaison des moyennes de *Tukey* a révélé la présence de deux groupes homogènes seulement : un groupe (A) représenté par les graines courtes et un groupe (B) représenté par des graines longues (tableau 11 annexe 02).

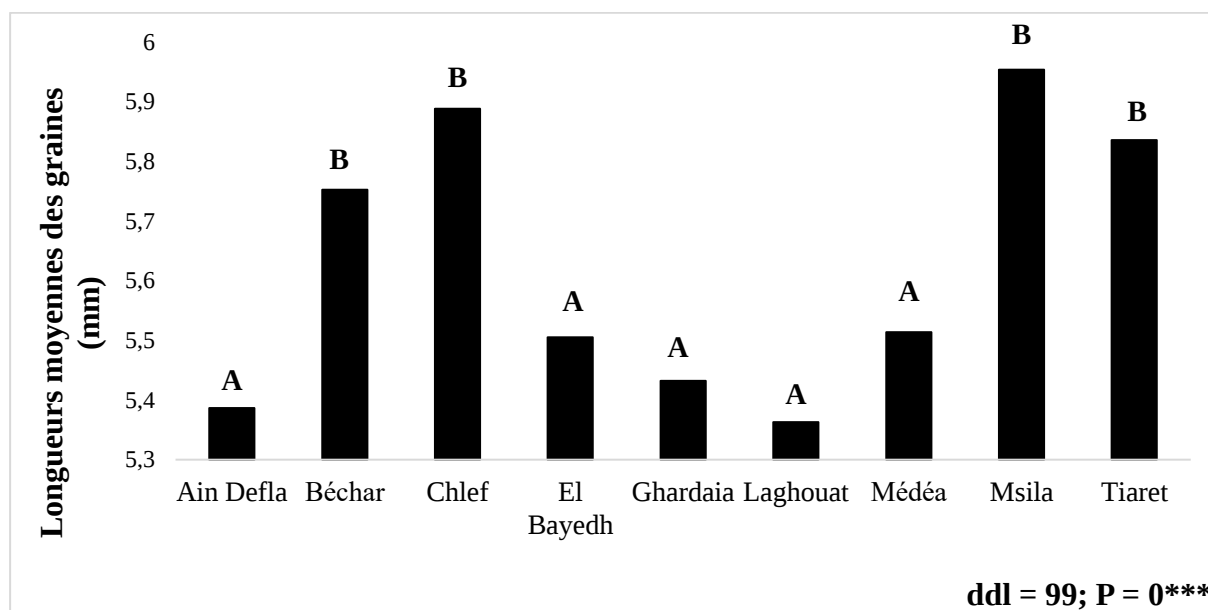


Figure 43: Variation des longueurs des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les graines de la population de Maarif (M'Sila) avaient les moyennes de la longueur des graines les plus élevées. Aussi, les graines des populations de Tidda (Tiaret) et d'Ouled Ziad (Chlef) étaient longues avec des moyennes de $5,835 \pm 0,504$ mm et $5,888 \pm 0,437$ mm respectivement.

Les graines de la population d'Oued Nougued (Laghouat) avaient les moyennes de la longueur des graines les plus faibles. Aussi, les graines de la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) étaient courtes avec des moyennes de $5,386 \pm 0,344$ mm.

1.2.1.12. Largeur des graines

Les histogrammes illustrés dans la figure 44 représentent la variation interpopulationnelle des largeurs des graines de jujubier sauvage de jujubier sauvage. Les moyennes de ce caractère variaient de $4,788 \pm 0,478$ mm à $5,516 \pm 0,373$ mm.

Les moyennes des largeurs des graines ont été classées en trois groupes homogènes et des groupes chevauchants (tableau 12 annexe 02).

La largeur des graines la plus élevée était enregistrée chez la population de Boghar (Médéa). Des largeurs des graines élevées étaient enregistrées également chez les populations

de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Moughel (Béchar) avec des valeurs de $5,180 \pm 0,329$ mm et $4,957 \pm 0,448$ mm respectivement.

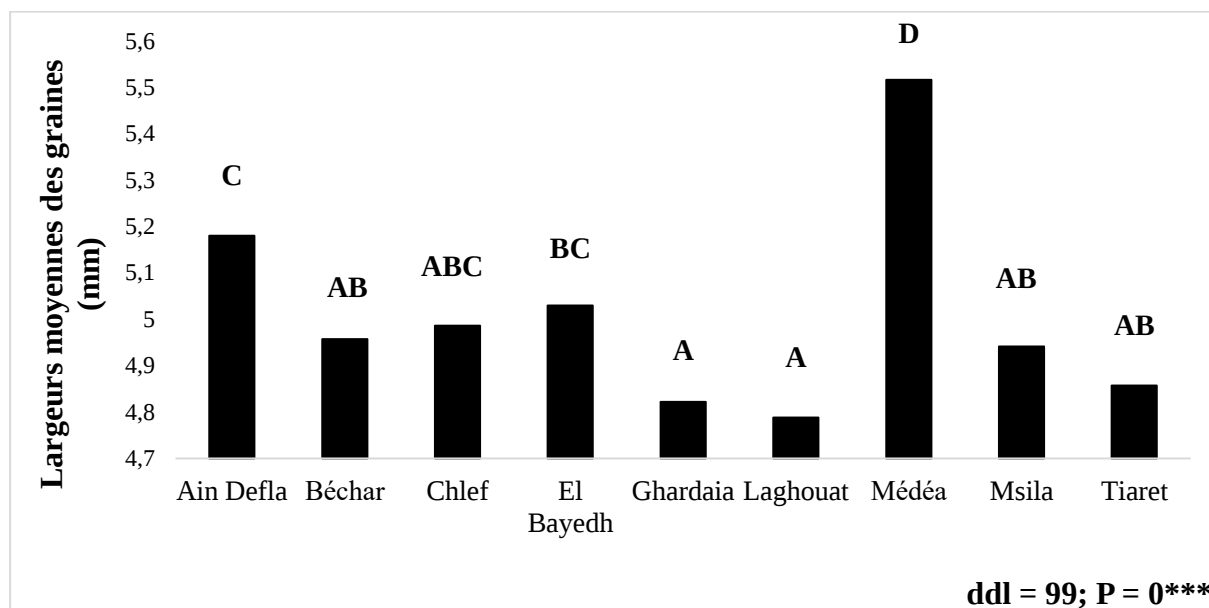


Figure 44: Variation des largeurs des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La largeur des graines la plus faible était enregistrée chez la population d'Oued Nougued (Laghouat). Des largeurs des graines faibles étaient enregistrées également chez les populations de Metlili (Ghardaïa) et de Tidda (Tiaret) avec des valeurs de $4,822 \pm 0,506$ mm et $4,857 \pm 0,556$ mm respectivement.

1.2.1.13. Poids d'une graine

Une variation inter populationnelle importante était observée pour le poids d'une graine de jujubier sauvage. Les moyennes de ces caractères avaient fluctué entre $0,0258 \pm 0,007$ g et $0,0367 \pm 0,0269$ g (figure 45).

La classification des moyenne, faite par le test de *Tukey*, a séparé trois groupes homogènes et un groupe chevauchant (tableau 13 annexe 02).

La population d'Ouled Ziad (Chlef) était celle qui avait présenté les poids d'une graine les plus élevés suivie des populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Boghar (Médéa) avec des valeurs de $0,0349 \pm 0,003$ g et $0,0346 \pm 0,006$ g respectivement.

La population d'Oued Nougued (Laghouat) était celle qui avait présenté les poids d'une graine les plus faibles suivie des populations de Metlili (Ghardaïa) et de Moughel (Béchar) avec des valeurs de $0,0349 \pm 0,003$ g et $0,0346 \pm 0,006$ g respectivement.

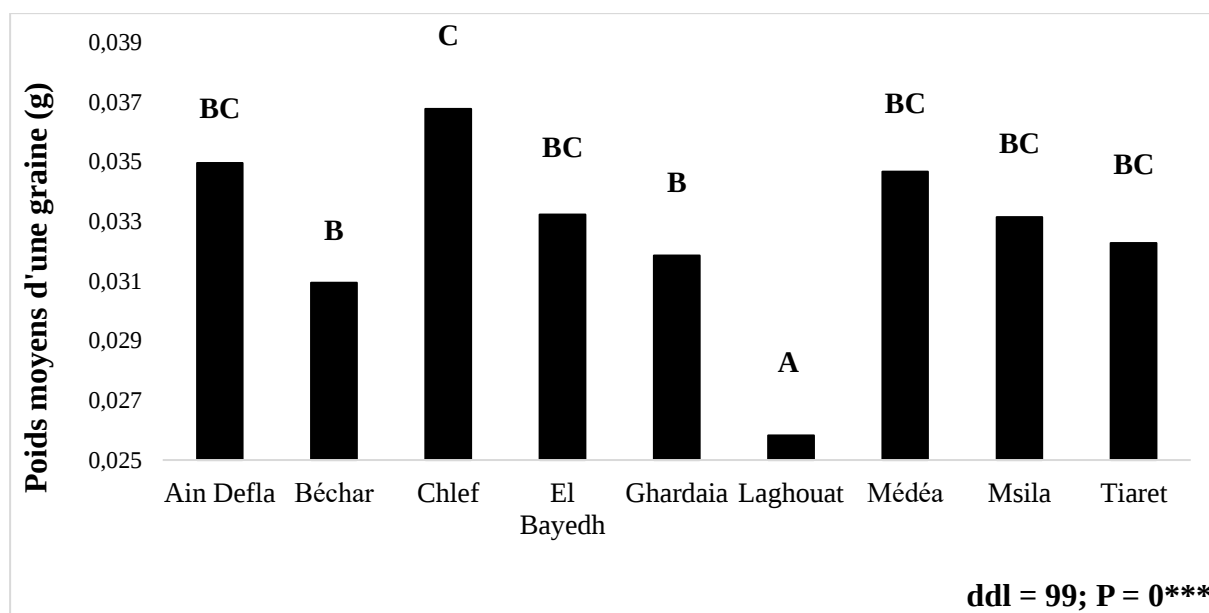


Figure 45: Variation du poids d'une graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.1.14. Poids de graines par fruit

Les analyses de la variance ont mis en évidence une variation inter populationnelle significative (tableau 14 annexe 4) pour le poids des graines par fruit (figure 46). Les moyennes de ce caractère avaient comme minimum une valeur de $0,0331 \pm 0,014$ g et comme maximum une valeur de $0,0516 \pm 0,0183$ g.

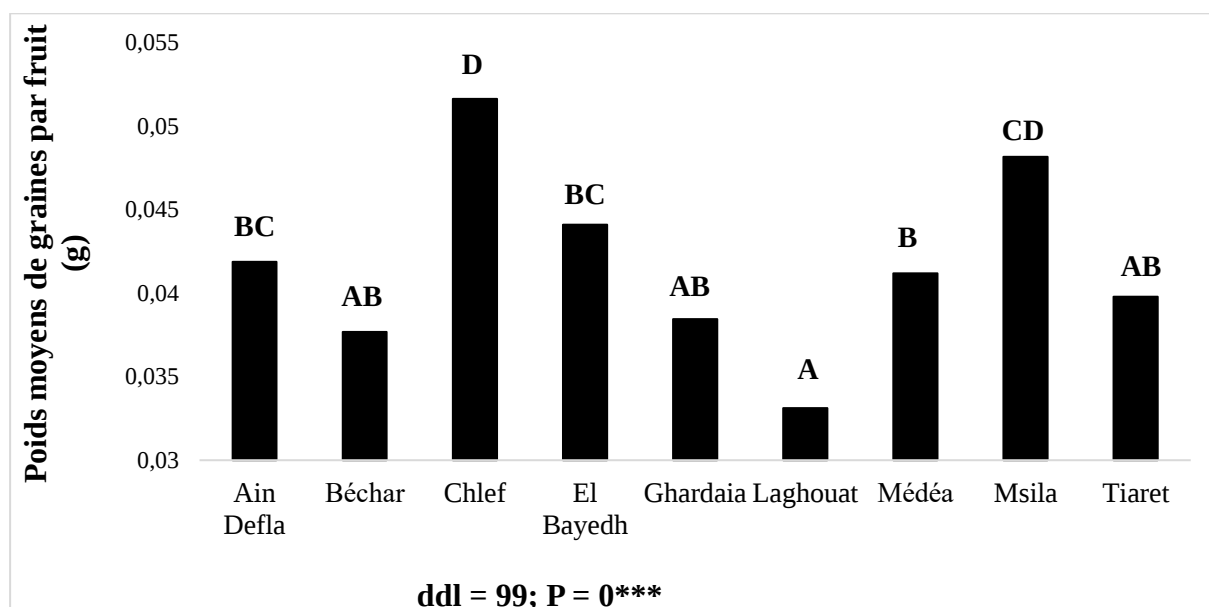


Figure 46: Variation des poids des graines par fruit entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Le test de comparaison des moyennes de *Tukey* montre que les moyennes des poids des graines par fruit sont classées dans trois groupes homogènes et trois groupes chevauchants (tableau 14 annexe 02).

La population d'Ouled Ziad (Chlef) était celle qui avait présenté les poids des graines par fruit les plus élevés suivie des populations de Maarif (M'Sila) et de Boghar (Médéa) avec des moyennes de $0,0481 \pm 0,018$ g et $0,0441 \pm 0,015$ g respectivement.

La population d'Oued Nougued (Laghouat) était celle qui avait présenté les poids des graines par fruit les plus faibles suivie des populations de Metlili (Ghardaïa) et de Bougtob (El Bayadh) avec des moyennes de $0,0376 \pm 0,012$ g et $0,0384 \pm 0,013$ g respectivement.

1.2.1.15. Rapport noyaux / fruit

Le rapport noyaux fruit donne une information sur la part du noyau dans le fruit. Plus ce rapport est petit, mieux c'est. Car cela indique que la part consommable est supérieure par rapport à la part du noyau non comestible. Les moyennes des rapport noyaux / fruits avaient varié entre $41,00 \pm 8,352$ % et $49,27 \pm 10,336$ % (figure 47). Trois groupes homogènes et un groupe chevauchant ont été séparés par le test de comparaison des moyennes (tableau 15 annexe 02).

Les rapports noyaux / fruits les plus faibles étaient enregistrés chez la population de Moughel (Béchar). La population de Boghar (Médéa) avait aussi des rapports noyaux / fruits élevés ($42,03 \pm 4,587$ %).

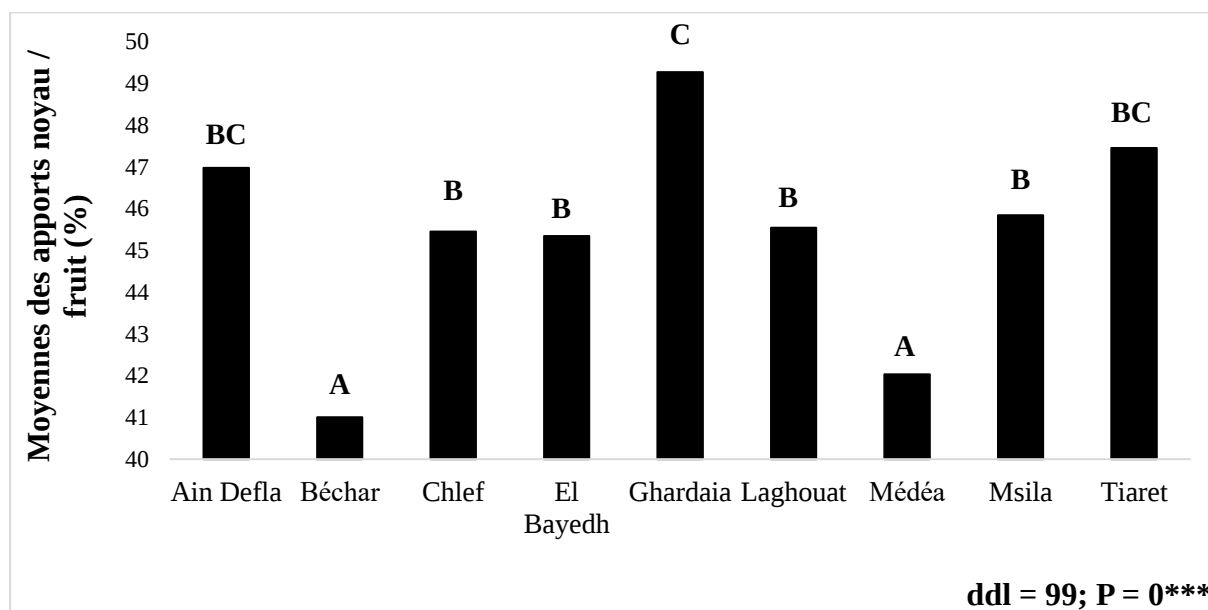


Figure 47: Variation des rapport noyaux / fruits entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les rapports noyaux / fruits les plus élevés étaient enregistrés chez la population de Metlili (Ghardaïa). Les populations de Tidda (Tiaret) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient aussi des rapports noyaux / fruits élevés. Leurs moyennes étaient de $47,45 \pm 6,313$ % et $46,98 \pm 5,536$ % respectivement.

1.2.1.16. Rapport graines / noyau

La figure 48 illustre les variations des rapports graines / noyaux entre les neuf populations de jujubier sauvage étudiées. Ce rapport présente une variation inter population importante. Ses moyennes passaient de $12,52 \pm 3,65$ % à $17,38 \pm 5,315$ %. Suite au test de comparaison des moyennes de *Tukey* (Tableau 16 annexe 02), deux groupes homogènes et des groupes chevauchants ont été séparés.

Les populations de Bougtob (El Bayadh) et de Maarif (M'Sila) avaient présenté des rapports graines / noyaux élevés avec des moyennes respectives de $17,03 \pm 4,506$ % et $16,34 \pm 5,172$ %. Alors que, le rapport noyau / graines le plus élevé était enregistré chez la population de Metlili (Ghardaïa).

Les populations de Tidda (Tiaret) et d'Ouled Ziad (Chlef) avaient présenté des rapports graines / noyaux faibles avec des moyennes respectives de $13,85 \pm 5,345$ % et $13,14 \pm 3,354$ %. Alors que, le rapport noyaux / graines le plus faible était enregistré chez la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla).

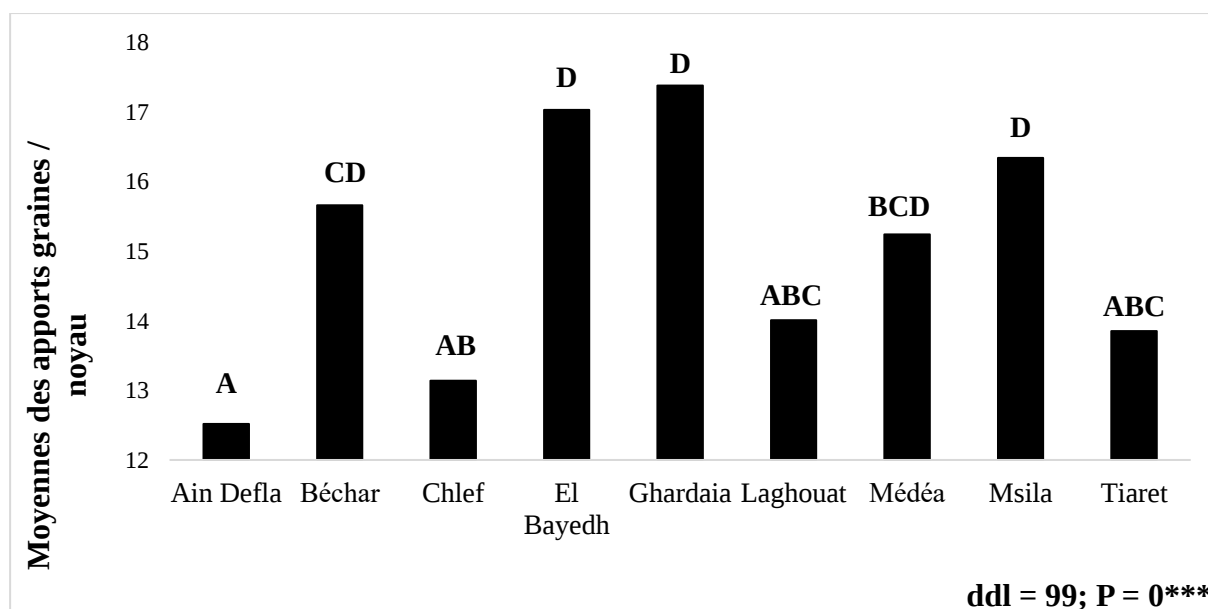


Figure 48: Variation des rapport graines / noyaux entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

1.2.2. Paramètres génétiques

Les estimations des paramètres génétiques des caractères morphologiques sont résumées dans le tableau 03.

Les valeurs les plus élevées des variances phénotypiques étaient enregistrées pour les rapports noyaux / fruits et graine / noyaux avec respectivement 496,247 et 239,79. Les caractères restants avaient des valeurs des variances phénotypiques allant de 0,001 pour le poids de la graine et le poids des graines par noyaux à 12,056 pour la largeur des fruits. Selon le même tableau, il a été noté que les valeurs des variances environnementales sont intermédiaires entre les variances phénotypiques et les variances génotypiques pour tous les caractères quantitatifs étudiés.

Tableau 3: Variations des paramètres génétiques des caractères morphologiques entre les neuf populations naturelles de *Ziziphus lotus* L. Desf.

Caractères	Vp	Vg	Ve	CVp(%)	CVg(%)	Cve(%)	H ² (%)
LF	10,701	3,629	7,439	2,717	1,582	2,266	33,911
LrF	12,056	4,272	8,215	2,865	1,705	2,365	35,435
PF	0,252	0,117	0,147	7,930	5,408	6,049	46,515
LP	4,892	1,111	3,893	7,079	3,373	6,315	22,705
LrP	7,326	1,328	6,132	6,112	2,602	5,592	18,130
PP	0,111	0,039	0,076	9,564	5,676	7,907	35,215
LN	8,326	3,505	5,176	3,237	2,100	2,552	42,091
LrN	7,643	2,985	4,959	3,594	2,246	2,896	39,053
PN	0,056	0,025	0,034	8,335	5,493	6,507	43,438
NG	2,236	0,141	2,109	10,766	2,707	10,456	6,322
LG	2,350	0,475	1,922	2,725	1,226	2,465	20,232
LrG	2,268	0,446	1,867	3,007	1,334	2,728	19,682
PG	0,001	0,000	0,001	10,347	2,891	9,977	7,806
PGF	0,002	0,000	0,002	11,454	3,992	10,811	12,144
RNF	496,247	58,518	443,639	4,903	1,684	4,636	11,792
RGN	239,790	26,720	215,769	10,311	3,442	9,781	11,143

LF : longueur des fruits, LrF : Largeurs des fruits ; PF : Poids des fruits ; LP : Longueur des pulpes ; LrP : Largeur des pulpes ; PP : Poids des pulpes ; LN : Longueur des noyaux ; LrN : Largeur des noyaux ; PN : Poids des noyaux ; NG : Nombre des graines ; LG : Longueur des graines ; LrG : Largeur des graines ; PG : Poids des graines ; PGF : Poids des graines par fruit ; RNF : Rapport noyaux fruits et RGN : Rapport graines noyaux.

Les résultats montrent que les caractères poids des pulpes, nombre et poids des graines et le rapport graines/ noyaux présentent des coefficients de variations phénotypiques et environnementales élevés couplés à des coefficients de variations génotypiques faibles, indiquant une action environnementale forte sur ces traits. Les autres caractères présentent des

coefficients de variations phénotypiques, génotypiques et environnementales modérés à faible avec, toujours, la supériorité des coefficients de variations environnementales par rapport à ceux génotypiques qui permet de conclure que tous les caractères morphologiques sont influencés par l'effet des environnements dans lesquels se sont développés les arbustes de jujubier.

Les valeurs d'héritabilité au sens large étaient faibles à modérées pour les caractères morphologiques étudiés. Elles variaient de 6,322% pour le nombre de graines par noyau à 46,515% pour le poids des fruits. Une héritabilité au sens large inférieure à 30% est considérée comme faible (Johanson et *al.*, 1955), ce qui s'explique par la faible variance génotypique par rapport à la variance phénotypique. Cela confirme l'effet important de l'environnement sur ces traits qui sont: la longueur et la largeur des pulpes ($H^2 = 22,705\%$ et $H^2 = 18,13\%$ respectivement), le nombre de graines par noyau ($H^2 = 6,322\%$), la longueur et la largeur des graines ($H^2 = 20,232\%$ et $H^2 = 19,682\%$ respectivement), le poids d'une graine et le poids de graines par fruit ($H^2 = 7,806\%$ et $H^2 = 12,144\%$ respectivement) et les rapports noyaux / fruits et graines / noyaux ($H^2 = 11,792\%$ et $H^2 = 11,143\%$ respectivement). Les traits restants avaient des héritabilités modérées au sens large du fait que leurs valeurs soient comprises entre 30% et 60% (Johanson et *al.*, 1955). L'effet de l'environnement sur ces caractères est donc moindre.

1.2.3. Analyse discriminante canonique

Une analyse discriminante canonique a été réalisée sur les caractères morphologiques mesurés et les provenances afin d'élucider la similarité / dissimilarité et les associations potentielles entre les provenances en termes de morphologie et d'attribuer le motif de ces associations aux variables mesurées (Figure 49 ; tableau 1 annexe 03). Les deux premiers axes canoniques expliquent environ 98% de la variation. Le premier axe canonique (Axe 1) avait un pouvoir discriminant plus élevé (84,7%) que le second (Axe 2) qui avait un pouvoir discriminant de 13,1%.

Une séparation nette entre les populations est observée selon le premier axe. Les populations en provenance de Maarif (M'Sila), Metlili (Ghardaïa), Oued Nougued (Laghouat), Moughel (Béchar), Bougtob (El Bayadh) et Boghar (Médéa), qui étaient caractérisées par un nombre et un poids de graines par fruit ainsi qu'un rapport noyaux/graines élevés, sont situées à droite de l'axe. Tandis que, les populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Tidda (Tiaret) et Ouled Ziad (Chlef), caractérisées par des largeurs et des longueurs des pulpes et des longueurs des graines élevés, sont situés au sens opposé.

En ce qui concerne la séparation sur le deuxième axe, les populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Maarif (M'Sila), Metlili (Ghardaïa), Oued Nougued (Laghouat) et Moughel (Béchar) qui avaient manifesté des poids des fruits, pulpes et graines élevés, des pulpes épaisses et des fruits longs, sont apparues à l'opposé des populations de Bougtob (El Bayadh), Tidda (Tiaret), Boghar (Médéa) et Ouled Ziad (Chlef) qui avaient manifesté des noyaux larges avec un nombre de graines élevées.

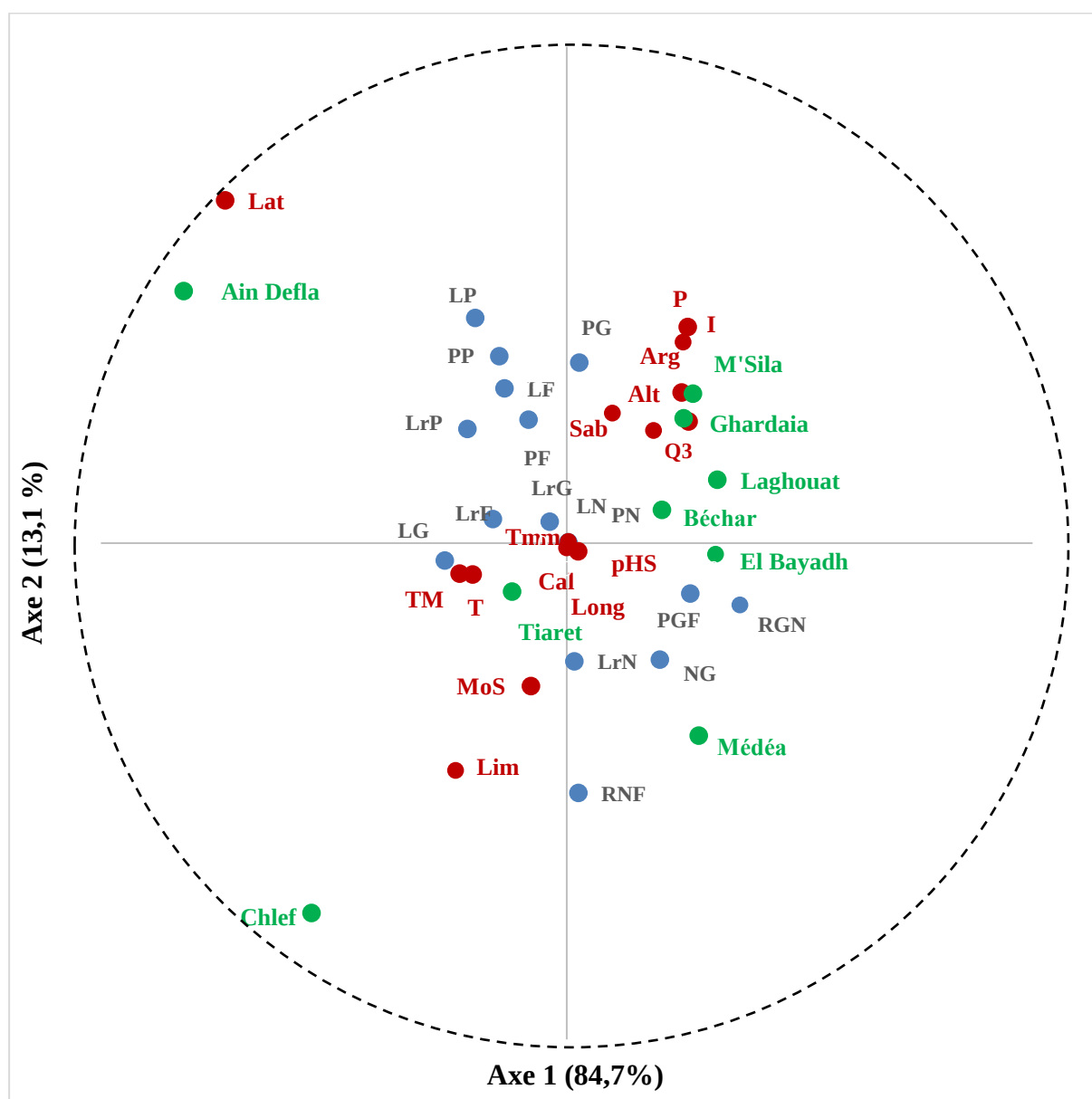


Figure 49: Diagramme de dispersion du premier et deuxième axes canoniques obtenu par l'analyse discriminante canonique pour les neuf populations de *Z. Lotus* selon les caractères morphologiques.

La population de Boghar (Médéa) se trouvent à l'opposé des populations de Maarif (M'sila), Oued Nougued (Laghouat), Metlili (Ghardaïa), Moughel (Béchar) et Bougtob (El

Bayadh) qui sont situés, pour la plupart, à des altitudes élevées et caractérisée par de faibles précipitations et des taux d'aridité élevé et des sols de texture sableuse avec très peu d'argile.

A l'opposé, les populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Tidda (Tiaret), Ouled Ziad (Chlef) ainsi que de Boghar (Médéa), sont situés au nord à des latitudes élevées et sont caractérisés par des sols à texture limono-argileuse et limono-silteuse.

1.2.4. Classification hiérarchique ascendante des variables

La méthode de Ward a permis de classer les populations de *Ziziphus lotus* L., en mesurant la distance entre les caractéristiques morphologiques des neuf populations, en deux groupes (figure 50). Le premier groupe est représenté par quatre populations. Et le deuxième groupe est représenté par cinq populations.

Le premier groupe est divisé en deux sous-groupes où chacun est représenté par deux populations. Les populations d'Ouled Ziad (Chlef) et de Tidda (Tiaret) sont très proches. Les fruits de ces deux populations avaient des dimensions (longueur et largeur) importante. Les pH des sols des deux régions sont proches et leurs sols sont dominés par l'argile. Les données climatiques des dernières dix années des deux zones, révèlent que Chlef et Tiaret étaient de climat semi-aride avec des hivers tempérés à frais. Les populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Maarif (M'Sila) qui sont rassemblées ensemble, présentaient des longueurs des fruits et des poids des pulpes, des noyaux et des graines ainsi qu'un nombre de graines par noyaux proches.

Dans le deuxième groupe, il existe un sous-groupe reliant fortement les populations d'Oued Nougued (Laghouat), Moughel (Béchar) et Metlili (Ghardaïa) qui sont des zones désertiques à climat aride. Ils ont des données latitudinales, des amplitudes thermiques et des teneurs des matières organiques dans les sols proches. Les fruits de ces populations avaient des largeurs et des poids des fruits, des largeurs et des poids des noyaux, un nombre et un poids des graines très proches.

Le second sous-groupe rassemble les populations de Bougtob (El Bayadh) et Boghar (Médéa). Ces deux zones se trouvent à des altitudes fortes et ont des sols de texture limoneuse. Les fruits de ces populations avaient des largeurs de pulpes, des longueurs et des poids des noyaux, des longueurs, des largeurs et des poids des graines ainsi que des rapports noyaux/fruits proches.

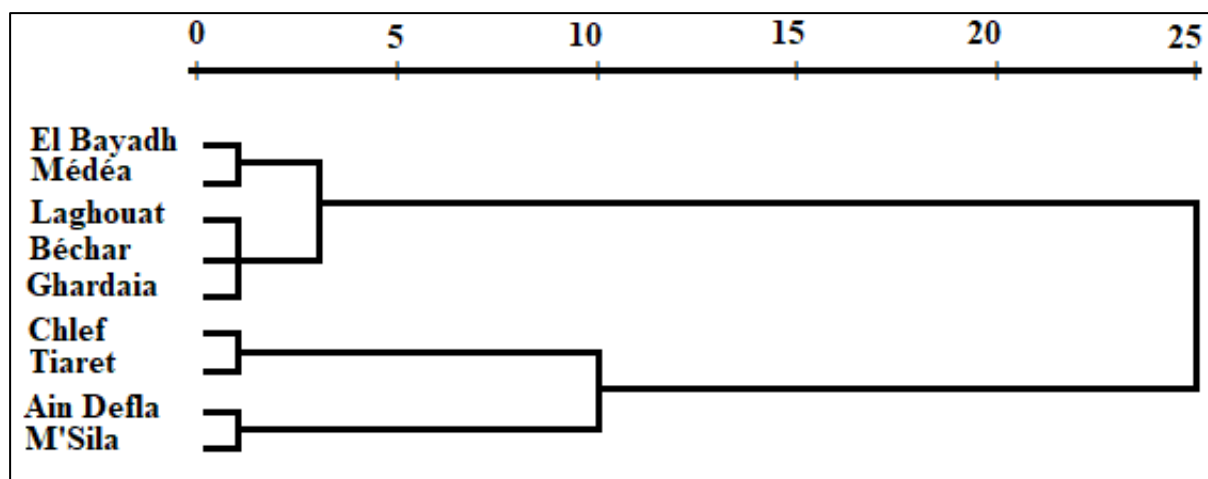


Figure 50 : Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des variables morphologiques, des différentes populations de *Z. lotus*, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward

1.3. Discussions

La conservation et l'utilisation des ressources végétales indigènes sont essentielles pour la durabilité de la biodiversité. Les ressources indigènes sauvages sont adaptées à des conditions environnementales spécifiques et variées. Ces caractéristiques adaptatives peuvent être introduites dans les cultivars modernes soit par sélection, soit par des techniques avancées de génétique moléculaire (Riaz *et al.*, 2011). L'estimation de la diversité génétique est importante pour la conservation, l'évaluation et l'utilisation des ressources génétiques (Geleta *et al.*, 2006).

L'étude du matériel végétal présentant les caractères souhaités au moyen de la caractérisation morphologique est une étape essentielle pour une utilisation efficace du matériel génétique des plantes. Il est important de connaître les facteurs qui limitent le succès des cultures et de rechercher des solutions permettant d'accéder à toutes les variations génétiques existantes, à la fois à l'intérieur et à l'extérieur de l'espèce (Santos *et al.*, 2012).

L'analyse de la diversité morphologique de plusieurs populations naturelles de *Ziziphus lotus* appartenant à diverses conditions environnementales revêt une grande importance. C'est le fondement de l'évolution des plantes et de la formation des cultivars dans le vaste éventail naturel de distribution de cette espèce (Boussaid *et al.*, 2018).

L'analyse des caractères morphologiques montre une très grande divergence entre les fruits, les noyaux et les graines des populations naturelles de *Ziziphus lotus* collectées depuis plusieurs sites en Algérie. La variabilité de ces caractères peut refléter une variation génétique et/ou une variation influencée par les conditions environnementale des provenances étudiées

qui peut être le principal facteur responsable de la variabilité des caractères quantitatifs et de l'apparition de plusieurs phénotypes parmi les populations.

Les régions d'Ouled Ziad (Chlef), Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla) et Boghar (Médéa), caractérisées par de fortes précipitations, des sol lourds et profonds, fournissent les meilleurs fruits de jujubier sur le plan morphologique. Les fruits de ces populations se caractérisent par des longueurs, des largeurs et des poids des fruits, des pulpes, des noyaux et des graines élevés. Tandis que, les populations de Metlili (Ghardaïa) et d'Oued Nougued (Laghouat), venant des zones arides, chaudes, à faibles précipitations et caractérisées par des sols sableux, présentent les fruits les plus petits.

Les caractéristiques liées à l'aspect extérieur des fruits, notamment la taille, la couleur et la forme, sont des considérations importantes pour les consommateurs (Maeda *et al.*, 2018).

Il semble qu'il n'existe aucun effet environnemental clair affectant les caractéristiques qualitatives des populations étudiées. De plus, les traits qualitatifs étaient presque comparables à ceux trouvés par Rais *et al.* (2017) pour cette espèce. En effet, ces caractéristiques sont contrôlées par un déterminisme monogénique ou oligo-génique simple (Acquaah, 2012). De plus, les caractères telles que la forme et la couleur sont fortement corrélés à la variabilité génétique de l'espèce, comme le rapportent Mkwezalamba *et al.* (2015) sur *Ziziphus jujuba* et Zeinelabdin (2016) sur *Ziziphus spina-chriti*. Par conséquent, la réduction de la variabilité génétique rend la culture vulnérable aux stress et aux facteurs défavorables et peut entraîner son extinction, en particulier dans des conditions difficiles.

Un certain nombre de corrélations significatives ($P < 0,05$) et hautement significatives ($P < 0,01$) étaient enregistré (tableau 1, annexe 04) entre les différents caractères morphologiques quantitatifs étudiés. Les études biométriques des fruits et des graines et leurs corrélations phénotypiques permettent l'évaluation quantitative de la pertinence d'un caractère par rapport à un autre (Souza *et al.*, 2016).

La longueur des fruits était positivement corrélée avec la longueur des noyaux ($r=0,845^{**}$) et la longueur des graines ($r=0,676^{*}$). Plus le fruit est long, plus son poids est élevé ($r=0,857^{**}$). De plus, les fruits allongés avaient des poids de pulpes ($r=0,893^{**}$), de noyaux ($r=0,749^{*}$) et de graines ($r=0,777^{*}$) élevés. La longueur du fruit était aussi corrélée avec sa largeur ($r=0,787^{*}$). Ce dernier caractère était à son tour corrélé avec la largeur des noyaux ($r=0,83^{**}$).

Les fruits larges avaient également des poids de fruits ($r=0,967^{**}$), de pulpes ($r=0,937^{**}$), de noyau ($r=0,935^{**}$) et de graines ($r=0,732^*$) élevés et ils avaient des rapport graines / noyau faibles ($r = - 0,701^*$).

En plus des corrélations positives qu'avait présenté le poids du fruit avec sa longueur et sa largeur, il est à noter que plus le poids du fruit augmente, plus le poids de la pulpe ($r=0,975^{**}$), la longueur du noyau ($r=0,762^*$), la largeur des graines ($r=0,746^{**}$) augmentent davantage.

La longueur de la pulpe était positivement corrélée avec la largeur des graines ($r=0,905^{**}$) et négativement corrélée avec le nombre de graines par fruit ($r=-0,727^*$). Le poids des pulpes qui était corrélé avec les dimensions et le poids des fruits, est également corrélé avec les dimensions du noyau (longueur et largeur avec des coefficient de corrélations respectifs de $r=0,746^*$ et $r=0,69^*$), le poids du noyau ($r=0,873^{**}$) et le poids des graines ($r=0,684^*$).

Les noyaux allongés, qui se trouvent dans de grands fruits et entourés d'une pulpe épaisse, avaient des poids importants ($r=0,729^*$), un nombre élevé de graines par fruit ($r=0,738^*$) et des graines longues ($r=0,894^{**}$) avec des poids importants ($r=0,800^{**}$). Les noyaux larges présentaient aussi des poids importants ($r=0,858^{**}$) et des poids de graines élevés ($r=0,669^{**}$). Ce caractère est négativement corrélé avec le rapport graines / noyaux ($r=-0,792^*$). Le poids des noyaux a augmenté lorsque le poids des graines ($r=0,768^*$) augmente. Mais ce trait est corrélé négativement avec le rapport graines / noyaux ($r=-0,68^*$).

Le nombre de graines qui était positivement corrélé avec les longueurs des fruits et des noyaux a aussi augmenté avec l'augmentation la longueur des graines ($r=0,695^{**}$) mais a diminué lorsque les largeurs des graines ($r=-0,473^*$) augmentent.

Nos résultats concordent avec les travaux de plusieurs chercheurs. Les résultats trouvés par Grygorieva *et al.* (2014) chez le *Ziziphus jujuba*, montraient des corrélations élevées entre le poids du fruit et la largeur du fruit ($r = 0,971$), la longueur du noyau ($r = 0,843$), la longueur du fruit ($r = 0,771$) et la largeur du noyau ($r = 0,694$). Le poids des fruits du piment fort était positivement et hautement corrélé avec tous les paramètres dimensionnels (longueur, diamètre), de qualité (longueur du placenta, épaisseur du péricarpe et nombre de graines) et de paramètre quantitatif, le rendement (Ben Mansour-Gueddes *et al.*, 2013). La masse de fruits frais des prunes présentait une corrélation positive et forte avec la masse de graines fraîche (Souza *et al.*, 2016). Des corrélations positives ($r = 0,745$) sont aussi observées entre la longueur et la largeur des fruits de *Saba Senegalensis* (Diouf *et al.*, 2019).

Les coefficients de variation enregistré dans notre étude allaient de 7,57% pour la longueur des fruits à 35,946% pour le poids de graines par fruit. Des coefficients de variation élevés (plus de 30%) pour les écotypes de *Ziziphus jujuba* ont été enregistrés par Tatari *et al.* (2016) pour le nombre d'épines, la longueur annuelle des épines, le poids, la forme et la largeur des fruits, ainsi que le poids et la taille des noyaux, indiquant une grande variation de ces caractéristiques. Nos résultats sont également similaires à ceux enregistrés par Saran *et al.* (2005) et Liu *et al.* (2009) qui ont trouvé des coefficients de variation élevés pour plusieurs caractères, en particulier pour le poids du fruit, dans les génotypes de *Ziziphus mauritiana* et de *Ziziphus jujuba*, respectivement.

Les fruits sont considérés comme approprié pour la classification des écotypes de jujubes (Tatari *et al.*, 2016). Les résultats des longueurs (11,167 mm à 12,979 mm), de largeur (11,223 mm à 13,503 mm) et de poids (0,465 g à 0,871 g) des fruits de jujubier sauvages présentaient des moyennes qui ont varié considérablement entre les populations de Metlili (Ghardaïa), pour les valeurs faibles, et Ouled Ziad (Chlef) pour les valeurs élevées. La taille du fruit est déterminée par le nombre et la taille des cellules, les facteurs qui l'influencent sont susceptibles d'être actifs pendant les périodes de division cellulaire substantielle et d'expansion avant et après l'anthèse (Mcpherson *et al.*, 2001). Nos valeurs sont très proches des valeurs enregistrées par Boussaid *et al.* (2018), dans les régions arides et semi arides, pour la même espèce. Ils ont trouvé que la longueur des fruits avait varié de 10,61 mm à 12,17 mm, la largeur des fruits avait varié de 9,85 à 12,81 mm et le poids de fruit avait varié de 0,43 g à 0,75 g entre les populations de Biskra et de Sid Hosni. Cette plage de variation est comparable aux observations faites sur trois populations naturelles de *Ziziphus lotus* du Maroc (Rais *et al.* 2017).

L'évaluation de la variabilité morphologique de 65 génotypes du genre *Ziziphus* (*Z. nummularia*, *Z. spina-christi* et *Z. oxyphylla*), en Iran, a révélé une forte variation (Gao *et al.*, 2011) surtout pour le poids des fruits qui variait considérablement selon les espèces de jujubes. Cette variation peut dépendre du cultivar et des conditions écologiques.

L'analyse de la variabilité morphologique à elle seule n'est pas suffisante pour confirmer que ce polymorphisme important observé entre les populations de *Ziziphus lotus* est influencé par l'environnement ou qu'il est dû au génotype lui-même. Les paramètres génétiques des caractères morphologiques aident à estimer la variabilité génétique et suggèrent une méthode appropriée pour l'amélioration génétique (Ghosh *et al.*, 2015). La connaissance de la nature et de l'ampleur de la variabilité disponible dans le génotype pour différents caractères est une condition préalable importante pour effectuer une sélection simultanée sur un plus grand

nombre de caractères afin d'apporter une amélioration remarquable (Dhivya *et al.*, 2013). La variation phénotypique peut être phénotypique, génotypique ou environnementale et les valeurs relatives des trois coefficients de variation donnent une idée de la magnitude de la variabilité (Nausherwan *et al.*, 2008 ; Aruah *et al.*, 2012).

L'estimation des paramètres génétiques des caractères morphologiques, des fruits des neuf populations de *Ziziphus lotus*, montrent que le nombre et le poids des graines présentent des coefficients de variations phénotypiques et environnementales élevés avec des coefficients de variation génotypiques faibles indiquant une influence importante de l'environnement sur ces deux caractères.

Des coefficients de variation phénotypiques élevés couplés à des coefficients de variations génotypiques modérés sont observés pour les poids des fruits, pulpes, noyaux et graines par fruit, ainsi que pour le rapport entre les graines et les noyaux. Ces résultats sont en accord avec ceux enregistré par Dhivya *et al.* (2013) qui ont enregistré des coefficients de variation phénotypiques élevés et des coefficients de variation génotypiques modérés pour un certain nombre de caractères chez le Cotton et ils suggèrent que ces traits peuvent être améliorés à travers une sélection rigoureuse.

La longueur et la largeur des fruits et la largeur des graines présentent des coefficients de variation phénotypiques et génotypiques faibles. Cela indique que les chercheurs devraient rechercher une source de forte variabilité pour que ces caractères apportent des améliorations (Dhivya *et al.*, 2013). Aruah *et al.* (2012) ont noté des différences étroites entre les coefficients de variation phénotypiques et génotypiques dans les accessions de citrouilles pour le nombre de fruits par plante, le poids des fruits récoltés et le nombre de graines par fruit.

Dans l'amélioration des espèces, la composante de la variation génétique est le seul facteur important à transmettre à la génération suivante (Tripathi *et al.*, 2013). Mais cette variabilité à elle seule n'aide pas beaucoup à déterminer la partie héréditaire de la variation. L'héritabilité donne une indication utile sur la valeur relative de la sélection du matériel en main (Tripathi *et al.*, 2013). L'importance du gain attendue d'une sélection dépend de l'héritabilité et du progrès génétique d'un trait (Shukla *et al.*, 2006).

La longueur des fruits ($H^2 = 30,48 \%$), la largeur des fruits ($H^2 = 31,856 \%$), le poids des fruits ($H^2 = 41,817 \%$), le poids des pulpes ($H^2 = 31,658 \%$) et le poids des grains ($H^2 = 39,051 \%$) ont des héritabilités au sens larges modérés et des progrès génétiques élevés. Markovski et Velkoska-Markovska (2015) ont signalé que le poids des fruits et des graines ainsi que le

rapport graines / noyau des fruits du *Ziziphus jujuba* présentaient des estimations d'héritabilités élevées. Tripathi *et al.* (2013) ont trouvé des résultats proches de nos valeurs pour la hauteur de la plante et le diamètre de la cime des génotypes de *Jatropha curcas*.

Des héritabilités modérées étaient enregistrées pour la longueur ($H^2 = 37,839 \%$) et la largeur ($H^2 = 35,109 \%$) des noyaux. Les autres caractères présentent des héritabilités au sens large faibles ($H^2 < 30\%$). Cela signifie que les ces caractères sont trop influencés par les variations environnementales.

A partir de ces résultats, il est clair que tous les caractères morphologiques étudiés sont affectés par les variations de l'environnement. Des conditions environnementales différentes peuvent induire de nombreuses variations sur les mêmes traits dans les spécimens d'un taxon, ce qui nécessitera une grande variabilité génétique pour pouvoir s'adapter et survivre dans de nouvelles conditions (Santos *et al.*, 2012).

Tatari *et al.* (2016) confirment que les conditions climatiques ont un effet important sur les caractères morphologiques des écotypes de *Ziziphus jujuba*. Les plantes de *Ziziphus spina-christi* cultivées à divers zonages altitudinaux en Arabie Saoudite ont montré une réponse aux conditions climatiques en utilisant un gradient altitudinal (Moustafa *et al.*, 2016).

De leurs parts, Norouzia *et al.* (2017) ajoutent que la différenciation de la distance entre les génotypes est causée par des facteurs tels que le système de reproduction, l'isolement de la population, la distance de dispersion des graines et du pollen. L'existence d'une variabilité significative pourrait être attribuée au fait que les génotypes se développent sous une large variation de précipitations, de températures et de types de sol (Divakara et Das, 2011).

Les analyses statistiques attribuent la variabilité observée principalement aux conditions climatiques et aux propriétés du sol. Cette hypothèse est soutenue par de nombreux auteurs associant la diversité du *Ziziphus* aux conditions environnementales, principalement aux précipitations et à la température (Mourelle et Ezcurra, 1997) et aux propriétés physicochimiques du sol (Zouaoui *et al.*, 2014). De plus, bien que *Ziziphus lotus* soit considéré comme un arbuste caractéristique des régions arides, toutes les caractéristiques liées au fruit ont été influencées négativement par les températures élevées, les faibles précipitations et la forte teneur en sable du sol. Zouaoui *et al.* (2014) ont également signalé que la combinaison de ces facteurs entraîne une sécheresse qui constitue un facteur déterminant des nombreux stades phénologiques de *Ziziphus lotus*. Grouzis et Sciot (1980) ont déjà montré un effet prédominant

du climat, principalement des précipitations, sur le déterminisme des phases phénologiques de certaines plantes ligneuses sahéliennes telles que *Ziziphus lotus*.

La diversité génétique des plantes basée sur les traits morphologiques est difficile à mesurer dans les populations naturelles car ces traits sont fortement influencés par les facteurs environnementaux (Riaz *et al.*, 2011). Pour neutraliser l'effet environnemental sur l'expression phénotypique parmi les provenances à des fins de sélection, cette ressource génétique doit être comparée dans des conditions écologiques similaires (Boussaid *et al.*, 2018).

2. Caractérisation phytochimique

2.1. Analyse des variances

Les résultats des analyses des variances, illustrés dans les tableaux 17 à 38 (Annexe 1), révèlent des effets non significatifs ($P > 0,05$) pour la teneur des graines en chlorophylle A, la teneur des extraits aqueux des pulpes en flavonoïdes, le pH des graines, la teneur des pulpes en zinc et la teneur des graines en sodium. Les effets étaient significatifs ($0,01 < P < 0,05$) pour la teneur des graines en calcium. Des effets très hautement significatifs ($P < 0,001$) étaient enregistrés entre les populations de jujubier sauvage pour les autres caractères biochimiques. Cela signifie la présence d'une grande diversité inter populationnelle pour ces traits. Les coefficients de variation des traits biochimiques varient entre 0,49 % et 43,994 % confirmant la forte variation entre les populations.

2.1.1. Taux d'humidité

Les taux d'humidité avaient varié considérablement d'une population à une autres. Leurs moyennes avaient varié entre $8,768 \pm 0,449$ % et $13,468 \pm 1,303$ % pour les pulpes et entre $6,700 \pm 0,652$ % et $12,12 \pm 0,335$ % pour les graines (figure 51).

Les taux d'humidité des pulpes des fruits de jujubier sauvage étaient supérieurs à ceux des graines pour l'ensemble des populations. Les tests de comparaison des moyennes ont fait ressortir deux groupes homogènes et des groupes intermédiaires pour le taux d'humidité au niveau des pulpes (tableau 17a ; annexe 2) et deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire pour le taux d'humidité au niveau des graines (tableau 17b ; annexe 2).

Au niveau des pulpes, les taux d'humidité les plus élevés étaient enregistrés chez la population d'Oued Nougued (Laghout) suivie des populations de Moughel (Béchar) et Metlili (Ghardaïa) qui avaient des moyennes respectives de $13,402 \pm 0,476$ % et $13,081 \pm 1,303$ %. Les taux d'humidité les plus faibles étaient enregistrés chez la population de Maarif (M'Sila) suivie par la population de Tidda (Tiaret) qui avait une moyenne de $8,962 \pm 0,679$ %.

Au niveau des graines, les taux d'humidité les plus élevés étaient enregistrés chez la population de Metlili (Ghardaïa) suivie par la population de Bougtob (El Bayadh) qui avait une moyenne de $11,320 \pm 2,036$ %. Les taux d'humidité les plus faibles étaient enregistrés chez la population de Tidda (Tiaret) suivie par les populations de Moughel (Béchar) et Oued Nougued (Laghouat) qui avaient des moyennes respectives de $7,648 \pm 0,254$ % et $7,746 \pm 0,091$ %.

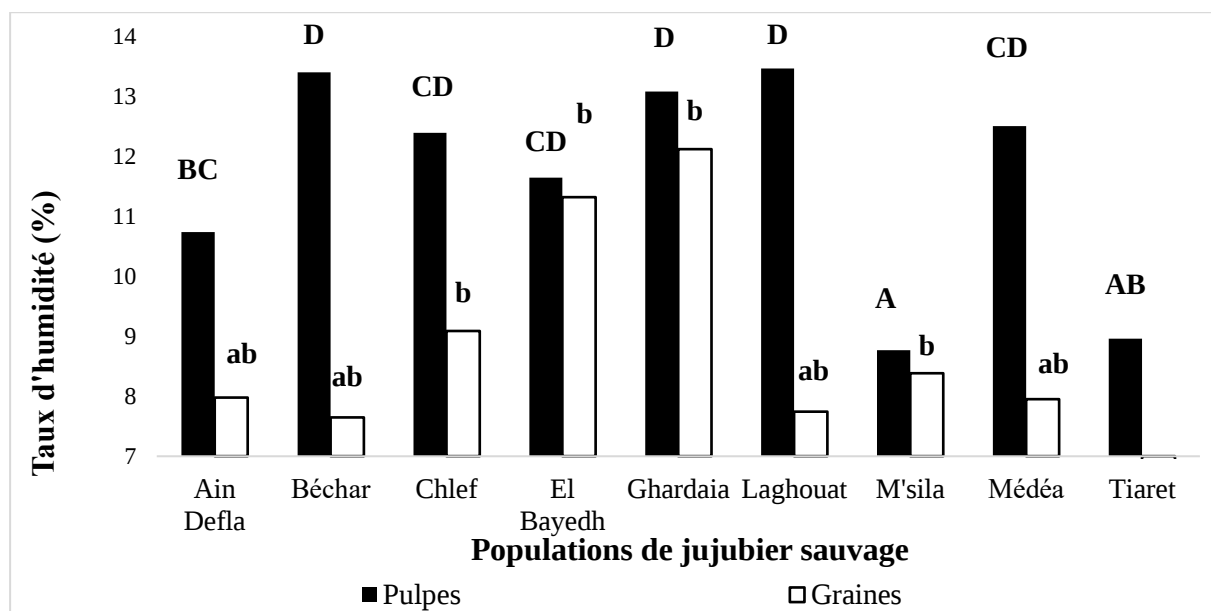


Figure 51: Variation des taux d'humidité des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.2. Taux de matière sèche

Les taux de matière sèche avaient varié considérablement d'une population à une autres. Leurs moyennes avaient fluctué entre $86,532 \pm 1,303$ % et $91,232 \pm 0,449$ % pour les pulpes et entre $87,880 \pm 0,335$ % et $93,3 \pm 0,652$ % pour les graines (figure 52).

Les taux de matière sèche des pulpes des fruits de jujubier sauvage étaient inférieurs à ceux des graines pour l'ensemble des populations. Les tests de comparaison des moyennes ont fait ressortir deux groupes homogènes et des groupes intermédiaires pour le taux de matière sèche au niveau des pulpes (tableau 18a ; annexe 2) et trois groupes homogènes et un groupe intermédiaire pour le taux de matière sèche au niveau des graines (tableau 18b ; annexe 2).

Au niveau des pulpes, les taux de matière sèche les plus faibles étaient enregistrés chez la population d'Oued Nougued (Laghouat) suivie des populations de Moughel (Béchar) et Metlili (Ghardaïa) qui avaient des moyennes respectives de $86,598 \pm 0,476$ % et $86,919 \pm 0,739$ %. Les taux de matière sèche les plus élevés étaient enregistrés chez la population de Maarif (M'Sila) suivie par la population de Tidda (Tiaret) qui avait une moyenne de $91,038 \pm 0,679$ %.

Au niveau des graines, les taux de matière sèche les plus faibles étaient enregistrés chez la population de Bougtob (El Bayadh) suivie par la population de Metlili (Ghardaïa) qui avait une moyenne de $87,880 \pm 0,335$ %. Les taux de matière sèche les plus élevés étaient enregistrés chez la population de Tidda (Tiaret) suivie par les populations de Moughel (Béchar) et Oued Nougued (Laghouat) qui avaient des moyennes respectives de $92,352 \pm 0,254$ % et $92,254 \pm 0,091$ %.

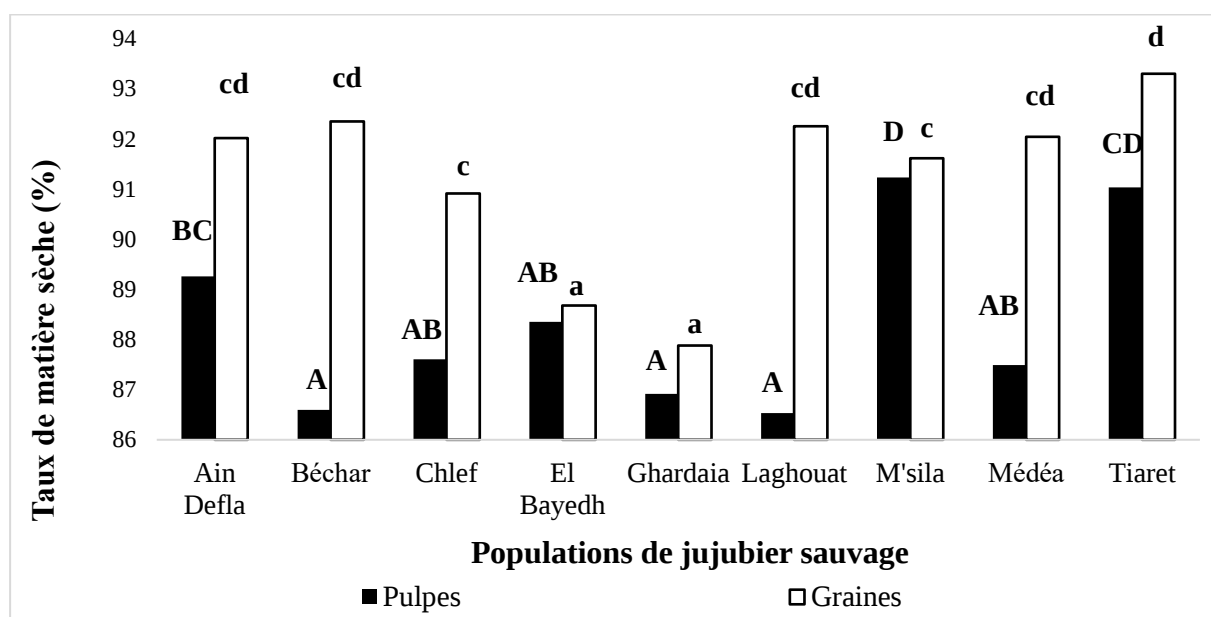


Figure 52: Variation des taux de matière sèche des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.3. Taux de matière minérale

Les histogrammes de la figure 53 illustrent les variations des taux des minéraux des graines et des pulpes entre les neuf populations naturelles de jujubier sauvage étudiées. Une variation inter populationnelle importante était mise en évidence pour les graines et les pulpes. Les moyennes des taux de la matière minérale avaient varié de $2,520 \pm 0,624$ % à $3,736 \pm 0,243$ % pour les pulpes et de $4,996 \pm 2,303$ % à $8,860 \pm 0,840$ % pour les graines.

Les graines présentent des taux de matière minérale supérieurs par rapport à ceux des pulpes. Les tests de comparaison des moyennes des taux des minéraux ont séparé deux groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les pulpes (tableau 19a annexe 2) et trois groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les graines (tableau 19b annexe 2).

La population d'Oued Nougued (Laghouat) était celle qui avait le taux de la matière minérale des pulpes le plus élevé. Les populations de Tidda (Tiaret) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient aussi des taux de matières minérale des pulpes élevés. Leurs moyennes

étaient de $3,664 \pm 0,418$ % et $3,592 \pm 0,382$ % respectivement. La population de Moughel (Béchar) était celle qui avait le taux de matière minérale des pulpes le plus faible. Les populations de Maarif (M'Sila) et de Boghar (Médéa) avaient aussi des taux de matière minérale au niveau des pulpes faibles. Leurs moyennes étaient de $2,528 \pm 0,433$ % et $2,540 \pm 0,408$ % respectivement.

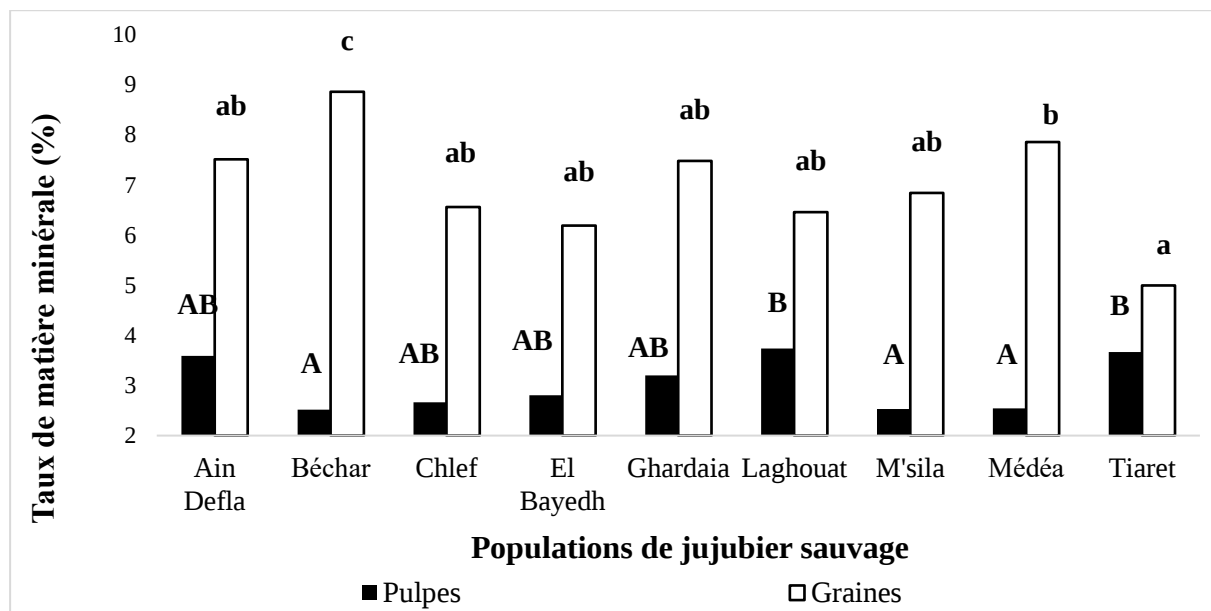


Figure 53: Variation des taux de matière minérale des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les graines de la population de Moughel (Béchar) étaient celles qui avaient le taux de minéraux le plus élevé. Les graines des populations de Boghar (Médéa) avaient aussi des taux de minéraux élevés. Leur moyenne était de $7,856 \pm 2,408$ %. Les graines de la population de Tidda (Tiaret) étaient ceux qui avaient le taux de minéraux le plus faible. Les graines des populations de Bougtob (El Bayadh) et de d'Oued Nougued (Laghouat) avaient aussi des taux de minéraux faibles. Leurs moyennes étaient de $6,192 \pm 0,586$ % et $6,460 \pm 1,003$ % respectivement.

2.1.3.1. Teneur en phosphore

Les fruits de jujubier sauvage avaient des teneurs en phosphore qui variaient considérablement entre les populations étudiées pour les pulpes et les graines. Les valeurs moyennes des teneurs en phosphore, illustrées dans le graphique de la figure 54, varient de $63,114 \pm 5,745$ mg.100g⁻¹ MS à $155,269 \pm 17,907$ mg.100g⁻¹ MS pour les pulpes et de $6,890 \pm 2,369$ mg.100g⁻¹ MS à $31,575 \pm 6,434$ mg.100g⁻¹ MS pour les graines.

Les pulpes avaient des teneurs en phosphore largement supérieures par rapport à celles enregistrées pour les graines. Le test de comparaison des moyennes a révélé la présence de quatre groupes homogènes et des groupes chevauchants pour la teneur des pulpes en phosphore (tableau 20a annexe 2) et deux groupes homogènes et des groupes chevauchant pour la teneur des graines en phosphore (tableau 20b annexe 2).

Les pulpes des populations de Bougtob (El Bayadh) et de Maarif (M'Sila) avaient des teneurs en phosphore élevées. Ces pulpes avaient enregistré des teneurs en phosphore de $134,905 \pm 15,757 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $127,139 \pm 4,700 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus élevées étaient enregistrées au niveau des pulpes de la population de Boghar (Médéa). Les pulpes des populations de Tidda (Tiaret) et de Moughel (Béchar) avaient des teneurs en phosphore faibles. Ces pulpes avaient enregistré des teneurs en phosphore de $72,544 \pm 4,461 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $80,071 \pm 6,762 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus faibles étaient enregistrées au niveau des pulpes de la population d'Oued Nougued (Laghouat).

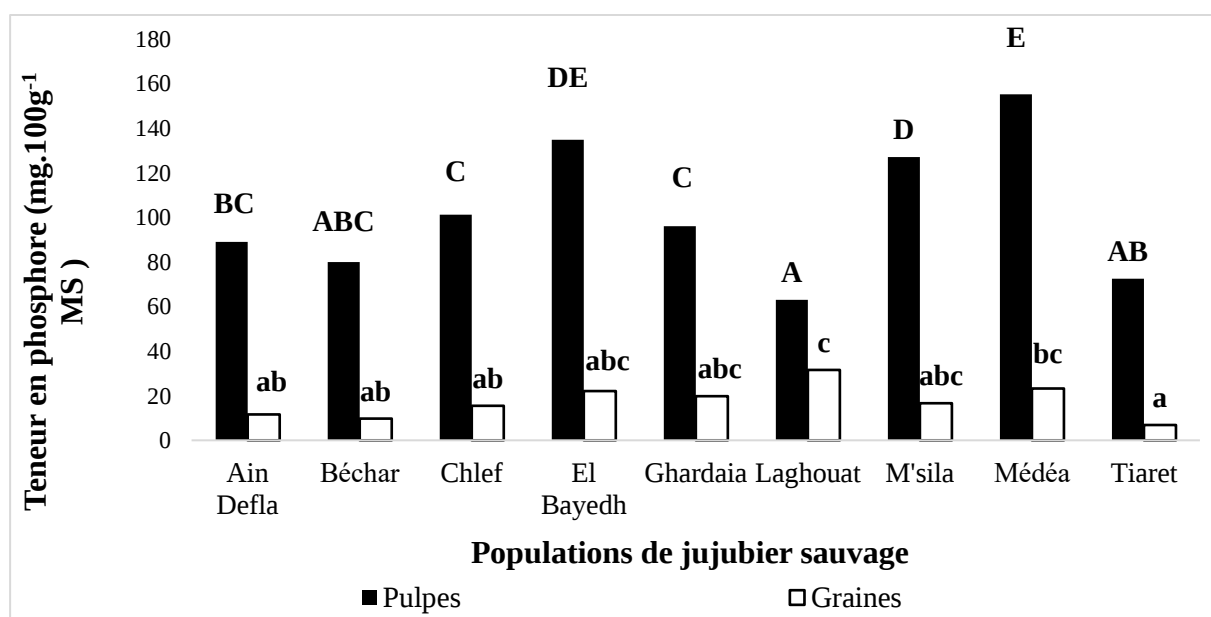


Figure 54: Variation des teneurs en phosphore des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les graines des populations de Bougtob (El Bayadh) et de Boghar (Médéa) avaient des teneurs en phosphore élevées. Ces graines avaient enregistré des teneurs en phosphore de $22,092 \pm 4,278 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $23,257 \pm 7,446 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus élevées étaient enregistrées au niveau des graines de la population d'Oued Nougued (Laghouat). Les graines des populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Moughel (Béchar) avaient des teneurs en phosphore faibles. Ces graines avaient enregistré des teneurs

en phosphore de $11,687 \pm 3,879 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $9,694 \pm 3,468 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus faibles étaient enregistrées au niveau des graines de la population de Tidda (Tiaret).

2.1.3.2. Teneur en sodium

Les pulpes des fruits de jujubier sauvage présentaient des teneurs en sodium supérieures à celles des graines (figure 55). Les teneurs des pulpes en sodium avaient enregistré une forte variation inter populationnelle alors que, les populations semblent être homogènes pour les teneurs des graines en sodium. Les moyennes de ce caractère passaient de $3,486 \pm 0,080 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ à $5,691 \pm 0,7 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ pour les pulpes et de $0,763 \pm 0,158 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ à $1,604 \pm 0,994 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ pour les graines.

La comparaison des moyennes révèle la présence de deux groupes homogènes et des groupes chevauchants pour la teneur des pulpes en sodium (tableau 21a annexe 2). Et comme les résultats des analyses des variances ont révélé une différence non significative entre les populations (tableau 21 annexe 1) pour la teneur des graines de jujubier sauvage en sodium, les moyennes semblent proches et toutes les populations se classent dans le même groupe (tableau 21b annexe 2).

Les teneurs des pulpes en sodium les plus élevées étaient enregistrées chez les fruits de la population de Moughel (Béchar) suivis par les fruits des populations de Bougtob (El Bayadh) et de Boghar (Médéa) avec des moyennes de $5,523 \pm 0,413 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $5,210 \pm 0,652 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les teneurs des pulpes en sodium les plus faibles étaient enregistrées chez les fruits de la population de Metlili (Ghardaïa) suivis par les fruits de la population d'Oued Nougued (Laghouat) avec une moyenne de $3,714 \pm 0,376 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$.

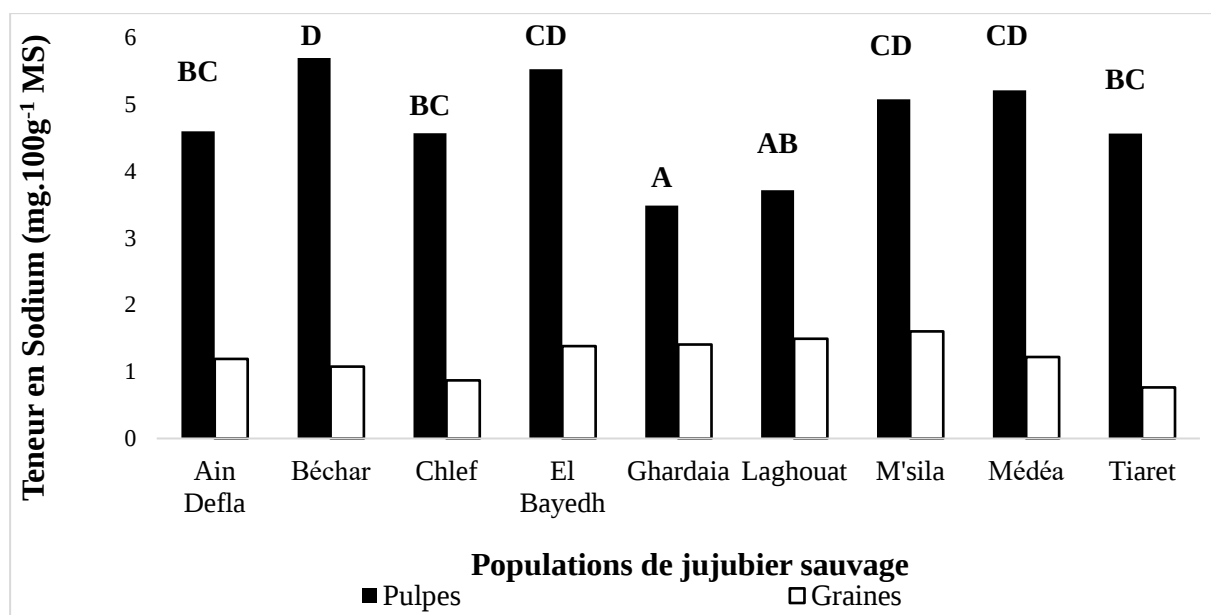


Figure 55: Variation des teneurs en sodium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les teneurs des graines en sodium les plus élevées étaient enregistrées chez les fruits de la population de Maarif (M'Sila) suivis par les fruits des populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Metlili (Ghardaïa) avec des valeurs de $1,490 \pm 0,426$ mg.100g⁻¹ MS et $1,406 \pm 0,049$ mg.100g⁻¹ MS respectivement. Les teneurs des graines en sodium les plus faibles étaient enregistrées chez les fruits de la population de Tidda (Tiaret) suivis par les fruits de la population d'Ouled Ziad (Chlef) avec une moyenne de $0,871 \pm 0,263$ mg.100g⁻¹ MS.

2.1.3.3. Teneur en potassium

Les fruits de jujubier sauvage avaient des teneurs en potassium qui variaient considérablement entre les populations étudiées et entre les pulpes et les graines. Les valeurs moyennes des teneurs en potassium, illustrées dans le graphique de la figure 56, avaient fluctué entre $79,721 \pm 57,612$ mg.100g⁻¹ MS et $220,047 \pm 12,482$ mg.100g⁻¹ MS pour les pulpes et entre $125,874$ mg.100g⁻¹ MS et $325,408 \pm 18,213$ mg.100g⁻¹ MS pour les graines.

Les graines avaient des teneurs en potassium supérieures à celles enregistrées pour les pulpes. Le test de comparaison des moyennes a révélé la présence de deux groupes homogènes et des groupes chevauchants, quelque soit, pour la teneur des pulpes ou des graines en potassium (tableaux 22a et 22b annexe 2).

Les pulpes de la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient des teneurs en potassium élevées. Ces pulpes avaient enregistré la teneur moyenne en potassium de $134,905 \pm 15,757$ mg.100g⁻¹ MS. Les valeurs les plus élevées étaient enregistrées chez les pulpes

de la population d'Oued Nougued (Laghouat). Les pulpes des populations de Maarif (M'Sila) et de Boghar (Médéa) avaient des teneurs en potassium faibles. Ces pulpes avaient enregistré des teneurs en potassium moyennes de $105,128 \pm 15,071 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $110,256 \pm 12,757 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus faibles étaient enregistrées chez les pulpes de la population d'Ouled Ziad (Chlef).

Les graines des populations de Bougtob (El Bayadh) avaient des teneurs en potassium élevées. Ces graines avaient enregistré des teneurs en potassium moyennes de $270,862 \pm 34,245 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$. Les valeurs les plus élevées étaient enregistrées chez les graines de la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla). Les graines des populations de Moughel (Béchar) et d'Ouled Ziad (Chlef) avaient des teneurs en potassium faibles. Ces graines avaient enregistré des teneurs en potassium moyennes de $167,133 \pm 33,503 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $153,147 \pm 49,569 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement. Les valeurs les plus faibles étaient enregistrées chez les graines de la population de Boghar (Médéa).

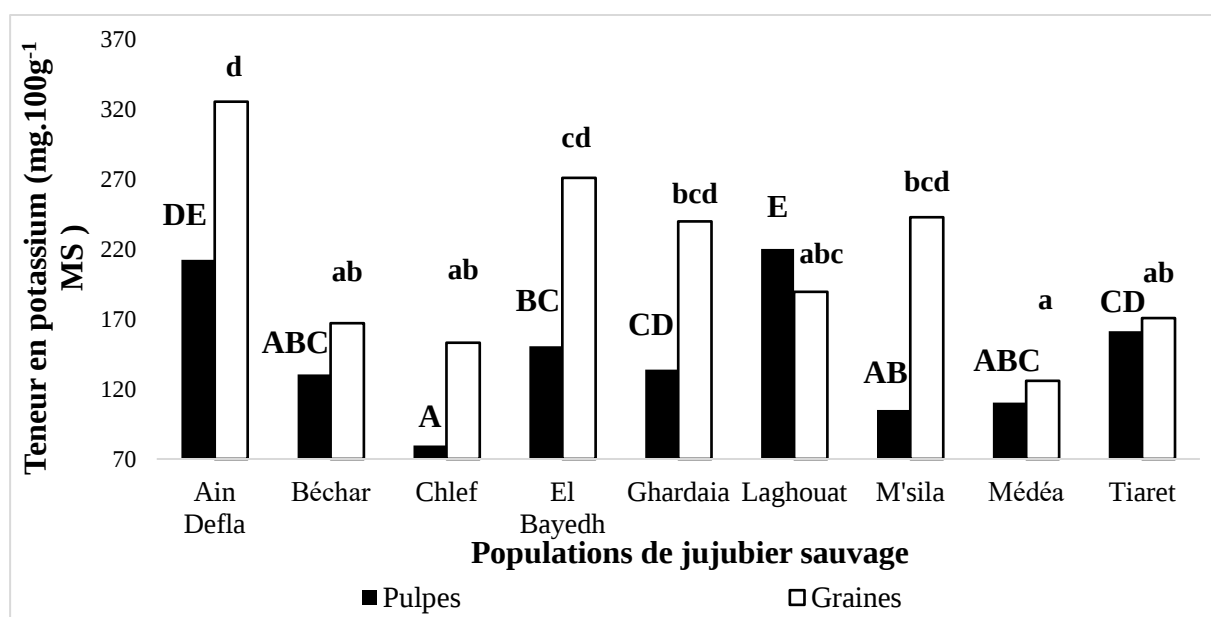


Figure 56: Variation des teneurs en potassium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.3.4. Teneur en calcium

Les pulpes des fruits de jujubier sauvage présentaient des teneurs en calcium supérieures par rapport à celles des graines (figure 57). Les teneurs des pulpes et des graines en calcium avaient enregistré une forte variation inter populationnelle. Les moyennes de ce caractère avaient passé de $9,178 \pm 2,626 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ à $38,269 \pm 9,101 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ pour les pulpes et de $2,727 \pm 1,016 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ à $7,273 \pm 1,017 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ pour les graines.

La comparaison des moyennes révélait la présence de deux groupes homogènes et un groupe chevauchant quelque soit pour la teneur des pulpes (tableau 23a annexe 2) ou graines (tableau 23b annexe 2) en calcium.

Les teneurs des pulpes en calcium les plus élevées étaient enregistrées chez les fruits de la population de Metlili (Ghardaïa) suivis par les fruits de la population de Moughel (Béchar) avec une moyenne de $30,996 \pm 8,503 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$. Les teneurs des pulpes en calcium les plus faibles étaient enregistrées chez les fruits de la population d'Ouled Ziad (Chlef) suivis des fruits des populations de Maarif (M'Sila), de Boghar (Médéa) et de Tidda (Tiaret) avec des valeurs moyennes de $9,633 \pm 2,372 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$, $10,541 \pm 2,430 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ et $10,542 \pm 2,430 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement.

Les teneurs des graines en calcium les plus élevées étaient enregistrées chez les fruits de la population de Bougtob (El Bayadh) suivis par les fruits des populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Maarif (M'Sila) avec des valeurs moyennes de $5 \pm 1,017 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ chacune. Les teneurs des graines en calcium les plus faibles étaient enregistrées chez les fruits des populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Metlili (Ghardaïa) avec une moyenne de $2,727 \pm 1,016 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ chacune.

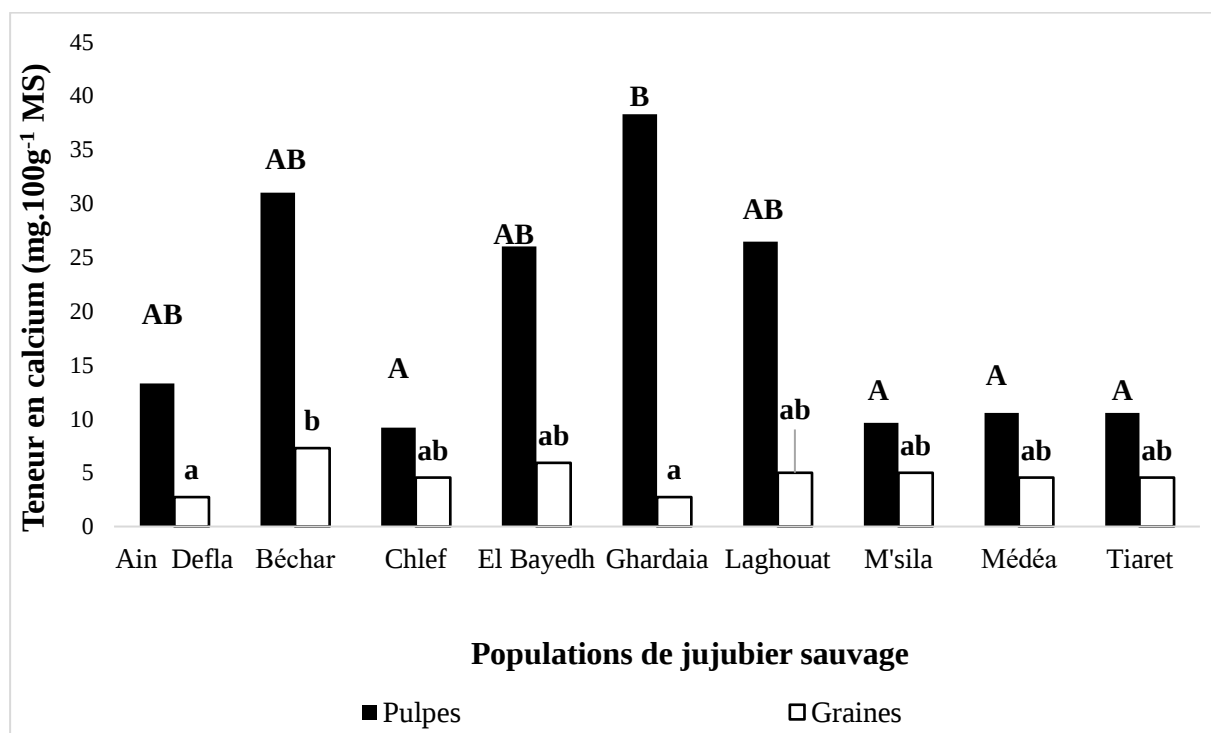


Figure 57: Variation des teneurs en calcium des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.3.5. Teneur en plomb

La figure 58 illustre la variation des teneurs en plomb dans les fruits (pulpes) des neuf populations de jujubiers sauvage étudiées. Cette variation oscillait entre un minimum de $0,574 \pm 0,323 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et un maximum de $1,280 \pm 0,192 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$.

Deux groupes homogènes et des groupes chevauchant étaient séparés par le test de comparaison des moyennes de *Tukey* (tableau 24 annexe 2).

La population qui avait présenté les teneurs les plus élevées en plomb était celle de Tidda (Tiaret). De leurs parts, les populations de Maarif (M'Sila) et Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient des teneurs élevées en plomb. Ces teneurs étaient de $1,200 \pm 0,071 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $1,080 \pm 0,148 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement.

La population qui avait présenté les teneurs les plus faibles en plomb était celle d'Ouled Ziad (Chlef). De leurs parts, les populations de Bougtob (El Bayadh), d'Oued Nougued (Laghouat) et de Boghar (Médéa) avaient des teneurs élevées en plomb. Ces teneurs étaient de $0,640 \pm 0,114 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$; $0,660 \pm 0,336 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ et $0,680 \pm 0,192 \text{ mg.100g}^{-1} \text{ MS}$ respectivement.

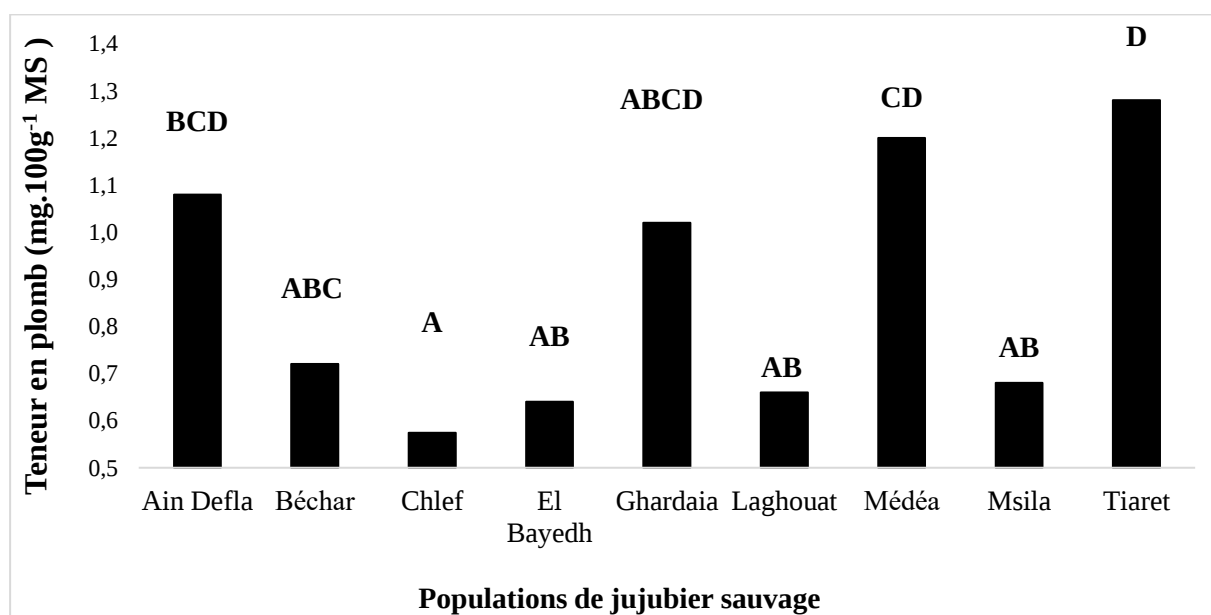


Figure 58: Variation des teneurs en plomb des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.3.6. Teneur en zinc

Comme les résultats des analyses des variance ont révélé une différence non significative (tableau 25 annexe 1) entre les populations de jujubier sauvage pour la teneur des

fruits en zinc, les moyennes semblent proches (figure 59) et toutes les populations se classe dans le même groupe (tableau 25 annexe 5). Les moyennes de la teneur des fruits en zinc avaient varié entre $0,1 \pm 0,001 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ et $0,920 \pm 0,224 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$.

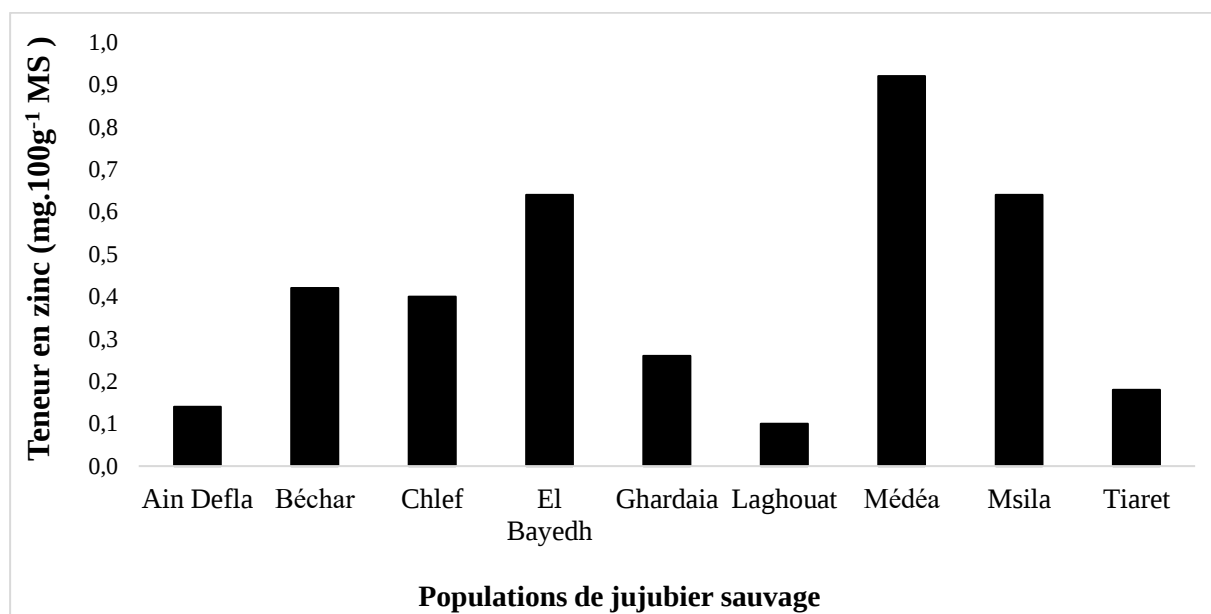


Figure 59: Variation des teneurs en zinc des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les teneurs les plus élevées en zinc étaient enregistrées chez la population de Maarif (M'Sila). Des teneurs élevées en zinc de l'ordre de $0,64 \pm 0,226 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ et $0,64 \pm 0,285 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ étaient enregistrées respectivement chez les populations de Bougtob (El Bayadh) et de Boghar (Médéa).

Les teneurs les plus faibles en zinc étaient enregistrées chez la population d'Oued Nougued (Laghouat). Des teneurs faibles en zinc de l'ordre de $0,14 \pm 0,054 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ et $0,18 \pm 0,06 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ étaient enregistrées respectivement chez les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Tidda (Tiaret).

2.1.3.7. Teneur en cuivre

Une variation importante entre les différentes populations de jujubier sauvage était observée pour le caractère teneur des fruits (pulpes) en cuivre (figure 60). Les moyennes de ce trait avaient varié de $0 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$ à $0,700 \pm 0,153 \text{ mg} \cdot 100\text{g}^{-1} \text{ MS}$.

Deux groupes homogènes et deux groupes chevauchant ont été séparés par le test de comparaison des moyennes de *Tukey* (tableau 24 annexe 2).

La population ayant la teneur la plus élevée en cuivre était celle de Moughel (Béchar), alors que la population de Tidda (Tiaret) était celle qui avait présenté la teneur en cuivre la plus faible.

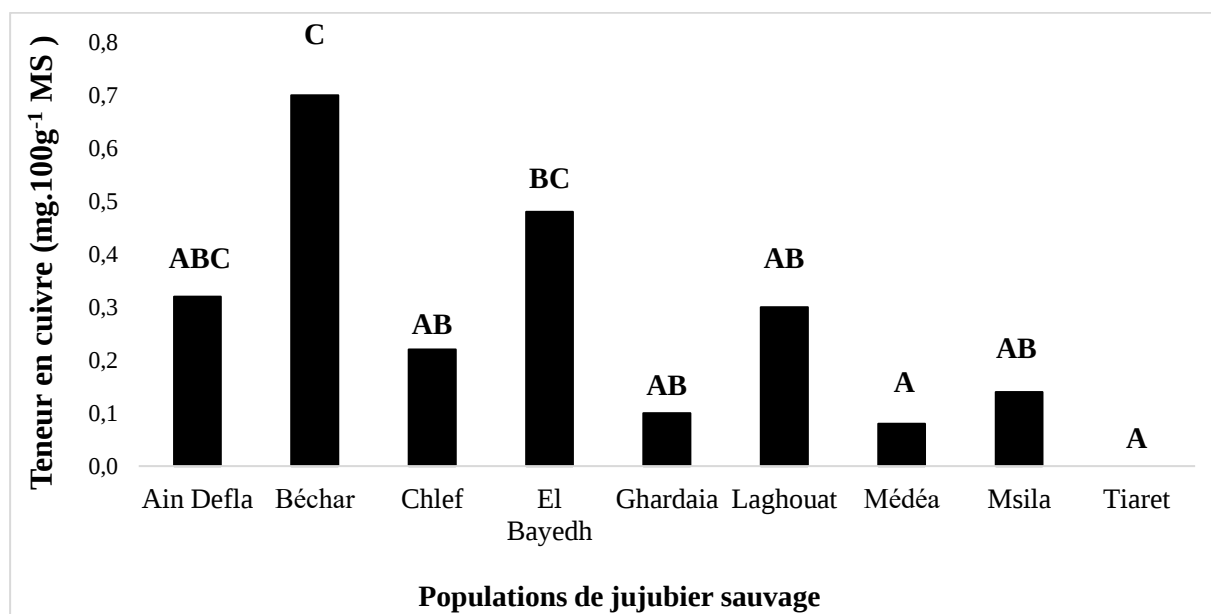


Figure 60: Variation des teneurs en cuivre des pulpes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La population de Bougtob (El Bayadh) avait enregistré aussi des teneurs importantes en cuivre ($0,480 \pm 0,177$ mg.100g⁻¹ MS) par rapport aux populations de Metlili (Ghardaïa) et de Boghar (Médéa) qui avaient enregistré des teneurs faibles en cuivre ($0,100 \pm 0,000$ mg.100g⁻¹ MS et $0,140 \pm 0,035$ mg.100g⁻¹ MS) respectivement.

2.1.4. pH

Les pulpes des fruits des neuf populations de jujubier sauvage, avaient des pH légèrement acides avec des moyennes qui variaient entre $5,098 \pm 0,109$ et $5,582 \pm 0,069$. Les graines des mêmes fruits avaient des pH neutres avec des moyennes qui variaient de $6,800 \pm 0,155$ à $7,760 \pm 0,991$.

Il est clair, à partir du graphique illustré dans la figure 61, que les pH des graines étaient supérieurs à ceux des pulpes. La comparaison des moyennes par le test de *Tukey* sépare deux groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les pH des pulpes (tableau 27a annexe 2) et un unique groupe pour les pH des graines (tableau 27b annexe 2), du fait qu'il n'y a pas de différence significative entre les populations pour ce caractère (tableau 27b annexe 1).

La population qui avait présenté les pH des pulpes et des graines les plus élevées était celle de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla). Les populations qui avaient présenté les pH les plus faibles étaient celles de Metlili (Ghardaïa) pour les pulpes et Boghar (Médéa) pour les graines.

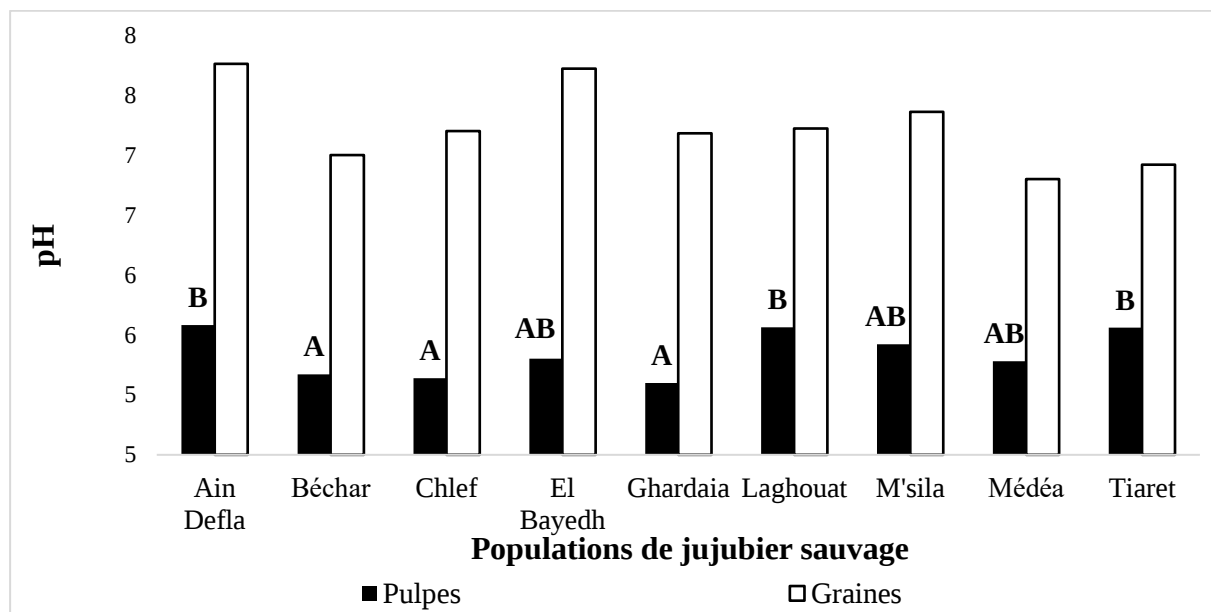


Figure 61: Variation des pH des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les populations d'Oued Nougued (Laghouat) et Tidda (Tiaret) avaient présenté des pulpes avec des pH élevés avec des moyennes de $5,564 \pm 0,284$ et $5,560 \pm 0,303$ respectivement. Pour ce même caractère, les populations de Moughel (Béchar) et d'Ouled Ziad (Chlef) avaient présenté des pulpes qui avaient enregistré des moyennes faibles de l'ordre de $5,172 \pm 0,143$ et de $5,138 \pm 0,566$ respectivement.

La population de Bougtob (El Bayadh) avait présenté des graines avec des pH élevés avec une moyenne de $7,720 \pm 1,171$. Pour ce même caractère, les populations de Moughel (Béchar) et de Tidda (Tiaret) avaient enregistré des moyennes faibles de l'ordre de $7,000 \pm 0,122$ et de $6,920 \pm 0,476$ respectivement.

2.1.5. Taux de matière organique

Les histogrammes de la figure 62 illustrent les variations inter-populationnelles des taux de la matière organique des graines et des pulpes des fruits de jujubier sauvage. Une variation inter populationnelle importante était mise en évidence pour les graines et les pulpes. Les moyennes des taux de la matière organique avaient varié de $96,264 \pm 0,243\%$ à $97,480 \pm 0,624\%$ pour les pulpes et de $91,140 \pm 0,840\%$ à $95,004 \pm 2,303\%$ pour les graines.

Les pulpes présentait des taux de matière organique supérieurs à ceux des graines. Les tests de comparaison des moyennes des taux de matière organique avaient séparé deux groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les pulpes (tableau 28a annexe 2) et trois groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les graines (tableau 28b annexe 2).

La population d'Oued Nougued (Laghouat) était celle qui avait des pulpes avec les taux de la matière organique les plus faibles. Les populations de Tidda (Tiaret) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient aussi des pulpes avec des taux de matière organique faibles. Leurs moyennes étaient de $96,336 \pm 0,418$ % et $96,408 \pm 0,382$ % respectivement. La population de Moughel (Béchar) était celle qui avait des pulpes avec les taux de la matière organique le plus élevé. Les populations de Maarif (M'Sila) et de Boghar (Médéa) avaient aussi des pulpes avec des taux de matière organique élevés. Leurs moyennes étaient de $97,472 \pm 0,433$ % et $97,460 \pm 0,408$ respectivement.

Les graines de la population de Moughel (Béchar) étaient celles qui avaient les taux de matière organique les plus faibles. Les graines des populations de Boghar (Médéa) avaient aussi des taux de matière organique élevés. Leur moyenne était de $92,144 \pm 2,408$ %. Les graines de la population de Tidda (Tiaret) étaient celles qui avaient le taux de matière organique le plus élevé. Les graines des populations de Bougtob (El Bayadh) et de d'Oued Nougued (Laghouat) avaient aussi des taux de matière organique élevés. Leurs moyennes étaient de $93,808 \pm 0,586$ % et $93,540 \pm 1,003$ % respectivement.

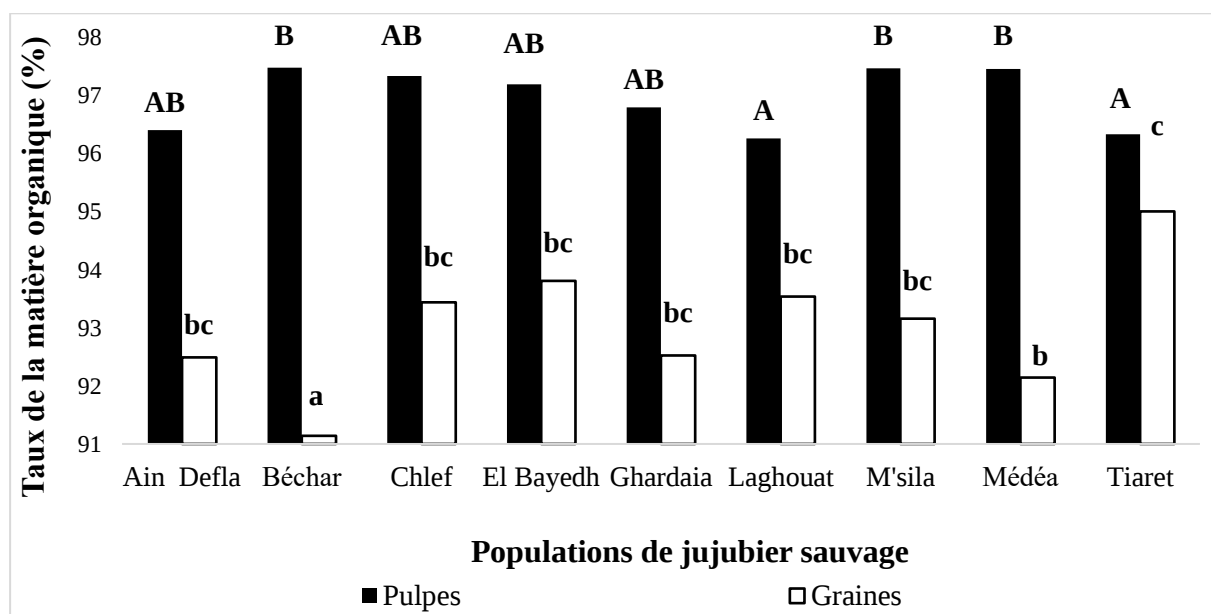


Figure 62: Variation des taux de matière organique des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.5.1. Teneur en sucres

A partir des histogrammes illustrés dans le graphique de la figure 63, on observe que les pulpes des fruits avaient des teneurs en sucres largement supérieures à celles des graines. La forte variation inter populationnelle pour ces deux caractères (teneurs des pulpes et teneurs des graines en sucres) était mise en évidence par les analyses des variances (tableaux 29a et 29b annexe 1). Les moyennes des teneurs en sucres avaient varié, pour les pulpes, de $43,260 \pm 1,839$ % à $56,879 \pm 2,654$ g.100⁻¹ g MS et, pour les graines, de $21,717 \pm 0,826$ g.100⁻¹ g MS à $27,713 \pm 1,996$ g.100⁻¹ g MS.

Les tests de comparaison des moyennes révélaient la présence de trois groupes homogènes et deux groupes chevauchants pour la teneur des pulpes en sucres (tableau 29a annexe 2) et la présence de deux groupes homogènes et trois groupes chevauchants pour la teneur des graines en sucres (tableau 29b annexe 2).

Les teneurs les plus élevées en sucres observées, pour les pulpes, étaient enregistrées chez la population d'Ouled Ziad (Chlef) et, pour les graines, chez la population de Moughel (Béchar). Les teneurs les plus faibles en sucres observées, pour les pulpes, étaient chez la population de Bougtob (El Bayadh) et, pour les graines, chez la population de Metlili (Ghardaïa).

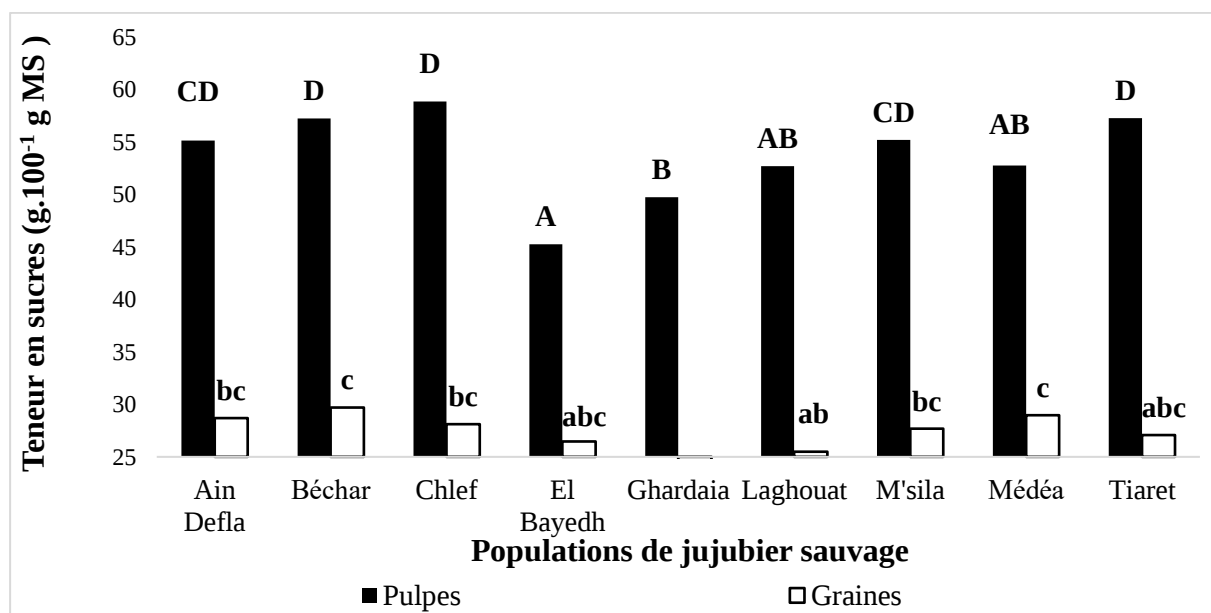


Figure 63: Variation des teneurs en sucres des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La population de Metlili (Ghardaïa) avait enregistré des teneurs faibles en sucres au niveau des pulpes ($47,753 \pm 1,839$ g.100⁻¹ g MS). Les populations de Moughel (Béchar) et

d'Oued Ziad (Chlef) avaient enregistré des moyennes élevées pour ce même caractère ($55,249 \pm 1,580 \text{ g.}100^{-1} \text{ g MS}$ et $56,879 \pm 2,654 \text{ g.}100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement).

La population d'Oued Nougued (Laghouat) avait enregistré des teneurs faibles en sucres au niveau des graines ($23,503 \pm 3,171 \text{ g.}100^{-1} \text{ g MS}$). Les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et Boghar (Médéa) avaient enregistré des moyennes élevées pour ce même caractère ($26,689 \pm 0,973 \text{ g.}100^{-1} \text{ g MS}$ et $26,978 \pm 0,718 \text{ g.}100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement).

2.1.5.2. Teneur en protéine

Une variation inter populationnelle importante était enregistrée pour le caractère teneur en protéines (pulpes et graines). A partir des résultats illustrés dans la figure 64 on remarque que, pour l'ensemble des populations, les graines avaient des teneurs en protéines sensiblement supérieures à celles enregistrées pour les pulpes, à l'exception de la population de Bougtob (El Bayadh) où les pulpes étaient plus riches en protéines par rapport aux graines.

A la suite des tests de comparaison des moyennes, les pulpes des fruits de jujubier sauvage, étaient classées, en fonction de leurs teneurs en protéines, en cinq groupes homogènes et un seul groupe intermédiaire (tableau 30a annexe 2) et les graines, étaient classées, en fonction de leurs teneurs en protéines, en cinq groupes homogènes et deux groupes intermédiaires (tableau 30b annexe 2).

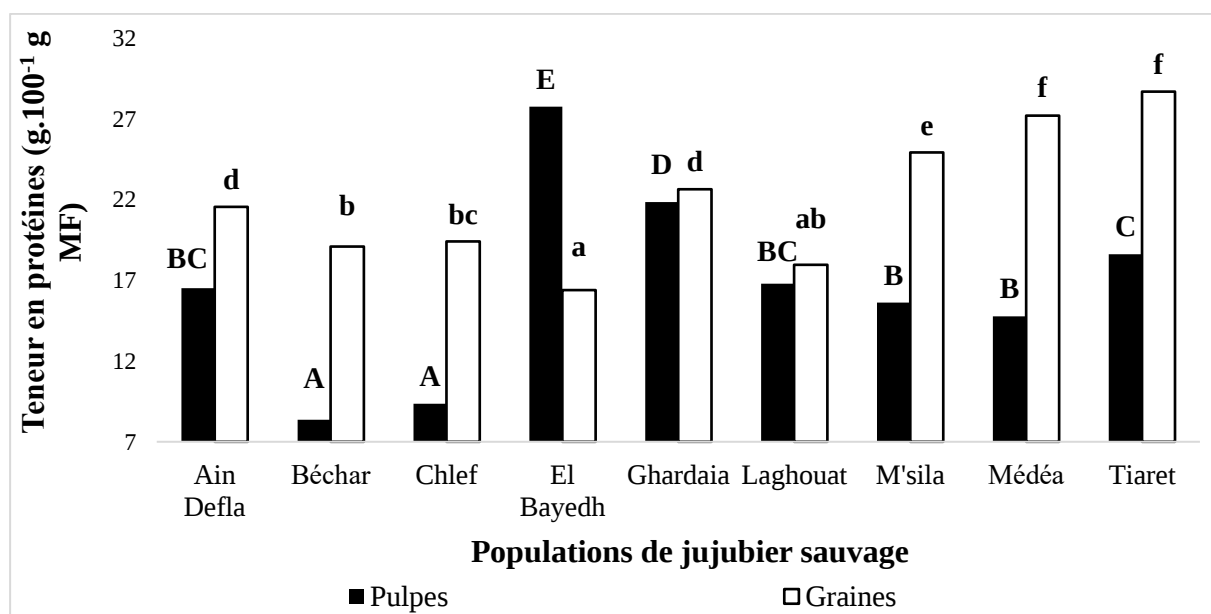


Figure 64 : Variation des teneurs en protéines des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les moyennes des teneurs en protéines passaient de $7,372 \pm 1,239 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$ à $25,756 \pm 1,102 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$, pour les pulpes, et de $14,394 \pm 1,497 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$ à $26,693 \pm 0,900 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$ pour les graines.

C'était la population de Bougtob (El Bayadh) qui avaient les fruits avec les pulpes les plus riches en protéines et c'était la population de Tidda (Tiaret) qui avait les fruits avec les graines les plus riches en protéines.

Les pulpes des fruits de la population de Metlili (Ghardaïa) avaient aussi des teneurs élevées en protéines ($19,841 \pm 1,922 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$), tandis que les pulpes de la population d'Ouled Ziad (Chlef) avaient des teneurs faibles en protéines ($8,363 \pm 0,326 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$).

Les graines des fruits de la population de Boghar (M'Sila) avaient aussi des teneurs élevées en protéines ($25,211 \pm 0,689 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$), tandis que les graines de la population d'Oued Nougued (Laghouat) avaient des teneurs faibles en protéines ($15,960 \pm 1,468 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MF}$).

2.1.5.3. Rendement en huiles végétales

A partir des histogrammes illustrés dans le graphique de la figure 65, on observe que les graines des fruits de jujubier sauvage avaient des rendements en huiles végétales largement supérieures à ceux des pulpes. La forte variation inter populationnelle pour ce caractère (rendements des pulpes et des graines en huiles végétales) était mise en évidence par les analyses des variances (tableaux 31a et 31b annexe 1).

Les moyennes des rendements en huiles végétales avaient fluctué, pour les pulpes, de $12,739 \pm 1,069 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ à $17,870 \pm 0,399 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ et, pour les graines, de $33,397 \pm 0,062 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ à $46,016 \pm 4,049 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$.

Les tests de comparaison des moyennes des rendements en huiles végétales révélaient la présence de deux groupes homogènes et des groupes chevauchants pour les rendements des pulpes et des graines en huiles végétales (tableaux 31a et 31b annexe 2).

Les rendements les plus élevés en huiles végétales étaient observés, pour les pulpes, chez la population de Moughel (Béchar) et, pour les graines, chez la population d'Oued Nougued (Laghouat). Les rendements les plus faibles en huiles végétales étaient enregistrés, pour les pulpes, chez les populations de Bougtob (El Bayadh) et, pour les graines, chez la population de Boghar (Médéa).

Les pulpes des fruits des populations de Metlili (Ghardaïa) et de Tidda (Tiaret) avaient enregistré des rendements faibles en huiles végétales ($12,851 \pm 0,094 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ et $12,762 \pm 0,791 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement) par rapport aux pulpes des populations de Maarif (M'Sila) et de Boghar (Médéa) qui avaient enregistré des rendements élevés en huiles végétales ($17,385 \pm 0,809 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ et $17,549 \pm 1,510 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement).

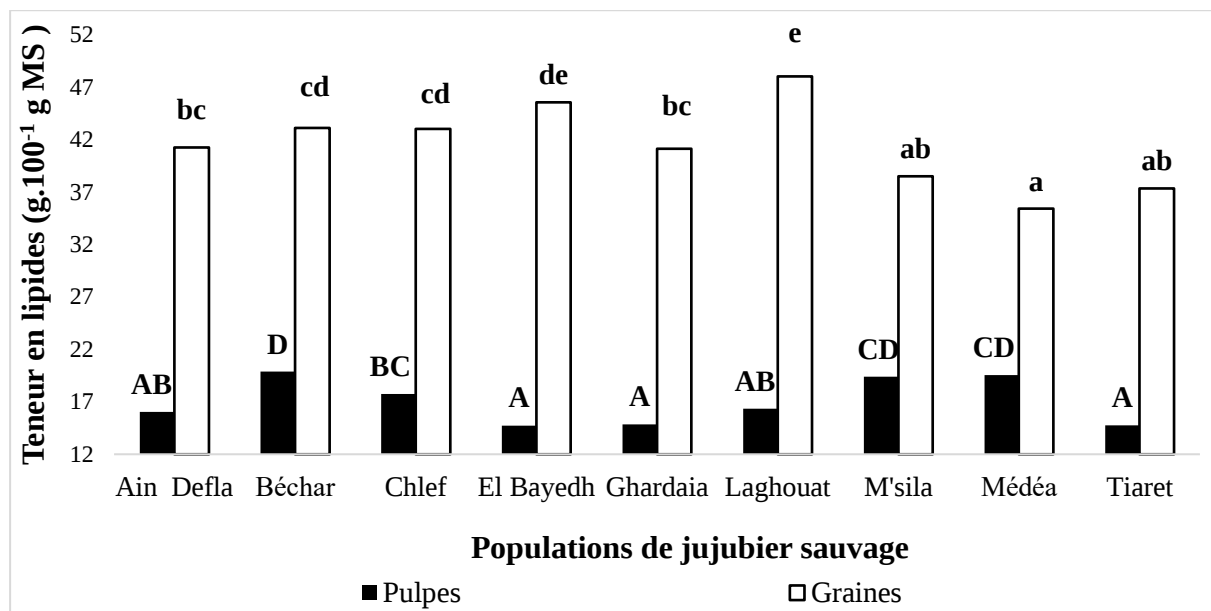


Figure 65: Variation des rendements en huiles végétales des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les graines des populations de Maarif (M'Sila) et de Tidda (Tiaret) avaient enregistré des rendements faibles en huiles végétales ($36,476 \pm 0,984 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ et $35,323 \pm 0,394 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement) par rapport aux graines de la population de Bougtob (El Bayadh) qui avait enregistré des rendements élevés ($43,545 \pm 0,754 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ et $26,978 \pm 0,718 \text{ g} \cdot 100^{-1} \text{ g MS}$ respectivement).

2.1.6. Teneur en métabolites secondaires

2.1.6.1. Teneur en polyphénols

Les résultats de dosage des polyphénols totaux avaient montré que les pulpes et les graines des fruits de *Zizyphus lotus* sont riches en polyphénols. Les teneurs en polyphénols avaient varié considérablement entre les différents extraits aqueux des pulpes et des graines des différentes populations de jujubier sauvage (figure 66). Elles oscillaient entre $436,250 \pm 97,03 \text{ mg EAG/100g MS}$ et $1349,460 \pm 62,757 \text{ mg EAG/100g MS}$, pour les pulpes, et entre $464,187 \pm 22,976 \text{ mg EAG/100g MS}$ et $1190,580 \pm 42,759 \text{ mg EAG/100g MS}$ pour les graines.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* avait séparé deux groupes homogènes pour les teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux des pulpes (tableau 32a annexe 2) et quatre groupes homogènes pour les teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux des graines (tableau 32b annexe 2).

Les extraits aqueux des pulpes des populations en provenance de Moughel (Béchar), de Metlili (Ghardaïa), d'Oued Nougued (Laghouat) et de Maarif (M'Sila) présentaient des teneurs en polyphénols élevées par rapport à celles enregistrées chez les extraits aqueux des graines. L'inverse était enregistré chez les autres populations. C'est-à-dire, c'était les extraits aqueux des graines qui avaient des teneurs plus élevées en polyphénols totaux.

La teneur la plus élevée en polyphénols était mesurée dans l'extrait aqueux des pulpes de la population en provenance de Moughel (Béchar) suivi par l'extrait aqueux des pulpes des populations en provenance de Metlili (Ghardaïa) et de Maarif (M'Sila) avec $1228,39 \pm 209,715$ et $1213,040 \pm 35,566$ mg EAG/100g MS respectivement. D'une autre part, les extraits aqueux des pulpes en provenance de Tidda (Tiaret) présentaient les teneurs en polyphénols les plus faibles suivis des extraits aqueux des pulpes des provenances de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) et de Bougtob (El Bayadh) avec $460,179 \pm 116,172$ et $439,46 \pm 85,434$ mg EAG/100g MS respectivement.

La teneur la plus élevée en polyphénols était mesurée dans l'extrait aqueux des graines de la population en provenance de Bougtob (El Bayadh) suivi par l'extrait aqueux des graines de la population en provenance de Maarif (M'Sila) avec $964,028 \pm 50,295$ mg EAG/100g MS. D'une autre part, les extraits aqueux des graines en provenance de Tidda (Tiaret) présentaient les teneurs en polyphénols les plus faibles suivis des extraits aqueux des graines des provenances de Boghar (Médéa) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avec $790,178 \pm 35,994$ et $795,218 \pm 73,123$ mg EAG/100g MS respectivement.

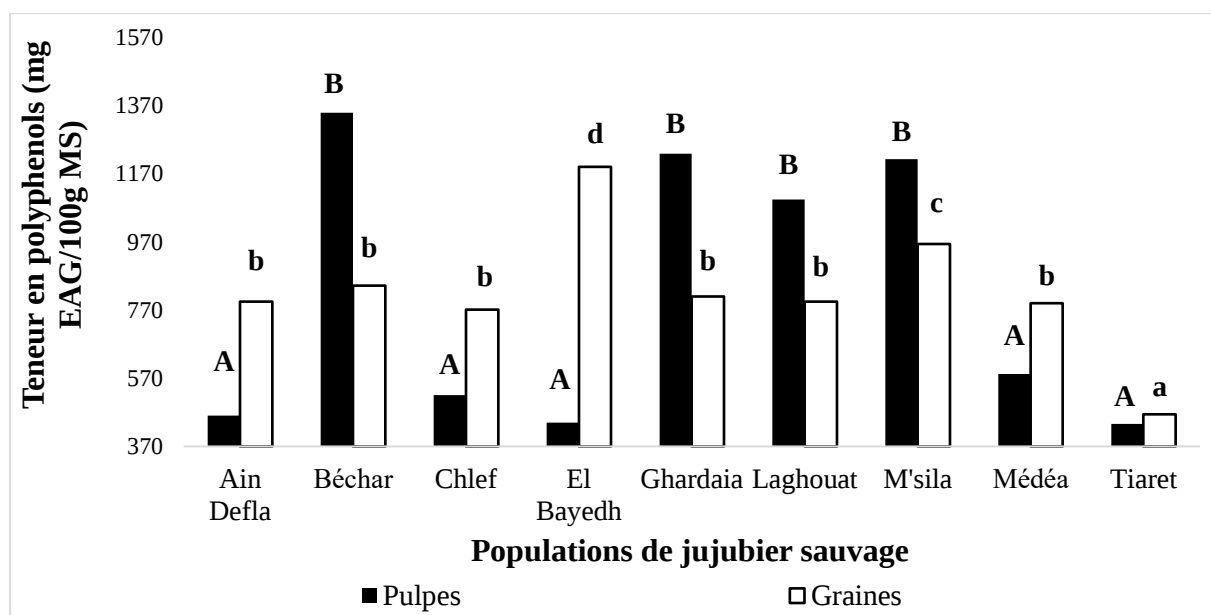


Figure 66: Variation des teneurs en polyphénols des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.6.2. Teneur en flavonoïdes

Les résultats de dosage avaient montré la présence des flavonoïdes dans tous les extraits aqueux testés (pulpe et graines). Cela confirme la richesse des fruits de *Zizyphus lotus* par les flavonoïdes. Les résultats présentés dans la figure 67 montrent que les teneurs en flavonoïdes étaient très proches avec une légère supériorité dchez les pulpes par rapport aux graines.

La comparaison des moyennes par le test de *Tukey* avait séparé un unique groupe (A) pour la teneur des extraits aqueux des pulpes en flavonoïdes (tableau 33a annexe 2), cela est dû à l'absence de différence significative entre les populations pour ce caractère (tableau 33a annexe 4). Deux groupes homogènes et des groupes chevauchants étaient séparés pour la teneur des extraits aqueux des graines en flavonoïdes (tableau 33b annexe 2).

L'extrait aqueux des pulpes de la population de Metlili (Ghardaïa) avait enregistré un maximum de teneur en flavonoïdes ($98,260 \pm 12,258$ mg Eq Q/100g MS), suivi par l'extrait aqueux des pulpes de la population de Moughel (Béchar) avec une moyenne de $93,907 \pm 4,675$ mg Eq Q/100g MS. Tandis que, la plus basse teneur en flavonoïdes était mesurée dans l'extrait aqueux des pulpes de la population de Maarif (M'Sila) avec $83,909 \pm 9,587$ mg Eq Q/100g MS suivi par les extraits aqueux des pulpes des populations de Bougtob (El Bayadh) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avec des moyennes de $85,011 \pm 12,258$ et $85,897 \pm 7,965$ mg Eq Q/100g MS respectivement.

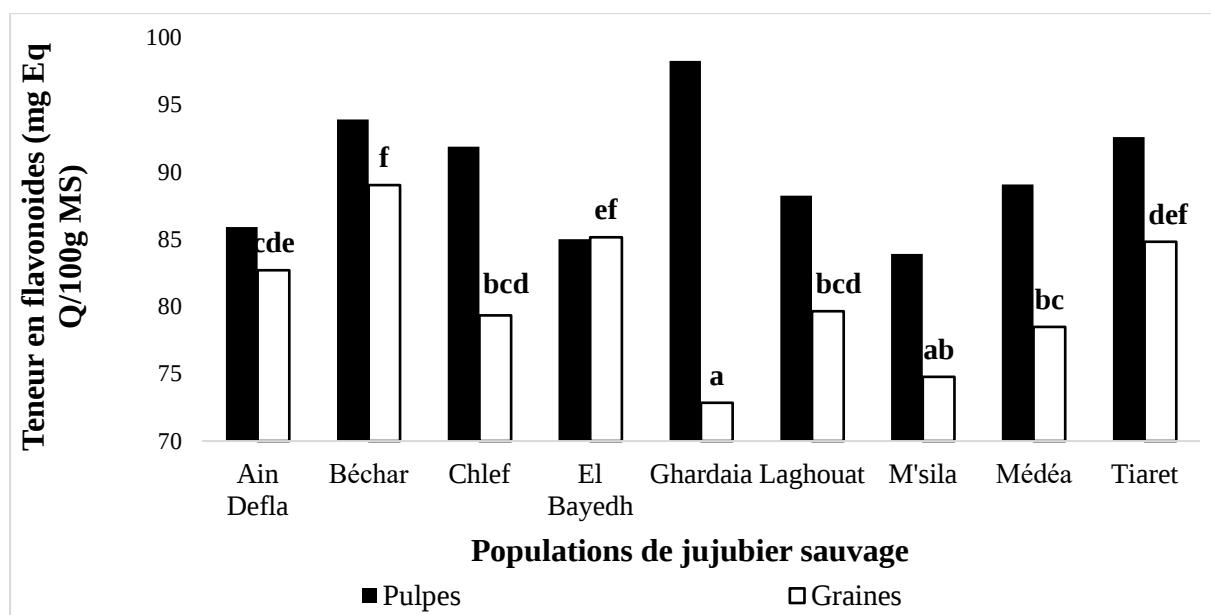


Figure 67: Variation des teneurs en flavonoïdes des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

L'extrait aqueux des graines de la population de Moughel (Béchar) avait enregistré un maximum de teneur en flavonoïdes ($89,031 \pm 1,374$ mg Eq Q/100g MS), suivi par les extraits aqueux des graines des populations de Bougtob (El Bayadh) et de Tidda (Tiaret) avec des moyennes respectives de $85,146 \pm 4,775$ et $84,814 \pm 3,275$ mg Eq Q/100g MS. Tandis que, la plus basse teneur en flavonoïdes était mesurée dans l'extrait aqueux des graines de la population de Metlili (Ghardaïa) avec $72,838 \pm 1,031$ mg Eq Q/100g MS suivi par les extraits aqueux des graines de la population de Maarif (M'Sila) avec une moyenne de $74,769 \pm 2,362$ mg Eq Q/100g MS.

2.1.6.3. Teneur en tanins condensés (Proanthocyanides)

Il ressort de l'analyse phytochimique que les extraits aqueux des pulpes et des graines des fruits de jujubier sauvage contiennent des tanins. La figure 68 illustre la variation de la teneur en tanins condensés dans les extraits aqueux des pulpes et des graines de jujubier sauvage. Il ressort de ce graphique, que pour l'ensemble des populations, les extraits aqueux des pulpes avaient des teneurs en tanins condensés supérieurs par rapport aux extraits aqueux des graines, sauf pour la population de M'Sila, où les extraits aqueux des graines avaient des teneurs en tanins condensés supérieures par rapport aux extraits aqueux des pulpes.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* avait séparé deux groupes homogènes et des groupes intermédiaires pour la teneur des extraits aqueux des pulpes en tanins condensés

(tableau 34a annexe 2) et trois groupes homogènes et un groupe intermédiaire pour la teneur des extraits aqueux des graines en tanins condensés (tableau 34b annexe 2).

Le dosage des tanins condensée avait révélé que l'extrait aqueux des pulpes de la population en provenance de Moughel (Béchar) renfermait les plus importantes teneurs en tanins condensés, avec une valeur de $277,946 \pm 120,803$ mg Eq AG/100g MS suivi par l'extrait aqueux des pulpes de la population en provenance d'Oued Nougued (Laghouat) avec une moyenne de $223,215 \pm 57,889$ mg Eq AG/100g MS. En revanche, les extraits aqueux des pulpes des populations en provenance de Maarif (M'Sila) et de Tidda (Tiaret) avaient enregistré les teneurs les plus faibles en tanins condensés avec $55,268 \pm 15,572$ et $86,696 \pm 73,440$ mg Eq AG/100g MS respectivement.

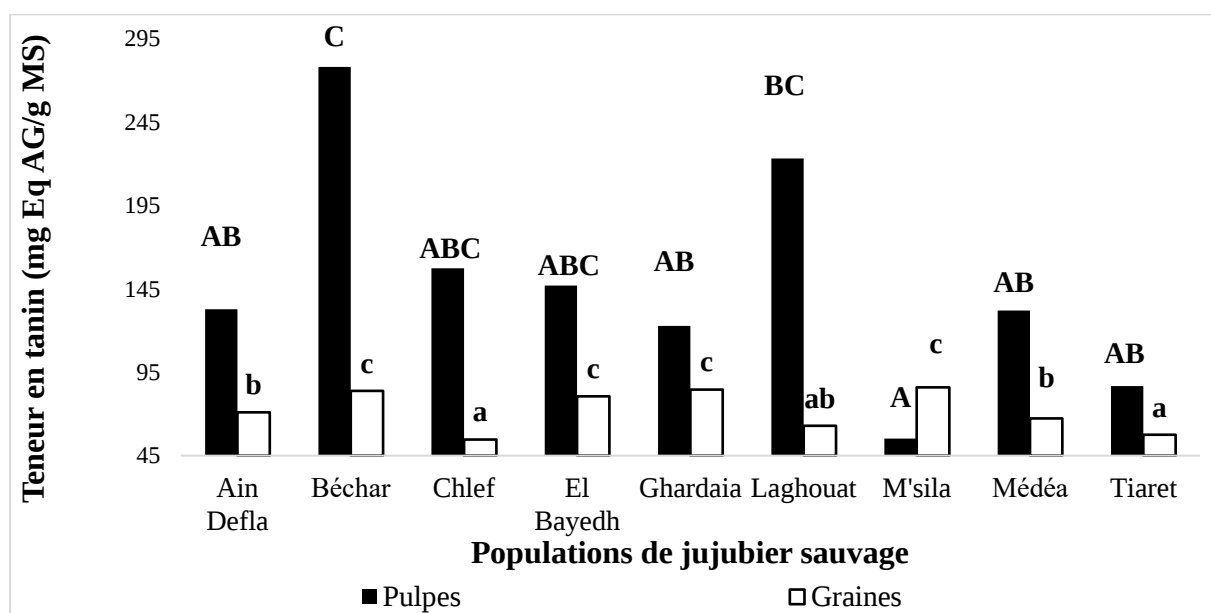


Figure 68: Variation des teneurs en tanins des extraits aqueux des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Le dosage des tanins condensée avait révélé que l'extrait aqueux des graines de la population en provenance de Maarif (M'Sila) renfermait les plus importantes teneurs en tanins condensés, avec une valeur de $85,962 \pm 7,388$ mg Eq AG/100g MS suivi par les extraits aqueux des graines des populations en provenance de Metlili (Ghardaïa) et Moughel (Béchar) avec des moyennes de $84,692 \pm 4,918$ et $83,899 \pm 1,692$ mg Eq AG/100g MS. En revanche, les extraits aqueux des graines des populations en provenance d'Ouled Ziad (Chlef), de Tidda (Tiaret) et d'Oued Nougued (Laghouat) avaient enregistré les teneurs les plus faibles en tanins condensés avec $54,752 \pm 1,333$ mg Eq AG/100g MS, $57,550 \pm 0,966$ mg Eq AG/100g MS et $62,927 \pm 6,782$ mg Eq AG/100g MS respectivement.

2.1.6.4. Teneur en β -carotène

Les résultats du dosage du β -carotène avaient montré que les pulpes et les graines des fruits de *Zizyphus lotus* contiennent du β -carotène. Les teneurs en ce pigment variaient considérablement entre les pulpes et les graines des fruits des différentes populations de jujubier sauvage (figure 69). Elles oscillaient entre $18,4 \pm 5,413 \mu\text{g/g MS}$ et $40 \pm 3,39 \mu\text{g/g MS}$ pour les pulpes et entre $36,4 \pm 4,369 \mu\text{g/g MS}$ et $46 \pm 3,240 \mu\text{g/g MS}$ pour les graines qui présentaient des teneurs en β -carotène élevées par rapport aux pulpes.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* avait séparé quatre groupes homogènes et un groupe chevauchant pour les teneurs en β -carotène dans les pulpes (tableau 35a annexe 2) et deux groupes homogènes et des groupes chevauchants pour les teneurs en β -carotène dans les graines (tableau 35b annexe 2).

La teneur la plus élevée des β -carotène était mesurée dans les pulpes de la population d'Oued Nougued (Laghouat) suivies par les pulpes de la population de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avec $35,6 \pm 1,817 \mu\text{g/g MS}$. D'une autre part, les pulpes de la population en provenance de Tidda (Tiaret) présentaient les teneurs en β -carotène les plus faibles suivies des pulpes de la population en provenance de Metlili (Ghardaïa) avec $25 \pm 2,345 \mu\text{g/g MS}$.

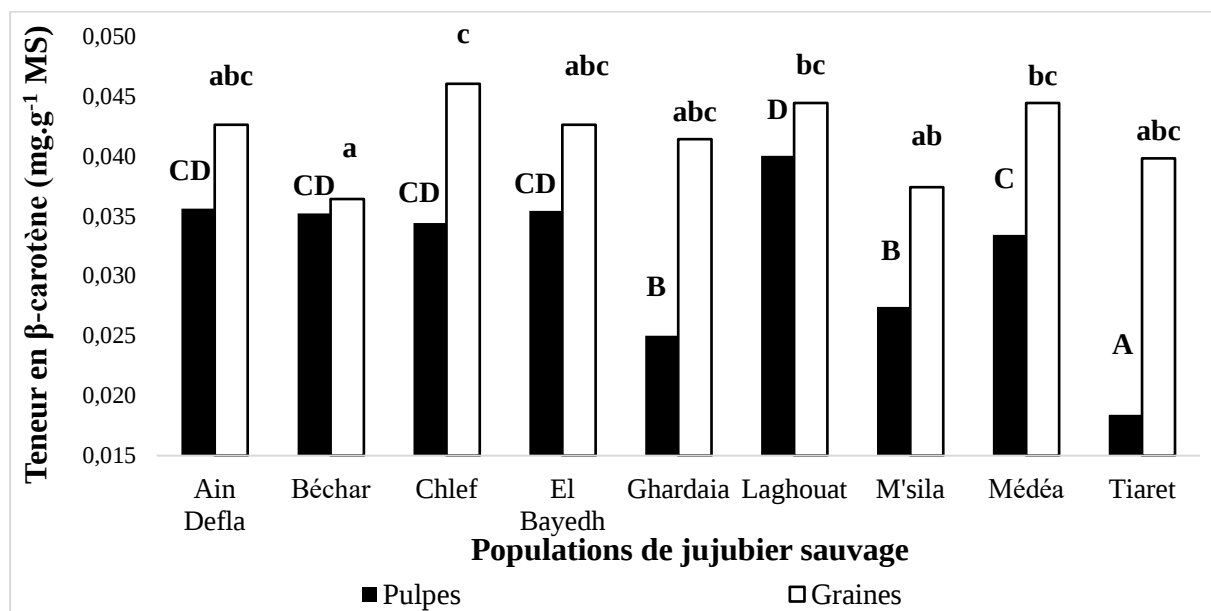


Figure 69: Variation des teneurs en β -carotène des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La teneur la plus élevée des β -carotène était mesurée dans les graines de la population d'Ouled Ziad (Chlef) suivies par les graines des populations d'Oued Nougued (Laghouat) et de Boghar (Médéa) avec $44,4 \pm 1,673 \mu\text{g/g MS}$ et $44,4 \pm 1,140 \mu\text{g/g MS}$ respectivement. D'une autre

part, les des graines de la population en provenance de Moughel (Béchar) présentaient les teneurs en β -carotène les plus faibles suivies des graines des populations en provenance de Maarif (M'Sila) et de Tidda (Tiaret) avec $37,4 \pm 3,647$ et $39,8 \pm 0,447$ $\mu\text{g/g MS}$ respectivement.

2.1.6.5. Teneur en lycopène

Les résultats de dosage avaient montré la présence du lycopène au niveau des pulpes et des graines des fruits de jujubier sauvage. Les résultats présentés dans la figure 70 montrent que les teneurs en lycopène avaient varié considérablement d'une population à l'autre. Pour les populations de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla), de Moughel (Béchar) et d'Ouled Ziad (Chlef), on remarque que les graines présentaient des teneurs plus élevées en lycopène par rapport aux pulpes, alors que les autres populations avaient des pulpes plus riches en lycopène.

La comparaison des moyennes par le test de *Tukey* avait révélé la présence de deux groupes homogènes et deux groupes chevauchants pour la teneur des pulpes en lycopène (tableau 36a annexe 2) et deux groupes homogènes pour la teneur des graines en lycopène (tableau 36b annexe 2).

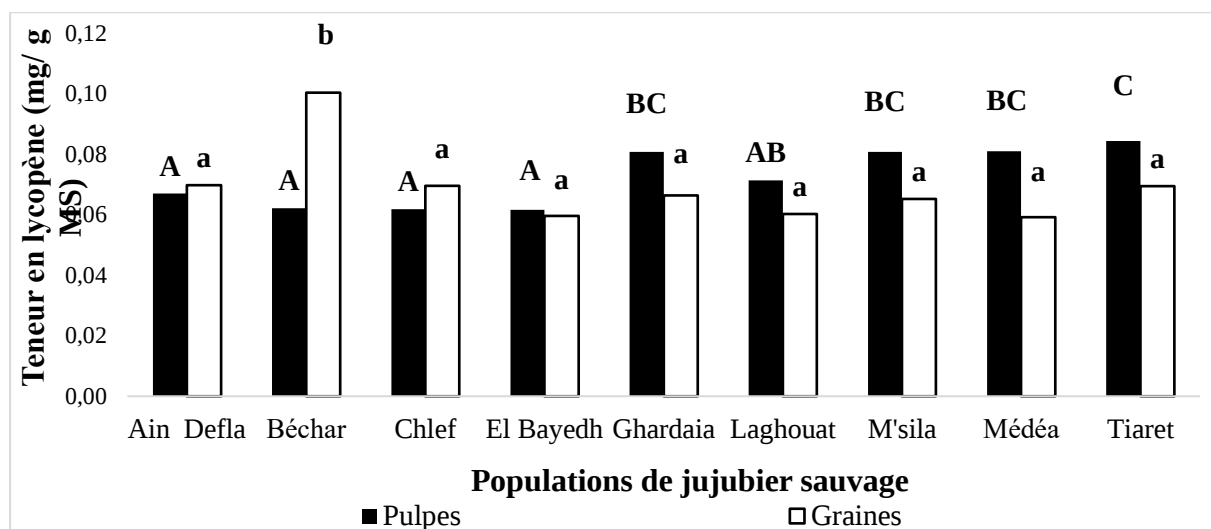


Figure 70: Variation des teneurs en lycopène des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les pulpes de la population de Tidda (Tiaret) avaient enregistré un maximum de teneur en lycopène ($84,4 \pm 7,403$ $\mu\text{g/g MS}$), suivies par les pulpes de la population de Boghar (Médéa) avec une moyenne de $81 \pm 7,681$ $\mu\text{g/g MS}$. Tandis que, la plus basse teneur en lycopène était mesurée dans les pulpes de la population de Bougtob (El Bayadh) avec $61,6 \pm 2,966$ $\mu\text{g/g MS}$ suivies par les pulpes des populations d'Ouled Ziad (Chlef) et de Moughel (Béchar) avec des moyennes de $61,8 \pm 2,588$ et $62,2 \pm 2,775$ $\mu\text{g/g MS}$.

Les graines de la population Moughel (Béchar) avaient enregistré un maximum de teneur en lycopène ($100,4 \pm 13,594 \mu\text{g/g MS}$). Tandis que, la plus basse teneur en lycopène était mesurée dans les graines de la population de Boghar (Médéa) avec $59,2 \pm 4,658 \mu\text{g/g MS}$ suivies par les graines des populations de Bougtob (El Bayadh) et d'Oued Nougued (Laghouat) avec des moyennes respectives de $59,6 \pm 4,037$ et $60,200 \pm 1,789 \mu\text{g/g MS}$.

2.1.6.6. Teneur en chlorophylle A

Il ressort de l'analyse phytochimique que les pulpes et les graines des fruits de jujubier sauvage contiennent des chlorophylle (A). La figure 71 illustre la variation des teneurs en chlorophylle (A) des pulpes et des graines de jujubier sauvage. Ce graphique montre que toutes les graines des populations de Moughel (Béchar), d'Ouled Ziad (Chlef), de Bougtob (El Bayadh) et d'Oued Nougued (Laghouat) avaient des teneurs en chlorophylle (A) supérieures à celles des pulpes. Par contre, les autres populations avaient des pulpes plus riches en chlorophylle (A).

Le test de classification des moyennes de *Tukey* révélait la présence de trois groupes homogènes et des groupes intermédiaires pour la teneur des pulpes en chlorophylle (A) (tableau 37a annexe 2) et un seul groupe pour la teneur des graines en chlorophylle (A) (tableau 37b annexe 2), du fait de l'absence de différences significatives entre les populations de jujubier sauvage pour ce trait (tableau 37b annexe 1).

Le dosage de la chlorophylle (A) révélait que les pulpes de la population en provenance de Tidda (Tiaret) renfermaient les plus importantes teneurs en chlorophylle (A), avec une valeur de $7,4 \pm 1,517 \mu\text{g/g MS}$ suivies par les pulpes de la population en provenance de Metlili (Ghardaïa) avec une moyenne de $6,2 \pm 1,304 \mu\text{g/g MS}$. En revanche, les pulpes des populations en provenance de Moughel (Béchar), d'Ouled Ziad (Chlef) et de Bougtob (El Bayadh) avaient enregistré les teneurs les plus faibles en chlorophylle (A) avec $2,4 \pm 0,548$; $2,6 \pm 0,548$ et $2,6 \pm 0,548 \mu\text{g/g MS}$ respectivement.

Le dosage de la chlorophylle (A) révélait que les graines de la population en provenance de Moughel (Béchar) renfermaient les plus importantes teneurs en chlorophylle (A), avec une valeur de $7,2 \pm 2,604 \mu\text{g/g MS}$. En revanche, les graines des populations en provenance de Metlili (Ghardaïa) et de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla) avaient enregistré les teneurs les plus faibles en chlorophylle (A) avec $3,6 \pm 0,873$ et $3,8 \pm 1,114 \mu\text{g/g MS}$ respectivement.

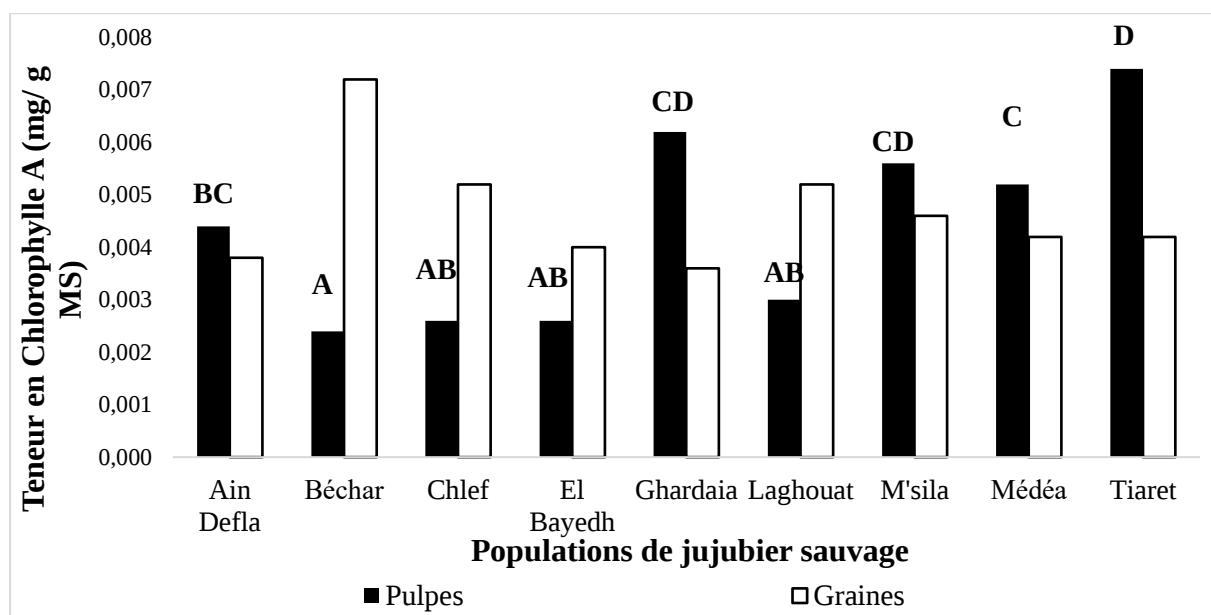


Figure 71: Variation des teneurs en chlorophylle (A) des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

2.1.6.7. Teneur en chlorophylle B

Les résultats du dosage montrent la présence de la chlorophylle (B) au niveau des pulpes et des graines des fruits de *Zizyphus lotus*. Les teneurs en chlorophylle (B) variaient considérablement entre des différentes populations de jujubier sauvage quelque soit pour les pulpes ou pour les graines (figure 72). Leurs moyennes oscillaient entre $11,2 \pm 1,095$ et $30,4 \pm 5,941$ $\mu\text{g/g MS}$ pour les pulpes et entre $5 \pm 1,871$ et $29 \pm 11,597$ $\mu\text{g/g MS}$ pour les graines.

Les fruits de toutes les populations avaient des pulpes plus riches en chlorophylle (B) par rapport aux graines, à l'exception de la population de Moughel (Béchar) qui avaient des graines beaucoup plus riches en chlorophylle (B) que les pulpes.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* avait séparé deux groupes homogènes et un groupe intermédiaire pour les teneurs en chlorophylle (B) dans les pulpes (tableau 38a annexe 2) et deux groupes homogènes pour les teneurs en chlorophylle (B) dans les graines (tableau 38b annexe 2).

La teneur la plus élevée des chlorophylle (B) était mesurée dans les pulpes de la population de Tidda (Tiaret) avec une moyenne de $30,4 \pm 5,941$ $\mu\text{g/g MS}$. D'une autre part, les pulpes de la population en provenance de Bougtob (El Bayadh) présentaient les teneurs en chlorophylle (B) les plus faibles suivies des pulpes des fruits des populations en provenance d'Ouled Ziad (Chlef) et de Moughel (Béchar) avec $11,4 \pm 1,140$ et $11,8 \pm 1,924$ $\mu\text{g/g MS}$ respectivement.

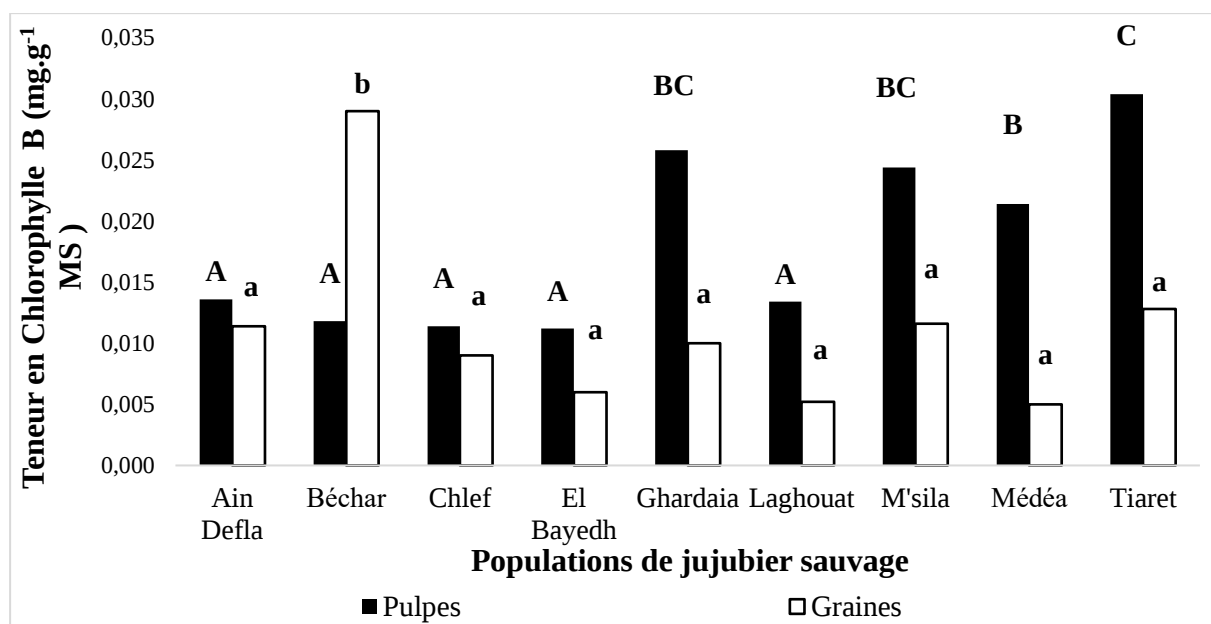


Figure 72: Variation des teneurs en chlorophylle B des pulpes et des graines entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

La teneur la plus élevée de chlorophylle (B) était mesurée dans les graines de la population de Moughel (Béchar) avec une moyenne de $29 \pm 11,597 \mu\text{g/g MS}$. D'une autre part, les graines en provenance de Boghar (Médéa) présentaient les teneurs en chlorophylle (B) les plus faibles suivies des graines des populations en provenance d'Oued Nougued (Laghouat) et de Bougtob (El Bayadh) avec $5,2 \pm 2,168$ et $6 \pm 3,240 \mu\text{g/g MS}$ respectivement.

Les traitements au sel de NaCl ont réduit les concentrations de chlorophylle dans les feuilles de fraise cv. 'Selva'. Le sulfate de calcium pourrait restaurer le contenu en chlorophylle lorsque les plantes sont exposées à NaCl.

2.2. Paramètres génétiques

Les estimations des paramètres génétiques des caractères phytochimiques sont résumées dans le tableau 4.

La valeur la plus élevée des variances phénotypiques était enregistrée pour la teneur en polyphénols totaux des extraits aqueux des pulpes des fruits de jujubier sauvage avec 160381,534.

Tableau 4: Variations des paramètres génétiques des caractères phytochimiques entres les neuf populations naturelles de *Ziziphus lotus* L. Desf.

Car.	Vp	Vg	Ve	CVp(%)	CVg(%)	Cve(%)	H ² (%)
HP	3,604	2,963	0,640	16,276	14,759	6,862	82,228
HG	3,393	2,939	0,454	21,000	19,544	7,682	86,618
MsP	3,604	2,963	0,640	2,149	1,949	0,906	82,228
MsG	3,393	2,939	0,454	2,019	1,879	0,739	86,618
MoP	0,468	0,248	0,220	0,706	0,514	0,484	52,973
MoG	28,364	26,925	1,439	5,725	5,578	1,289	94,927
MmP	0,468	0,248	0,220	22,600	16,449	15,498	52,973
MmG	28,364	26,925	1,439	76,388	74,425	17,206	94,927
pHP	0,060	0,034	0,026	4,570	3,432	3,019	56,376
pHG	0,537	0,099	0,438	10,122	4,354	9,137	18,503
NaP	0,694	0,517	0,177	17,669	15,256	8,915	74,545
NaG	0,287	0,072	0,215	43,785	21,951	37,886	25,133
KP	2555,915	2029,363	526,551	34,900	31,098	15,841	79,399
KG	5446,368	3762,623	1683,744	35,230	29,282	19,588	69,085
CaP	203,001	111,152	91,849	73,327	54,259	49,323	54,754
CaG	4,789	1,831	2,958	46,593	28,811	36,618	38,235
PhoP	962,887	865,543	97,344	30,377	28,800	9,658	89,890
PhoG	99,495	53,371	46,124	57,142	41,851	38,906	53,642
PbP	0,113	0,067	0,046	38,458	29,591	24,565	59,201
ZnP	0,381	0,069	0,311	76,054	32,470	68,774	18,227
CuP	0,073	0,044	0,029	75,238	58,387	47,452	60,223
SucP	19,117	16,498	2,619	8,126	7,549	3,008	86,301
SucG	5,369	3,201	2,168	8,478	6,546	5,387	59,625
ProP	32,851	31,864	0,987	34,472	33,950	5,976	96,994
ProG	17,273	16,371	0,902	18,906	18,406	4,320	94,779
LipP	4,859	4,216	0,643	12,943	12,056	4,709	86,765
LipG	17,553	14,512	3,041	10,102	9,186	4,205	82,675
PolP	160381,534	141350,099	19031,435	49,211	46,199	16,952	88,134
PolG	34954,686	32907,544	2047,141	22,671	21,997	5,486	94,143
FlaP	83,973	20,045	63,928	10,197	4,982	8,897	23,871
FlaG	30,038	24,418	5,620	6,787	6,119	2,936	81,291
TanP	7924,688	4103,313	3821,376	60,002	43,176	41,666	51,779
TanG	147,715	134,392	13,323	16,864	16,086	5,065	90,980
CarP	0,045	0,045	0,000	0,674	0,674	0,015	99,950
CarG	0,023	0,014	0,009	0,362	0,280	0,229	60,000
LycP	0,114	0,091	0,023	0,466	0,417	0,208	80,000
LycG	0,159	0,136	0,023	0,579	0,536	0,219	85,714
ChlaP	0,000	0,000	0,000	0,218	0,109	0,189	25,000
ChlaG	0,001	0,001	0,000	0,654	0,646	0,102	97,561
ChlbP	0,045	0,045	0,000	1,175	1,174	0,026	99,950
ChlbG	0,068	0,045	0,023	2,350	1,919	1,357	66,667
AscP	14337,158	14139,772	197,386	19,090	18,958	2,240	98,623
AscG	8874,383	8543,129	331,255	16,057	15,755	3,102	96,267

Les caractères restants avaient des valeurs des variances phénotypiques allant de 0,001 pour la teneur de chlorophylle (a) dans les pulpes à 34954,686 pour la teneur en polyphénols totaux des extraits aqueux des graines.

Selon le même tableau, il était noté que les valeurs des coefficients de variances génotypiques sont inférieures à celles des variances phénotypiques. Les valeurs des coefficients de variations environnementales sont intermédiaires entre les coefficients de variation phénotypiques et les coefficients de variation génotypiques pour la teneur en sodium et de calcium dans les graines et des teneurs en zinc, flavonoïdes et chlorophylle (a) dans les pulpes. Ces traits avaient aussi des héritabilités au sens larges faibles ($<0,3$) à modérés ($0,3 < H^2 < 0,6$) ce qui indiquent une action environnementale forte à modérée sur ces traits. Les autres caractères avaient des valeurs des coefficients de variation génotypiques supérieurs à celles des coefficients de variations environnementales, et par conséquent, des héritabilités fortes ($>0,6$) indiquant ainsi une faible action de l'environnement sur ces caractères phytochimiques. L'environnement semble ne pas avoir d'effets sur le teneur en β -carotène et du chlorophylle (b) au niveau des pulpes et du chlorophylle (a) au niveau des graines car les variances environnementales de ces traits sont nulles et leurs héritabilités sont proche de 100%.

2.3. Analyse discriminante canonique

Une analyse discriminante canonique a été réalisée pour les caractères phytochimiques mesurés et les provenances (Figure 73 ; tableau 2 annexe 3). Les deux premiers axes canoniques expliquent plus de 97% de la variation. Le premier axe canonique (Axe 1) avait un pouvoir discriminant plus élevé (76,1%) que le second (Axe 2) qui avait un pouvoir discriminant de 21,2%.

Une séparation entre les populations est observée selon le premier axe. Les populations en provenance de Bougtob (El Bayadh), Metlili (Ghardaïa), Maarif (M'Sila), Oued Nougued (Laghouat) et Moughel (Béchar), caractérisées par des pulpes riches en matière organique et en plomb et à pH élevé et des graines avec des taux d'humidité et de matière organique élevés, sont situées à droite de l'axe. Tandis que, les populations de Boghar (Médéa), Tidda (Tiaret), Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla) et Ouled Ziad (Chlef), caractérisées par des pulpes riches en minéraux, particulièrement, le sodium et le potassium et riches en chlorophylle (a) et (b) et des graines avec des taux de matières sèche et de cendre élevés et riches en flavonoïdes, sont classées au sens opposé.

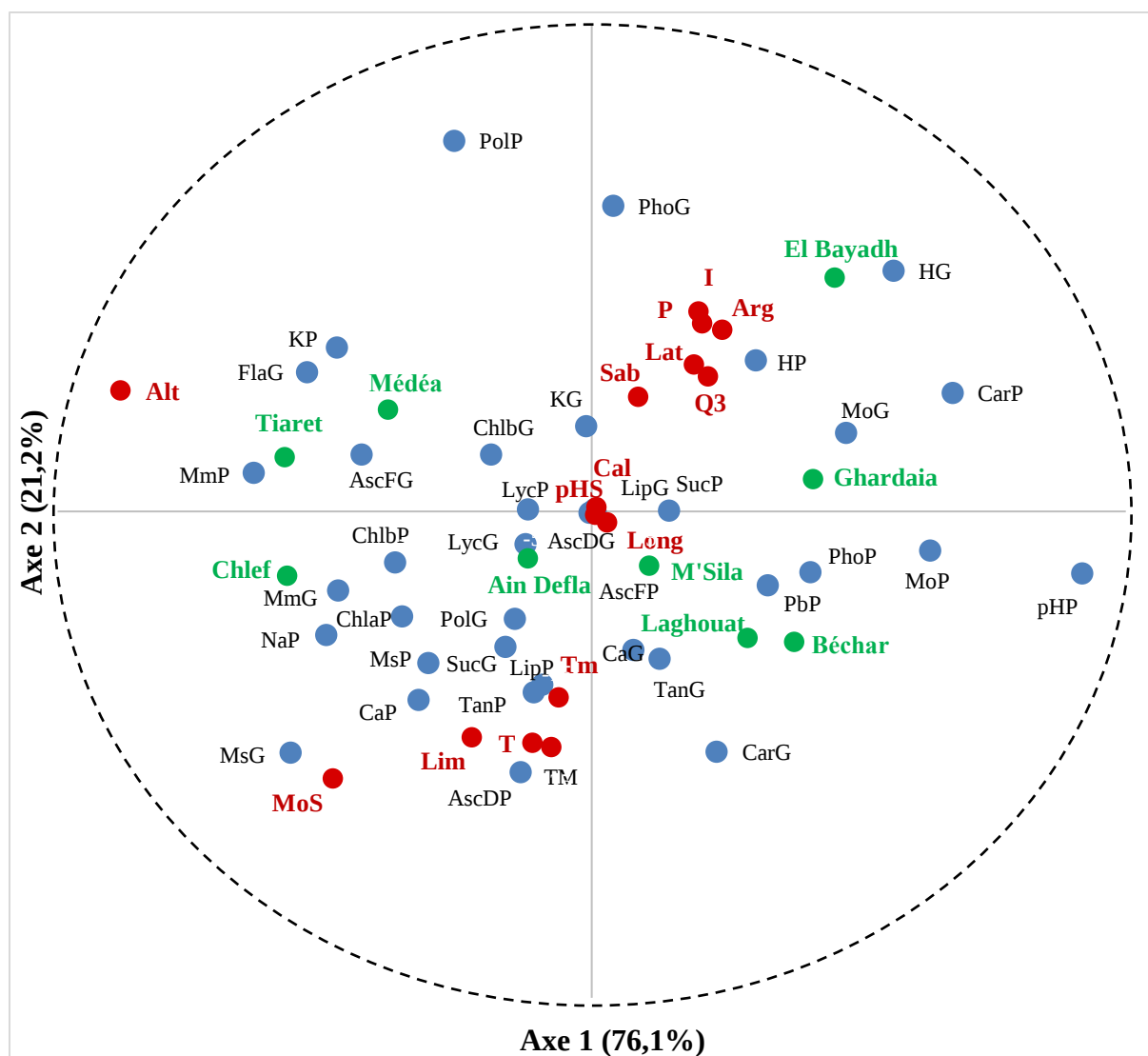


Figure 73: Diagramme de dispersion du premier et deuxième axes canoniques obtenu par l'analyse discriminante canonique pour les neuf populations de *Z. Lotus* selon les caractères phytochimiques.

En ce qui concerne la séparation sur le deuxième axe, les populations de Tidda (Tiaret), Boghar (Médéa), Bougtob (El Bayadh) et Metlili (Ghardaïa) qui avaient manifesté des pulpes avec des taux d'humidité et des teneurs en polyphénols élevés, sont apparues à l'opposé des populations d'Ouled Ziad (Chlef), Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Maarif (M'Sila), Oued Nougued (Laghouat) et Moughel (Béchar) qui avaient des pulpes avec des taux élevés en matière sèches et riches en β -carotène, lipides, et en tanins et des graines riches en calcium, β -carotène, tanins et en sucres totaux.

La classification des neuf populations de jujubier sauvage en fonction de l'axe 1 et en se basant sur les traits phytochimiques est comparable à celles basée sur les traits morphologiques. La seule différence concerne la population de Boghar (Médéa) qui se trouve,

en fonction des données phytochimiques, dans la partie négative de l'axe 1. Alors qu'en fonction des données morphologiques, elle se trouve dans la partie positive.

La population de Boghar (Médéa) se trouvent à l'opposé des populations de Maarif (M'sila), d'Oued Nougued (Laghouat), de Metlili (Ghardaïa), de Moughel (Béchar) et de Bougtob (El Bayadh) qui sont situés, pour la plupart, à des altitudes élevées et caractérisée par de faibles précipitations et des taux d'aridité élevés et des sols de texture sableuse, avec très peu d'argile.

A l'opposé, les populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Tidda (Tiaret), Ouled Ziad (Chlef) ainsi que de Boghar (Médéa), sont situés au nord à des latitudes élevées et sont caractérisés par des sols à texture limono-argileuse et limono-silteuse.

2.4. Classification hiérarchique ascendante

La méthode de Ward a permis de classer les populations de *Ziziphus lotus* L., en mesurant la distance entre les caractéristiques phytochimiques des neuf populations, en deux groupes fermés (figure 74). Le premier groupe est représenté par cinq populations. Et le deuxième groupe est représenté par quatre populations.

Le premier groupe est subdivisé en deux sous-groupes où le premier est représenté par trois populations et le second par deux populations.

Dans le premier sous-groupe, les fortes ressemblances étaient enregistrées entre les fruits des populations de Tidda (Tiaret) et de Boghar (Médéa) auxquelles s'ajoutent les fruits de la population de Djemaa Ouled Chikh. Ces populations se trouvent sur des altitudes moyennes et proches avec des sols de structure limoneuse. Les fruits de ces populations avaient des taux des matières sèches (graines), des pH (pulpes et graines), des teneurs en calcium (pulpes et graines), en lipides (graines), en lycopène (graines), en polyphénols (graines), en tanins (pulpes et graines) et en acide ascorbique (graines) proches. Dans le second sous-groupe, sont groupées ensemble les populations de Metlili (Ghardaïa) et de Bougtob (El Bayadh) qui avaient des taux d'humidité et de matière sèche (graines), des taux de matière organique et de cendres (pulpes), des teneurs en sodium (graines), en potassium (pulpes), en phosphore (graines), en protéines (pulpes), en lipide (pulpes), en β -carotène (graines), en lycopène (graines) et en tanins (graines) proches.

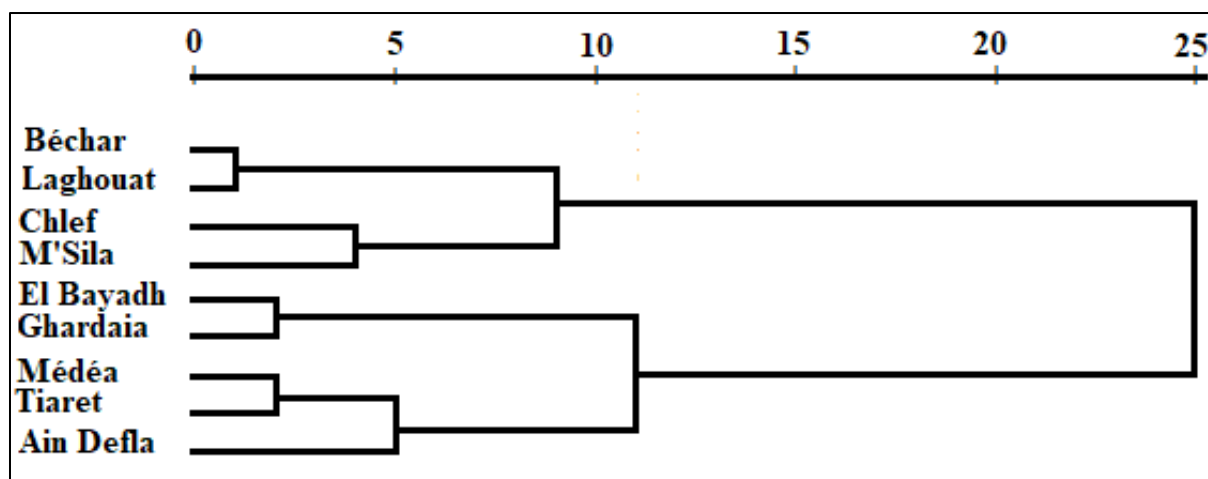


Figure 74: Dendrogramme de classification hiérarchique ascendante des variables phytochimiques, des différentes populations de *Z. lotus*, basés sur les distances de Mahalanobis utilisant la méthode de clustering de Ward.

Dans le deuxième groupe, il existe deux sous-groupes reliant fortement, d'une part, les populations d'Oued Nougued (Laghouat), de Moughel (Béchar), et d'autre part, les populations d'Ouled Ziad (Chlef) et de Maarif (Msila).

Les populations de Laghouat et Béchar proviennent des zones désertiques à climat aride. Ils ont des données latitudinales, des amplitudes thermiques et des teneurs des matières organiques dans les sols proches. Les fruits de ces populations avaient des fruits avec des taux d'humidité, de matière sèche, de matière organique et des cendres et des teneurs en calcium, en polyphénols, en tanins (pulpes) et en acide ascorbique (pulpes) proches. Les populations de Chlef et de M'Sila, caractérisée par des climats arides avec de fortes amplitudes thermiques et des sols calcaires, avaient des pulpes riches en calcium et des graines qui se ressemblent dans leurs taux d'humidité, de matière sèche, de matière organique et de cendres, dans leurs pH et dans leurs teneurs en calcium, en sucre et en acide ascorbique.

2.5. Discussion

Les fruits et légumes jouent un rôle nutritif de complément en fournissant des vitamines et des sels minéraux qui sont des éléments indispensables au bon fonctionnement de l'organisme (Serville, 1984). Or, les plantes sont une source incontournable en éléments bioactifs, présentant un grand intérêt sur le plant médicinal, pharmaceutique et cosmétique (Kupchan et *al.*, 1971). La spécificité nutritive et médicinale d'un fruit est liée à sa composition qui, elle-même, dépend de l'espèce, de la variété, du degré de maturité, des conditions environnementales, des conditions d'entreposage et de conservation (Boudraa et *al.*, 2010).

Cette partie de l'étude porte sur une caractérisation phytochimique à travers une évaluation du contenu en métabolites primaires (eau, sucres totaux, protéines et lipides), en minéraux et en quelques métabolites secondaires (polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins et pigments liposolubles) des fruits de jujubier sauvage appartenant à neuf populations du germoplasme algérien.

A partir des résultats, on remarque que malgré la petite taille des fruits de jujubier sauvage, mais ces derniers sont très riches en éléments nutritifs que soit minéraux ou organiques, et que soit des métabolites primaires ou secondaires.

Les fruits des populations de Djemaa Ouled Chikh (Ain Defla), Moughel (Béchar), Ouled Ziad (Chlef), Bougtob (El Bayadh) et Tidda (Tiaret) étaient les plus riches en métabolites primaires (sucres totaux, lipides et protéines). Les fruits des populations de Bougtob (El Bayadh), Moughel (Béchar) et Oued Nougued (Laghouat) étaient plus riches en minéraux et les fruits des populations de Moughel (Béchar), Oued Nougued (Laghouat) et Maarif (M'Sila) étaient plus riches en métabolites secondaires dosés.

Des corrélations significatives à très hautement significatives sont enregistrées entre les différents caractères phytochimiques et sont illustrées dans le tableau 2 de l'annexe 7. Dans cette partie, seules les corrélations importantes vont être développées.

En raison de l'importance de sa valeur nutritionnelle, les fruits de *Zizyphus lotus* sont, dans la zone aride, consommés par la population autochtone et constituent une ressource alimentaire importante pour l'homme et les animaux en période de pénurie alimentaire (Abdeddaim et *al.*, 2014).

La teneur en matière sèche qui dépasse les 87% indique que la partie comestible a une consistance dure et peut être stockée pour longtemps. L'étude montre que les fruits de *Zizyphus lotus* sont des produits secs et que la partie comestible est intéressante, représentant environ 50% du poids du fruit. Les graines sont également intéressantes, elles pourraient être valorisées comme aliment ou comme oléagineux. En raison de son potentiel énergétique élevé, ce fruit peut être considéré comme un fruit hautement énergétique. L'étude de la pulpe montre que les principaux composés de la biomasse sont les sucres et qu'ils jouent également un rôle important dans les graines. Alors que la principale composante des graines sont les huiles. La teneur en sucres permet de classer ce fruit comme aliment fonctionnel. La partie comestible ne peut pas être considérée comme une source de protéines en raison de sa faible teneur en cette fraction, mais les graines peuvent être considérées comme des graines protéiques. Le fruit étudié

représente une source appréciable de minéraux, très apprécié et consommé par les enfants des populations locales sous forme de crudité en période de pénurie. Ce fruit non conventionnel et sous-utilisé a une composition biochimique intéressante qui peut être valorisée.

Les taux de la matière sèche et de matière organique des fruits de jujubier sauvage sont élevés. Ils avaient varié, respectivement, entre 86,532 à 91,232 % et 96,264 à 97,48 %, pour les pulpes et entre 87,88 à 93,3% et 91,140 à 95,004 %, pour les graines. Les variations des teneurs enregistrées, chez les pulpes étaient de 45,260 à 58,879 % pour les sucres totaux, de 8,372 à 27,756 % pour les protéines et de 16,033 à 19,87 % pour les lipides. Au niveau des graines, les teneurs étaient de 23,717 à 29,713 % pour les sucres totaux, de 16,394 à 28,693 % pour les protéines et de 35,397 à 48,016 % pour les lipides.

Pareek (2013), Saadaoui et al. (2017) et Chen et al. (2018) ont trouvés des taux de matière organique élevés chez les fruits de *Ziziphus mauritiana*, *Ziziphus jujuba* et le *Ziziphus lotus*. Les moyennes de ces caractères étaient de 96,8, chez le *Ziziphus lotus* à 99,22 % chez le *Ziziphus mauritiana*. Saadaoui et al. (2017) a enregistré des teneurs en sucres de 25,9 % pour le *Z. lotus*, et Chen et al. (2018) ont enregistré les valeurs de 27,19 à 31,7% pour le *Z. jujuba*. Tandis que, la teneur en sucres était trop élevée (80,86 à 85,63 %) chez le *Z. mauritiana* (Pareek et al., 2013). Ce dernier a enregistré des teneurs plus faibles en protéines. Elaloui et al. (2014) a signalé des rendements en lipides qui variaient entre 8,31 et 12,35 % pour le *Z. jujuba*.

Plus le taux de la matière organique des pulpes augmente, plus ces dernières deviennent plus riches en lipides ($r=0,719^*$) qui sont parmi les macroéléments organiques primaires d'un aliment avec les glucides et les protéines. Il y a un effet antagoniste lors de l'accumulation de ces macroéléments dans les organes végétales, chose qui est claire dans notre matrice de corrélation (tableau 2, annexe 7), du fait que, les corrélations entre chaque deux macroéléments pris à part, sont négatives. A titre d'exemple, le coefficient de corrélation entre la teneur en sucres et la teneur en lipides était $r=-0,864^{**}$. Les coefficients de corrélations entre la teneur en protéines et la teneur en lipides étaient $r=-0,756^*$, pour les pulpes et $r=-0,931^{***}$ pour les graines.

Une corrélation négative significative ($r=-0,725^*$) était enregistrée entre, d'une part, le taux d'humidité des graines et, d'autre part, la teneur en sucres totaux. Selon Awada et Ikeda (1957), la concentration de sucres dans les fruits de *Carica papaya* semble être inversement proportionnelle à la teneur en eau de la plante. Ces auteurs ont observé que le pourcentage de sucres totaux variait de 9,64% à 11,54%, dans les parcelles peu irriguées, et de 8,41% à 9,72%, dans les parcelles fortement irriguées. Chez le maïs sucré, les teneurs de saccharose étaient

faibles dans les semences qui avaient des taux d'humidité modéré et augmentait au fur et à mesure que les semences séchaient (Borowski et *al.*, 1995).

De plus, une accumulation des sucres s'observe lors d'un stress hydrique qui affecte certains paramètres de croissance et révèle des corrélations significatives entre la teneur en eau relative, les modifications du potentiel hydrique et les réponses à la croissance. Parmi les mécanismes physiologiques et métaboliques considérés comme favorisant la survie des plantes exposées à une sécheresse, ceux impliquant l'accumulation de solutés compatibles, tels que les sucres. L'amidon, qui est la principale réserve d'hydrates de carbone, décline avec l'accroissement du stress hydrique. Ce qui suggère fortement un détournement métabolique des produits de dégradation de l'amidon vers des voies de biosynthèse impliquées dans la réparation des dommages cellulaires. La diminution des sucres totaux, de l'amidon et, dans certains cas, des réserves de lipides, peut contribuer aux besoins en carbone des périodes de récupération lente, consécutives à un stress important (Akinci et Losel, 2010).

Les résultats d'analyses statistiques des différents paramètres étudiés ont permis de déceler une grande variabilité dans la composition phytochimique des pulpes et des graines des fruits d'une population à l'autre.

Les valeurs trouvées pour les différents éléments minéraux dans notre essai été très variables et changent considérablement d'une population à une autre. Les taux des minéraux avaient varié de 2,520% à 3,73% dans les pulpes et de 4,996 % à 8,86 % pour les graines. Ces parties minérales étaient composées, pour les pulpes de 3,486 à 5,691 mg/100 g MS de sodium, de 79,721 à 220,047 mg/100 g MS de potassium, de 9,178 à 38,269 mg/100 g MS de calcium, de 63,114 à 155,269 mg/100 g MS de phosphore, de 0,640 à 1,28 mg/100 g MS de plomb, de 0,100 à 0,92 mg/100 g MS de zinc et de 0 à 0,7 mg/100 g MS de cuivre. Les graines étaient composées de 0,763 à 1,604 mg/100 g MS de sodium, de 125,874 à 325,408 mg/100 g MS de potassium, de 2,727 à 7,273 mg/100 g MS de calcium, de 6,88 à 31,575 mg/100 g MS de phosphore.

Ces valeurs sont proches de ceux trouvées pour les fruits de jujubier sauvage, dans la région de Batna, par Boudraa et *al.* (2010) et Abddaim et *al.* (2014). Selon Boudraa et *al.* (2010), le fruit de *Zizyphus lotus* contenait des minéraux à 3,20 % de fruit sec. Cette matière minérale est composée de calcium (490,84 mg/100g), magnésium (397,91 mg/100g), potassium (134,99 mg/100g), sodium (11,45 mg/100g) et phosphore (10,62 mg/100g). Abddaim et *al.*, (2014) ont trouvé les moyennes de 11,45 mg/100 g de MS pour le potassium, 134,99 mg/100 g de MS pour le potassium 10,62 mg/100 g de MS pour le calcium.

Pour les minéraux, il y avait aussi une forte corrélation entre le taux des minéraux totaux et les teneurs en potassium ($r=0,842^{**}$) et en cuivre ($r=0,75^{*}$). Les pH des pulpes et des graines étaient corrélés respectivement avec les teneurs en potassium au niveau des pulpes ($r=0,738^{*}$) et des graines ($r=0,905^{***}$). Ces résultats sont en accord avec ceux trouvés par Adler et Fraley (1977) qui confirment que la concentration en potassium cellulaire dépend d'une manière ou d'une autre du niveau d'acidité intracellulaire. À l'heure actuelle, il est évident que le pH intracellulaire est un important régulateur de la concentration en potassium cellulaire.

Les fruits, qui avaient des pulpes et des graines riches en sodium, présentaient aussi des teneurs élevées en calcium ($r=0,691^{*}$), en sucres ($r=0,761^{*}$) et en phosphore ($r=0,667^{*}$).

Hadi et Karimi (2012) rapportent que l'accumulation du calcium dans les organes est proportionnelle à celle du sodium parce que les fortes concentrations de sodium sont toxiques pour la plupart des espèces végétales et le calcium est un déterminant important de la tolérance au sel des plantes et confère des effets protecteurs aux plantes.

D'après Nemati et al. (2011), la concentration en sucres solubles totaux était augmentée de manière significative dans les feuilles et les gaines des génotypes d'*Oryza sativa*, avec l'augmentation des teneurs de sodium (Ahmad et al., 2017).

Dans le même contexte, Sima et al., (2012) signalent que l'augmentation de la salinité diminue la croissance, la photosynthèse, le bilan hydrique des plantules d'orge mais elle stimule l'accroissement de l'absorption de sodium. Avec une augmentation des concentrations de phosphore, la teneur en sodium des pousses de la plante a diminué, mais la longueur, le poids frais et sec des racines et des pousses ont augmenté. Les résultats ont indiqué que le phosphore a renforcé l'accumulation d'ions minéraux pour l'ajustement osmotique et la restriction de l'accumulation de sodium dans les pousses (Sima et al., 2012).

Les fruits ayant des teneurs importantes en potassium présentaient des teneurs faibles en polyphénols et inversement ($r=-0,774^{*}$), ce qui peut s'expliquer par le rôle protecteur que jouent les polyphénols, où leur synthèse ne s'effectue qu'en conditions de stress biotique ou abiotique. Les travaux de Rouphael et al. (2012) confirment ces propos. Ils ont trouvé que la biomasse sèche des feuilles, le nombre de feuilles et les concentrations de macroéléments (azote, potassium, calcium et magnésium) d'artichauts et de cardons ont augmenté en réponse à une augmentation de la concentration de la solution nutritive, alors que la tendance était inverse pour les polyphénols totaux, acides phénoliques (l'acide chlorogénique, la cynarine et l'acide caféique) et la lutéoline flavonoïde.

Les teneurs de calcium au niveau des graines semblent stimuler la teneur en chlorophylle dans cet organe ($r=0,776^*$). Les concentrations de chlorophylle dans les organes végétales de fraiser, réduites sous l'effet de la salinité (NaCl), ont pu être restaurées par le sulfate de calcium (Khyyati et *al.*, 2009).

Les résultats de dosage montrent la présence des polyphénols, des tanins condensés, des flavonoïdes et des pigments liposolubles dans les pulpes et les graines des fruits de jujubier sauvage (*Zizyphus lotus*).

Si on compare nos résultats avec ceux obtenus par Ghalem et *al.* (2014) qui indique que les phénols étaient présents dans les racines de *Zizyphus lotus*, au taux de 20,09 mg EAG /g, on peut dire que les pulpes (813,789 mg EAG/ 100 g MS) et les graines (824,689 mg EAG/ 100 g MS) de nos populations sont moins riches en substances phénoliques. Chez d'autres espèces, telles que le figuier de barbarie et le *Zizyphus mauritiana*, les polyphénols étaient présents à des taux de 6,91 mg EAG / g (Rsaissi et *al.*, 2013) et de 12,8 mg EAG /g (Memon et *al.*, 2012) dans les tiges et les fruits, respectivement. En effet, les teneurs rapportées par Bakchiche et *al.* (2013) sur le dosage des polyphénols dans la partie aérienne de *Zizyphus lotus* (36,30 mg EAG/g), étaient plus élevées que nos moyennes.

Les teneurs en sucres et des polyphénols totaux, au niveau des fruits de jujubier sauvage, étaient inversement corrélées ($r=-0,73^*$) et donc l'accumulation de l'un provoque la diminution de l'autre. L'effet antagoniste entre les concentrations des polyphénols et les sucres totaux dans la plante est dû au fait que ces métabolites secondaires sont dérivés des voies du métabolisme primaire des plantes et particulièrement du métabolisme glucidique (Cheynier et *al.*, 2013).

Les teneurs en polyphénols sont aussi corrélés avec les teneurs en chlorophylle ($r=0,747^*$). Les résultats obtenus par Abdulkadir et *al.* (2015) confirme que les feuilles de *Moringa oleifera* les plus riches en chlorophylles contenaient de fortes teneurs en polyphénols et en flavonoïdes.

Les variations des teneurs en flavonoïdes enregistré pour les pulpes étaient de 85,01 à 98,26 mg EQ/100 g MS et de 72,83 à 89,03 mg EQ/ 100 g MS, chez les graines. Nos résultats ont révélé des concentrations en flavonoïdes voisines à celles rapportées par Li et *al.* (2015) qui ont trouvé que la teneur en flavonoïdes du jujube rouge de trois zones différentes dans la chine était de l'ordre de 65,1 à 158,6 mg /100 g.

Les tanins ont fluctué entre un minimum de 55,25 mg EAG/ 100 g MS, pour les pulpes et 75,64 mg EAG/ 100 g MS pour les graines et un maximum de 277,946 mg EAG/ 100 g pour

les pulpes et 85,962 mg EAG/ 100 g MS pour les graines. AlKurd et *al.* (2008) ont enregistré une moyenne de 175 mg/100 g de tanin dans les fruits de *Z. jujuba*. Alors qu'Elaloui et *al.* (2017) ont enregistré une moyenne de 4,38 mg/g, quantité qui est plus importante que celles enregistré chez nos fruits.

De fortes corrélation ont été enregistré pour les teneurs en polyphénols et en tanins ($r=0,689^*$). Ces deux métabolites secondaires appartiennent à la même famille et ont des voies de biosynthèse proches.

Les variations des teneurs en pigments liposolubles (β -carotène, lycopène et chlorophylles) sont voisines aux moyennes trouvées par Guil-Guerrera et *al.* (2004) pour le β -carotène dans les fruits de *Z. jujuba*, par Kozukue et Friedman (2003) pour le β -carotène, le lycopène et les chlorophylles chez la tomate et par Shi et *al.* (2018) pour les chlorophylles chez le *Z. jujuba*.

Cette grande diversité inter-populationnelle de la composition nutritionnelle des pulpes et des graines des fruits du jujubier sauvage peut-être attribuée aux génotypes mais aussi aux conditions environnementales dans lesquels des arbustes croissent. Bervillé et Breton (2014) confirment ces propos en ajoutant que l'obtention de certains types de produits finis dépend principalement des facteurs génétiques, tandis que la qualité du produit dépend principalement de facteurs environnementaux tels que les stress dus à la sécheresse.

Les résultats d'estimation des paramètres génétiques ont permis de séparer la part génotypique de la part environnementale dans l'élaboration des phénotypes.

Les teneurs en sodium et les pH des graines, ainsi que les teneurs en zinc et en flavonoïdes des graines présentaient des coefficients de variations phénotypiques et environnementales élevés, des coefficients de variation génotypiques faibles, des héritabilités faibles et des progrès génétiques élevés. Ces caractères sont très influencés par l'environnement mais ils répondent rapidement à la sélection du fait que leurs déterminismes sont sous l'action de gènes à effets additifs. Alors que, la teneur en chlorophylle (a) au niveau des pulpes ne réagira plus à la sélection parce qu'il a présenté une héritabilité au sens large et un progrès génétique faibles.

Malgré les fortes héritabilités au sens large qu'ont présenté les pigments liposolubles des pulpes et des graines, ces caractères ne peuvent pas être amélioré du fait leurs gènes ont un effet non additif (dominance et/ou épistasie) et leurs progrès génétiques sont faibles.

Les autres caractères présentaient des héritabilités modérées à fortes et des progrès génétiques modérés à forts. L'effet de l'environnement sur ces caractères est faible. Ils répondent facilement à la sélection et peuvent être utilisés dans les programmes d'amélioration.

Le cultivar et l'espèce sont le premier facteur déterminant la prévalence de différents paramètres de qualité du fruit tels que la couleur, la forme, la taille et le poids avec la composition biochimique. Plusieurs paramètres de qualité sont contrôlés génétiquement. Les paramètres de qualité des variétés de fruits différaient les uns des autres, ce qui est supposé être dû à une constitution génétique différente de la variété et également à la différence de développement de leurs fruits et de leur période de maturation. Les facteurs de qualité seraient plus ou moins contrôlés génétiquement, le niveau et la composition chimique des composés bioactifs variant en fonction du cultivar (Tyagi et *al.*, 2017).

Le contenu phytochimique des tissus de fruits est influencé par de nombreux facteurs pré-récolte, notamment le génotype, les porte-greffes, les conditions climatiques, les pratiques agronomiques et le moment de la récolte, ainsi que par des facteurs post-récolte, notamment les conditions de stockage et les procédures de transformation (Moradinezhad et *al.*, 2016)

La maturité des fruits au moment de la récolte est l'un des principaux facteurs qui déterminent la qualité de la composition des fruits et des légumes, ainsi que la durée de conservation et la qualité finale. La récolte tardive des fruits du jujubier entraîne généralement une baisse spectaculaire de la qualité (Moradinezhad et *al.*, 2016).

Les expériences ont montré que les conditions environnementales au cours des premières semaines de croissance des fruits sont extrêmement importantes pour déterminer la qualité des fruits. De plus, la qualité peut être affectée par les changements d'environnement à très court terme tout au long de la saison (Ford, 1979).

La température, a un impact majeur sur l'apparence, la texture, la composition et la qualité alimentaire des fruits (Nunes, 2008). L'emplacement et la saison de croissance affecte de manière significative le contenu de la plupart des composés nutritionnels dans les fruits (Li et *al.*, 2015). Les cultures fruitières sont particulièrement sensibles à la température, la plupart ayant des exigences de température spécifiques pour le développement optimal des paramètres de rendement et de qualité. La température influence l'absorption et le métabolisme des minéraux et de la nutrition par les plantes. L'augmentation de la température augmente la transpiration, tandis que la température plus basse influence le sexe de la fleur et la nouaison. Au cours de la phase de développement du fruit, les variations de température peuvent affecter

la photosynthèse, la respiration, les relations aqueuses et la stabilité de la membrane, ainsi que les taux d'hormones végétales. Les températures élevées peuvent augmenter le taux de réactions biochimiques catalysées par différentes enzymes et affecter l'accumulation de minéraux. Une exposition à des températures élevées peut provoquer des modifications morphologiques, anatomiques, physiologiques et, en définitive, biochimiques des tissus végétaux et, en conséquence, affecter la croissance et le développement de différents organes de la plante (Tyagi et *al.*, 2017).

Pritchard et *al.* (2000) avait trouvé que la teneur en huile, en protéines de la graine et en glucosinolate et la composition des principaux acides gras du canola variaient de manière significative entre les régions de Victoria et avec les saisons. La teneur en protéines diminuait de manière significative lorsque les fruits étaient cueillis à des stades plus matures (Moradinezhad et *al.*, 2016).

Shear (1971) ajoute que la composition minérale des fruits est sous la dépendance de plusieurs facteurs qui interagissent entre eux. Ces facteurs sont liés à l'environnement, la fertilité des sols et les pratiques culturales. La récolte tardive avait, selon Moradinezhad et *al.* (2016), un effet négatif sur le taux final des minéraux dans les fruits de jujubier sauvage.

Les substances biologiquement actives, en particulier les composés phénoliques, la composition, le contenu et la fonction des plantes sont affectées par différents facteurs : le fond génétique (variété, génotype), le moment de la récolte (Tomsone et Kruma, 2017), l'origine (Ebrahimzadeh et *al.*, 2008), l'organe (Ksouri et *al.*, 2008), les différentes maladies qui peuvent affecter la plante, la durée de conservation (Park et Cha, 2003). L'altitude, l'illumination, (Liu et *al.*, 2016), l'humidité, les caractéristiques agronomiques (sol, alimentation en eau, utilisation d'engrais ou de fumier), la maturité, la récolte, la méthode de transport, le stockage, le procédé de séchage (Cezarotto et *al.*, 2017) et/ou les méthodes d'extraction (Khoddami et *al.*, 2013). Le type d'habitat de la plante, la prédominance de certains facteurs abiotiques dans l'habitat, la saison de l'année ainsi que la présence ou non de conditions défavorables dans lequel la plante pousse, influencent le contenu, la qualité et la quantité de ces substances actives (Stanković et *al.*, 2017).

Le lycopène est un caroténoïde synthétisé plante qui donne un pigment rouge aux fruits et aux légumes (Desai et *al.*, 2018). La chlorophylle, les caroténoïdes sont les pigments de couleur les plus importants dans les fruits (Shi et *al.* 2018). Ces pigments présentent un grand intérêt en raison de leur forte activité antioxydante (Desai et *al.*, 2018). La couleur du fruit

affecte non seulement l'apparence, la désirabilité et la fraîcheur associée, mais est également un déterminant important de la perception de la saveur (McCallum et *al.*, 2010).

Les teneurs en chlorophylle sont fortement corrélés avec la maturité du fruit. Aux premiers stades de maturité, les fruits contenaient des teneurs importantes en chlorophylles qui déclinent avec l'avancement de la maturité des fruits. Tandis que, les teneurs en β -carotène et en lycopène augmentent pour donner aux fruits, la couleur rouge (Shi et *al.*, 2018).

3. Caractérisation cytogénétique

Le nombre de chromosomes (figure 75) montre que les populations de jujubier sauvages qui proviennent de Djemâa Ouled Chikh (Ain Defla), Ouled Ziad (Chlef), Oued Nougued (Laghouat), Boghar (Médéa) et Tidda sont diploïdes et possèdent un nombre de chromosomes de $2n = 2x = 24$ chromosomes. Alors que les populations qui proviennent de Moughel (Bechar), Bougtob (El Bayadh), Metlili (Ghardaïa) et Maarif (M'sila) sont triploïdes et possèdent un nombre de chromosomes égal à $2n = 3x = 36$ chromosomes.

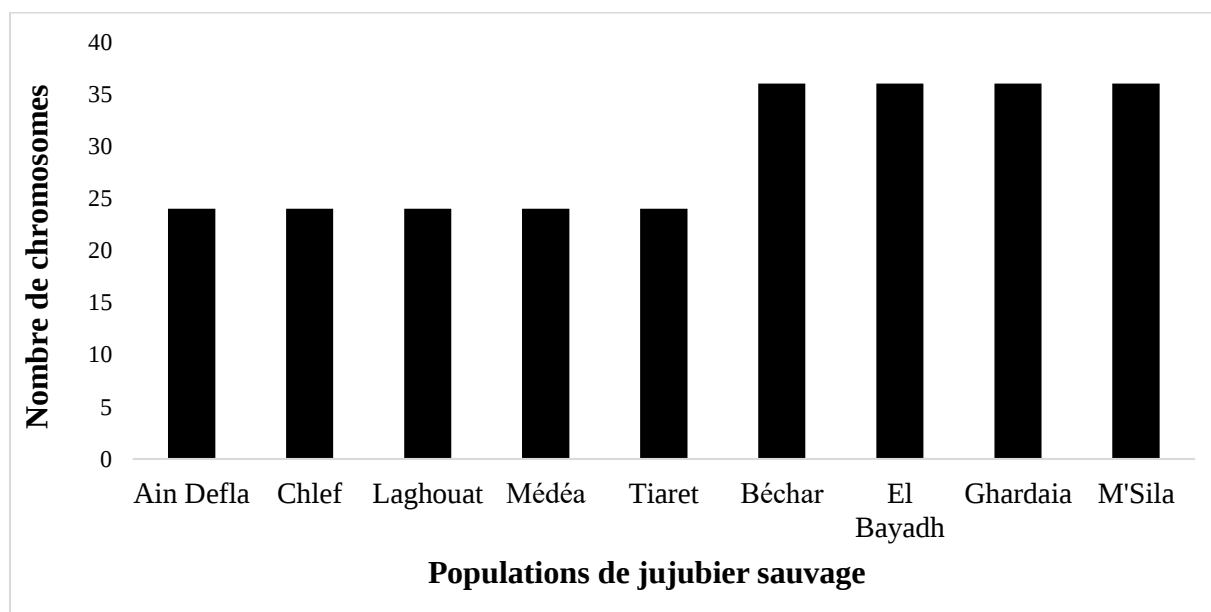


Figure 75 : Variation du nombre de chromosomes entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

4. Caractérisation moléculaire

4.1. Rendement en ADN

Les résultats d'analyse de la variance des rendements en ADN dans les cellules de jujubier sauvage, révélaient une différence très hautement significative ($P < 0,001$) entre les

populations étudiée (tableau 39, annexe 1). Le test de comparaison des moyennes de *Tukey* avait séparé deux groupes homogènes et des groupes chevauchants (tableau 39, annexe 2).

Les histogrammes de la figure 76 illustrent les variations des rendements en ADN entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.). Les rendements en ADN avaient varié d'un minimum de 14,866 ng/μl chez la population de Boghar (Médéa) à un maximum de 38,9 ng/μl chez la population de Tidida (Tiaret).

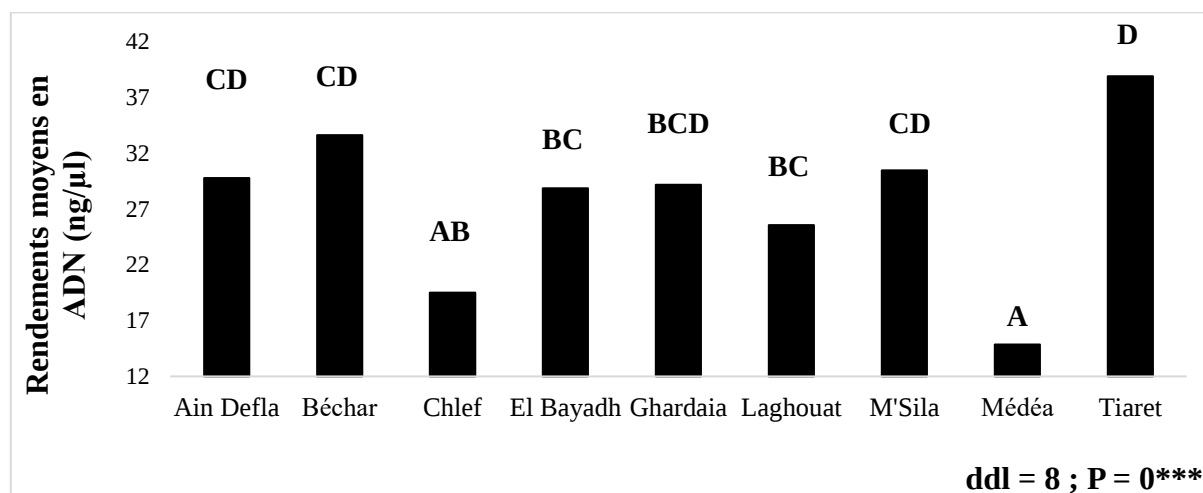


Figure 76: Variation du rendement en ADN entre les différentes populations du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L. Desf.).

Les populations de Moughel (Béchar) et de Maarif (M'Sila) avaient aussi enregistré des rendements élevés en ADN avec des moyennes respectives de 33,63 ng/μl et 30,46 ng/μl. La population d'Ouled Ziad avait enregistré un rendement faible en ADN avec une moyenne de 19,5 ng/μl

4.2. Variation moléculaire

Un total de 100 marqueurs ISSR a été testé et uniquement 35 ont été retenus. Le choix de ces derniers a porté sur le fait qu'ils ont généré beaucoup de bandes amplifiées sur le gel d'agarose (figure 77).

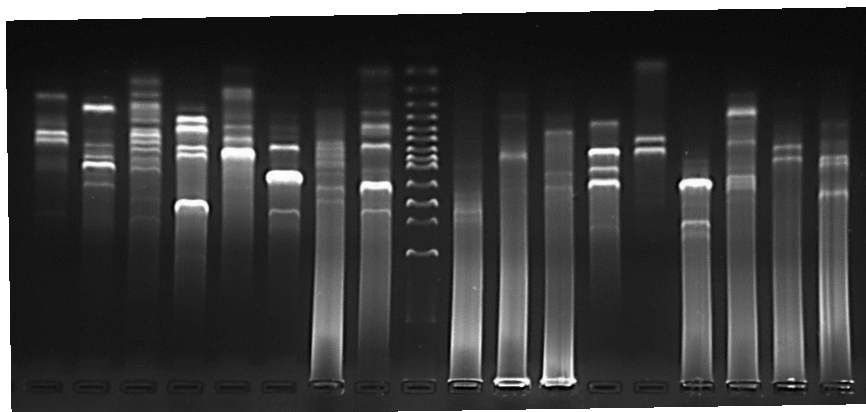


Figure 77 : Exemple de bandes amplifiées générées par quelques amorces ISSR.

Le nombre total de bandes produites par les amorces ISSR (TBN), le nombre de bandes polymorphes (PB), les pourcentages de bandes polymorphes (% P), le contenu en informations polymorphes (PIC), le pouvoir de résolution (RP) et l'indice marqueur des amorces ISSR est présenté dans le tableau 5.

Les trente-cinq amorces ISSR testées ont produit un total de 274 bandes amplifiées avec une moyenne de 7,82 bandes par amorce (MR). Pour ces amorces, le nombre de bandes polymorphes était de 168 (59,14%) avec une moyenne de 4,8 bandes polymorphes par amorce (EMR). Le nombre de bandes produites par chaque amorce variait de 4 pour les amorces 847, 854, 864 et 869 à 14 pour les amorces 812 et 876. Alors que le nombre de bandes polymorphes produites par chaque amorce a varié entre 2 pour les amorces 814, 817, 846, 849, 864 et 897 à 14 pour l'amorce 876. Le pourcentage de polymorphisme pour chaque amorce est passé de 25% pour l'amorce 817 à 100% pour les amorces 813, 876, 892 et 900 (figure 78) avec une moyenne de 59,14%.

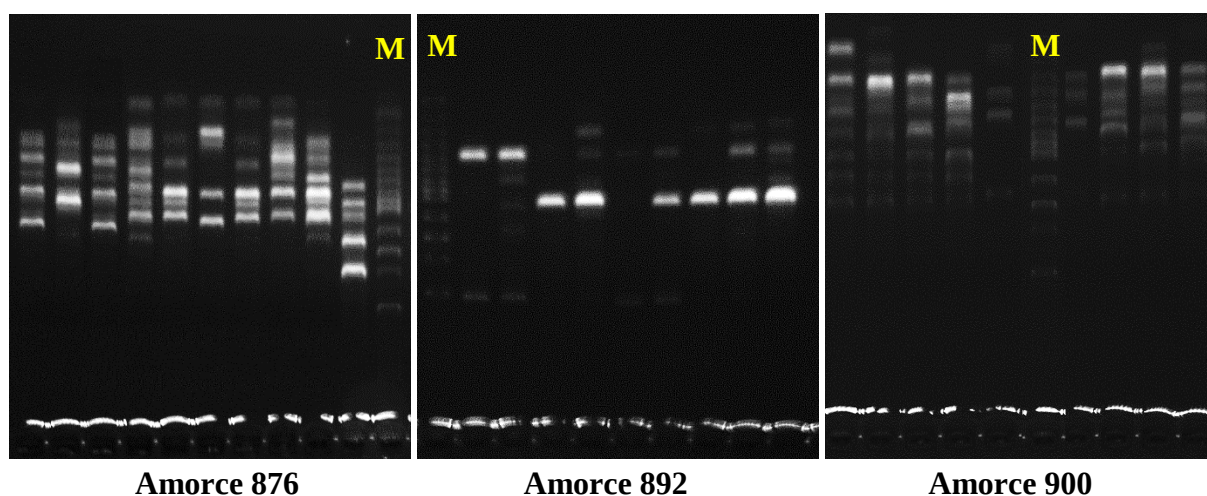


Figure 78: Amorces ISSR qui ont générées 100% de bandes polymorphes (M : Marqueur de taille).

Tableau 5: Détails des bandes amplifiées générées par les 35 amorces ISSR dans les neuf populations de *Z. lotus*

Amorces	Sequences 5' - 3'	TBN	PB	%P	PIC	RP	MI
807	(AG) ₈ T	8	3	37,50	0,44	1,56	0,55
808	(AG) ₈ C	8	6	75,00	0,35	3,56	1,10
810	(GA) ₈ T	12	9	75,00	0,45	3,78	0,89
811	(GA) ₈ C	10	3	30,00	0,21	2,00	0,31
812	(GA) ₈ A	14	10	71,43	0,36	4,89	1,23
813	(CT) ₈ T	6	6	100,00	0,49	2,00	1,56
814	(CT) ₈ A	7	2	28,57	0,08	1,11	0,15
815	(CT) ₈ G	5	3	60,00	0,45	1,56	0,90
817	(CA) ₈ A	8	2	25,00	0,40	0,44	0,45
823	(TC) ₈ C	8	5	62,50	0,27	2,00	0,87
834	(AG) ₈ YT	6	3	50,00	0,22	1,78	0,58
835	(AG) ₈ YC	9	4	44,44	0,48	2,44	0,63
842	(GA) ₈ YG	9	6	66,67	0,31	3,11	0,96
843	(CT) ₈ RA	10	5	50,00	0,32	3,11	0,86
845	(CT) ₈ RG	7	5	71,43	0,40	3,11	1,02
846	(CA) ₈ RT	6	2	33,33	0,12	1,33	0,25
847	(CA) ₈ RC	4	3	75,00	0,17	1,33	0,76
849	(GT) ₈ YA	8	5	62,50	0,37	3,33	0,87
854	(TC) ₈ RG	4	2	50,00	0,23	0,89	0,63
855	(AC) ₈ YT	8	4	50,00	0,50	2,44	0,69
856	(AC) ₈ YA	10	7	70,00	0,12	4,22	0,52
859	(TG) ₈ RC	6	4	66,67	0,46	2,22	0,76
864	(ATG) ₆	4	2	50,00	0,40	0,44	0,90
866	(CTC) ₆	8	7	87,50	0,49	2,22	1,48
868	(GAA) ₆	6	4	66,67	0,27	2,00	0,62
869	(GTT) ₆	4	3	75,00	0,42	2,00	1,04
876	(GATA) ₂ (GACA) ₂	14	14	100,00	0,23	8,22	1,17
881	G ₃ (TG ₄) ₂ TG	5	-	-	-	-	-
887	DVD(TC) ₇	8	3	37,50	0,35	1,33	0,58
888	BDB(CA) ₇	8	4	50,00	0,32	1,56	0,77
890	VHV(GT) ₇	8	6	75,00	0,44	2,22	0,98
891	HVHTC(TG) ₆	10	4	40,00	0,46	1,56	0,65
892	TAGATCTGATATCTGA ₂ T ₂ C ₃	7	7	100,00	0,32	4,00	1,44
897	C ₂ GACTCGAGN ₆ A(TG) ₂ G	6	2	33,33	0,12	1,33	0,25
900	ACT ₂ C ₄ ACAG ₂ T ₂ A ₂ (CA) ₂	13	13	100,00	0,23	8,67	1,17
Total		274	168				
Moyenne		7,82^{MR}	4,8^{EMR}	59,14	0,35	2,51	0,79

TBN : Nombre total de bande ; **PB** : Nombre de bandes polymorphes ; **%P** : Pourcentage de polymorphisme. **PIC** : Contenu en information polymorphe ; **RP** : Pouvoir de résolution et **MI** : Indice marqueur.

La teneur en informations polymorphes (PIC) des amorces ISSR parmi les populations de jujubes sauvages variait entre 0,08 pour l'amorce 814 et 0,50 pour l'amorce 855 avec une moyenne de 0,35.

Le pouvoir de résolution (RP) a échangé son minimum au niveau des amorces 817 et 864 avec une valeur de 0,44 et son maximum au niveau de l'amorce 900 avec une valeur de 8,67. La moyenne du RP est de 2,51. À son tour, l'indice du marqueur a fluctué entre 0,15 pour l'amorce 814 et 1,56 pour l'amorce 813 avec une moyenne de 0,79.

Les populations triploïdes de *Ziziphus lotus* présentaient les valeurs les plus élevées en nombre total de bandes, avec 206 bandes pour la population de Bechar, 201 bandes pour les populations de M'sila et El Bayadh et 191 bandes pour la population de Ghardaïa (tableau 6). Ces populations présentaient également les valeurs les plus élevées en bandes polymorphes (100, 95, 95 et 85 respectivement) et en pourcentage de polymorphisme (48,54% pour la population de Bechar et 47,26% pour la population d'El Bayadh et M'sila).

Tableau 6: Détails des bandes amplifiées générées par les amorces ISSR pour chaque population de *Z. lotus*

Populations	TBN	PB	%P
Ain Defla	196	90	45,918
Bechar	206	100	48,544
Chlef	183	76	41,530
El Bayadh	201	95	47,264
Ghardaïa	191	85	44,503
Laghouat	176	70	39,773
Médéa	189	83	43,915
M'sila	201	95	47,264
Tiaret	198	92	46,465
Moyennes	193,444	87,333	45,019

TBN : Nombre total de bande ; **PB** : Nombre de bandes polymorphes ; **%P** : Pourcentage de polymorphisme.

Les marqueurs ISSR des 35 amorces sélectionnées ont été utilisés pour construire un dendrogramme à l'aide de l'analyse en grappes UPGMA et du coefficient de correspondance simple (SM). Le degré de similitude entre les populations de jujubes sauvages, d'endroits différents, variait entre 31,1% (entre les populations de Laghouat et de Médéa) et 95,7% (entre les populations de M'sila et de Tiaret).

Une analyse en grappes a été réalisée pour regrouper les populations dans un dendrogramme (figure 79). Ce dendrogramme a deux groupes. Le premier groupe regroupe les populations d'Ain Defla et de Bechar avec une similarité de 39,1%. Le deuxième groupe regroupe les populations des autres régions. Cette seconde grappe peut être subdivisée en deux sous-grappes, la première regroupant six populations deux à deux.

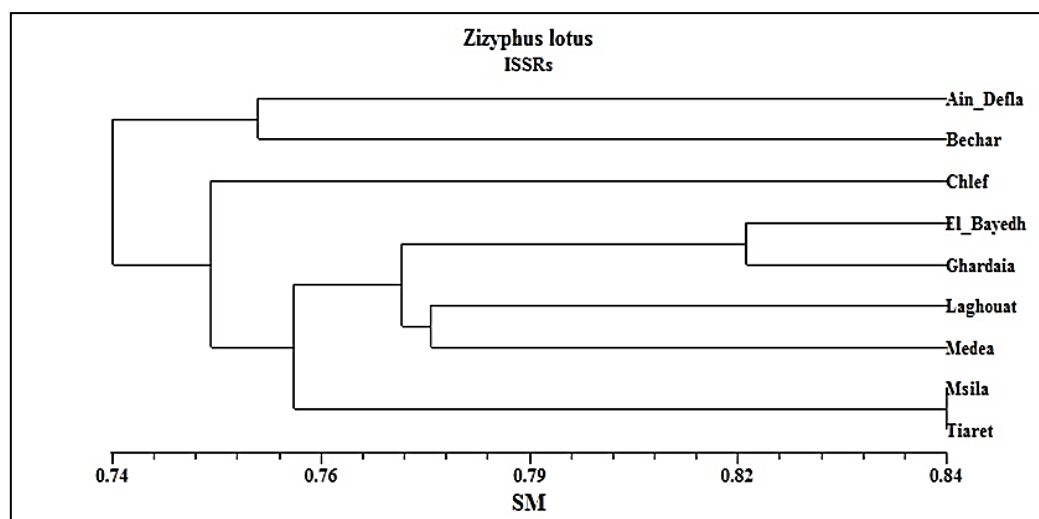


Figure 79 : Dendrogramme avec relation génétique entre les neuf populations de *Zizyphus lotus* en provenance de diverses régions d'Algérie (coefficient SM et méthode UPGMA).

5. Discussions

Pour bien mettre en évidence l'effet du génotype dans l'élaboration finale des phénotypes, notre étude a été complétée par une caractérisation moléculaire des fruits des neuf populations de jujubier sauvage.

Les marqueurs moléculaires sont largement utilisés pour évaluer la diversité génétique et étudier les relations entre génotypes et populations de nombreuses espèces. Pour étudier la diversité génétique du genre *Zizyphus*, les marqueurs ISSR, RADP, SSR et SRAP ont été largement utilisés sur *Zizyphus spina-christi* (Alansi *et al.*, 2016; Moustafa *et al.*, 2016), *Zizyphus mauritiana* (Singh *et al.*, 2007 ; Singh *et al.*, 2014), *Zizyphus jujuba* (Li *et al.*, 2009 ; Ma *et al.*, 2011 ; Liu *et al.*, 2014 ; Zhang *et al.* ; 2015) et *Zizyphus lotus* (González-Robles *et al.*, 2016). Notre travail est le premier à étudier la diversité moléculaire entre les populations naturelles de *Zizyphus lotus* L. Desf à travers plusieurs environnements en Algérie et le second dans le monde.

Afin de résoudre certains des inconvénients associés à la RAPD (faible reproductibilité), au coût élevé de l'AFLP et à la nécessité de connaître les séquences flanquantes afin de développer des amorces pour le polymorphisme de la RSS, des ISSR ont été développés

(Gomes *et al.*, 2012). En outre, l'utilisation de la ISSR dans cette étude repose sur le fait qu'elles sont faciles à utiliser et hautement reproductibles (Boussaid *et al.*, 2010). Plusieurs études ont montré que les marqueurs ISSR semblent convenir à la diversité génétique des génotypes de triticales (Tonk *et al.*, 2014), *Canarium album* (Mei *et al.*, 2017), de *Cajanus cajan* (Hemalatha et Shanmugasundaram, 2010) par rapport à la technique RADP.

Nos trente-cinq amorces ISSR ont produit 274 bandes, dont 168 étaient polymorphes. Le pourcentage de polymorphisme était de 61,31%. Nos résultats sont proches de ceux trouvés pour d'autres espèces : 61,54% pour *Ziziphus spina-christi* (Moustafa *et al.*, 2016), 57,3% pour *Dioscorea hispida* (Nudin *et al.*, 2017) et 53,80% pour le Triticale (Tonk *et al.*, 2014). Cependant, ces résultats restent faibles comparés à ceux trouvés par Singh *et al.* (2007) pour *Ziziphus mauritiana* (89,96%), Alansi *et al.*, (2016) pour *Ziziphus spina-christi* (93,4%) et Boussaid *et al.* (2010) pour *Stipa tenacissima* (87,79%).

Les populations triploïdes de *Ziziphus lotus* présentaient les valeurs les plus élevées en nombre total de bandes, avec 206 bandes pour la population de Bechar, 201 bandes pour les populations de M'sila et El Bayadh et 191 bandes pour la population de Ghardaïa. Ces populations présentaient également les valeurs les plus élevées en bandes polymorphes (100, 95, 95 et 85 respectivement) et en pourcentage de polymorphisme (48,54% pour la population de Bechar et 47,26% pour la population d'El Bayadh et M'sila).

Les moyennes obtenues pour le contenu d'information de polymorphisme (PIC), le pouvoir de résolution (Rp) et l'indice de marqueur (MI) sont respectivement de 0,35, 2,51 et 0,79. Ces moyennes sont proches de celles trouvées par Tonk *et al.* (2014) dans le triticales (PIC = 0,33 et Rp = 3,15), par Lamare et Rao (2015) dans *Musa acuminata* Colla (PIC = 0,35, Rp = 2,34 et MI = 0), par Rashidi *et al.* (2013) dans *Medicago sativa* (PIC = 0,26 et MI = 1,88) et par Singh *et al.* (2007) dans *Ziziphus mauritiana* (PIC = 0,42 et Rp = 3,68).

Le dendrogramme de Ward pour les caractères morphologiques et la classification basée sur le modèle SM à partir des données ISSR ont classé les populations de jujubes sauvages de manière différente. Les méthodes de morphologie sont insuffisantes pour distinguer les cultivars et les résultats sont souvent susceptibles d'être influencés par l'environnement. Il a été prouvé que les génotypes de ber fondés sur la morphologie et sur la morphologie étaient génétiquement différents (Singh *et al.*, 2014).

Le regroupement des populations de *Ziziphus lotus* selon la méthode SM semble indépendant des variations climatiques. Nous avons constaté que les populations de M'sila et

de Tiaret sont les plus similaires (95,79%). Ces deux populations ont des latitudes proches (35°22 N et 35°57 N respectivement). De même, les populations des régions arides (El Bayadh et Ghardaïa) présentent une similitude de 69,90% et sont des triploïdes ($2n = 3x = 36$ chromosomes). Les populations de Laghouat et de Médéa, dont les longitudes sont proches (2°59E et 2°42E respectivement) et qui ont augmenté respectivement à 772 m et 853 m d'altitude, sont classées ensemble (31,10%). Alors que la population de Ain Defla (zone subhumide) et la population de Bechar (zone aride), qui présentent une similitude de 39,10%, semblent indépendantes des conditions climatiques et géographiques.

De leur côté, Rashidi *et al.* (2013) ont conclu que le regroupement des géotypes basé sur une analyse par grappes et une analyse de coordonnées principale indique que les variations génétiques de *Medicago sativa* ne concordent pas avec la répartition géographique des géotypes. *Ziziphus spina-christi* a montré une réponse à une série de conditions climatiques en utilisant des gradients altitudinaux dans diverses localités circonscrites en Arabie saoudite (Moustafa *et al.*, 2016). Une grande diversité au sein des populations a été enregistrée chez *Ziziphus spina-christi*, ce qui peut s'expliquer par le phénomène de pollinisation croisée et par la faible valeur de la diversité génétique parmi les populations. Des études ont également montré que les variations génétiques se produisaient sur un long gradient d'altitude, l'hétérogénéité topographique de l'habitat des plantes entraînant des modifications substantielles de l'amélioration. Et à différentes altitudes, une forte isolation des populations peut se produire en raison de différences phénologiques drastiques entre les altitudes supérieure et inférieure et les barrières de montagne qui restreignent le flux de gènes entre les populations, ce qui entraîne des variations génétiques complexes et variées (Lamare et Rao 2015).

Conclusion générale

Conclusion générale

Les ressources génétiques locales ont été depuis des siècles et demeurent à la base du développement agricole et socioculturel de l'homme. Ils constituent la base biologique de la sécurité alimentaire mondiale et fournissent des moyens de subsistance à tous les habitants de la planète. Ces ressources génétiques représentent un patrimoine qu'il est nécessaire de préserver et de mieux connaître afin de mieux l'utiliser. Ainsi, la collecte, la caractérisation et la conservation de ces ressources sont des activités indispensables à la création des variétés de demain.

L'Algérie a une importante source de richesse en ressources phytogénétiques et cela grâce à sa situation géographique et à sa diversité pédoclimatique. La diversité génétique est une source pour augmenter et stabiliser la production face aux maladies et aux fluctuations de l'environnement qui caractérisent le climat méditerranéen de notre pays, il serait donc intéressant de caractériser nos ressources génétiques.

Le jujubier sauvage (*Zizyphus lotus* L.) présente une importance primordiale vu ses multiples intérêts écologiques, socioéconomiques et médicaux. Cependant, le manque d'intérêt des scientifiques et des gestionnaires vis-à-vis cette espèce peut entraîner son extinction.

La présente étude a pour objectif d'analyser la variabilité génétique des fruits de plusieurs populations de *Zizyphus lotus* provenant de neuf régions d'Algérie, caractérisées par une variation bioclimatique importantes. Les fruits ont été collectés des étages subhumides, à savoir Djamâa Ouled Chikh (Ain Defla) et Boghar (Médéa), semi-aride à savoir Tidda (Tidda), aride à savoir Ouled Ziad (Chlef), Bougtob (El Bayadh) et Maarif (M'Sila) et saharien à savoir Oued Nougued (Laghouat), Moughel (Béchar) et Metlili (Ghardaïa).

L'évaluation de la variabilité génétique chez cette espèce a été faite à travers des caractérisations morphologique, cytogénétique et moléculaire et des conclusions peuvent être tirées.

Une diversité génétique large a été enregistrée entre les populations étudiées pour l'ensemble des caractères notés. Les coefficients de variation des traits morphologiques varient entre 7,52 et 34,9% confirmant la forte variation entre les populations.

La caractérisation morphologique qui a porté sur des caractères qualitatifs et quantitatifs a montrés une forte variation inter populationnelle qui est influencée par les variations environnementales. Sur le plan qualitatifs, quatre couleurs des fruits ont été noté (jaune, marron

claire, marron et marron foncé), avec la présence de deux formes de fruit et deux formes de noyaux (allongée et ronde), deux couleurs de noyaux (claire et foncée) et deux textures de noyaux (lisse et rugueux).

Sur le plan quantitatif. Il y avait une variation marquée entre les fruits qui présentaient une supériorité de tailles et de poids chez les populations de Ouled Ziad (Chlef), Boghar (Médéa) et Bougtob El Bayadh et une infériorité chez les populations d'Oued Nougued (Laghouat), Tidda (Tiaret) et Metlili (Ghardaïa). La population de Chlef avait les meilleurs fruits qui étaient de grand calibre (longueur, largeur et poids), avec une pulpe épaisse et des graines en nombre élevé et en calibre élevée. La population de Laghouat avait les mauvais fruits qui étaient de petites tailles (poids, longueur et largeur), avec des pulpes non épaisse et légères et des graines petites (nombre réduit, poids léger et dimensions faibles).

La caractérisation phytochimique a révélé aussi une forte variation entre les populations pour les éléments minéraux (phosphore, sodium, potassium, calcium, plomb, zinc et cuivre) et organique (humidité, sucres, protéines et lipides) ainsi que pour les métabolites secondaires (polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins condensés, acide ascorbique, β -carotène, lycopène, chlorophylle A et chlorophylle B). Des différences de la composition biochimique ont été enregistré entre les graines et les pulpes. Les pulpes avaient des taux d'humidité plus élevés et étaient plus riches en matière organique, en sodium, en calcium, en phosphore, en sucres, en flavonoïdes, en tanins, en lycopène, en chlorophylle (b) et en acide ascorbique. Les graines avaient les pH les plus élevés et étaient plus riches en matière sèche, en matière minérale totale, en potassium, en protéines, en lipides, et en β -carotène. Les graines et les pulpes avaient des teneurs en polyphénols totaux et en chlorophylle (a) proches.

Les populations de Bougtob (El Bayadh), Boghar (Médéa) et Moughel (Béchar) avaient les meilleures valeurs phytochimiques, alors que les populations de Metlili (Ghardaïa) et Ouled Ziad (Chlef) avaient les valeurs biochimiques les plus faibles. La population de Bougtob s'est caractérisée par des graines avec des taux élevés en matière organique, en matière minérale, en pH, en potassium, en calcium, en phosphore et en lipides et des pulpes riches en sodium, en phosphore, en cuivre, en protéines, en lipides et pauvres en plomb. La population de Metlili s'est caractérisée par des taux d'humidité élevés (graines et pulpes), des graines avec de faibles teneurs en matière sèche, en calcium, en sucres et en protéines et des pulpes avec pH faibles et de faibles teneurs en matière sèche, en sodium, en cuivre et en sucres.

Les populations d'Oued Nougued (Laghouat), Maarif (M'Sila) et Moughel (Béchar) avaient les fruits les plus riches en métabolites secondaires. Tandis que, les populations de

Boghar (Médéa), Djemâa Ouled Chikh et Tidda (Tiaret) avaient les teneurs les plus faibles en métabolites secondaires. Les fruits de la population d'Oued Nougued avaient des graines avec les teneurs les plus élevées en β -carotène, lycopène, chlorophylle (a) et chlorophylle (b) et des pulpes riches en β -carotène et en tanins condensés. Les fruits de la population de Boghar avaient des graines avec de faibles teneurs en flavonoïdes, β -carotène, chlorophylle (b), acide ascorbique et des pulpes pauvres en flavonoïdes, tanins condensés et en β -carotène.

L'estimation des paramètres génétiques (Coefficients de variations phénotypiques, génotypiques, environnementales, héritabilités et sens large et progrès génétiques) montrent que tous les caractères morphologiques dépendent fortement des variations environnementales. Ils avaient des coefficients de variations phénotypiques et environnementales élevés contre des coefficients de variation faibles. Ils avaient aussi des héritabilités faibles.

Les caractères phytochimiques, semblent, dans leurs majorité, indifférents aux variations environnementales et avaient présenté des héritabilités au sens large modérées à élevées.

L'analyse discriminante canonique, portant sur les caractères étudiés et les conditions physico-chimiques (longitudes, latitudes, altitude, températures, précipitations, climat, structure et texture des sols) des neuf régions prospectées, a permis d'expliquer plus de 97% de la variabilité, à travers ses deux premiers axes, pour la caractérisation morphologique et phytochimique. Cette analyse, suivie par la classification hiérarchique des neuf populations, selon la méthode de Ward, a permis, pour la caractérisation morphologique, de classer les populations en deux groupes.

Deux niveaux de ploïdie ont été enregistré pour les différentes populations de jujubier sauvage (diploïdie et triploïdie). L'analyse de la diversité génétique entre les populations de *Ziziphus lotus* à l'aide de 35 amorces ISSR a révélé un polymorphisme modéré (61,31%), un contenu informationnel en polymorphisme de 0,35, un pouvoir de résolution de 2,51 et un indice de marqueur de 0,79. L'analyse en grappes à l'aide du modèle SM classe les neuf populations en deux grappes principales.

Ces résultats apportent des informations de base qui peuvent être exploitées dans l'avenir. Cependant, cette étude ne présente qu'une première contribution à l'étude de la variabilité du *Ziziphus lotus* comme ressources phylogénétiques.

Les résultats obtenus peuvent être considérés comme une ouverture à des perspectives qui devraient servir à l'évaluation de cette espèce. Les populations dans notre étude ne

représentent qu'une petite zone par rapport à la répartition territoriale de cette espèce. En raison des variations et des fluctuations qui caractérisent le climat méditerranéen de notre pays, d'autres tests comparatifs sur une plus vaste aire de distribution de cette espèce en faisant intervenir l'effet des conditions du milieu sont à recommander.

Pour valoriser cette étude, il faut augmenter le nombre de populations étudiées, étudier la diversité génétique au sein des populations et tester d'autres marqueurs moléculaires pouvant donner des résultats plus efficaces.

Un élargissement d'échantillonnage et l'initiation d'un programme de croisement inter populationnelle avec les acteurs concernés (gouvernementaux et non gouvernementaux) sont à recommander dans le sens à produire des génotypes répondant aux exigences du milieu et aux besoins du marché pharmaceutique et pour construire une banque de ressources génétiques enrichie et optimisée.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abdeddaim M., Lombarkia O., Bacha A., Fahloul D., Abdeddaim D., Farhat R., Saadoudi M., Noui Y., Lekbir A., 2014. Biochemical characterization and nutritional proprieties of *Zizyphus lotus* L. fruits in aures region, northeast of Algeria. *Annals. Food Science and Technology*, 15(1): 75 -81.
- Abdelguerfi A., 2003. Evaluation des besoins en matière de renforcement des capacités nécessaires à l'évaluation et la réduction des risques menaçant les éléments de la diversité biologique en Algérie. "Bilans des Expertises". *Plan d'Action et Stratégie Nationale sur la Biodiversité*. 92 p.
- Abdoul-Azize S., Bendahmane M., Hichami A., Dramane G., Simonin A.M., Benammar C., Sadou H., Akpona S., El Boustani E., Khan N.A., 2013. Effects of *Zizyphus lotus* L. (Desf.) polyphenols on Jurkat cell signaling and proliferation. *International Immunopharmacology*, 15 : 364–371.
- Abdulkadir A.R., Jahan M.S., Zawawi D.D., 2015. Effect of chlorophyll content and maturity on total phenolic, total flavonoid contents and antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaf (Miracle tree). *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*, 7(5):1147-1152
- Abu-Zarga M., Sabri S., Al-Boudi A., Ajaz S., Sultana N. et Rahman A-U., 1995. New cyclopeptide alkaloids from *Zizyphus lotus*. *Journal of Natural Products*, 58 : 504-511.
- Acquaah G., 2012. Principles of Plant Genetics and Breeding. Ed. John Wiley & Sons, Ltd, The Atrium, Southern Gate, Chichester, UK.
- Adam A. F et Dron M., 1993. Les outils moléculaires et leurs applications à l'amélioration des plantes In: Le progrès génétique passe-t-il par le repérage et l'inventaire et des gènes? Ed. AURELP-UREF. John LibbeyEurotex, Paris, p 23-46.
- Adeli M., Samavati V., 2015. Studies on the steady shear flow behavior and chemical properties of water-soluble polysaccharide from *Zizyphus lotus* fruit. *International Journal of Biological Macromolecules*, 72 : 580–587.
- Adler S., Fraley D.S., 1977. Potassium and intracellular pH. *Kidney International*, 11: 433-442.
- Adzu B., Amos S., Amizan M.B., Gamaniel K., 2003. Evaluation of the anti-diarrheal effects of *Zizyphus spina-christi* stem bark in rats. *Acta Trop*, 7 : 245 – 250.
- AFNOR, 1988. Corps gras, graine oléagineuse, produit dérivés, recueil de norme française. Ed. Lavoisier, Paris. 536 p.
- Ai B., Kang M., Huang H., 2014. Assessment of Genetic Diversity in Seed Plants Based on a Uniform π Criterion. *Molecules*, 19 : 20113-20127.
- Akinci S., Losel D.M., 2010. The effects of water stress and recovery periods on soluble sugars and starch content in cucumber cultivars. *Fresenius Environmental Bulletin*, 19 (2): 164 – 171.
- Alansi S., Tarroum M., Al-Qurainy F., Khan S., Nadeem M., 2016. Use of ISSR markers to assess the genetic diversity in wild medicinal *Zizyphus spina-christi* (L.) Willd.

- collected from different regions of Saudi Arabia. *Biotechnology & Biotechnological Equipment*, 30(5): 942-947.
- Albert C.H., De Bello F., Boulangeat I., Pellet G., Lavorel S. et Thuiller W. (2011). On the importance of intraspecific variability for the quantification of functional diversity. *Oikos*, 121 : 116–126.
- Alkurd R.A., Takruri H.R., Al-Sayyed H., 2008. Tannin Contents of Selected Plants Used in Jordan. *Jordan Journal of Agricultural Sciences*, 4 (3): 265 – 274.
- Allard, R.W. (1960) Principles of Plant Breeding. John Wiley and Sons Inc., New York.
- Alyafi A.G., 2007. Determination of chemical composition of Prangos and the possibility to use in the applied field. Ed. Damascus University. 54 P.
- ANDI, 2013. Wilayas de l'Algérie. Agence national de Développement de l'investissement. 20p.
- ANIREF, 2013. Rubrique Monographie Wilaya. Agence Nationale d'Intermédiation et de Régulation Foncière. 9 p.
- ANIREF, 2016. Rubrique Monographie: Wilaya de Béchar. Agence Nationale d'Intermédiation et de Régulation Foncière. 9 p.
- Ansari S.A., Narayanan C., Wali S.A., Kumar R., Shukla N., Rahangdale S.K., 2012. ISSR markers for analysis of molecular diversity and genetic structure of Indian teak (*Tectona grandis* Lf) populations. *Annals of Forest Research*, 55 (1): 11-23.
- AOAC, 1990. Officials methods of analysis. 15th Edition Kenneth Helrich. Virginia, USA. D.C. 771 p.
- APG IV, 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181: 1–20.
- Araújo F.S., Pacheco M.V., Vieira F.A., Ferrari C.S., Félix F.C., das Chagas K.P.T., 2016. ISSR molecular markers for the study of the genetic diversity of *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. *IDESIA (Chile)*, 34 (3): 47-52.
- Aruah B.C., Uguru M.I., Oyiga B.C., 2012. Genetic variability and inter-relationship among some nigirian pumpkin accessions (*Cucurbita Spp.*). *International journal of plant breeding*, 6(1) : 34 - 41.
- Asatryan A., Tel-Zur N., 2014. Intraspecific and interspecific crossability in three Ziziphus species (Rhamnaceae). *Genetic Resources and Crop Evolution*, 61:215–233.
- Atta-Krah K., Kindt R., Skilton J.N., Amaral W., 2004. Managing biological and genetic diversity in tropical agroforestry. *Agroforestry Systems*, 61: 183–194.
- Audigie C., Dupont J., Zonszain F., 1995. Principes des méthodes d'analyse biochimique Tome 1 (2^{ème} édition). Ed. Doin, Paris, France. 220 p.
- Audigie C.I., 1977. Biochimie métabolique. Ed. Doin, Pris, France. 135 p.

- Avendaño-Arrazate C.H., Arrazate-Argueta J.A., Ortíz-Curiel S., Moreno-Pérez E., Iracheta-Donjuan L., Reyes-López D., Grajales-Solís M., Martínez-Bolaños M., Cortés-Cruz M., 2017. Morphological Characterization in Wild Species of Heliconias (*Heliconia* spp) in Mexico. *American Journal of Plant Sciences*, 8 : 1210-1223.
- Awada M., Ikeda W.S., 1957. Effects of water and nitrogen application on composition, growth, sugar content, yield and sex expression of the papaya plants (*Carica papaya* L.). Technical Bulletin, 33: 18 p.
- Azam-Ali S., Bonkougou E., Bowe C., deKock C., Godara A., Williams J.T., 2006. Fruits for the Future 2 : Ber and other jujubes. Ed. Southampton Centre for Underutilised Crops, U.K. 302 p.
- Azimi A.M., Marker S., Bhattacharjee I., 2017. Genotypic and phenotypic variability and correlation analysis for yield and its components in late sown wheat (*Triticum aestivum* L.). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 6(4): 167-173.
- Baba Aïssa F., 1999. Les plantes médicinales en Algérie : Identification, description, principes actifs, propriétés et usage traditionnel de plantes communes en Algérie. Ed. Le monde des pharmaciens, Alger, 181p.
- Babu K.N., Sastry E.V.D., Saji K.V., Divakaran M., Akshitha H.J., Aarthi S., Sharon A., Ravindran P.N., Peter K.V., 2015. Chapter 9 Diversity and Erosion in Genetic Resources of Spices : Genetic Diversity and Erosion in Plants Indicators and Prevention, *Sustainable Development and Biodiversity*, 7 : 225 – 262.
- Bakchiche B., Gherib A., Smail A., Custódia G., Graça M.M., 2013. Antioxidant activities of eight Algerian plant extracts and two essential oils. *Industrial Crops and Products*, 46 : 85– 96.
- Barros L., Cabrita L., Boos M.V., Carvalho A.M., Ferreira I.C.F.R., 2011. Chemical, biochemical and electrochemical assays to evaluate phytochemical and antioxidant activity of wild plant. *Food chemistry*, 127 (4): 1600 – 1608.
- Bayer E., Butter K.P., Finkenzeller X., Grau J., 2009. Guide de la flore méditerranéenne : Caractéristiques, habitat, distribution et particularité de 536 espèces. Ed. Delachaux et Niestlé, Suisse. Pp : 280.
- Ben Mansour-Gueddes S., Tarchoun N., Houimli S., 2013. Corrélation entre les caractéristiques morphologiques des fruits et le rendement chez quelques variétés de piment fort en Tunisie (*Capsicum annum* L.). *Continental Journal of Agronomy*, 7 (1) : 42 – 51.
- Benammar C., Baghdad C., Belarbi M., Subramaniam S., Hichami A., Akhtar Khan N., 2014. Antidiabetic and Antioxidant Activities of *Zizyphus lotus* L Aqueous Extracts in Wistar Rats. *J Nutr Food Sci*. S8 : 004 : 1-6.
- Benammar C., Hichami A., Yessoufou A., Simonin A.M., Belarbi M., Allali H., Khan N.A., 2010. *Zizyphus lotus* L. (Desf.) modulates antioxidant activity and human T-cell proliferation. *BMC Complement. Altern. Med.*, 10 : 1–9.

- Bervillé A.J., Breton C.M., 2014. Genetic and environmental features for oil composition in olive varieties. *Oilseed & fat Crops and Lipid*, 21(5): 6 p.
- Bianchi P.A., Dutra I.P., Moulin M.M., Santos J.O., Júnior A.C.S., 2016. Morphological characterization and analysis of genetic variability among pepper accessions. *Ciência Rural*, 46 (7) : 1151-1157.
- Bonnet J., 2001. Larousse des arbres - Dictionnaire des arbres et des arbustes. p 512.
- Borgi W., Bouraoui A., Chouchane N., 2007 (b). Antiulcerogenic activity of *Zizyphus lotus* (L.) extracts. *Journal of Ethnopharmacology*, 112 : 228–231.
- Borgi W., Chouchane N., 2006. Activité anti-inflammatoire des saponoside et des flavonoïdes des écorces de racines de *Zizyphus lotus*, *Revue des régions arides*, 1 : 283–286.
- Borgi W., Chouchane N., 2009. Anti-spasmodic effects of *Zizyphus lotus* (L.) Desf. extracts on isolated rat duodenum. *Journal of Ethnopharmacology*, 126 : 571–573.
- Borgi W., Ghedira K., Chouchane N., 2007 (a). Antiinflammatory and analgesic activities of *Zizyphus lotus* root barks. *Fitoterapia*, 78 : 16–19.
- Borgi W., Recio M.C., Ríos J.L, Chouchane N., 2008. Anti-inflammatory and analgesic activities of flavonoid and saponin fractions from *Zizyphus lotus* (L.) Lam. *South African Journal of Botany*, 74 : 320–324.
- Bornet B., Muller C., Paulus F., Branchard M., 2002. Highly informative nature of inter simple sequence repeat (ISSR) sequences amplified using triand tetra-nucleotide primers from DNA of cauliflower (*Brassica oleraceavar. Botrytis* L.). *Genome*, 45: 890–896.
- Borowski A.M., Fritz V.A., Waters L.J., 1995. Seed Maturity and Desiccation Affect Carbohydrate Composition and Leachate Conductivity in shrunken-2 Sweet Corn. *Hort science*, 30 (7) :1396–1399.
- Botstein D., White R.L., Skolnick M., Davis R.W., 1980. Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *Am J Hum Genet.*, 32(3):314-331
- Bouallala M., Bradai L., Abid M., 2014. Diversité et utilisation des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien dans la pharmacopée saharienne : Cas de la région du Souf. *Revue ElWahat pour les reherches et les études*, 7(2) : 18-26.
- Boudraa S., Ham baba L., Zidane S. et Boudraa H. (2010). Mineral and vitamin composition of fruits of five underexploited species in Algeria: *Celtisaustralis* L., *Crataegusazarolus* L., *Crataegusmonogyna*Jacq., *Elaeagnusangustifolia* L. and *Zizyphus lotus* L. *Fruits* . 65(02) : 75-84.
- Boussaid M., Benito C., Kaid-Harche M., Naranjo T., Zedek M., 2010. Genetic Variation in Natural Populations of *Stipa tenacissima* from Algeria. *Biochem Genet.*
- Boussaid M., Taïbi K., Ait Abderrahim L., Ennajah A., 2018. Genetic diversity of *Zizyphus lotus* natural populations from Algeria based on fruit morphological markers. *Arid land research and management*: 1 – 15

- Brandão A.D., Viccini L.F., Recco-Pimentel S.M., 2009. Cytogenetic Characterization of *Aloysia virgata* Ruiz and Pavan (Verbenaceae). *Brazilian archives of biology and technology*, 52 (4) : 893 – 899.
- Brosse J., 2000. Larousse des arbres et des arbustes. Ed. Larousse, Canada. 576p.
- Burton G.W., DeVane E.H., 1953. Estimate heritability in tall fescue (*Festuca armdinacea*) from replicated clonal maierial. *Agronomy Journal*, 45: 478-481
- Bye R., Linares E., Estrada E., 1995. Chapter Four Biological Diversity of Medicinal Plants in Mexico : Phytochemistry of Medicinal Plants. *Recent advances in phytochemistry*, 29 : 65 – 82.
- Calvet G., et Viellemin P. 1986. Interprétation des analyses de la terre. Tome I. P.A.S centre de recherche S.C.P.A., Aspach le bas, 15p.
- Cezarotto V.S., Giacomelli S.R., Vendruscolo M.H., Vestena A.S., Cezarotto C.S., Cruz R.C., Maurer L.H., Ferreira L.M., Emanuelli T., Cruz L., 2017. Influence of Harvest Season and Cultivar on the Variation of Phenolic Compounds Composition and Antioxidant Properties in *Vaccinium ashei* Leaves. *Molecules*, 22: 1603 – 1613.
- CDB, 1992 Convention sur la diversité biologique, (1992), “Convention on Biological Diversity”, 1760, I-30619. Pp : 170-382.
- Chaieb M., Zaâfour M.S., 2000. L'élevage extensif, facteur écologique primordial et la transformation économique du cortège floristique en milieu steppique tunisien. *CIHEAM - Options Méditerranéennes*, pp : 208-218.
- Chapin F.S., Zavaleta E.S., Eviner V.T., Naylor R.L., Vitousek P.M., Reynolds H.L., Hooper D.U., Lavorel S., Sala O.E., Hobbie S.E., Mack M.C., Díaz S., 2000. Consequences of changing biodiversity. *Nature*, 405 : 234 – 242.
- Charrondiere U.R., 2007. Biodiversité alimentaire Biodiversité alimentaire et composition et composition alimentaire. FAO. 3p
- Chehma A., 2006. Catalogues des plantes spontanées du Sahara. Édition ECO-SYS, Algérie. p 123.
- Chen K., Fan D., Fu B., Zhou J., Li H., 2018. Comparison of physical and chemical composition of three chinese jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) cultivars cultivated in four districts of Xinjiang region in China. *Food Science and Technology*, 10 p.
- Chen L., Chenb F., He S., Ma L., 2014. High genetic diversity and small genetic variation among populations of *Magnolia wufengensis* (Magnoliaceae), revealed by ISSR and SRAP markers. *Electronic Journal of Biotechnology*, 17: 268–274.
- Cheynier V., Comte G., Davies K.M., Lattanzio V., Martens S., 2013. Plant phenolics: Recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. *Plant Physiology and Biochemistry*, xxx : 1-20.
- Costello M. J., McGrath D. and Emblow C., (1999), “A review of the distribution of marine Talitridae (Amphipoda) in Ireland, including the results of a new survey of sandy

- beaches”, dans Crustaceans and the biodiversity crisis: proceedings of the fourth international crustacean congress, Amsterdam, the Netherlands, July 20-24, 1998, 473-487 pp.
- CRAAQ. 2003. Guide de référence en fertilisation. Ed. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, Sainte-Foy. 294 pp.
- CRRAS, 1988. Méthodes d'analyse des sols, plante et eau : Détermination du phosphore assimilable dans l'extrait HCL-NH₄F (Méthode de BRAY II). Ed. Centre Régional de la Recherche Agronomique de Sotuba. 56 p.
- Dajoz R., 2008. La biodiversité : l'avenir de la planète et de l'homme, édition Ellipses, Paris, France. 288p.
- Dallmeier F., 1996. Measuring and easuring and monitoring forest biodiversity : the SI/MAB model. : Assessment of biodiversity for improved forest planning. *Forestry sciences*, 51 : 15 – 29.
- De Schawe C.C., Durka W., Tschardt T., Hensen I., Kessler M., 2013. Gene Flow And Genetic Diversity In Cultivated And Wild Cacao (*Theobroma cacao*) In Bolivia. *American Journal of Botany* 100(11) : 2271–2279.
- Deflesselles B., 2007. Tous les défauts de la terre : Pour une prise de conscience de l'urgence écologique. Ed: Ramsey, Paris, 327p.
- Desai P.R., Holihosur P.D., Marathe S.V., Kulkarni B.B., Vishal U.K., Geetanjali R.K., Rajeev R.P., Hiremath S.V., 2018. Studies on Isolation and Quantification of Lycopene from Tomato and Papaya and its Antioxidant and Antifungal Properties. *International Journal of Agriculture Innovations and Research*, 6 (5): 257 – 260.
- Dhivya R., Amalabalou P., Pushpa R., Kavithamani D., 2013. Variability, heritability and genetic advance in upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *African journal of plant sciences*, 7(11), 561-565.
- Diouf P., Diedhiou S., Kémo Goudiaby A.O., 2019. Etude de la Variabilité Morphologique de *Saba Senegalensis* (A. DC.) Pichon en Casamance (Sénégal). *European Scientific Journal*, 15(9) : 500 – 517.
- Divakara, Das R., 2011. Variability and divergence in *Pongamia pinnata* for further use in tree improvement. *Journal of Forestry Research*, 22(2): 193–200.
- Doucet, R. 2006. Le climat et les sols agricoles. Ed. Berger, Eastman, Québec. xv, 443 pp.
- Ebdon L., Evans E.H., Fischer A.S., Hill S.J., 1998. An introduction to analytical atomic spectrometry. Eds. Evans E.H., John Wile and sons, England. 187 p.
- Ebrahimzadeh M.A., Pourmmorad F., Hafezi S., 2008. Antioxidant activities of *Iraniancorn silk*. *Turkish journal of biology*, 32 :43-49.
- El Hachimi F., El Antari A., Boujnah M., Bendrisse A., Alfaiz C., 2014. Comparaison des huiles des graines et de la teneur en acides gras de différentes populations marocaines de jujubier, de grenadier et de figuier de barbarie. *J. Mater. Environ. Sci.*, 6 (5) :1488-1502.

- Elaloui M., Ennajjah A., Ghazghazi H., Ben Youssef I., Ben Othman N., Hajlaoui M.R., Khouja A., Laamouri A., 2017. Quantification of total phenols, flavonoides and tannins from *Ziziphus jujuba* (mill.) and *Ziziphus lotus* (L.) (Desf). Leaf extracts and their effects on antioxidant and antibacterial activities. *International Journal of Secondary Metabolite*, 4 (1):18-26.
- Elgorashi E.E., Taylor J.L.S., Maes A., Staden J.V., De Kimpe N., Verschaeve L., 2003. Screening of medicinal plants used in South African traditional medicine for genotoxic effects. *Toxicology Letters*, 143 : 195 – 207.
- Ellegren H., Galtier N., 2016. Determinants of genetic diversity. *Genetic Nature Reviews*, 17 : 422 – 434.
- Essid A., Aljane F., Ferchichi A., 2017. Morphological characterization and pollen evaluation of some Tunisian *ex situ* planted caprifig (*Ficus carica* L.) ecotypes. *South African Journal of Botany*, 111 : 134–143.
- Fabricf L.B., Renard V., 1999. Les fruits tropicaux. Ed. Le grand livre. France, 189p.
- Fales F.W., 1951. The Assimilation and Degradation of Carbohydrates of Yeast Cells. *J Biol Chem*, 193 : 113-124.
- Ford E.M., 1979. Effect of post-blossom environmental conditions on fruit composition and quality of apple. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 10:1-2, 337-348.
- Gao Q.H., Wu P.T., Liu J.R., Wu C.S., Parry J.W., Wang M., 2011. Physico chemical properties and antioxidant capacity of different jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) cultivars grown in loess plateau of China. *Sci. Hortic.*, 130: 67–72.
- Ge X.J., Yu Y., Yuan Y.M., Huang H.W., Yan C., 2005. Genetic Diversity and Geographic Differentiation in *Endangered Ammopiptanthus* (Leguminosae) Populations in Desert Regions of Northwest China as Revealed by ISSR Analysis. *Annals of Botany*, 95: 843–851.
- Gelata M., Labuschgne M.T., Viljoen C.D., 2006. Genetic diversity analysis in sorghum germplasm as estimated by AFLP, SSR and morpho-agronomical markers. *Biodiversity and Conservation*, 15: 3251–3265.
- Ghafoor A., Gulbaaz F.N., Afzal M., Ashraf M., Arshad M., 2003: Inter-relationship between sds-page markers and agronomic traits in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Pak. J. Bot.*, 35(4): 613-624.
- Ghalem M., Merghache S., Belarbi M., 2014. Study on the antioxidant activities of root extracts of *Zizyphus lotus* from the western region of Algeria. *J Pharm.* 6:32–42.
- Ghazaeian M., 2015. Genetic diversity of Jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) germplasm based on vegetative and fruits physicochemical characteristics from Golestan province of Iran. *Comunicata Scientiae*, 6(1): 10-16.
- Ghedira K., 2013. *Zizyphus lotus* (L.) Desf. (Rhamnaceae) : jujubier sauvage. *Phytothérapie*, 11 : 149-153.

- Ghedira K., Chemli R., Caron C., Nuzillard J-M., Zeches M., Le Men-Olivier L., 1995. Four cyclopeptide alkaloids from *Zizyphus lotus*. *Phytochemistry*, 38. Pp 767-772.
- Ghosh J., Lohot V.D., Singhal V., Ghosal S., Sharma K. K., 2015. Genetic diversity in ber (*Ziziphus mauritiana* lam.) varieties for lac production. *The bioscane, An international quarterly journal of life science*, 10(4): 1905-1908.
- Glowka L., Burhenne-Guilmin F., Synge H., Jeffrey A., Neely M.C., Gündling L. 1996. Guide de la convention sur la diversité biologique. Environmental Policy and Law paper N°30. UICN (Union mondiale pour la nature). Centre UICN du droit de l'environnement. Programme UICN pour la diversité biologique. 205p.
- Gomes, S. Martins-Lopes, P. & Guedes-Pinto, H. (2012) : Chapter 2 : Olive Tree Genetic Resources Characterization Through Molecular Markers. In : Genetic diversity in plants. Eds. Çalışkan M. Croatia : 15 – 28.
- Gomez O.J., Blair M.W., Frankow-Lindberg B.E., Gullberg U., 2004. Molecular and Phenotypic Diversity of Common Bean Landraces from Nicaragua. *Crop Sci*, 44: Pp 1412-1418.
- González-Robles A., Manzaneda A.J., Bastida J.M., Harvey N., Jaime R., Salido T., Martínez L.M., Fernández A., Alcántara J.M., Rey P.J., 2016 : Development and characterization of microsatellite primers in the endangered Mediterranean shrub *Ziziphus lotus* (Rhamnaceae). *Applications in Plant Sciences*, 4(12): 4 p.
- Gosselin M., Laroussinie O., 2006. Biodiversité et gestion forestière : connaitre pour préserver. Ed. Cemagref, Paris, France. 269p.
- Grouzis, M., Sciôt M., 1980. Une méthode d'étude phénologique de populations d'espèces ligneuses sahéliennes: Influence de quelques facteurs écologiques. In Les fourrages ligneux en Afrique: état actuel des connaissances. Ed. H.N. Le Houérou, Addis-Abeba: CIPEA. Pp : 231–237.
- Guil-Guerrero J.L., Delgado A.D., Matallana-Gonzalez M.C., Torija-Isasa M.E., 2004. Fatty Acids and Carotenes in Some Ber (*Ziziphus jujuba* Mill) Varieties. *Plant Foods for Human Nutrition*, 59: 23–27.
- Guyon J.L.G., 1855. Histoire chronologique dès épidémies du nord de l'Afrique : Depuis les temps les plus reculés jusqu'à nos jours. Ed. Imprimerie du gouvernement, Alger. 493p.
- Hadi M.R., Karimi N., 2012. The Role of Calcium in Plants Salt Tolerance. *Journal of Plant Nutrition*, 35: 2037 – 2054.
- Hammiche V., 2014. Traitement de la toux à travers la pharmacopée traditionnelle kabyle. *Phytothérapie* : 1-14.
- Hemalatha T., Shanmugasundaram P., 2010. Efficiency of DNA Marker Systems in Discriminating *Cajanus cajan* (L.) Millsp. and its Wild Relatives. *Indian J. Plant Genet. Resour.*, 23(1): 93-99.
- Henin S., Gras R., et Monnier G., 1969. Le profil cultural. Ed. Masson, 2ème édition, Paris. 332p.

- Jaakkola S., 1996. UNEP'S Global Biodiversity Assessment: Assessment of biodiversity for improved forest planning. *Forestry sciences*, 51 : 30 – 50.
- Jahier J., Chevre A.M., Delourme R., Eber F., Tanguy A.M., 1992. Techniques de cytogénétique végétale. Ed. Institut Technique de la Recherche Agronomique (INRA), Paris. 184 p.
- Jawanda J.S., Bal J.S., 1978. The ber : highly paying and rich in food value. *Indian Horticulture*, 23(3) : 19-21.
- Johanson H.W., Robinson F., Comstock R.E., 1955. Estimate of genetic and environmental variability in soyabeans. *Agronomy Journal*, 47: 314-318.
- Kaleem W.A., Muhammad N., Khan H., Rauf A., 2014. Pharmacological and Phytochemical Studies of Genus Zizyphus. *Middle-East Journal of Scientific Research*, 21 (8): 1243-1263.
- Kapos V., Iremonger S.F., 1996. Achieving global and regional perspectives on forest biodiversity and conservation : Assessment of biodiversity for improved forest planning. *Forestry sciences*, 51 : 3 – 13.
- Karp A., Isaac P.G., Ingram D.S., 1998. Molecular tools for screening biodiversity. Chapman et Hall (eds). London, U.K., 498 p.
- Katoch R., 2011. Chapter 2 : Expression of Concentration : Analytical Techniques in Biochemistry and Molecular Biology. Springer Science+Business Media. 460 p.
- Khayyati M., Rajee S., Sajjadiia A., Eshghi S., Tafazoli E., 2009. Calcium effects on changes in chlorophyll contents, dry weight and micronutrients of strawberry (*Fragaria × ananassa* Duch.) plants under salt-stress conditions. *Fruits*, 64 : 53–59.
- Khoddami A., Wilkes M.A., Roberts T.H., 2013. Techniques for Analysis of Plant Phenolic Compounds. *Molecules*, 18: 2328-2375.
- Kim J.K., Jung V.T., Son I.S. and Yun E.S., 1989. The cultivation status and characteristics of jujube grown on soils of the chief producing area of Yeongnam. *Research Reports of the Rural Development Administration, Soils and Fertilizers*, 31(1) : 29-36.
- Kozukue N., Friedman M., 2003. Tomatine, chlorophyll, b-carotene and lycopene content in tomatoes during growth and maturation. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 83:195–200.
- Ksouri R., Megdiche W., Falleh H., Trabelsi N., Boulaaba M., Smaoui A., Abdelly C., 2008. Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes. *C. R. Biologies*, 331 : 865–873.
- Kupchan S.M., Eakin M.A., Thomas A.M., 1971. Tumor inhibitors. 69. Structure-cytotoxicity relationships among the sesquiterpene lactones. *J Med Chem.*, 14(12):1147-52.
- Laamouri A., Ammari Y., Albouchi A., Sghaier T., Mguis K., et Akrimi N., 2008. Etude comparative de la croissance et du développement du système racinaire de trois espèces de jujubier en Tunisie. *Geo-Eco-Trop*, 32: 37- 46.

- Lacy R.C., 1997. Importance of genetic variation to the viability of mammalian populations. *Journal of Mammalogy*, 78(2) : 320-335.
- Lahlou M., El Mahi M., Hamamouchi J., 2002. Evaluation des activités antifongiques et molluscide de *Zizyphus lotus* (L.) Desf. du Maroc. *Journal des annales pharmaceutiques française*, 60 : 410-414.
- Lamare A., Rao S.R., 2015. Efficacy of RAPD, ISSR and DAMD markers in assessment of genetic variability and population structure of wild *Musa acuminata* colla. *Physiol Mol Biol Plants* 21(3) : 349 – 358.
- Le Floc'h E., 1983. Contribution à une étude ethnobotanique de la flore tunisienne. Publications scientifiques tunisiennes, Imprimerie officielle de la République tunisienne, Tunis
- Lévêque C., Mounolou J.C., 2008. Biodiversité : Dynamique biologique et conservation. Ed. Dunod, Paris, France. 259 p.
- Li J., Percival D., Hoyle J., Yue J., White J., Head K., Pruski K., 2015. Environmental effects on fruit composition of cloudberry/ bakeapple (*Rubus chamaemorus* L.) grown in southern Labrador, Canada. *Can. J. Plant Sci.*,95: 1167 – 1175.
- Li L., Peng J.Y., Bai R.X., 2009. Analysis of the Genetic Relationships in Chinese Ziziphus with SRAP Markers. *Agricultural Sciences in China*, 9(9) : 1278-1284.
- Linden G., 1991. Techniques d'analyses et contrôles dans l'industrie agro-alimentaire. Ed. Tec & Doc, Paris, France. 510 p.
- Linden G., Lorient D., 1994. Biochimie agro-industrielle : valorisation alimentaire et la production agricole. Ed. Masson, Paris, France. 360 p.
- Liu B., Wendel J.F., 2001. Inter simple sequence repeat (ISSR) polymorphisms as a genetic marker system in cotton. *Mol Ecol Notes*, 1: 205-208
- Liu J., Liu H., Ma L., Wang S., Gao J., Li Y., Wu R., Panga X., 2014. A Chinese jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) fruit-expressed sequence tag (EST) library: Annotation and EST-SSR characterization. *Scientia Horticulturae*, 165: 99–105.
- Liu P., Liu M.J., Zhao Z.H., Liu X.Y., Yang L., Wu Y.L., 2009. Agronomic diversity of Sour Jujube (*Ziziphus acidojujuba*) in China. *Acta Horticultura*, 840 :203-208.
- Liu W., Yin D., Li N., Hou X., Wang D., Li D., Liu J., 2016. Influence of Environmental Factors on the Active Substance Production and Antioxidant Activity in *Potentilla fruticosa* L. and Its Quality Assessment. *Scientific Reports*, 6: 18 p.
- Lowry O.H., Rosenbrough N.J., Farr A.L., Randall R.J., 1951. Protein measurement with The Folin Phenol Reagent. *The Journal of Biological Chemistry*, 193 : 265-275
- Ma Q.H., Wang G.X., Liang L.S., 2011. Development and characterization of SSR markers in Chinese jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) and its related species. *Scientia Horticulturae*, 129: 597–602.

- Maeda H., Akagi T., Taoa R., 2018. Quantitative characterization of fruit shape and its differentiation pattern in diverse persimmon (*Diospyros kaki*) cultivars. *Scientia Horticulturae*, 228: 41–48.
- Maraghni M., Gorai M., Neffati M., 2011. The Influence of Water-Deficit Stress on Growth, Water Relations and Solute Accumulation in Wild Jujube (*Ziziphus lotus*). *Journal of Ornamental and Horticultural Plants*, 1(2): 63-72.
- Markovski A., Velkoska-Markovska L., 2015. Investigation of the morphometric characteristics of jujube types (*Zizyphus jujuba* Mill.) fruits in Republic of Macedonia. *Genetika*, 47:33–43.
- Martinez I.B., De la Cruz M.V., Nelson M.R., Bertin P., 2015. Morphological characterization of traditional cacao (*Theobroma cacao* L.) plants in Cuba. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 62 : 30 p.
- Maydell D.J.V., 1990. Arbres et arbustes du Sahel. Leurs caractéristiques et leurs utilisations" Version française GTZ, Eschbom. 531 p
- McCallum S., Woodhead M., Hackett C.A., Kassim A., Paterson A., Graham J., 2010. Genetic and environmental effects influencing fruit colour and QTL analysis in raspberry. *Theor Appl Genet.*, 17 p.
- Mcpherson H.G., Richardson A.C., Snelgar W.P., Patterson K.J., Currie M.B., 2001. Flower quality and fruit size in kiwifruit (*Actinidia deliciosa*). *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 29: 93-101.
- Mei Z., Zhang X., Liu X., Imani S., Fu J., 2017. Genetic analysis of *Canarium album* in different areas of China by improved RAPD and ISSR. *Comptes Rendus Biologies*, 340 (11–12): 558-564.
- Memon A., Memon N., Luthria D.L., Pitafi A., Bhanger M.I., 2012. Phenolic compounds and seed oil composition of *Ziziphus Mauritiana* L. fruit. *Pol J Food Nutr Sci*. 62:15 21.
- Memon A., Memon N., Bhanger M.I., Luthria D.L., 2013. Assay of phenolic compounds from four species of ber (*Ziziphus mauritiana* L.) fruits: Comparison of three base hydrolysis procedure for quantification of total phenolic acids. *Food Chemistry*, 139 : 496–502.
- Milbourne D., Meyer R., Bradshaw J.E., Baird E., Bonar N., Provan J., Powell W., Waugh R., 1997. Comparison of PCR-based marker systems for the analysis of genetic relationships in cultivated potato. *Mol. Breeding*, 3(2): 127-136.
- Mkwezalamba I., Munthali C., Missanjo E., 2015. Phenotypic variation in fruit morphology among provenances of *Sclerocarya birrea* (A. Rich.) Hochst. *International Journal of Forestry Research*, 1–8.
- Mondini L., Noorani A., Pagnotta M.A., 2009. Assessing Plant Genetic Diversity by Molecular Tools. *Diversity*, 1: 19-35.
- Mondini L., Pagnotta M.A., 2015. Chapter 6 Using Molecular Techniques to Dissect Plant Genetic Diversity: Genetic Diversity and Erosion in Plants Indicators and Prevention, *Sustainable Development and Biodiversity*, 7 : 125 – 157.

- Moradinezhad F., Setayesh F., Mahmoodi S., Khayyat M., 2016. Physicochemical Properties and Nutritional Value of Jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) Fruit at Different Maturity and Ripening Stages. *International Journal of Horticultural Science and Technology*, 3 (1): 43-50.
- Mougenot C., 2003 Prendre soin de la nature ordinaire. Ed. La maison des sciences de l'homme, Institut national de la recherche agronomique, Paris, France. 230p.
- Mourelle C., Ezcurra E., 1997. Differentiation diversity of Argentine cacti and its relationship to environmental factors. *Journal of Vegetation Science*, 8:547–58.
- Moustafa M.F., Hesham A., Quraishi M.S., Alrumman S.A., 2016. Variations in genetic and chemical constituents of *Ziziphus spina-christi* L. populations grown at various altitudinal zonation up to 2227 m height. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 14: 349–362.
- Nanson A. 2004. Génétique et amélioration des arbres forestiers. Ed. Les Presses Agronomiques de Gembloux, Belgique.
- Nausherwan N.N., Ghulam M.S., Khalid M., Qamer S., Akhtar S., 2008. Genetic variability, correlation, path analysis studies in garden pea (*Pisum sativum* L.). *Journal of agricultural research*, 46(4): 333-340.
- Nebih Hadj-Sadok D., Hadroug S., Taoussi F., 2014. Activite nématocide *in vitro* des extraits aqueux des plantes médicinales « *Artemisia campestris*, *Ziziphus lotus*, *Datura stramonium* et *Urginea maritima* » sur des larves de Meloidogyne. AFPP – Dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture. Montpellier – 22 et 23 octobre 2014.
- Nemati I., Moradi F., Gholizadeh S., Esmaeili M.A., Bihamta M.R., 2011. The effect of salinity stress on ions and soluble sugars distribution in leaves, leaf sheaths and roots of rice (*Oryza sativa* L.) seedlings. *Plant Soil Environ.*, 57 (1) : 26–33.
- Norouzia E., Erfani-Moghadama J., Fazelib A., Khadivic A., 2017. Morphological variability within and among three species of *Ziziphus* genus using multivariate analysis. *Scientia Horticulturae*, 222: 180–186.
- Nudin N.F.H., Ali A.M., Ngah N., Mazlan N.Z., Mat N., AbdGhani M.N., Alias N., Zakaria A., Jahan M.S., 2017. ISSR marker-assisted genetic diversity analysis of *Dioscorea hispida* and selection of the best variety for sustainable production. *C. R. Biologies*, xxx: 8p.
- Nunes M.C.N., 2008. Impact of environmental conditions on fruit and vegetable quality. *Stewart Postharvest Review*, 4(4): 1 - 15.
- Nybom H., 2004. Comparison of different nuclear DNA markers for estimating intraspecific genetic diversity in plants. *Mol Ecol.*,13(5):1143-55.
- Oliet J.A., Artero F., Cuadros S., Pue'rtolas J., Luna L., Grau J.M., 2012. Deep planting with shelters improves performance of different stocktype sizes under arid Mediterranean conditions. *New Forests*, 43 : 925–939.

- Omondi E.O., Engels C., Nambafu G., Schreiner M., 2017. Nutritional compound analysis and morphological characterization of spider plant (*Cleome gynandra*) - an African
- Ozenda P., 1991. Flore et végétation du Sahara. Edition du centre national de la recherche scientifique (3^{ème} édition), Paris, France. 662p.
- Paquereau J., 2013. Au jardin des plantes de la Bible : Botanique, Symboles et usages. Ed. Forêt privée française, France. P 314.
- Pareek S., 2013. Nutritional composition of jujube fruit. *Emir. J. Food Agric.*, 25 (6): 463-470.
- Park H.J., Cha H.C., 2003. Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho. *Korean journal of biological society*, 7 : 327-330.
- Parnes J., 1984. Gestion des ressources génétiques des plantes. Tome 2 : Manuel. Ed. Agence de coopération culturelle et technique, Paris, France. 346 p.
- Paroda R.S., Mal B., 1989. New plant sources for food and industry in India. In: Wickens GE, Haq N, Day P (eds). *New crops for food and industry*. Chapman and Hall, London, pp 135-149.
- Piedallu C., LeBourgeois F., Gégout J.C., Seynave I., Vepierre R., Cluzeau C., Nédeltcheva T., Bruno E., Badeau V., 2007. Développement, spatialisation et validation d'indices bioclimatiques. ENGREF-IFN-INRA.85 p.
- Pinta M., 1971. Spectrophotométrie d'absorption atomique : application à l'analyse chimique, tome 1, Ed. Masson et C. Orstom, Paris, France. 855p.
- Porth I., El-Kassaby Y.A., 2014. Assessment of the Genetic Diversity in Forest Tree Populations Using Molecular Markers. *Diversity*, 6 : 283-295.
- Pradeep Reddy M., Sarla N., Siddiq E.A., 2002. Inter simple sequence repeat (ISSR) polymorphism and its application in plant breeding. *Euphytica* 128: 9–17
- Prat D., Rampant P.F., Prado E., 2006. Analyse du génome et gestion des ressources génétique forestières. Ed. Institut national de la recherche agronomique, Paris, France. 451 p.
- Prates J. (2014). NZY Plant/Fungi gDNA Isolation kit. *Nzytech genes & enzymes*. 6 p.
- Prevost A., Wilkinson M.J., 1999. A new system of comparing PCR primers applied to ISSR fingerprinting of potato cultivars. *Theor App Genet*, 98 : 107 – 112.
- Punt W., Marks A., Hoen P.P., 2003. Rhamnaceae : The Northwest European Pollen Flora. *Review of Palaeobotany and Palynology*, 123 :57-66.
- Pritchard F.M., Eagles H.A., Norton R.M, Salisbury P.A., Nicolas M., 2000. Environmental effects on seed composition of Victorian canola. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 40, 679–685.
- Quezel P., Santa S., 1962. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome I. Ed. Centre national de la recherche. Paris, France. 565p.
- Quezel P., Santa S., 1963. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Edition du centre national de la recherche scientifique, Paris. Pp : 616-620.

- Rabaa C., 2007. Le grenadier, le caroubier, le jujubier, le pistachier et l'arbousier : Le nom de l'arbre. Ed. Actes sud le Majan (1^{ère} édition), France. Pp : 45-62.
- Rais C., Lazraq A., Houhou M., Elhanafi L., Fennane A., Ghadraoui L., Mansouri I., Louahlia S., 2017. Morphometrics and morphological comparative study of three natural populations of *Zizyphus Lotus*. *Research Journal of Pharmaceutical, Biological and Chemical Sciences*, 8(1) : 1558 – 1564.
- Rands M.R.W., Adams W.M., Bennun L., Butchart S.H.M., Clements A., Coomes D., Entwistle A., Hodge I., Kapos V., Scharlemann J.P.W., Sutherland W.J., Vira B., Biodiversity Conservation : Challenges Beyond 2010. *Science*, 329 : 1298 – 1304.
- Rashidi M., Farshadfar M., Safari H., Shirvani H., 2013. Utility of ISSR molecule marker in examine of genetic diversity 17 genotypes of perennial alfalfa (*Medicago sativa*). *Journal of Novel Applied Sciences*, 2(2S) : 969-973.
- Regehr D.L., El Brahli A., 1995. Wild Jujube (*Ziziphus lotus*) Control in Morocco. *Weed Technology*, 9 (2) : 326-330.
- Renault J.H., Ghedira K., Thepenier P., Lavaud K., Zeches-Hanrot M., Le Men-Olivier L., 1997. Dammarane Saponins From *Zizyphus lotus*. *Phytochemistry*, 44 (7) : 1321-1327
- Riaz A., Hameed H., Khan A.I., Younis A., Awan F.S., 2011. Assessment of biodiversity based on morphological characteristics and RAPD markers among genotypes of wild rose species. *African Journal of Biotechnology*, 10(59): 12520-12526.
- Rogers D., McGuire P., 2015. Chapter 1 Genetic Erosion : Context Is Key : Genetic Diversity and Erosion in Plants Indicators and Prevention, *Sustainable Development and Biodiversity*, 7 : 1 – 24.
- Roldán-Ruiz I., De Riek J., Muylle H., Baert J., Ghesquiere A. et Vandewalle M., 2005. Les marqueurs moléculaires : quelles utilisations possibles en cultures fourragères ? *Fourrages*, 183 : 419-438.
- Rouphael Y., Cardarelli M., Lucini L., Rea E., Colla G., 2012. Nutrient Solution Concentration Affects Growth, Mineral Composition, Phenolic Acids, and Flavonoids in Leaves of Artichoke and Cardoon. *Hort science*, 47(10):1424–1429.
- Rsaissi N., EL Kamili, Bencharki B., Hillali L., & Bouhache M., 2013. Antimicrobial activity of fruits extracts of the wild jujube "*Ziziphus Lotus* (L.) Desf. *International Journal of Scientific & Engineering Research*, 4 (9) : 1521- 1528.
- Rukhsar S., Patel M.P., Parmar D.J., Kumar S., 2018. Genetic variability, character association and genetic divergence studies in castor (*Ricinus communis* L.). *Annals of Agrarian Science*, 16 : 143 – 148.
- Saadoudi M., Hambaba L., Abdeddaim M., Lekbir A., Bacha A., Boudraa S., Zidani S., 2017. Nutritional composition, physical properties and sensory evaluation of biscuit produced from jujubes (fruits of *Zizyphus lotus* L.). *Annals. Food Science and Technology*, 18 (3): 395 – 401.

- Salim M.M.R., Rashid M.H., Hossain M.M., Zakaria M., 2018. Morphological characterization of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) genotypes. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, xxx : 8 p.
- San B., Yildirim A.N., 2010. Phenolic, alpha-tocopherol, beta-carotene and fatty acid composition of four promising jujube (*Ziziphus jujuba* Miller) selections. *Journal of Food Composition and Analysis*, 23 : 706–710.
- Santoni S., Faivre-Rampant P., Prado E., Prat D., 2000. Marqueurs moléculaires pour l'analyse des ressources génétiques et l'amélioration des plantes. *Cah. Agric.* 9(4), p.3311–3327.
- Santos R.C., Pires J.L., Correa R.X., 2012. Morphological characterization of leaf, flower, fruit and seed traits among Brazilian *Theobroma* L. species. *Genet Resour Crop Evol.*, 59:327–345.
- Saran P.L., 2005. Studies on genetic divergence in ber (*Ziziphus mauritiana* lamk.) Germplasm. Department of horticulture College of agriculture ccs haryana agricultural university, 178 p. (PhD thesis)
- Schofield P., Mbugua D.M., Pell A.N., 2001. Analyses of condensed tannins: a review. *Animal Food and Technology*, 91:21-40.
- Schvartz C., Muller C., et Decroux J. 2005. Guide de la fertilisation raisonnée. Ed. France Agricole, Paris. 414 p.
- Sehgal D., Rajpal V.R., Raina S.N., Sasanuma T., Sasakuma T., 2009. Assaying polymorphismat DNA level for genetic diversity diagnostics of the safflower (*Carthamus tinctorius* L.) world germplasmresources. *Genetica*, 135 : 457–470.
- Seigne A., 1985. La forêt circumméditerranéenne et ses problèmes : Techniques Agricoles et Productions Méditerranéennes. Ed. Maison neuve et La rose, Paris, pp. 137-141.
- Serville Y., 1984. Valeur alimentaire des aliments du 5e et 6e groupe. Tome 2. Ed. Tec & Doc, Paris, France. Pp : 291–310.
- Shear C.B., Faust M., 1971. Nutritional factors influencing the mineral content of apple leaves. *J.Am.Soc.hort.Sci.*, 96, 234-240.
- Shi Q., Zhang Z., Su J., Zhou J., Li X., 2018. Comparative Analysis of Pigments, Phenolics, and Antioxidant Activity of Chinese Jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) during Fruit Development. *Molecules*, 23: 17 p.
- Shukla S., Bhargava A., Chatterjee A., Srivastava J., Singh N., Singh S.P., 2006. Mineral Profile and Variability in Vegetable Amaranth (*Amaranthus tricolor*). *Plant Foods for Human Nutrition*, 61: 23–28.
- Sima N.A.K.K, Ahmad S.T., Alitabar R.A., Mottaghi A. Pessarakli M., 2012. Interactive effects of salinity and phosphorus nutrition on physiological responses of two barley species. *Journal of Plant Nutrition*, 35:1411–1428.

- Singh A.K., Devanshi¹, Sharma P., Singh R., Singh B., Koundal K.R. and Singh N.K., 2007. Assessment of Genetic Diversity in *Ziziphus mauritiana* Using Inter-Simple Sequence Repeat Markers. *J. Plant Biochemistry & Biotechnology*, 16(1) : 35-40.
- Singleton V.L., Rossi J.A., 1965. Colorimetry of total phenolics with phosphor molybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Technology Viticulture*, 16: 44-158.
- Siriamornpun S., Weerapreeyakul N., Barusrux S., 2015. Bioactive compounds and health implications are better for green jujube fruit than for ripe fruit. *Journal of functional foods*, 12 : 246–255.
- Sneath P.H.A., Sokal R.R., 1973. Numerical taxonomy: the principles and practice of numerical classification. Ed. Freeman, San Francisco. 573 p.
- Solbrig O.T., 1991. From genes to ecosystems: a research agenda for biodiversity : report of a IUBS-SCOPE-Unesco workshop, Harvard Forest, Petersham, MA, USA, June 27th-July 1st, 1991. 124 p.
- Souza A.G., Smiderle O.J., Spinelli V.M., Souza R.O., Bianchi V.J., 2016. Correlation of biometrical characteristics of fruit and seed with twinning and vigor of *Prunus persica* rootstocks. *Journal of Seed Science*, 38 (4) : 322 – 328.
- Spichiger R.E., Savolainen V.V., Figeat M. et Jeanmono D. 2002. Botanique systématique des plantes à fleurs. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes. 413 p.
- Spooner D., Van Treuren R., De Vicente M.C., 2005. Molecular markers for genebank management. IPGRI technical bulletin n°10. International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 125 p.
- Stanković M., Ćurčić S., Zlatić N. Bojović B., 2017. Ecological variability of the phenolic compounds of *Olea europaea* L. leaves from natural habitats and cultivated conditions, *Biotechnology & Biotechnological Equipment*, 31:3, 499-504.
- Stuessy T. E., 1990. The systematic evolution of comparative data. *Columbia Univ. Press, New York, USA*, 19 (1): 129-130.
- Sudharsan C., Ashkanani J.H. ; 2009. Introduction, Evaluation And Propagation Of *Ziziphus* In Kuwait. *Acta Hort. (ISHS)*, 840 : 47-54.
- Suksamrarn S., Suwannapoch N., Aunchai N., Kuno M., Ratananukul P., Haritakum R., Jansakul C., Ruchirawat S., 2005. Ziziphine N, O, P, new antiplasmodial cyclopeptide alkaloids from *Zizyphus oenopliavar. brunoniana*. *Tetrahedron*, 61 : 1175-1180.
- Tardío J., Sánchez-Mata M.C., Morales R., Molina M., García-Herrera P., Morales P., Díez-Marqués C., Fernández-Ruiz V., Cámara M., Pardo-de-Santayana M., Matallana-González M.C., Ruiz-Rodríguez B.M., Sánchez-Mata D., Torija-Isasa M.E, Guill-Guerrero J.L. and Boussalah N., 2016. Chapter 13 Ethnobotanical and Food Composition Monographs of Selected Mediterranean Wild Edible Plants : Mediterranean Wild Edible Plants, M. de C. Sánchez-Mata, J. Tardío (eds.), Springer Science+Business Media New York, pp : 273 – 470.

- Tatari M., Ghasemi A., Mousavi A., 2016. Genetic diversity in Jujube germplasm (*Ziziphus jujuba* Mill.) based on morphological and pomological traits in Isfahan province, Iran. *Crop Breeding Journal*, 4, 5 and 6 : 79-85.
- Thormann I., Engels J.M.M., 2015. Chapter 10 Genetic Diversity and Erosion—A Global Perspective. *Genetic Diversity and Erosion in Plants Indicators and Prevention, Sustainable Development and Biodiversity*, 7 : 263 – 294.
- Tomsone L., Kruma Z., 2017. Influence of harvest time on the phenolic content of horseradish leaves. *FOODBALT*: 45 – 50.
- Tonk F.A. Tosun M. Ilker E. Istipliler D., Tatar O., 2014. Evaluation and comparison of issr and rapd markers for assessment of genetic diversity in triticales genotypes. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 20(6): 1413-1420.
- Trakhtenbrot A., Nathan R., Perry G., Richardson D.M., 2005. The importance of long-distance dispersal in biodiversity conservation. *Diversity and Distributions*, 11 : 173–181.
- Tripathi A., Mishra D. K., Shukla J.K., 2013. Genetic variability, heritability and genetic advance of growth and yield components of *Jatropha* (*Jatropha curcas* Linn.) genotypes. *Trees*, 27: 1049–1060.
- Tyagi S., Sahay S., Imran M., Rashmi K., Mahesh S.S., 2017. Pre-harvest Factors Influencing the Postharvest Quality of Fruits: A Review. *Current Journal of Applied Science and Technology*, 23(4): 1-12.
- UICN, 1988. XVIIIème Assemblée Générale de l'UICN, « the World Conservation Union », Costa Rica p 17.
- Vanclay J.K., 1996. Towards more rigorous assessment of biodiversity. : Assessment of biodiversity for improved forest planning. *Forestry sciences*, 51 : 211 – 232.
- Varshney R.K., Chabane K., Hendre P.S., Aggarwal R.K., Graner A., 2007. Comparative assessment of EST-SSR, EST-SNP and AFLP markers for evaluation of genetic diversity and conservation of genetic resources using wild, cultivated and elite barleys. *Plant Sci.*, 173(6) : 638 – 649.
- Villellas J., Berjano R., Terrab A., Garcia M. B., 2014. Divergence between phenotypic and genetic variation within populations of a common herb across Europe. *Ecosphere*, 5(5): 1 – 14.
- Vodenicharova M., 1989. Use of proteins as molecular-genetic markers in plant. *Genet Sel*, 22: 269-277.
- Wang B., Huang Q., Venkitasamy C., Chai H., Gao H., Cheng N., Cao W., Lv X., Pan Z., 2016. Changes in phenolic compounds and their antioxidant capacities in jujube (*Ziziphus jujuba* Miller) during three edible maturity stages. *LWT - Food Science and Technology*, 66 : 56 – 62.
- Wilsey B.J., Chalcraft D.R., Bowles C.M., Willig M.R., 2005. Relationships among indices suggest that richness is an incomplete surrogate for grassland biodiversity. *Ecology* 86(5): 1178-1184.

- Wojdyło A., Carbonell-Barrachina A.A., Legua P., Hernández F., 2016. Phenolic composition, ascorbic acid content, and antioxidant capacity of Spanish jujube (*Ziziphus jujube* Mill.) fruits. *Food Chemistry*, 201 : 307–314.
- Wright A.F., 2005. Genetic Variation : Polymorphisms and Mutations. *Encyclopedia of life sciences* : 1-10.
- Yessoufou A., Gbenou J., Grissa O., Hichami A., Simonin A.M., Tabka Z., Moudachirou M., Moutairou K., and Khan N.A., 2013. Anti-hyperglycemic effects of three medicinal plants in diabetic pregnancy: modulation of T-cell proliferation. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 13:77-89.
- Younesi H.M., Zadah H., 2002. Antinociceptive and anti-inflammatory effect of *Corcus sativas* L. stigma and petrol extracts in mice. *BMC pharmacology*, 2(7) :1-8.
- Yu Z., 1994. A study on the biological characteristics of *Ziziphus mauritiana* ant hot and dry valley (In Chinese). *Forest Research*, 7(2) : 220-223.
- Zeinelabdin M.Z., 2016. Variation of some morphological characteristics of *Ziziphus spinachriti* (A.) Ritch. fruits among four provenances. *International Journal of Scientific and Research Publications*, 6 (5) : 433–439.
- Zietjewicz E., Rafalski A., Labuda D., 1994. Genome fingerprinting by simple sequence repeat (SSR)-anchored polymerase chain reaction amplification. *Genomics*, 20 (1): 176-183.
- Zhang Z., Gao J., Kong D., Wang A., Tang S., Li Y., Pang X., 2015. Assessing genetic diversity in *Ziziphus jujuba* ‘Jinsixiaozao’ using morphological and microsatellite (SSR) markers. *Biochemical Systematics and Ecology*, 61: 196 – 202.
- Zhao H.X., Zhang H.S., Yang S.F., 2014. Phenolic compounds and its antioxidant activities in ethanolic extracts from seven cultivars of Chinese jujube. *Food Science and Human Wellness*, 3: 183–190.
- Zhu Y., Chen H., Fan J., Wang Y., Li Y., Chen J., Yang S., Hu L., Leung H., Mew T.W., Teng P.S., Wang Z., Mundt C.C. (2000) Genetic diversity and disease control in rice. *Nature*, 406, 718–72.
- Zouaoui R., Ksontini M., Ferchichi A., 2013. Effet de l'intensité de la contrainte hydrique sur la germination de *Zizyphus lotus* L. lam. des régions arides de la Tunisie. *Algerian journal of arid environment*, 3(1) : 35-49.
- Zouaoui, R., Ksontini M., Ferchichi A., 2014. Comparative phenological study of *Ziziphus lotus* (L.) Lam. in the arid area of Tunisia. *Pakistan Journal of Botany*, 46 (5):1611–1620.

Annexes

Annexe 01 : Tableaux d'analyse des variances

Tableau 1 : Analyse de la variance de la longueur des fruits de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	326,22	8	40,778	48,844	0***
Résiduelle	743,861	891	0,835		
Total	1070,081	899			

Tableau 2 : Analyse de la variance de la largeur des fruits de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	384,046	8	48,006	52,065	0***
Résiduelle	821,527	891	0,922		
Total	1205,573	899			

Tableau 3 : Analyse de la variance du poids des fruits de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	10,555	8	1,319	80,048	0***
Résiduelle	14,686	891	0,016		
Total	25,241	899			

Tableau 4 : Analyse de la variance de la longueur des pulpes de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	99,851	8	12,481	28,565	0***
Résiduelle	389,323	891	0,437		
Total	489,174	899			

Tableau 5 : Analyse de la variance de la larguer des pulpes de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	119,406	8	14,926	21,688	0***
Résiduelle	613,177	891	0,688		
Total	732,583	899			

Tableau 6 : Analyse de la variance du poids des pulpes de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	3,522	8	0,44	51,594	0***
Résiduelle	7,603	891	0,009		
Total	11,125	899			

Tableau 7 : Analyse de la variance de la longueur des noyaux de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	315,067	8	39,383	67,798	0***
Résiduelle	517,573	891	0,581		
Total	832,64	899			

Tableau 8 : Analyse de la variance de la largeur des noyaux de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	268,329	8	33,541	60,259	0***
Résiduelle	495,945	891	0,557		
Total	764,274	899			

Tableau 9 : Analyse de la variance du poids des noyaux de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	2,206	8	0,276	71,352	0***
Résiduelle	3,443	891	0,004		
Total	5,649	899			

Tableau 10 : Analyse de la variance du nombre de graines par fruit de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	12,707	8	1,588	6,696	0***
Résiduelle	210,879	889	0,237		
Total	223,586	897			

Tableau 11 : Analyse de la variance de la longueur des graines de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Populations	42,739	8	5,342	24,761	0***
Résiduelle	192,239	891	0,216		
Total	234,978	899			

Tableau 12 : Analyse de la variance de la largeur des graines de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	40,13	8	5,016	23,944	0***
Résiduelle	186,663	891	0,209		
Total	226,793	899			

Tableau 13 : Analyse de la variance du poids d'une graine de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,008	8	0,001	8,104	0***
Résiduelle	0,106	890	0		
Total	0,114	898			

Tableau 14 : Analyse de la variance du poids des graines par fruit de jujubier sauvage

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,025	8	0,003	13,659	0***
Résiduelle	0,204	890	0		
Total	0,229	898			

Tableau 15 : Analyse de la variance du rapport noyau / fruit

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	5260,756	8	657,594	13,207	0***
Résiduelle	44363,925	891	49,791		
Total	49624,681	899			

Tableau 16 : Analyse de la variance du rapport graines / noyaux

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	2402,118	8	300,265	12,399	0***
Résiduelle	21576,871	891	24,216		
Total	23978,989	899			

Tableau 17 : Analyse de la variance du taux d'humidité

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	130,376	8	16,297	20,820	0***
Résiduelles	28,179	36	0,783		
Total	158,555	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	129,295	8	16,162	29,128	0***
Résiduelles	19,975	36	0,555		
Total	149,270	44			

Tableau 18 : Analyse de la variance du taux de matière sèche

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	130,376	8	16,297	20,820	0***
Résiduelles	28,179	36	0,783		
Total	158,555	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	129,295	8	16,162	29,128	0****
Résiduelles	19,975	36	0,555		
Total	149,270	44			

Tableau 19 : Analyse de la variance du taux de matière minérale

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	10,912	8	1,364	5,069	0****
Résiduelles	9,687	36	0,269		
Total	20,599	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1184,687	8	148,086	84,198	0****
Résiduelles	63,316	36	1,759		
Total	1248,004	44			

Tableau 20 : Analyse de la variance de la teneur en phosphore

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	38083,911	8	4760,489	40,012	0****
Résiduelles	4283,114	36	118,975		
Total	42367,025	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	2348,345	8	293,543	5,207	0****
Résiduelles	2029,442	36	56,373		
Total	4377,787	44			

Tableau 21 : Analyse de la variance de la teneur en sodium

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	22,752	8	2,844	13,178	0****
Résiduelles	7,769	36	0,216		
Total	30,521	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	3,169	8	0,396	1,510	0,188 ns
Résiduelles	9,440	36	0,262		
Total	12,609	44			

Tableau 22 : Analyse de la variance de la teneur en potassium

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	89291,986	8	11161,498	17,343	0****
Résiduelles	23168,262	36	643,563		
Total	112460,248	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	165555,426	8	20694,428	10,056	0****
Résiduelles	74084,750	36	2057,910		
Total	239640,177	44			

Tableau 23 : Analyse de la variance de la teneur en calcium

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	4890,691	8	611,336	5,446	0****
Résiduelles	4041,353	36	112,260		
Total	8932,044	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	80,567	8	10,071	2,786	0,017*
Résiduelles	130,151	36	3,615		
Total	210,718	44			

Tableau 24 : Analyse de la variance de la teneur en plomb

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	2,934	8	0,367	6,531	0****
Résiduelles	2,022	36	0,056		
Total	4,956	44			

Tableau 25 : Analyse de la variance de la teneur en zinc

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	3,052	8	0,382	1,003	0,451 ns
Résiduelles	13,692	36	0,380		
Total	16,744	44			

Tableau 26 : Analyse de la variance de la teneur en cuivre

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1,944	8	0,243	6,813	0***
Résiduelles	1,284	36	0,036		
Total	42367,025	44			

Tableau 27 : Analyse de la variance du pH

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1,481	8	0,185	5,812	0***
Résiduelles	1,146	36	0,032		
Total	2,627	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	4,372	8	0,546	1,022	0,438 ns
Résiduelles	19,256	36	0,535		
Total	23,628	44			

Tableau 28 : Analyse de la variance du taux de la matière organique

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	10,912	8	1,364	5,069	0***
Résiduelles	9,687	36	0,269		
Total	20,599	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1184,687	8	148,086	84,198	0***
Résiduelles	63,316	36	1,759		
Total	1248,004	44			

Tableau 29 : Analyse de la variance de la teneur en sucres

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	725,928	8	90,741	28,349	0***
Résiduelles	115,229	36	3,201		
Total	841,157	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	140,844	8	17,605	6,645	0***
Résiduelles	95,373	36	2,649		
Total	236,217	22			

Tableau 30 : Analyse de la variance de la teneur en protéines

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	720,325	8	90,041	81,688	0***
Résiduelles	39,681	36	1,102		
Total	22506,096	45			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1402,017	8	175,252	145,223	0***
Résiduelles	43,444	36	1,207		
Total	1445,461	44			

Tableau 31 : Analyse de la variance de la teneur en lipides

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	185,491	8	23,186	29,502	0***
Résiduelles	28,294	36	0,786		
Total	213,785	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	638,523	8	79,815	21,474	0***
Résiduelles	133,804	36	3,717		
Total	772,327	44			

Tableau 32 : Analyse de la variance de la teneur en polyphénols

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	6219404,352	8	777425,544	33,422	0***
Résiduelles	837383,128	36	23260,642		
Total	7056787,480	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1447931,953	8	180991,494	72,337	0***
Résiduelles	90074,216	36	2502,062		
Total	1538006,169	44			

Tableau 33 : Analyse de la variance de la teneur en flavonoïdes

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	881,992	8	110,249	1,411	0,225 ns
Résiduelles	2812,812	36	78,134		
Total	3694,804	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	1074,405	8	134,301	19,553	0***
Résiduelles	247,273	36	6,869		
Total	1321,678	44			

Tableau 34 : Analyse de la variance de la teneur en tanins

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	180545,756	8	22568,219	4,832	0***
Résiduelles	168140,525	36	4670,570		
Total	348686,281	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	5913,253	8	739,157	45,392	0***
Résiduelles	586,222	36	16,284		
Total	6499,475	44			

Tableau 35 : Analyse de la variance de la teneur en β -carotène

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,002	8	0,000	27,967	0***
Résiduelles	0,000	36	0,000		
Total	0,002	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,0006	8	0,000	4,392	0,001***
Résiduelles	0,0004	36	0,000		
Total	0,001	44			

Tableau 36 : Analyse de la variance de la teneur en lycopène

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,004	8	0,000	15,233	0***
Résiduelles	0,001	36	0,000		
Total	0,005	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,0060	8	0,001	24,524	0***
Résiduelles	0,0010	36	0,000		
Total	0,0070	44			

Tableau 37 : Analyse de la variance de la teneur en chlorophylle A

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,0000000	8	0,0000167	18,354	0***
Résiduelles	0,0000328	36	0,0000009		
Total	0,000	44			

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,0000488	8	0,0000061	0,861	0,558 ns
Résiduelles	0,0000000	36	0,0000071		
Total	0,0000488	44			

Tableau 38 : Analyse de la variance de la teneur en chlorophylle B

a) Pulpes

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,00200	8	0,0000000	20,021	0***
Résiduelles	0,00000	36	0,0000136		
Total					

b) Graines

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Populations	0,0020	8	0,0000000	13	0***
Résiduelles	0,0010	36	0,0000205		
Total	0,0030	44			

Tableau 39 : Analyse de la variance du taux du rendement en ADN

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Populations	1237,019	8	154,627	12,831	0***
Résiduelle	216,927	18	12,051		
Total	1453,945	26			

Annexe 02 : Tableaux des comparaisons des moyennes

Tableau 1 : Comparaison des moyennes de la longueur des fruits

Populations	A	B	C	D
Ghardaïa	11,1669			
Laghouat	11,1957			
El Bayadh		11,6314		
Tiaret		11,879	11,879	
Ain Defla			12,0905	
Béchar			12,1352	
Médéa				12,5909
M'Sila				12,6704
Chlef				12,979

Tableau 2 : Comparaison des moyennes de la longueur des fruits

Populations	A	B	C	D	E
Ghardaïa	11,223				
Laghouat	11,568	11,568			
El Bayadh		11,758	11,758		
Béchar		11,813	11,813		
M'Sila		11,876	11,876		
Tiaret			12,072		
Médéa				12,546	
Ain Defla				12,712	
Chlef					13,503

Tableau 3 : Comparaison des moyennes du poids des fruits

Populations	A	B	C	D	E	F
Ghardaïa	0,464					
Laghouat		0,530				
El Bayadh		0,580	0,580			
Béchar			0,615	0,615		
Tiaret			0,625	0,625		
M'Sila				0,644		
Médéa				0,657	0,657	
Ain Defla					0,711	
Chlef						0,871

Tableau 4 : Comparaison des moyennes de la longueur des pulpes

Populations	A	B	C	D
Tiaret	2,7762			
Laghouat	2,8108			
Chlef	2,9167	2,9167		
M'Sila	2,9185	2,9185		
Ghardaïa	2,9418	2,9418		
El Bayadh		3,1093	3,1093	
Béchar			3,2861	
Ain Defla				3,5934
Médéa				3,7676

Tableau 5 : Comparaison des moyennes de la largeur des pulpes

Populations	A	B	C	D	E
Ain Defla	3,8743				
Ghardaïa	4,0669	4,0669			
Tiaret	4,2375	4,2375	4,2375		
M'Sila		4,2946	4,2946		
Laghouat		4,3797	4,3797		
Béchar			4,4799		
El Bayadh			4,5252	4,5252	
Médéa				4,8635	4,8635
Chlef					5,1343

Tableau 6 : Comparaison des moyennes du poids des pulpes

Populations	A	B	C	D	E	F
Ghardaïa	0,239					
Laghouat		0,291				
El Bayadh		0,319	0,319			
Tiaret			0,333	0,333		
M'Sila			0,351	0,351	0,351	
Béchar				0,366	0,366	
Ain Defla					0,377	
Médéa					0,381	
Chlef						0,477

Tableau 7 : Comparaison des moyennes de la longueur des pulpes

Populations	A	B	C	D	E
Ghardaïa	8,2251				
Laghouat	8,3849				
Ain Defla	8,4971	8,4971			
El Bayadh	8,5221	8,5221	8,5221		
Médéa		8,8233	8,8233	8,8233	
Béchar			8,8491	8,8491	
Tiaret				9,1028	
M'Sila					9,7519
Chlef					10,0623

Tableau 8 : Comparaison des moyennes de la largeur des pulpes

Populations	A	B	C	D	E
Ghardaïa	7,1565				
Laghouat	7,1886				
El Bayadh	7,2335				
Béchar	7,3333	7,3333			
M'Sila		7,5822	7,5822		
Médéa			7,6834		
Tiaret			7,8352		
Chlef				8,3688	
Ain Defla					8,8381

Tableau 9 : Comparaison des moyennes du poids des pulpes

Populations	A	B	C	D	E	F
Ghardaïa	0,225					
Laghouat	0,239	0,239				
Béchar	0,249	0,249	0,249			
El Bayadh		0,260	0,260			
Médéa			0,275	0,275		
M'Sila				0,293		
Tiaret				0,294		
Ain Defla					0,333	
Chlef						0,394

Tableau 10 : Comparaison des moyennes du nombre des graines

Populations	A	B
Médéa	1,24	
Ain Defla	1,25	
Béchar	1,29	
Ghardaïa	1,31	
Laghouat	1,41	1,41
El Bayadh	1,42	1,42
Tiaret	1,44	1,44
Chlef		1,54
M'Sila		1,6

Tableau 11 : Comparaison des moyennes de la longueur des graines

Populations	A	B
Laghouat	5,3631	
Ain Defla	5,3868	
Ghardaïa	5,4324	
El Bayadh	5,505	
Médéa	5,5135	
Béchar		5,7524
Tiaret		5,8356
Chlef		5,8884
M'Sila		5,9539

Tableau 12 : Comparaison des moyennes de la largeur des graines

Populations	A	B	C	D
Laghouat	4,7884			
Ghardaïa	4,822			
Tiaret	4,8571	4,8571		
M'Sila	4,9417	4,9417		
Béchar	4,957	4,957		
Chlef	4,986	4,986	4,986	
El Bayadh		5,03	5,03	
Ain Defla			5,1803	
Médéa				5,516

Tableau 13 : Comparaison des moyennes du poids d'une graine

Populations	A	B	C
Laghouat	0,025824		
Béchar		0,030948	
Ghardaïa		0,03186	
Tiaret		0,032274	0,032274
M'Sila		0,033149	0,033149
El Bayadh		0,033226	0,033226
Médéa		0,034674	0,034674
Ain Defla		0,034963	0,034963
Chlef			0,036775

Tableau 14 : Comparaison des moyennes du poids des graines par fruit

Populations	A	B	C	D
Laghouat	0,033123			
Béchar	0,037671	0,037671		
Ghardaïa	0,038443	0,038443		
Tiaret	0,039787	0,039787		
Médéa		0,041193		
Ain Defla		0,04187	0,04187	
El Bayadh		0,044109	0,044109	
M'Sila			0,048167	0,048167
Chlef				0,051642

Tableau 15 : Comparaison des moyennes du rapport noyau / graines

Populations	A	B	C
Béchar	41,002		
Médéa	42,039		
El Bayadh		45,344	
Chlef		45,452	
Laghouat		45,541	
M'Sila		45,849	
Ain Defla		46,981	46,981
Tiaret		47,451	47,451
Ghardaïa			49,279

Tableau 16 : Comparaison des moyennes du rapport graines / noyau

Populations	A	B	C	D
Ain Defla	12,521			
Chlef	13,143	13,143		
Tiaret	13,853	13,853	13,853	
Laghouat	14,007	14,007	14,007	
Médéa		15,243	15,243	15,243
Béchar			15,665	15,665
M'Sila				16,346
El Bayadh				17,034
Ghardaïa				17,384

Tableau 17 : Comparaison des moyennes du taux d'humidité

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
M'sila	8,768			
Tiaret	8,962	8,962		
Ain Defla		10,738	10,738	
El Bayadh			11,648	11,648
Chlef			12,395	12,395
Médéa			12,507	12,507
Ghardaïa				13,081
Béchar				13,402
Laghouat				13,468

b) Graines

Populations	A	B	C
Tiaret	6,700		
Béchar	7,648	7,648	
Laghouat	7,746	7,746	
Médéa	7,954	7,954	
Ain Defla	7,980	7,980	
M'sila		8,383	
Chlef		9,088	
El Bayadh			11,320
Ghardaïa			12,120

Tableau 18 : Comparaison des moyennes du taux de la matière sèche

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
Laghouat	86,532			
Béchar	86,598			
Ghardaïa	86,919			
Médéa	87,493	87,493		
Chlef	87,605	87,605		
El Bayadh	88,352	88,352		
Ain Defla		89,262	89,262	
Tiaret			91,038	91,038
M'sila				91,232

b) Graines

Populations	A	B	C
Ghardaïa	87,880		
El Bayadh	88,680		
Chlef		90,912	
M'sila		91,617	
Ain Defla		92,020	92,020
Médéa		92,046	92,046
Laghouat		92,254	92,254
Béchar		92,352	92,352
Tiaret			93,300

Tableau 19 : Comparaison des moyennes du taux de la matière minérale

a) Pulpe

Populations	A	B
Béchar	2,520	
M'sila	2,528	
Médéa	2,540	
Chlef	2,664	2,664
El Bayadh	2,804	2,804
Ghardaïa	3,200	3,200
Ain Defla	3,592	3,592
Tiaret		3,664
Laghouat		3,736

b) Graines

Populations	A	B	C
Tiaret	4,996		
El Bayadh	6,192	6,192	
Laghouat	6,460	6,460	
Chlef	6,560	6,560	
M'sila	6,840	6,840	
Ghardaïa	7,476	7,476	
Ain Defla	7,508	7,508	
Médéa		7,856	
Béchar			22,860

Tableau 20 : Comparaison des moyennes de la teneur en phosphore

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D	E
Laghouat	63,114				
Tiaret	72,544	72,544			
Béchar	80,071	80,071	80,071		
Ain Defla		89,025	89,025		
Ghardaïa			96,078		
Chlef			101,228		
M'sila				127,139	
El Bayadh				134,905	134,905
Médéa					155,269

b) Graines

Populations	A	B	C
Tiaret	6,890		
Béchar	9,694	9,694	
Ain Defla	11,687	11,687	
Chlef	15,483	15,483	
M'sila	16,640	16,640	16,640
Ghardaïa	19,788	19,788	19,788
El Bayadh	22,092	22,092	22,092
Médéa		23,257	23,257
Laghouat			31,575

Tableau 21 : Comparaison des moyennes de la teneur en sodium

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
Ghardaïa	3,486			
Laghouat	3,714	3,714		
Tiaret		4,561	4,561	
Chlef		4,567	4,567	
Ain Defla		4,597	4,597	
M'sila			5,072	5,072
Médéa			5,210	5,210
El Bayadh			5,523	5,523
Béchar				5,691

b) Graines

Populations	Moyennes
Ain Defla	1,190
Béchar	1,076
Chlef	0,871
El Bayadh	1,382
Ghardaïa	1,406
Laghouat	1,490
M'sila	1,604
Médéa	1,220
Tiaret	0,763

Tableau 22 : Comparaison des moyennes de la teneur en potassium

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D	E
Chlef	79,721				
M'sila	105,128	105,128			
Médéa	110,256	110,256	110,256		
Béchar	130,536	130,536	130,536		
Ghardaïa		133,800	133,800		
El Bayadh		150,583	150,583		
Tiaret			161,306	161,306	
Ain Defla				212,354	212,354
Laghouat					220,047

b) Graines

Populations	A	B	C	D
Médéa	125,874			
Chlef	153,147	153,147		
Béchar	167,133	167,133		
Tiaret	170,629	170,629		
Laghouat	189,511	189,511	189,511	
Ghardaïa		239,860	239,860	239,860
M'sila		242,890	242,890	242,890
El Bayadh			270,862	270,862
Ain Defla				325,408

Tableau 23 : Comparaison des moyennes de la teneur en calcium

a) Pulpe

Populations	A	B
Chlef	9,178	
M'sila	9,633	
Médéa	10,541	
Tiaret	10,542	
Ain Defla	13,269	
El Bayadh	25,996	25,996
Laghouat	26,451	26,451
Béchar	30,996	30,996
Ghardaïa		38,269

b) Graines

Populations	A	B
Ain Defla	2,727	
Ghardaïa	2,727	
Chlef	4,545	4,545
Tiaret	4,545	4,545
Médéa	4,545	4,545
M'sila	5,000	5,000
Laghouat	5,000	5,000
El Bayadh	5,909	5,909
Béchar		7,273

Tableau 24 : Comparaison des moyennes de la teneur en plomb

Populations	A	B	C	D
Chlef	0,574			
El Bayadh	0,640	0,640		
Laghouat	0,660	0,660		
Médéa	0,680	0,680		
Béchar	0,720	0,720	0,72	
Ghardaïa	1,020	1,020	1,02	1,02
Ain Defla		1,080	1,08	1,08
M'sila			1,2	1,2
Tiaret				1,28

Tableau 25 : Comparaison des moyennes de la teneur en zinc

Populations	Moyennes
Ain Defla	0,140
Béchar	0,420
Chlef	0,400
El Bayadh	0,640
Ghardaïa	0,260
Laghouat	0,100
M'sila	0,920
Médéa	0,640
Tiaret	0,180

Tableau 26 : Comparaison des moyennes de la teneur en cuivre

Populations	A	B	C
Tiaret	0,000		
M'sila	0,080		
Ghardaïa	0,100	0,100	
Médéa	0,140	0,140	
Chlef	0,220	0,220	
Laghouat	0,300	0,300	
Ain Defla	0,320	0,320	0,320
El Bayadh		0,480	0,480
Béchar			0,700

Tableau 27 : Comparaison des moyennes du pH

a) Pulpe

Populations	A	B
Ghardaïa	5,098	
Chlef	5,138	
Béchar	5,172	
Médéa	5,280	5,280
El Bayadh	5,302	5,302
M'sila	5,422	5,422
Tiaret		5,560
Laghouat		5,564
Ain Defla		5,582

b) Graines

Populations	Graines
Ain Defla	7,760
Béchar	7,000
Chlef	7,200
El Bayadh	7,720
Ghardaïa	7,180
Laghouat	7,220
M'sila	7,360
Médéa	6,800
Tiaret	6,920

Tableau 28 : Comparaison des moyennes du taux de la matière organique

a) Pulpe

Populations	A	B
Laghouat	96,264	
Tiaret	96,336	
Ain Defla	96,408	96,408
Ghardaïa	96,800	96,800
El Bayadh	97,196	97,196
Chlef	97,336	97,336
Médéa		97,460
M'sila		97,472
Béchar		97,480

b) Graines

Populations	A	B	C
Béchar	77,140		
Médéa		92,144	
Ain Defla		92,492	92,492
Ghardaïa		92,524	92,524
M'sila		93,160	93,160
Chlef		93,440	93,440
Laghouat		93,540	93,540
El Bayadh		93,808	93,808
Tiaret			95,004

Tableau 29 : Comparaison des moyennes de la teneur en sucres

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
El Bayadh	45,260			
Ghardaïa		49,753		
Laghouat		52,713	52,713	
Médéa		52,755	52,755	
Ain Defla			55,154	55,154
M'sila			55,214	55,214
Béchar				57,249
Tiaret				57,276
Chlef				58,879

b) Graines

Populations	A	B	C
Ghardaïa	23,717		
Laghouat	25,503	25,503	
El Bayadh	26,479	26,479	26,479
Tiaret	27,089	27,089	27,089
M'sila		27,688	27,688
Chlef		28,120	28,120
Ain Defla		28,689	28,689
Médéa			28,978
Béchar			29,713

Tableau 30 : Comparaison des moyennes de la teneur en protéines

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D	E
Béchar	8,372				
Chlef	9,363				
Médéa		14,770			
M'sila		15,627			
Ain Defla		16,508	16,508		
Laghouat		16,785	16,785		
Tiaret			18,619		
Ghardaïa				21,841	
El Bayadh					27,756

b) Graines

Populations	A	B	C	D	E	F
El Bayadh	16,394					
Laghouat	17,960	17,960				
Béchar		19,087				
Chlef		19,402	19,402			
Ain Defla			21,547	21,547		
Ghardaia				22,633		
M'sila					24,919	
Médéa						27,211
Tiaret						28,693

Tableau 31 : Comparaison des moyennes de la teneur en lipides

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
El Bayadh	14,739			
Tiaret	14,762			
Ghardaia	14,851			
Ain Defla	16,033	16,033		
Laghouat	16,332	16,332		
Chlef		17,750	17,750	
M'sila			19,385	19,385
Médéa			19,549	19,549
Béchar				19,870

b) Graines

Populations	A	B	C	D	E
Médéa	35,397				
Tiaret	37,323	37,323			
M'sila	38,476	38,476			
Ghardaïa		41,122	41,122		
Ain Defla		41,251	41,251		
Chlef			43,015	43,015	
Béchar			43,102	43,102	
El Bayadh				45,545	45,545
Laghouat					48,016

Tableau 32 : Comparaison des moyennes de la teneur en polyphénols

a) Pulpe

Populations	A	B
Tiaret	436,250	
El-Bayad	439,465	
Ain defla	460,179	
Chlef	520,893	
Médéa	582,321	
Laghouat		1094,110
M'Sila		1213,040
Ghardaïa		1228,390
Béchar		1349,460

b) Graines

Populations	A	B	C	D
Tiaret	464,187			
Chlef		771,250		
Médéa		790,178		
Laghouat		794,782		
Ain defla		795,218		
Ghardaïa		809,821		
Béchar		842,163		
M'Sila			964,028	
El-Bayad				1190,580

Tableau 33 : Comparaison des moyennes de la teneur en flavonoïdes

a) Pulpe

Populations	Pulpes
Ain Defla	85,897
Béchar	93,907
Chlef	91,879
El Bayadh	85,011
Ghardaïa	98,260
Laghouat	88,245
M'sila	83,909
Médéa	89,084
Tiaret	92,605

b) Graines

Populations	A	B	C	D	E	F
Ghardaïa	72,838					
M'Sila	74,769	74,769				
Médéa		78,496	78,496			
Chlef		79,352	79,352	79,352		
Laghouat		79,645	79,645	79,645		
Ain defla			82,708	82,708	82,708	
Tiaret				84,814	84,814	84,814
El-Bayad					85,146	85,146
Béchar						89,031

Tableau 34 : Comparaison des moyennes de la teneur en tanins

a) Pulpe

Populations	A	B	C
M'Sila	55,268		
Tiaret	86,696	86,696	
Ghardaïa	122,768	122,768	
Médéa	132,053	132,053	
Ain defla	132,857	132,857	
El-Bayad	147,054	147,054	147,054
Chlef	157,411	157,411	157,411
Laghouat		223,215	223,215
Béchar			277,946

b) Graines

Populations	A	B	C
Chlef	54,752		
Tiaret	57,550		
Laghouat	62,927	62,927	
Médéa		67,311	
Ain defla		70,962	
El-Bayad			80,565
Béchar			83,899
Ghardaïa			84,692
M'Sila			85,962

Tableau 35 : Comparaison des moyennes de la teneur en β -carotène

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
Tiaret	0,018			
Ghardaïa		0,025		
M'sila		0,027		
Médéa			0,033	
Chlef			0,034	0,034
Béchar			0,035	0,035
El Bayadh			0,035	0,035
Ain Defla			0,036	0,036
Laghouat				0,040

b) Graines

Populations	A	B	C
Béchar	0,036		
M'sila	0,037	0,037	
Tiaret	0,040	0,040	0,040
Ghardaïa	0,041	0,041	0,041
Ain Defla	0,043	0,043	0,043
El Bayadh	0,043	0,043	0,043
Laghouat		0,044	0,044
Médéa		0,044	0,044
Chlef			0,046

Tableau 36 : Comparaison des moyennes de la teneur en lycopène

a) Pulpe

Populations	A	B	C
El Bayadh	0,0616		
Chlef	0,0618		
Béchar	0,0622		
Ain Defla	0,0670		
Laghouat	0,0714	0,0714	
Ghardaïa		0,0808	0,0808
M'sila		0,0808	0,0808
Médéa		0,0810	0,0810
Tiaret			0,0844

b) Graines

Populations	A	B
Béchar	0,005	
M'sila	0,005	
Tiaret	0,006	
Ghardaïa	0,009	
Ain Defla	0,010	
El Bayadh	0,011	
Laghouat	0,012	
Médéa	0,013	
Chlef		0,029

Tableau 37 : Comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle A

a) Pulpe

Populations	A	B	C	D
Béchar	0,0024			
Chlef	0,0026	0,0026		
El Bayadh	0,0026	0,0026		
Laghouat	0,0030	0,0030		
Ain Defla		0,0044	0,0044	
Médéa			0,0052	
M'sila			0,0056	0,0056
Ghardaïa			0,0062	0,0062
Tiaret				0,0074

b) Graines

Populations	Graines
Ain Defla	0,0038
Béchar	0,0072
Chlef	0,0052
El Bayadh	0,0040
Ghardaïa	0,0036
Laghouat	0,0052
M'sila	0,0046
Médéa	0,0042
Tiaret	0,0042

Tableau 38 : Comparaison des moyennes de la teneur en chlorophylle B

a) Pulpe

Populations	A	B	C
El Bayadh	0,0112		
Chlef	0,0114		
Béchar	0,0118		
Laghouat	0,0134		
Ain Defla	0,0136		
Médéa		0,0214	
M'sila		0,0244	0,0244
Ghardaïa		0,0258	0,0258
Tiaret			0,0304

b) Graines

Populations	A	B
Béchar	0,005	
M'sila	0,005	
Tiaret	0,006	
Ghardaïa	0,009	
Ain Defla	0,010	
El Bayadh	0,011	
Laghouat	0,012	
Médéa	0,013	
Chlef		0,029

Tableau 39 : Comparaison des rendements en ADN

Populations	A	B	C	D
Médéa	14,8667			
Chlef	19,5	19,5		
Laghouat		25,5667	25,5667	
El Bayadh		28,8667	28,8667	
Ghardaia		29,1667	29,1667	29,1667
Ain defla			29,7667	29,7667
M'Sila			30,4667	30,4667
Béchar			33,6333	33,6333
Tiaret				38,9

Annexe 03 : Tableau des corrélations des différents paramètres avec les deux premiers axes de l'analyse discriminante.

Tableau 01 : Corrélations des différents paramètres morphologiques avec les deux premiers axes de l'analyse discriminante.

Paramètres	Axe 1	Axe 2	Paramètres	Axe 1	Axe 2
Alt	-0,44	0,414	P	0,15	0,243
RNF	0,015	-0,302	I	0,156	0,261
PP	-0,087	0,226	Q3	0,157	0,147
LrN	0,01	-0,143	Tmm	0	-0,006
MoS	-0,046	-0,173	Long	0,004	-0,004
LrG	-0,022	0,026	PG	0,016	0,218
Lat	0,112	0,136	LP	-0,118	0,272
pHS	0,015	-0,01	LG	-0,157	-0,021
Arg	0,148	0,182	PN	0,002	0,001
Lim	0,059	0,157	LN	0,002	0
NG	0,12	-0,141	LF	-0,08	0,187
LrP	-0,128	0,138	Ain Defla	-0,493	0,304
TM	-0,138	-0,037	Béchar	0,122	0,040
PGF	0,159	-0,061	Chlef	-0,328	-0,447
RGN	0,223	-0,075	El Bayadh	0,191	-0,013
T	-0,121	-0,038	Ghardaia	0,150	0,150
PF	-0,049	0,149	Laghouat	0,194	0,07635
LrF	-0,095	0,029	M'Sila	0,162	0,1806
Sab	-0,143	-0,275	Médéa	0,170	-0,23275
Cal	0,002	0,002	Tiaret	-0,0701	-0,0588

Tableau 02 : Corrélations des différents paramètres phytochimiques avec les deux premiers axes de l'analyse discriminante.

Paramètres	Axe 1	Axe 2	Paramètres	Axe 1	Axe 2
pHP	0,413	-0,057	SucG	-0,073	-0,125
Alt	-0,397	0,112	ChlbG	-0,085	0,053
CarP	0,304	0,11	LycG	-0,056	-0,03
HG	0,254	0,223	AscFP	0,004	0,004
MsG	-0,254	-0,223	PhoG	0,018	0,283
FlaG	-0,24	0,129	Cal	0,002	0,002
ZnP	-0,238	0,049	TM	-0,034	-0,218
pHG	-0,028	-0,392	LycP	-0,054	0,002
PolP	-0,116	0,343	T	-0,05	-0,214
MoS	-0,218	-0,247	ChlaP	-0,16	-0,097
AscDP	-0,06	-0,241	LipP	-0,042	-0,16
NaG	0,034	-0,225	ChlbP	-0,166	-0,047
CarG	0,105	-0,222	MsP	-0,138	-0,14
MmG	-0,214	-0,073	HP	0,138	0,14
MoG	0,214	0,073	AscDG	-0,002	-0,001
CaG	0,035	-0,128	ProG	0	0
FlaP	0,132	-0,153	ProP	0	0
Lat	0,086	0,136	KP	-0,215	0,152
MoP	0,285	-0,036	Tmm	-0,028	-0,172
MmP	-0,285	0,036	PhoP	0,184	-0,056
P	0,093	0,174	LipG	0,003	-0,003
I	0,09	0,185	TanP	-0,049	-0,167
Q3	0,098	0,125	PbP	0,148	-0,068
pHS	0,013	-0,01	PolG	-0,065	-0,099
Arg	0,11	0,168	CuP	0	0
Lim	0,039	0,106	Ain Defla	-0,054	-0,044
AscFG	-0,194	0,053	Béchar	0,171	-0,121
Sab	-0,101	-0,209	Chlef	-0,257	-0,060
SucP	0,065	0,001	El Bayadh	0,205	0,216
NaP	-0,224	-0,114	Ghardaia	0,186	0,030
KG	-0,005	0,079	Laghout	0,131	-0,117
ChlaG	0,165	0,172	M'Sila	0,048	-0,050
TanG	0,057	-0,136	Médéa	-0,172	0,094
Long	0,003	0	Tiaret	-0,259	0,050
CaPa	-0,146	-0,174			

Annexe 07 : Matrices des corrélations

Tableau 1 : Matrice des corrélations des caractères morphologiques quantitatifs

	LF	LrF	PF	LP	LrP	PP	LN	LrN	PN	NG	LG	LrG	PG	PGF	RNF	RGN
LF	1															
LrF	0,787*	1														
PF	0,857**	0,967**	1													
LP	0,308	0,319	0,196	1												
LrP	0,579	0,549	0,55	0,051	1											
PP	0,893**	0,937**	0,975**	0,288	0,646	1										
LN	0,845**	0,621	0,762*	-0,25	0,561	0,746*	1									
LrN	0,555	0,830**	0,790*	0,348	-0,01	0,690*	0,369	1								
PN	0,749*	0,935**	0,959**	0,059	0,39	0,873**	0,729*	0,858**	1							
NG	0,323	0,13	0,303	-0,727*	0,271	0,229	0,738*	-0,026	0,379	1						
LG	0,676*	0,318	0,504	-0,367	0,368	0,513	0,894**	0,135	0,463	0,695*	1					
LrG	0,511	0,489	0,36	0,905**	0,325	0,441	0,011	0,368	0,228	-0,473	-0,176	1				
PG	0,722*	0,732*	0,719*	0,412	0,31	0,670*	0,502	0,669*	0,729*	0,062	0,346	0,556	1			
PGF	0,777*	0,653	0,746*	-0,016	0,456	0,684*	0,800**	0,477	0,768*	0,59	0,617	0,222	0,822**	1		
RNF	-0,433	-0,198	-0,231	-0,51	-0,554	-0,439	-0,153	0,133	0,051	0,238	-0,157	-0,502	-0,001	0,041	1	
RGN	-0,306	-0,701*	-0,644	-0,111	-0,07	-0,579	-0,249	-0,792*	-0,680*	0,019	-0,026	-0,127	-0,163	-0,066	-0,015	1

Tableau 2 : Matrice des corrélations des caractères phytochimiques

	HP	HG	MsP	MsG	MoP	MoG	MmP	MmG	pHP
HP	1								
HG	0,304	1							
MsP	-1,000**	-0,304	1						
MsG	-0,304	-1,000**	0,304	1					
MoP	0,11	0,191	-0,11	-0,191	1				
MoG	-0,421	0,188	0,421	-0,188	-0,411	1			
MmP	-0,11	-0,191	0,11	0,191	-1,000**	0,411	1		
MmG	0,421	-0,188	-0,421	0,188	0,411	-1,000**	-0,411	1	
pHP	-0,534	-0,593	0,534	0,593	-0,683*	0,388	0,683*	-0,388	1
pHG	-0,191	0,392	0,191	-0,392	-0,18	0,256	0,18	-0,256	0,259
NaP	-0,19	-0,213	0,19	0,213	0,675*	-0,472	-0,675*	0,472	-0,133
NaG	0,096	0,403	-0,096	-0,403	0,096	0,124	-0,096	-0,124	0,064
KP	0,039	-0,218	-0,039	0,218	-0,842**	0,132	0,842**	-0,132	0,738*
KG	-0,299	0,381	0,299	-0,381	-0,313	0,218	0,313	-0,218	0,319
CaP	0,642	0,571	-0,642	-0,571	-0,102	-0,408	0,102	0,408	-0,401
CaG	0,162	-0,239	-0,162	0,239	0,495	-0,614	-0,495	0,614	-0,174
PhoP	-0,121	0,33	0,121	-0,33	0,691*	0,196	-0,691*	-0,196	-0,325
PhoG	0,496	0,32	-0,496	-0,32	-0,051	0,327	0,051	-0,327	-0,001
PbP	-0,782*	-0,201	0,782*	0,201	-0,371	0,241	0,371	-0,241	0,455
ZnP	-0,295	0,174	0,295	-0,174	0,835**	-0,041	-0,835**	0,041	-0,305
CuP	0,516	0,043	-0,516	-0,043	0,261	-0,750*	-0,261	0,750*	-0,226
SucP	-0,219	-0,725*	0,219	0,725*	0,021	-0,273	-0,021	0,273	0,111
SucG	-0,145	-0,625	0,145	0,625	0,458	-0,489	-0,458	0,489	0,05
ProP	-0,188	0,593	0,188	-0,593	-0,322	0,542	0,322	-0,542	0,18
ProG	-0,571	-0,401	0,571	0,401	-0,052	0,257	0,052	-0,257	0,223
LipP	0,113	-0,416	-0,113	0,416	0,719*	-0,552	-0,719*	0,552	-0,26
LipG	0,523	0,279	-0,523	-0,279	-0,238	-0,125	0,238	0,125	-0,006
PolP	0,647	-0,329	-0,647	0,329	0,431	-0,541	-0,431	0,541	-0,391
PolG	0,411	0,565	-0,411	-0,565	0,493	-0,102	-0,493	0,102	-0,365
FlaP	0,448	0,206	-0,448	-0,206	-0,075	-0,317	0,075	0,317	-0,567
FlaG	0,036	-0,399	-0,036	0,399	-0,044	-0,519	0,044	0,519	0,176
TanP	0,791*	-0,123	-0,791*	0,123	0,049	-0,724*	-0,049	0,724*	-0,238
TanG	0,029	0,48	-0,029	-0,48	0,401	-0,419	-0,401	0,419	-0,318
CarP	0,616	0,002	-0,616	-0,002	0,136	-0,257	-0,136	0,257	-0,022
CarG	0,37	0,182	-0,37	-0,182	-0,214	0,568	0,214	-0,568	-0,01
LycP	-0,435	-0,155	0,435	0,155	-0,211	0,396	0,211	-0,396	0,241
LycG	0,201	-0,28	-0,201	0,28	0,254	-0,916**	-0,254	0,916**	-0,3
ChlaP	-0,592	-0,106	0,592	0,106	-0,302	0,415	0,302	-0,415	0,26
ChlaG	0,383	-0,405	-0,383	0,405	0,36	-0,827**	-0,36	0,827**	-0,247
ChlbP	-0,543	-0,086	0,543	0,086	-0,185	0,346	0,185	-0,346	0,149
ChlbG	0,057	-0,289	-0,057	0,289	0,248	-0,889**	-0,248	0,889**	-0,23

Tableau 2 : Matrice des corrélations des caractères phytochimiques (suite)

	pHG	NaP	NaG	KP	KG	CaP	CaG	PhoP	PhoG
HP									
HG									
MsP									
MsG									
MoP									
MoG									
MmP									
MmG									
pHP									
pHG	1								
NaP	0,033	1							
NaG	0,385	-0,145	1						
KP	0,386	-0,362	0,18	1					
KG	0,905**	-0,098	0,435	0,475	1				
CaP	0,065	-0,268	0,355	0,238	0,17	1			
CaG	-0,211	0,691*	-0,05	-0,219	-0,399	0,129	1		
PhoP	0,055	0,499	0,298	-0,558	-0,024	-0,29	0,037	1	
PhoG	0,073	-0,339	0,667*	0,197	-0,065	0,28	-0,029	0,231	1
PbP	0,047	-0,2	-0,014	0,167	0,38	-0,223	-0,431	-0,2	-0,533
ZnP	0,023	0,633	0,381	-0,671*	-0,061	-0,27	0,381	0,816**	0,07
CuP	0,268	0,51	0,03	0,161	0,111	0,461	0,647	-0,129	-0,02
SucP	-0,412	0,042	-0,603	-0,21	-0,411	-0,52	0,058	-0,413	-0,586
SucG	-0,132	0,761*	-0,406	-0,242	-0,238	-0,551	0,412	0,211	-0,472
ProP	0,466	-0,172	0,394	0,33	0,534	0,307	-0,253	0,229	0,314
ProG	-0,549	-0,042	-0,259	-0,217	-0,286	-0,511	-0,341	0,186	-0,362
LipP	-0,401	0,519	0,071	-0,509	-0,463	-0,287	0,456	0,329	-0,05
LipG	0,465	-0,203	0,26	0,425	0,241	0,54	0,279	-0,435	0,437
PolP	-0,556	0,191	-0,188	-0,317	-0,744*	0,005	0,48	-0,025	0,211
PolG	0,417	0,422	0,507	-0,113	0,231	0,306	0,277	0,65	0,517
FlaP	-0,577	-0,404	-0,414	-0,22	-0,412	0,497	-0,133	-0,394	-0,232
FlaG	0,049	0,594	-0,512	0,264	-0,061	0,027	0,615	-0,283	-0,433
TanP	-0,137	0,125	-0,091	0,223	-0,275	0,529	0,548	-0,413	0,167
TanG	0,286	0,267	0,643	-0,113	0,457	0,545	0,182	0,284	0,004
CarP	0,343	0,169	0,295	0,256	0,07	0,152	0,283	0,05	0,529
CarG	0,101	-0,378	-0,099	0,093	-0,129	-0,197	-0,405	0,148	0,542
LycP	-0,486	-0,356	0,122	-0,053	-0,182	-0,192	-0,413	0,107	0,005
LycG	-0,228	0,376	-0,381	-0,131	-0,166	0,27	0,493	-0,412	-0,623
ChlaP	-0,323	-0,325	-0,08	-0,023	0,016	-0,235	-0,541	0,032	-0,293
ChlaG	-0,342	0,383	-0,201	-0,168	-0,469	0,178	0,776*	-0,344	-0,17
ChlbP	-0,455	-0,291	-0,047	-0,15	-0,136	-0,169	-0,379	0,046	-0,239
ChlbG	-0,213	0,403	-0,308	-0,123	-0,099	0,256	0,492	-0,382	-0,669*

Tableau 2 : Matrice des corrélations des caractères phytochimiques (suite)

	PbP	ZnP	CuP	SucP	SucG	ProP	ProG	LipP	LipG
HP									
HG									
MsP									
MsG									
MoP									
MoG									
MmP									
MmG									
pHP									
pHG									
NaP									
NaG									
KP									
KG									
CaP									
CaG									
PhoP									
PhoG									
PbP	1								
ZnP	-0,059	1							
CuP	-0,561	-0,018	1						
SucP	0,21	-0,183	-0,121	1					
SucG	-0,138	0,284	0,368	0,561	1				
ProP	0,187	0,027	-0,177	-0,864**	-0,653	1			
ProG	0,659	0,121	-0,747*	0,331	0,13	-0,08	1		
LipP	-0,243	0,548	0,221	0,464	0,700*	-0,756*	0,129	1	
LipG	-0,537	-0,334	0,596	-0,291	-0,324	0,137	-0,931**	-0,292	1
PolP	-0,704*	0,032	0,382	0,409	0,448	-0,766*	-0,211	0,705*	0,146
PolG	-0,628	0,48	0,515	-0,730*	0,021	0,366	-0,561	0,105	0,33
FlaP	-0,001	-0,446	-0,068	0,187	-0,305	-0,203	0,13	-0,14	-0,077
FlaG	-0,201	-0,209	0,689*	0,158	0,531	-0,133	-0,276	-0,005	0,236
TanP	-0,670*	-0,346	0,821**	0,077	0,205	-0,399	-0,647	0,239	0,631
TanG	0,171	0,477	0,334	-0,454	-0,123	0,266	-0,177	0,169	0,028
CarP	-0,777*	-0,034	0,668*	-0,16	0,259	-0,21	-0,747*	0,282	0,645
CarG	-0,541	-0,286	-0,2	-0,181	-0,189	0,109	-0,212	-0,27	0,227
LycP	0,658	0,073	-0,824**	0,023	-0,316	0,188	0,866**	-0,06	-0,700*
LycG	-0,012	-0,116	0,612	0,51	0,488	-0,604	-0,155	0,404	0,065
ChlaP	0,829**	-0,036	-0,819**	0,078	-0,276	0,254	0,888**	-0,246	-0,754*
ChlaG	-0,402	0,025	0,655	0,491	0,485	-0,718*	-0,352	0,612	0,319
ChlbP	0,763*	0,066	-0,802**	0,076	-0,316	0,217	0,871**	-0,163	-0,725*
ChlbG	0,143	-0,037	0,543	0,477	0,458	-0,525	-0,057	0,391	-0,02

Tableau 2 : Matrice des corrélations des caractères phytochimiques (suite)

	PolP	PolG	FlaP	FlaG	TanP	TanG	CarP	CarG	LycP
HP									
HG									
MsP									
MsG									
MoP									
MoG									
MmP									
MmG									
pHP									
pHG									
NaP									
NaG									
KP									
KG									
CaP									
CaG									
PhoP									
PhoG									
PbP									
ZnP									
CuP									
SucP									
SucG									
ProP									
ProG									
LipP									
LipG									
PolP	1								
PolG	0,094	1							
FlaP	0,225	-0,373	1						
FlaG	0,151	0,044	-0,075	1					
TanP	0,689*	0,226	0,266	0,534	1				
TanG	-0,248	0,457	-0,048	-0,127	0,008	1			
CarP	0,53	0,606	-0,38	0,218	0,665	-0,021	1		
CarG	0,187	0,225	-0,076	-0,243	0,012	-0,644	0,415	1	
LycP	-0,323	-0,478	0,167	-0,543	-0,641	-0,007	-0,727*	-0,19	1
LycG	0,388	-0,21	0,411	0,567	0,586	0,258	0,027	-0,626	-0,37
ChlaP	-0,547	-0,573	0,216	-0,415	-0,746*	-0,017	-0,875**	-0,247	0,924**
ChlaG	0,747*	-0,058	0,184	0,502	0,770*	0,054	0,366	-0,376	-0,468
ChlbP	-0,444	-0,562	0,282	-0,434	-0,692*	0,03	-0,906**	-0,323	0,949**
ChlbG	0,26	-0,246	0,359	0,535	0,468	0,36	-0,095	-0,765*	-0,249

Tableau 2 : Matrice des corrélations des caractères phytochimiques (suite)

	LycG	ChlaP	ChlaG	ChlbP	ChlbG	AscDP	AscFP	AscDG	AscFG
HG									
MsP									
MsG									
MoP									
MoG									
MmP									
MmG									
pHP									
pHG									
NaP									
NaG									
KP									
KG									
CaP									
CaG									
PhoP									
PhoG									
PbP									
ZnP									
CuP									
SucP									
SucG									
ProP									
ProG									
LipP									
LipG									
PolP									
PolG									
FlaP									
FlaG									
TanP									
TanG									
CarP									
CarG									
LycP									
LycG	1								
ChlaP	-0,274	1							
ChlaG	0,792*	-0,578	1						
ChlbP	-0,229	0,969**	-0,452	1					
ChlbG	0,981**	-0,147	0,734*	-0,097	1				

Fatima DAHLIA,
Cesar BENITO, Mohamed BOUSSAID⁴

**GENETIC DIVERSITY OF FRUITS IN WILD JUJUBE
(*Ziziphus lotus* L. DESF.) NATURAL POPULATIONS
FROM ALGERIA**

SUMMARY

Fruits from natural populations of wild jujube (*Ziziphus lotus* L. Desf.) collected from Algeria were evaluated through morphological and molecular markers. The analysis of variance revealed very highly significant differences for all the morphological characters studied ($P < 0.001$) with coefficients of variation ranging from 7.57% to 31.84% indicating a strong variation between populations. The analysis of genetic diversity between *Ziziphus lotus* populations using 35 ISSR primers showed a moderate polymorphism (61.31%), a polymorphism information content of 0.35, a resolving power of 2.51 and a marker index of 0.79. Cluster analysis using SM model, classify the nine populations in two main clusters. This classification seems independent to climate change.

Keywords: *Ziziphus lotus*, genetic diversity, fruits, morphological markers, ISSR markers.

INTRODUCTION

Spontaneous plant resources are a source of primary interest for humans and their needs (Bouallala et al. 2014). Algeria has important species of trees and shrubs that the majority are undeveloped. Their fruits are an important part of human food consumption because of their richness in nutrients. However, there are some fruits that are little consumed because of their scarcity and ignorance of their nutritional quality. Among them, we chose to conduct a study on wild jujube fruit (*Ziziphus lotus* L. Desf.).

This perennial shrub (Maraghni et al. 2010) is of interest in rehabilitating degraded areas (Azam-Ali et al. 2006). It protects soil against erosion (Laamouri et al. 2008). This species show a high tolerance to drought and salinity (Liu and Zhao 2009; Sudharsan and Ashkanani 2009). It provides important habitat for animals and plants (Seigne 1985; Oliet et al. 2012; Nebih Hadj-Sadok et al. 2014). It is an important source of a many nutrients, phyto-chemical components and natural bio-actives substances (Tirado and Pugnaire 2005; Wojdyło et al. 2016). It is rich in minerals, carbohydrates, proteins and fatty acids (Abdeddaim et al. 2014;

⁴Fatima Dahlia (Corresponding author: fdahlia84@gmail.com), Mohamed Boussaid, Laboratory of plant physiology applied to soilless crops, Ibn Khaldoun University, BP 78 Zaâroua, Tiaret, 14000, ALGERIA; Cesar Benito, Laboratory of Molecular Genetics, Department of Genetics, Faculty of Biology, Complutense University of Madrid, SPAIN.

Notes: The authors declare that they have no conflicts of interest. Authorship Form signed online.

Hammia et al. 2015). *Ziziphus lotus* is, therefore, a genetic resource with universal value (Rais et al. 2017).

Called in Arabic « Sedra », *Ziziphus lotus* is a shrub with gray and spiny stems, deciduous leaves and small yellow flowers (Maraghni et al. 2011). The edible fruit called « nbag » is a dark red drupe (c. 1–1.5 cm in diameter) at maturity (Azam-Ali, 2006; Wang et al. 2016). The pulp is soft and pleasant; it surrounds a bone nucleus, called stone, rather small, rounded and binocular (Couverciel, 1839). It usually contains two seeds (c. 6×5 mm) (Nasri-Ayachi and Nabli 2009).

The natural range of the majority of jujube trees is between 20° and 30° latitude (Laamouri et al. 2008). Wild jujube occurs throughout the Mediterranean region (Regehr and El Brahli 1995; Azam-Ali et al. 2006) with low penetration into the northern Sahara: Morocco, Algeria, Tunisia, Libya and Egypt. It then reappeared in Yemen, on the island of Socotra, in the Middle East: Palestine, Syria, Turkey (Quezel and Santa 1963; Ghedira, 2013; Bakhtaoui et al. 2014) and south to the Arabian Peninsula (Duling et al. 1998). It is very abundant in Iran, China and South Korea (Adeli and Samavati 2015). In Algeria, the wild jujube is very common throughout the country except in the Algerian-Constantine tell (Quezel and Santa 1963).

Environmental variations, cultivar, cultivation methods and storage conditions influence strongly the fruit quality (Guo et al. 2016). The important geographical and climatic distribution of wild jujube is an indicator of the presence of a large genetic diversity for this species (Singh et al. 2007). Exploring biodiversity and estimating genetic diversity is important for evaluating, improving, conserving and using the genetic resources (Ai et al. 2014; Zhang et al. 2015; Wang et al. 2016). In order to recognize resistant genotypes with good fruit properties, identification of local cultivars becomes a priority (Ghazaeian 2015; Martins et al. 2015; Tatari et al. 2016). Thereby, several ways are used to measure genetic diversity, including morphological characteristics that determine strongly the agronomic value and facilitate the classification of plants. Morphological evaluation of genetic diversity is direct, inexpensive and easy to use (Zhang et al. 2015). Techniques such as allozyme or DNA analysis are also used to assess directly the genetic diversity at the molecular level (Mondini et al., 2009). Inter Simple Sequence Repeat (ISSR) technique provides a powerful tool for the investigation of genetic variation within species. Recent ISSR studies of natural populations have demonstrated the hyper-variable nature of these markers and their potential use for population-level studies (Ge et al. 2005).

However, there is little information available regarding the diversity of wild jujube across several environments in the world (González-Robles et al. 2016; Boussaid et al. 2018). For this purpose, a comparative study of several populations of wild jujube can give an overview of the morphological and molecular variations existing in this species. The aims of this study were to identify genetic diversity of fruit of nine populations of wild jujube existing in Algeria and classify them using morphological and molecular characters.

MATERIAL AND METHODS

Sampling and site characterization

Fruits of *Ziziphus lotus* were harvested at maturity in August, September and October 2016. They were collected from nine stations in different regions of Algeria (table 1). Each station represents a population and each population was represented by 10 trees spaced of more than 10 m.

The natural distribution area of harvested shrubs extends from 2°12' W to 4°18' E longitude and from 32°1' N to 36°6' N latitude (table 1). This large area is characterized by climatic and soil variations covering the main bio-climatic stage of Algeria.

The sites of Ain Defla and Medea from the sub-humid stage have a moderate climate, with abundant and regular precipitations (773,62 and 807,23 mm) and mild winter (table 1). The semi-arid stage that is under the effect of a continental climate is characterized by moderate rainfall (Chlef with 404.85 mm and Tiaret with 334.4 mm), a cold winter and a hot summer.

Table 1: Description of the selected sites of the nine natural populations of *Ziziphus lotus* in Algeria.

Populations	Ain Defla	Bechar	Chlef	El Bayadh	Ghardaia	Laghouat	M'Sila	Medea	Tiaret
Position									
Locations	Ouled Chikh	Mougheul	Ouled Ziad	Bougatoub	Metlili	Oued Nogued	Maarif	Boghar	Tidda
Long	2°1'E	2°12'W	1°6'E	0°7'E	3°33'E	2°59'E	4°18'E	2°42'E	1°14'E
Lat (N)	36°6'	32°1'	36°6'	33°59'	32°18'	33°49'	35°22'	35°57'	35°40'
Alt (m)	516	1023	106	1038	526	772	410	853	705
Climate									
Tm	19.1	22.5	20.5	20.2	23.2	20.1	21.7	16.5	15.7
TR	10.2	13.8	12.6	13.4	12.2	13.3	13	8.8	14.5
Dt	28.1	37.8	31	35.3	33.9	37.1	36.3	28.4	35.8
P	807.23	107.95	404.85	218.65	17.51	198.2	172.21	773.62	334.03
Climat	Subhumid	Saharian	Semi-arid	Arid	Saharian	Saharian	Arid	Subhumid	Semi-arid
Soil									
CaCO ₃ %	3.5	7.5	24	19.1	4.11	8.8	24.97	0	2.6
OM %	1.51	0.49	1.2	1	0.75	0.78	2.01	1.3	0.92
pH	8	7.85	7.9	7.8	8.4	7.97	8.61	6.5	7.88
Clay %	31	0.96	27	9.8	0.4	9.4	9.76	34.4	12.3
Silt %	50.6	16.62	46.8	43.6	8.6	16.73	13.68	39.9	38.8
Sand %	18.4	82.42	26.2	46.6	91	73.87	76.56	25.7	48.9
Soils	Loamy clay	Sandy-loam	Clay-loam	Sandy-loam	Sandy	Sandy-loam	Sandy-loam	Clay-loam	Loam

TM : annual mean temperature (°C) ; TR : Temperature range (°C) ; Dt : difference in temperatures between the hottest and the coolest months (°C) ; P : annual precipitation (mm); OM : organic matter ; (M-m) : temperature differences between the hottest month and the coldest month

In the arid zone, provenances of Msila, Laghoat and El Bayadh are influenced by the local arid steppe climate characterized by little rainfall throughout the year (172.21 to 218.65 mm). The sites of Ghardaia and Bechar from the Saharean stage are characterized by very rare rainfall (17.5 to 107.95 mm), a mild winter, a very hot summer and an arid climate.

Similarly, the soils of the different sites are very variable with a dominance of sandy soils in the arid and Saharan regions. Soils of sub-humid and semi-arid sites vary between clay-loamy and sandy-loamy (table 1). pH of the different soils is neutral to slightly alkaline (6.5 to 8.61). The levels of organic matter range from 0.48 to 2.01% and the CaCO₃ levels vary from 0 to 24.97%.

Morphological traits

Observations were performed on the mature fruit ready for harvesting. Immature fruits that have not attained their full sizes and that are predominantly green and quite hard in texture was not considered in this study. The colors of fruits and stones were determined using the Royal Horticultural Society color chart. The number of seeds, shapes of fruits and stones and srones appearences were also recoreded according to jujube descriptor. Determination of lengths and widths of fruits, pulps, stone and seeds were carried by using a digital caliper. A precision balance was used to measure the weight of fruits, pulps, stone and seeds.

Chromosome number

Chromosome number counting was performed according to the method of (Jahier *et al.* 1992). The mitosis was stopped by keeping roots in ice distilled water for 24 hours. Plant material was immersed in the Shift reagent for 90 minutes. The colored meristematic zone was isolated and placed between Glass slides and cover-slip in a few drops of Carmen's red reagent. The observation was made on a photonic microscope equipped with a digital camera connected to a microcomputer.

Molecular analysis

DNA extraction

A total of 45 plants (Five plants from each population) were used to extract DNA which was extracted using the NZY Plant/Fungi gDNA Isolation kit (Prates, 2014). Up to 20 mg of fresh leaves were homogenized and used to extract DNA following the protocol. The genomic DNA was stored at -20 °C.

PCR amplification

Thirty-five ISSR's markers were used as shown in (Table 4). Standard PCRs buffer were performed using NZYTaq 2× Green Master Mix. Each PCR reaction contained 10 µL of NZYTaq 2× Green Master Mix, 1µL from each primer, 30 ng DNA template and nuclease (3 µL of 10 ng/µL) and 6µL of free water to obtain a volume of 20 µl. Cycling procedure was run using PTC-100 thermocycler (MJ Research, Inc.) as follows: Initial denaturation at 94°C for five minutes followed by 45 cycles of denaturation at 94°C for 30 seconds, annealing temperature of 52°C for 45 seconds and extension at 72°C for two minutes and final extension at 72°C for six minutes. The amplification products were analyzed

by electrophoresis in 1,2% agarose in TAE buffer stained by 6 μ L of ethidium bromide and photographed under UV.

Data analysis

The partition of the variance was estimated between populations by the statistical analysis of the variance (ANOVA) using the Type III of SPSS for Windows version 16.0 for the calculation of the sums squares. Homogeneous groups are separated by *Tukey* test using the same software. The agglomerative hierarchical clustering procedure was based on Ward's method.

Data from ISSR markers analysis was scored for presence (1) and absence (0) of bands. Unclear bands were not counted. Dividing the number of polymorphic bands over the total number of bands gives an estimation of the polymorphism percentage.

The evaluation of the discriminatory power of the ISSR markers was done by means of three parameters: (i) Polymorphic information content (PIC) which is the probability in detecting polymorphism by a primer or primer combination between two randomly drawn genotypes, it was calculated using the formula $PIC = 1 - \sum p_i^2$, where p_i is the frequency of the i^{th} allele (Sehgal et al. 2009; Lamare and Rao 2015); (ii) Resolving power (Rp) which is the ability of each primer to detect level of variation between individuals, it was calculated as $Rp = \sum I_b$, where I_b (band informativeness) takes the values of: $1 - [2|0.5 - p|]$, where p is the proportion of individuals containing the band (Prevost and Wilkinson 1999; Lamare and Rao 2015), and (iii) marker index (MI) in order to characterize the capacity of each primer to reveal or detect polymorphic loci among the genotypes, as a product of two functions - the polymorphic information content and effective multiplex ratio (EMR) (Milbourne et al. 1997; Varshney et al. 2007; Lamare and Rao 2015) : $MI = PIC \times EMR$.

A dendrogram was constructed based on the simple matching coefficient (SM) and the UPGMA (unweighted pair-group method with arithmetic averages) cluster method with the program NTSYSpc (Numerical Taxonomy and Multivariate Analysis System version 2.1). A pair-wise difference matrix between genotypes was determined using SM coefficient to measure the resulting phenotic groups and the original matrix was bootstrapped 1000 times by employing Winboot to group the genotypes into discrete clusters.

RESULTS

Morphological variability

Analysis of variance show a very high inter-population variation justified by a very highly significant difference ($P < 0.001$) between the populations for all morphological traits (table 2). Furthermore, there were no significant differences ($P > 0.05$) between individuals in the same population (intra-population variation).

The fruits of wild jujube were characterized by a variation of the fruit color. Four colors were recorded for all populations (table 2): yellowish (0.11%), brown (52.44%), light brown (17.55%) and dark brown (29.88%). An intra-

population variability characterized by the heterogeneity in the distribution of the coloration was noticed. The populations of Laghouat, Ain Defla and El Bayadh were homogeneous and characterized by a single fruit color. Whereas the other populations presented the heterogeneity for this trait because they were characterized by several fruit colors within the same population.

An inter-population variation for the shape of fruit was also observed: the elongated shape (6,77%) and the round shape (93,23%). Two populations which were heterogeneous and characterized by the presence of the two shapes of fruit at varying percentages (table 2). These populations are Bechar and M'sila

Table 2. Qualitative traits characterization of fruit in Algerian natural populations of *Ziziphus lotus*

Populations	Ain Defla	Bechar	Chlef	El Bayed	Ghardaia	Laghouat	Médéa	M'Sila	Tiaret
Fruit colors									
Yellowish	0	0	0	0	2	0	0	0	0
Brown	100	42	96	0	10	100	56	6	61
Light brown	0	3	1	0	1	0	28	94	31
Dark brown	0	53	3	100	87	0	16	0	8
Fruit shape									
Oval	0	3	0	0	0	0	0	49	0
Round	100	97	100	100	100	100	100	51	100
Stone appearance									
Smooth	9	63	7	9	0	80	46	37	14
Rough	91	37	93	91	100	20	54	63	86
Stone shape									
Elongated	23	91	79	81	87	55	79	99	80
Round	77	9	21	19	13	45	21	1	20
Stone color									
Light brown	87	65	100	62	65	72	3	63	92
brown	13	35	0	38	35	28	97	37	8
Seed number									
One seed	74	72	47	59	69	59	76	41	56
Two seeds	26	28	53	41	31	41	24	59	44

There were an inter-population variation for the coloration of the stone. Two colors were observed: brown (32.33%) and light brown (67.67%). Only the population of Chlef was homogeneous and characterized by the presence of a single coloration of stone (light brown). In the other populations, the presence of the two colors of the stone was observed at various percentages (table 2).

The wild jujube showed an inter-population variation for the trait shape of the stone. Two forms were observed: the elongated shape (74.89%) and the round shape (25.11%). All populations were heterogeneous and presented the two stone shapes at various percentages (table 2).

Two stone's appearance were recorded smooth (29,44%) and rough (70,56%). Only the population of Ghardaia was homogeneous and characterized by rough appearance. In the other populations, the presence of the two appearances of stone was recorded at various percentages (table 2).

Most wild jujube fruits had one seed per stone (61.44%). Only 38.56% of the fruit had two seeds per stone. All populations were heterogeneous (table 2) and presented various percentages of seed number per stone.

Regarding fruit characterization (Table 3), it's shown that the population of Chlef has the highest values for fruit length (12.979 ± 0.717 mm), wight (13.503 ± 0.822 mm) and weigh (0.871 ± 0.134 g). While the population of Ghardaia is characterized by the lowest values for these traits (11.166 ± 0.915 mm; 11.223 ± 0.884 mm and 0.464 ± 0.107 g respectively). These two populations have grown in very different environments, which suggests that this character can be influenced by the environment. Fruit length, wight and weigh of the other populations varied between these two extremes.

The pulp length and width vary between 2.776 ± 0.571 mm to 3.767 ± 0.767 mm and between 3.874 ± 0.879 mm to 5.134 ± 0.694 mm respectively. The population of Medea has shown the highest pulp length and the population of Chlef has the highest pulp width. These traits seem to be independent of the environmental effect because the values showed no relationship with environmental variation. On the other hand, the pulp weight was very related to the variations of the environment. The populations of Chlef, Medea and Ain Defla growing in favorable areas had the highest values of pulp weights (0.477 ± 0.1 g; 0.381 ± 0.074 g and 0.377 ± 0.091 g). Whereas, the populations of Ghardaia, Laghouat and El Bayedh, growing in arid regions, had the lowest pulp weights (Table 3).

For stones, lengths varied from 8.225 ± 0.847 mm (population of Ghardaia) to 10.062 ± 0.641 mm (population of Chlef). The variations of this trait between populations seem to be independent of changes in the environment. Stones also exhibited wide variability for the trait width. The values (table 3) of the population of Ain Defla (humid climate) were the highest (8.838 ± 0.913 mm). The populations of Ghardaia and Laghouat (arid climate) had the lowest values ($7,156 \pm 0,687$ mm and $7,188 \pm 0,747$ mm respectively). Unlike the preceding trait, the width of stones seems to be correlated with environmental variations because wetland populations have the highest values. The weight stones varies from 0.225

± 0.057 g for the population of Ghardaia to 0.394 ± 0.064 for the population of Chlef. It is clear that this trait is positively correlated with fruit and pulp weights.

Table 3: Inter-population variability of fruit characteristics of natural *Ziziphus lotus* in Algeria.

Pop.	AinDefla	Bechar	Chlef	ElBayedh	Ghardaia	Laghouat	Medea	Msila	Tiaret	CV %
Fruit characteristics										
FL (mm)	12.09 ^c	12.13 ^c	12.97 ^d	11.63 ^d	11.16 ^a	11.19 ^a	12.59 ^d	12.67 ^d	11.87 ^{bc}	7.572
FW (mm)	12.71 ^d	11.81 ^{bc}	13.50 ^d	11.75 ^{bc}	11.22 ^a	11.56 ^b	12.54 ^{de}	11.87 ^d	12.07 ^{cd}	7.922
Fwe (g)	0.71 ^e	0.61 ^{cd}	0.87 ^f	0.58 ^{bc}	0.46 ^a	0.53 ^b	0.65 ^{de}	0.64 ^d	0.62 ^{cd}	20.586
Pulp characteristics										
PuL(mm)	3.59 ^d	3.28 ^c	2.91 ^{ab}	3.10 ^{bc}	2.94 ^{ab}	2.81 ^a	3.76 ^d	2.91 ^{ab}	2.77 ^a	20.732
PuW(mm)	3.87 ^e	4.47 ^{de}	5.13 ^f	4.52 ^{bc}	4.06 ^a	4.37 ^b	4.86 ^e	4.29 ^{cde}	4.23 ^{cd}	18.858
PuWe (g)	0.37 ^e	0.36 ^{de}	0.47 ^f	0.31 ^{bc}	0.23 ^a	0.29 ^b	0.38 ^e	0.35 ^{cde}	0.33 ^{cd}	27.036
Stone characteristics										
SL (mm)	8.49 ^{ab}	8.84 ^{cd}	10.06 ^e	8.52 ^{abc}	8.22 ^a	8.38 ^a	8.82 ^{bcd}	9.75 ^e	9.10 ^d	8.521
SW (mm)	8.83 ^e	7.33 ^{ab}	8.36 ^d	7.23 ^a	7.15 ^a	7.18 ^a	7.68 ^c	7.58 ^{bc}	7.83 ^c	9.653
SWe (g)	0.33 ^e	0.24 ^{abc}	0.39 ^f	0.26 ^{bc}	0.22 ^a	0.23 ^{ab}	0.27 ^{cd}	0.29 ^d	0.29 ^d	22.165
Seed characteristics										
SeL(mm)	5.38 ^a	5.75 ^b	5.88 ^b	5.50 ^a	5.43 ^a	5.36 ^a	5.51 ^a	5.95 ^b	5.83 ^b	8.126
SeW(mm)	5.18 ^c	4.95 ^{ab}	4.98 ^{abc}	5.03 ^{bc}	4.82 ^a	4.78 ^a	5.51 ^d	4.94 ^{ab}	4.85 ^{ab}	9.077
Chromosoms number										
Chr Num	24	36	24	36	36	24	24	36	24	

^{a,b,c} indicate significant differences among homogeneous groups according to Tykey test at p value <0.05. ; **FL** : Fruit length, **FW** : Fruit width, **FWe** : Fruit weight, **PuL** : Pulp length, **PuW** : Pulp width, **PuWe** : Pulp weight, **SL** : Stone length, **SW** : Stone width, **SWe** : Stone weight, **SeL** : Seed length, **SeW** : Seed width, **SeWe** : Seed weight, **CV%** : coefficient of variation; **Chr Num** : Chromosoms number.

The seeds length character exhibits a high inter-population variation (table 3). The longest seeds were recorded in the populations of M'sila (5.953 ± 0.477 mm), Chlef (5.888 ± 0.437 mm), Tiaret (5.835 ± 0.504 mm) and Bechar (5.752 ± 0.576 mm). Seed widths varied from 4.788 ± 0.478 mm for the population of Laghouat to 5.516 ± 0.373 mm for the population of Medea. The environment does not seem to have effects on these two traits, but the variation in seed weight is strongly influenced by environmental variation. This trait showed low values in the arid zones (0.025 ± 0.0079 g for the population of Laghouat and 0.030 ± 0.0057 for the population of Bechar) compared with the values recorded in the populations

that pushed in sub-humid environments (0.0340 ± 0.0035) g for the population of Ain Defla.

Ward's method classified the nine natural populations of *Ziziphus lotus* L. by measuring the distance between the morphological characteristics to give rise to two closed clusters (figure 1).

The first cluster is represented by four populations: Bechar and El Bayadh which represent a subgroup and are very close. In this first cluster, we also find that the populations of Laghouat and Ghardaia. The commonality between these four populations is that they grow in arid environments that are characterized by high daily temperatures, high thermal amplitudes and low rainfall.

In the second cluster, there is a subgroup strongly linking the populations of M'sila and Tiaret which are populations of the semi-arid zones. The second cluster also includes the population of sub-humid areas: Medea, Ain Defla and Chlef.

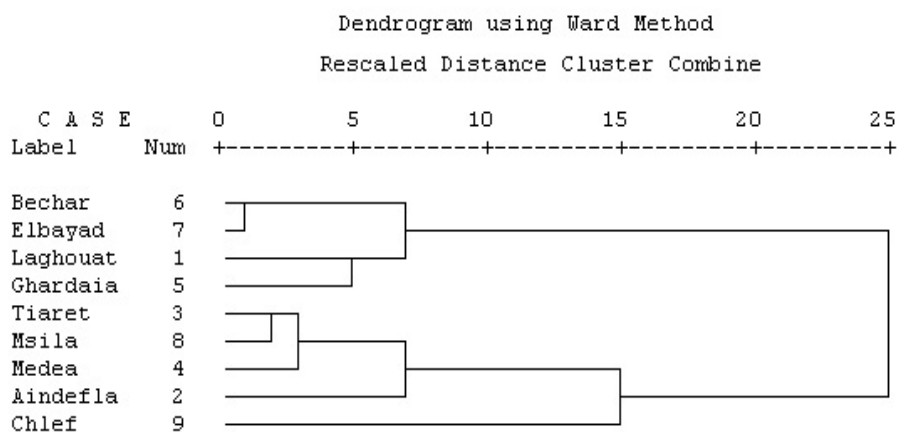


Fig 1. Dendrogram of grouping the nine natural populations of *Ziziphus lotus* L. produced using Ward method.

Chromosomes number

The number of chromosomes (Table 3) shows that wild jujube populations that grow in subhumid and semi-arid environments are diploid and have a chromosome number of $2n = 2x = 24$ chromosomes. Whereas the populations of arid zones (Bechar, El Bayadh, Ghardaia and M'sila) are triploid and have a number of chromosomes equal to $2n = 3x = 36$ chromosomes.

Molecular analysis

The total number of bands produced by the ISSR primers (TBN), the number of polymorphic bands (PB), the percentages of polymorphic bands (% P), the polymorphic information content (PIC), the resolving power (RP) and the marker index of the ISSR primers are shown in Table 4.

The thirty-five ISSR primers tested produced a total of 274 amplified bands with an average of 7.82 bands per primer (MR). For these primers, the number of polymorphic bands was 168 (59.14%) with an average of 4.8 polymorphic band per primer (EMR). The number of bands produced by each primer varied from 4 for the primers 847, 854, 864 and 869 to 14 for primers 812 and 876. While the number of polymorphic bands produced by each primer has varied between 2 for the primers 814, 817, 846, 849, 864 and 897 to 14 for the primer 876. The percentage of polymorphism for each primer increased from 25 % for the primer 817 to 100 % for the primers 813, 876, 892 and 900 with an average of 59.14 %. The polymorphic information content (PIC) of ISSR primers among the populations of wild jujube varied between 0.08 for the primer 814 and 0.50 for the primer 855 with an average of 0.35.

The resolving power (RP) has traded its minimum at the level of the primers 817 and 864 with a value of 0.44 and its maximum at the level of the primer 900 with a value of 8.67. The average of the RP is 2.51. At its hole, the marker index fluctuated between 0.15 for the primer 814 and 1.56 for the primer 813 with an average of 0.79.

The ISSR markers from the 35 selected primers were used to construct a dendrogram using UPGMA cluster analysis and the simple matching coefficient (SM). The degree of similarity among wild jujube populations, from different locations, varied between 31.1 % (between the populations of Laghouat and Medea) and 95.7 % (between the populations of M'sila and Tairret). Cluster analysis was done to group the populations into dendrogram (figure 2). This dendrogram has two clusters. The first cluster groups the populations from Ain Defla and Bechar with a similarity of 39.1 %. The second cluster groups the populations from the other regions. This second cluster can be subdivided into two sub-clusters, the first grouping six populations two by two.

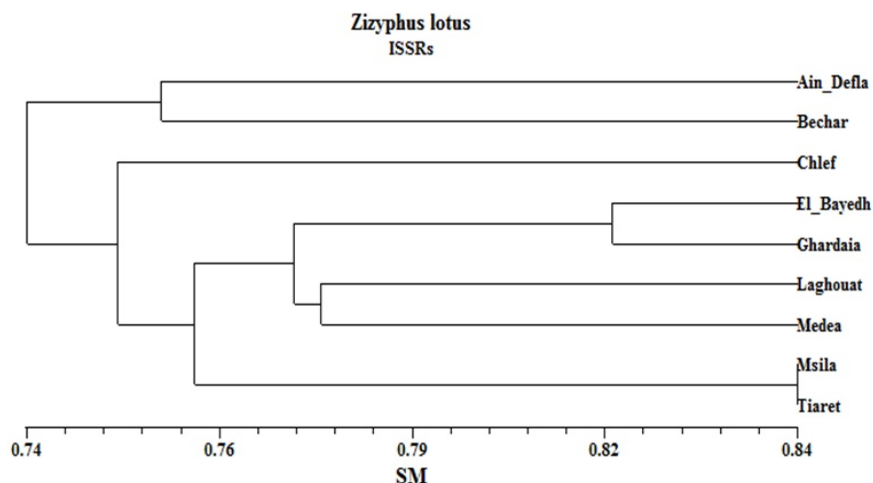


Fig 2 Dendrogram with the genetic relationship among 9 populations of *Z. lotus* growing in various regions in Algeria (SM coefficient and UPGMA method)

Table 4: Details of amplified bands generated by 35 ISSR primers in 9 populations of *Z. lotus*

Primer	Sequences 5' - 3'	TBN	PB	%P	PIC	RP	MI
807	(AG) ₈ T	8	3	37,50	0,44	1,56	0,55
808	(AG) ₈ C	8	6	75,00	0,35	3,56	1,10
810	(GA) ₈ T	12	9	75,00	0,45	3,78	0,89
811	(GA) ₈ C	10	3	30,00	0,21	2,00	0,31
812	(GA) ₈ A	14	10	71,43	0,36	4,89	1,23
813	(CT) ₈ T	6	6	100,00	0,49	2,00	1,56
814	(CT) ₈ A	7	2	28,57	0,08	1,11	0,15
815	(CT) ₈ G	5	3	60,00	0,45	1,56	0,90
817	(CA) ₈ A	8	2	25,00	0,40	0,44	0,45
823	(TC) ₈ C	8	5	62,50	0,27	2,00	0,87
834	(AG) ₈ YT	6	3	50,00	0,22	1,78	0,58
835	(AG) ₈ YC	9	4	44,44	0,48	2,44	0,63
842	(GA) ₈ YG	9	6	66,67	0,31	3,11	0,96
843	(CT) ₈ RA	10	5	50,00	0,32	3,11	0,86
845	(CT) ₈ RG	7	5	71,43	0,40	3,11	1,02
846	(CA) ₈ RT	6	2	33,33	0,12	1,33	0,25
847	(CA) ₈ RC	4	3	75,00	0,17	1,33	0,76
849	(GT) ₈ YA	8	5	62,50	0,37	3,33	0,87
854	(TC) ₈ RG	4	2	50,00	0,23	0,89	0,63
855	(AC) ₈ YT	8	4	50,00	0,50	2,44	0,69
856	(AC) ₈ YA	10	7	70,00	0,12	4,22	0,52
859	(TG) ₈ RC	6	4	66,67	0,46	2,22	0,76
864	(ATG) ₆	4	2	50,00	0,40	0,44	0,90
866	(CTC) ₆	8	7	87,50	0,49	2,22	1,48
868	(GAA) ₆	6	4	66,67	0,27	2,00	0,62
869	(GTT) ₆	4	3	75,00	0,42	2,00	1,04
876	(GATA) ₂ (GACA) ₂	14	14	100,00	0,23	8,22	1,17
881	G ₃ (TG ₄) ₂ TG	5	-	-	-	-	-
887	DVD(TC) ₇	8	3	37,50	0,35	1,33	0,58
888	BDB(CA) ₇	8	4	50,00	0,32	1,56	0,77
890	VHV(GT) ₇	8	6	75,00	0,44	2,22	0,98
891	HVHTC(TG) ₆	10	4	40,00	0,46	1,56	0,65
892	TAGATCTGATATCTGA ₂ T ₂ C ₃	7	7	100,00	0,32	4,00	1,44
897	C ₂ GACTCGAGN ₆ A(TG) ₂ G	6	2	33,33	0,12	1,33	0,25
900	ACT ₂ C ₄ ACAG ₂ T ₂ A ₂ (CA) ₂	13	13	100,00	0,23	8,67	1,17
Total		274	168				
Average		7,82^{MR}	4,8^{EM}_R	59,14	0,35	2,51	0,79

N =(A,G,C,T); R =(A,G); V =(A,G,C) ; Y =(C,T); B =(C,G,T) ; D =(A,G,T); H =(A,C,T)

The populations from Tiaret and M'sila appear to be the most similar at 95.7 %. The populations from El Bayadh and Ghardaia are grouped together with a similarity of 69.9 % and the populations from Laghouat and Medea have a similarity of 31.1 % between them. The population that is coming from Chlef represents the second sub-cluster and it seems different from the other six populations because it has a low degree of similarity with them (17.9%).

DISCUSSION

Conservation and utilization of the native plant resources is essential for long-term sustainability of biodiversity. Wild native resources are adapted to specific and diverse environmental conditions. These adaptive features can be introduced into modern cultivars either through conventional breeding or advanced molecular genetic techniques (Riaz et al. 2011). Estimation of genetic diversity is important for conserving, evaluating and using genetic resources. It's useful for studying the diversity of different germplasm as possible sources of genes. That can improve the performance of cultivars, and for determining the uniqueness and distinctness of the phenotypic and genetic constitution of genotypes (Geleta et al. 2006).

Analysis of the morphological diversity of several natural populations of *Ziziphus lotus* belonging to various environmental conditions is of a great importance. It is the foundation of plant evolution and cultivar formation in the natural wide range of distribution of this species (Boussaid et al. 2018).

The analysis of morphological characters shows a very large divergence between the fruits, stones and seeds of *Ziziphus lotus* natural populations collected from several sites in Algeria. Populations from Chlef, Ain Defla and Medea are considered as the best populations morphologically. They are characterized by the higher lengths, widths and weights of the different parts of the fruit. While, the populations coming from Ghardaïa and Laghouat present the lowest values. The coefficients of variation ranged from 7.57 % for fruit length to 27.036% for pulp weight. High coefficients of variation (more than 30%) for *Ziziphus jujuba* ecotypes were recorded by Tatari et al. (2016) for number of thorns, annual thorn length, fruit weight, shape and width, as well as stone weight and size, indicating a large variation in these traits. Our results are also similar to those recorded by Saran et al. (2005) and Liu et al. (2009) who found high coefficients of variation for several traits, particularly for fruit weight, in *Ziziphus mauritiana* and *Ziziphus jujuba* genotypes respectively.

Fruit weight is considered as appropriate for the classification of jujube ecotypes (Tatari et al. 2016). The studies on the Iranian ecotypes of *Ziziphus spina-christi* showed a large-scale diversity among the genotypes that show considerable morphological variation which may affect these traits (Bina et al. 2012; Baghazadeh-Daryai et al. 2017). Tatari et al. (2016) confirm that climatic conditions have a large effect on the morphological characters of the *Ziziphus jujuba* ecotypes. The plants of *Ziziphus spina-christi* grown at various altitudinal zonations in Saudi Arabia showed a response to climatic conditions by using

altitudinal gradient (Moustafa et al. 2016). The evaluation of the morphological variability of 65 genotypes from *Ziziphus* genus (*Z. nummularia*, *Z. spina-christi* and *Z. oxyphylla*) in Iran, revealed a wide range of variation. They notified also that fruit weight among different species of jujube varied. This variation may depend on the cultivar and ecological conditions (Gao et al. 2011). Also, height differentiation among genotypes is caused by factors such as breeding system, isolation of population, seed and pollen dispersal distance (Norouzia et al. 2017). Exhibiting significant variability could be attributed to fact that the genotypes grow over a wide range of rainfall, temperature and soil type (Divakara and Das 2011).

Genetic diversity of plants based on morphological traits is difficult to measure in natural populations because these traits are influenced by environmental factors to a large degree (Riaz et al. 2011). To neutralize the environmental effect on the phenotypic expression among provenances for the purpose of breeding, this genetic resource should be compared under similar ecological conditions (Boussaid et al. 2018).

Molecular markers are widely used to assess genetic diversity and to study the relationships among genotypes and populations of many species. To study the genetic diversity of the genus *Ziziphus*, the ISSR, RADP, SSR, SRAP markers have been widely used on *Ziziphus spina-christi* (Alansi et al. 2016; Moustafa et al. 2016), *Ziziphus mauritiana* (Singh et al. 2007; Singh et al. 2014), *Ziziphus jujuba* (Li et al. 2010; Ma et al. 2011; Liu et al. 2014; Zhang et al. 2015;) and *Ziziphus lotus* (González-Robles et al. 2016). Our work is the first to study the molecular diversity between natural populations of *Ziziphus lotus* L. Desf through several environments in Algeria and the second in the world.

In order to resolve some of the inconveniences associated with RAPD (low reproducibility), the high AFLP cost, and the need to know the flanking sequences in order to developed primers for SSR polymorphism, ISSR were developed (Gomes et al. 2012). Also, the use of ISSR in this study is based on the fact that they are easy to employ and highly reproducible (Boussaid et al. 2010). Several studies have shown that the ISSR markers seem to be convenient for genetic diversity of Triticale (Tonk et al. 2014), *Canarium album* (Mei et al. 2017), *Cajanus cajan* (Hemalatha and Shanmugasundaram 2010) genotypes compared with RADP technique.

Our thirty-five ISSR primers yielded 274 bands, of which 168 were polymorphic. The percentage of polymorphism was 61.31 %. Our results are close to those found for other species: 61.54 % for *Ziziphus spina-christi* (Moustafa et al. 2016), 57.3% for *Dioscorea hispida* (Nudin et al. 2017) and 53.80 % for Triticale (Tonk et al. 2014). However, these results remain low compared with those found by Singh et al. (2007) for *Ziziphus mauritiana* (89.96 %), Alansi et al. (2016) for *Ziziphus spina-christi* (93.4%) and Boussaid et al. (2010) for *Stipa tenacissima* (87.79%).

The triploid populations of *Ziziphus lotus* showed the highest values of total bands number with 206 bands for the population of Bechar, 201 bands for the populations of M'sila and El Bayadh and 191 bands for the population of Ghadaia.

These populations had also the highest values of polymorphic bands (100, 95, 95 and 85 bands respectively) and polymorphism percent (48.54% for the population of Bechar and 47.26% for the population of El Bayadh and M'sila).

The averages obtained for polymorphism information content (PIC), resolving power (Rp) and the marker index (MI) are 0.35, 2.51 and 0.79 respectively. These averages are close to those found by Tonk *et al.* (2014) in triticale (PIC = 0.33 and Rp = 3.15), by Lamare and Rao (2015) in *Musa acuminata colla* (PIC = 0.35, Rp = 2.34 and MI = 0), by Rashidi *et al.*, (2013) in *Medicago sativa* (PIC = 0.26 and MI = 1.88) and by Singh *et al.* (2007) in *Ziziphus mauritiana* (PIC = 0.42 and Rp = 3.68).

Ward's dendrogram for morphological traits and the clustering based on SM model from ISSR data have classified wild jujube populations differently. The methods of morphology are insufficient to distinguish cultivars and the results are often liable to be influenced by the environment. It has been proved that ber genotypes earlier reported to be similar based on morphology, are genetically different (Singh *et al.* 2014).

The clustering of *Ziziphus lotus* populations according to the SM method seems independent of climatic variations. We found that the populations from M'sila and Tiaret are the most similar (95.79 %). These two populations have close latitudes (35°22 N and 35°57 N respectively). Similarly, populations from arid regions (El Bayadh and Ghardaïa) have a similarity of 69.90 % and are triploids ($2n = 3x = 36$ chromosomes). Populations from Laghouat and Medea, which have close longitudes (2°59E and 2°42E respectively) and which grew at the altitudes of 772 m and 853 m respectively, are classified together (31.10 %). While, the population from Ain Defla (sub-humid zone) and the population from Bechar (arid zone), which have a similarity of 39.10 %, seem independent from climatic and geographical conditions.

On their part, Rashidi *et al.* (2013) concluded that grouping of genotypes based on cluster analysis and principal coordinate analysis indicate that genetic variations of *Medicago sativa* do not agree with the geographical distribution of genotypes. *Ziziphus spina-christi* showed a response to a suite of climatic conditions by using altitudinal gradients within circumscribed various localities in Saudi Arabia (Moustafa *et al.* 2016). A large diversity within populations was recorded in *Ziziphus spina-christi* which can be explained by the out crossing pollinisation phenomenon and a low value of genetic diversity among populations. Studies also shows that genetic variations occurred a long elevation gradient because topographical heterogeneity of plant habitat causes substantial changes in the improvement. And at different altitudes strong isolation of populations may occur due to drastic differences in phenology between higher and lower altitude and mountain barriers which restrict the gene flow between populations causing complex and varied genetic variation (Lamare and Rao 2015).

CONCLUSIONS

Wild jujube (*Ziziphus lotus* L. Desf.), despite being a frequent species in Algeria, occupying various regions and ecosystems and with various interest,

remains devalued because there are very few studies on this species. Through this study, we have evaluated the genetic diversity of *Ziziphus lotus* fruits from several localities covering all bio-climatic stages of Algeria, by using morphological and molecular markers. The analysis of the morphological results revealed a strong divergence between the different populations. They also showed that the environment had a considerable effect in the development of the phenotypes of the majority of the characters. ISSR data showed moderate genetic diversity between wild jujube populations. To valorize this study, the number of populations studied must be expanded, study the genetic diversity within populations and test other molecular markers that can give more effective results.

ACKNOWLEDGEMENTS

The laboratory of molecular genetic has been of great help for the realization of this work. I am grateful to all the professors and assistants of the Department of Genetics at the Complutense University of Madrid, Spain. I thank infinitely Dr Tomas Naranjo from the laboratory of cytogenetics (Complutense University of Madrid, Spain). As I thank Barouagui S., Bakiri N., Krinat M., Tabti L., Mahieddine S., for the help provided to collect the fruits of wild jujube from several zones.

REFERENCES

- Abdeddaim, M. Lombarkia, O. Bacha, A. Fahloul, D. Abdeddaim, D. Farhat, R. Saadoudi, M. Noui, Y. & Lekbir, A. (2014): Biochemical characterization and nutritional properties of *Ziziphus lotus* L. fruits in Aures region, Northeastern of Algeria. *Annals: Food Science and Technology*, 15: 75 - 81.
- Ai, B. Kang, M. & Huang, H. (2014): Assessment of Genetic Diversity in Seed Plants Based on a Uniform π Criterion. *Molecules*, 19 : 20113-20127. [https://doi:10.3390/molecules191220113](https://doi.org/10.3390/molecules191220113)
- Alansi, S. Tarroum, M. Al-Qurainy, F. Khan, S. & Nadeem, M. (2016): Use of ISSR markers to assess the genetic diversity in wild medicinal *Ziziphus spina-christi* (L.) Willd. collected from different regions of Saudi Arabia. *Biotechnology & Biotechnological Equipment*, 30(5): 942-947.
- Azam-Ali, S. Bonkoungou, E. Bowe, C. DeKock, C. Godara, A. & Williams, J.T. (2006): Fruits for the Future 2: Ber and other jujubes. Ed. Southampton Centre for Underutilised Crops, U.K., 302 p.
- Baghazadeh-Daryaii, L. Sharifi-Sirchi, G.R. & Samsampoor, D. (2017): Morphological, phytochemical and genetic diversity of *Ziziphus spina-christi* (L.) Desf. in South and Southeastern of Iran. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2017.06.006>.
- Bakhtaoui, F. Lakmichi, H. Megraud, F. Chait, A. & Gadhi, C.E.A. (2014) : Gastro-protective, Anti-Helicobacter pylori and, Antioxidant Properties of Moroccan *Ziziphus lotus* L. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 4 (10): 81-87. <https://doi.org/10.7324/JAPS.2014.40115>.
- Bina, F. Zamani, Z. & Nazari, V. (2012) : Morph-based Genetic variation in Christ's thorn (*Ziziphus spina-christi* (L.) Willd.). *Iranian Journal of Rangelands Forest Plant Breeding and Genetic Research*, 2 (38): 274–288.

- Bouallala, M. Bradai, L. & Abid, M. (2014): Diversité et utilisation des plantes spontanées du sahara septentrional algérien dans la pharmacopée saharienne: Cas de la région du Souf. *Revue ElWahat pour les reherches et les études*, 7(2): 18-26. <https://www.researchgate.net/publication/281526143>
- Boussaid, M. Benito, C. Kaid-Harche, M. Naranjo, T. & Zedek M. (2010): Genetic Variation in Natural Populations of *Stipa tenacissima* from Algeria. *Biochem Genet.* <https://doi.org/10.1007/s10528-010-9367-7>.
- Boussaid, M. Taïbi, K. Ait Abderrahim, L. & Ennajah, A. (2018): Genetic diversity of *Ziziphus lotus* natural populations from Algeria based on fruit morphological markers. *Arid land research and management*: 1 – 15: <https://doi.org/10.1080/15324982.2018.1424742>.
- Couverciel, (1839): Traité Des Fruits, Tant Indigènes Qu'exotiques, Dictionnaire Carpologique. Ed. Imprimerie Et Librairie De Bouchard-Hl'zard, Paris, France, : 223-224
- Divakara, & Das, R. (2011): Variability and divergence in *Pongamia pinnata* for further use in tree improvement. *Journal of Forestry Research*, 22(2): 193–200. <https://doi.org/10.1007/s11676-011-0149-9>
- Duling, D.W. Ghazanfar, S.A. & Prendergast, H.D.V. (1998): A New Species of *Ziziphus* Mill. (Rhamnaceae) from Oman. *Kew Bulletin*, 53(3): 733-739. <https://doi.org/10.2307/4110494>.
- Gao, Q.H. Wu, P.T. Liu, J.R. Wu, C.S. Parry, J.W. & Wang, M. (2011): Physico chemical properties and antioxidant capacity of different jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) cultivars grown in loess plateau of China. *Sci. Hortic.*, 130: 67–72. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2011.06.005>.
- Ge, X.J. Yu, Y. Yuan, Y.M. Huang, H.W. & Yan, C. (2005) : Genetic Diversity and Geographic Differentiation in Endangered *Ammopiptanthus* (Leguminosae) Populations in Desert Regions of Northwest China as Revealed by ISSR Analysis. *Annals of Botany*, 95: 843–851. <https://doi.org/10.1093/aob/mci089>
- Gelata, M. Labuschgne, M.T. & Viljoen, C.D. (2006): Genetic diversity analysis in sorghum germplasm as estimated by AFLP, SSR and morpho-agronomical markers. *Biodiversity and Conservation*, 15: 3251–3265. <https://doi.org/10.1007/s10531-005-0313-7>.
- Ghazaeian, M. (2015): Genetic diversity of Jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) germplasm based on vegetative and fruits physicochemical characteristics from Golestan province of Iran. *Comunicata Scientiae*, 6(1): 10-16.
- Ghedira, K. (2013): *Ziziphus lotus* (L.) Desf. (Rhamnaceae) : jujubier sauvage. *Phytothérapie*, 11 : 149-153. <https://doi.org/10.1007/s10298-013-0776-8>.
- Gomes, S. Martins-Lopes, P. & Guedes-Pinto, H. (2012) : Chapter 2 : Olive Tree Genetic Resources Characterization Through Molecular Markers. In : Genetic diversity in plants. Eds. Çalişkan M. Croatia : 15 – 28. <https://doi.org/10.1007/978-953-51-0185-7>.
- González-Robles, A. Manzaneda, A.J. Bastida, J.M. Harvey, N. Jaime, R. Salido, T. Martínez, L.M. Fernández, A. Alcántara, J.M. & Rey, P.J. (2016) : Development and characterization of microsatellite primers in the endangered Mediterranean shrub *Ziziphus lotus* (Rhamnaceae). *Applications in Plant Sciences*, 4(12): 4 p. <https://doi.org/10.3732/apps.1600092>.
- Guo, Y. Ni, Y. Kokot, S. (2016) : Evaluation of chemical components and properties of the jujube fruit using near infrared spectroscopy and chemometrics. *Spectrochimica*

- Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 153: 79–86. <https://doi.org/10.1016/j.saa.2015.08.006>.
- Hammia, M.K. Jdey, A. Abdelly, C. Majdoub, H. Ksouri, R. (2015): Optimization of ultrasound-assisted extraction of antioxidant compounds from Tunisian *Ziziphus lotus* fruits using response surface methodology. *Food Chemistry*, 184 : 80–89. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.03.047>.
- Hemalatha, T. & Shanmugasundaram, P. (2010): Efficiency of DNA Marker Systems in Discriminating *Cajanus cajan* (L.) Millsp. and its Wild Relatives. *Indian J. Plant Genet. Resour.*, 23(1): 93-99.
- Jahier, J. Chevre, A.M. Delourme, R. Eber, F. Tanguy, A.M. (1992): Techniques de cytogénétique végétale. Ed. Institut Technique de la Recherche Agronomique (INRA), Paris. 184 p.
- Laamouri, A. Ammari, Y. Albouchi, A. Sghaier, T. Mguis, K. & Akrimi, N. (2008) : Etude comparative de la croissance et du développement du système racinaire de trois espèces de jujubier en Tunisie. *Geo-Eco-Trop.*, 32: 37- 46.
- Lamare, A. & Rao, S.R. (2015): Efficacy of RAPD, ISSR and DAMD markers in assessment of genetic variability and population structure of wild *Musa acuminata* colla. *Physiol Mol Biol Plants*, 21(3): 349–358. <https://doi.org/10.1007/s12298-015-0295-1>.
- Li, L. Peng, J.Y. & Bai, R.X. (2009): Analysis of the Genetic Relationships in Chinese *Ziziphus* with SRAP Markers. *Agricultural Sciences in China*, 9(9): 1278-1284. [https://doi.org/10.1016/S1671-2927\(09\)60217-0](https://doi.org/10.1016/S1671-2927(09)60217-0).
- Liu, J. Liu, H. Ma, L. Wang, S. Gao, J. Li, Y. Wu, R. & Panga, X. (2014): A Chinese jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) fruit-expressed sequence tag (EST) library: Annotation and EST-SSR characterization. *Scientia Horticulturae*, 165: 99–105. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.10.033>.
- Liu, M.J. Zhao, Z.H. (2009): Germplasm resources and production of jujube in China. *Acta Hort.* (ISHS), 840: 25-32. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.840.1>.
- Liu, P. Liu, M.J. Zhao, Z.H. Liu, X.Y. Yang, L. & Wu, Y.L. (2009): Agronomic diversity of Sour Jujube (*Ziziphus acidojujuba*) in China. *Acta Horticulturae*, 840 :203-208. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.840.4>
- Ma, Q.H. Wang, G.X. & Liang, L.S. (2011): Development and characterization of SSR markers in Chinese jujube (*Ziziphus jujuba* Mill.) and its related species. *Scientia Horticulturae*, 129: 597–602. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2011.04.032>.
- Maraghni, M. Gorai, M. & Neffati, M. (2010): Seed germination at different temperatures and water stress levels, and seedling emergence from different depths of *Ziziphus lotus*. *South African Journal of Botany*, 76: 453–459. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2010.02.092>.
- Maraghni, M. Gorai, M. & Neffati, M. (2011) : The Influence of Water-Deficit Stress on Growth, Water Relations and Solute Accumulation in Wild Jujube (*Ziziphus lotus*). *Journal of Ornamental and Horticultural Plants*, 1(2): 63-72.
- Martins, S. Ribeiro DeCarvalho, C. & Carmide, V. (2015): Assessing phenotypic diversity of *Cucurbita portuguese* germplasm. *Agriculture & Forestry*, 61(1): 27-33. <https://doi.org/10.17707/AgricultForest.61.1.03>
- Mei, Z. Zhang, X. Liu, X. Imani, S. & Fu, J. (2017): Genetic analysis of *Canarium album* in different areas of China by improved RAPD and ISSR. *C. R. Biologies*, xxx: 8p. <https://doi.org/10.1016/j.crvi.2017.09.006>.
- Milbourne, D. Meyer, R. Bradshaw, J.E. Baird, E. Bonar, N. Provan, J. Powell, W. & Waugh, R. (1997): Comparison of PCR-based marker systems for the analysis of

- genetic relationships in cultivated potato. *Mol. Breeding*, 3(2): 127-136. <https://doi.org/10.1023/A:1009649521009>.
- Mondini, L. Noorani, A. Pagnotta, M.A. (2009): Assessing Plant Genetic Diversity by Molecular Tools. *Diversity*, 1: 19-35. <https://doi.org/10.3390/d1010019>.
- Moustafa, M.F. Hesham, A. Quraishi, M.S. & Alrumman, S.A. (2016): Variations in genetic and chemical constituents of *Ziziphus spina-christi* L. populations grown at various altitudinal zonation up to 2227 m height. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 14: 349–362. <https://doi.org/10.1016/j.jgeb.2016.09.001>.
- Nasri-Ayachi, M.B. & Nabli, M.A. (2009) : Floral Biology Study Of *Ziziphus Lotus* L. *Acta Hort. (ISHS)* 840, , 337-342. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.840.46>
- Nebih Hadj-Sadok, D. Hadroug, S. & Taoussi, F. (2014): Activité nématocide *in vitro* des extraits aqueux des plantes médicinales « *Artemisia campestris*, *Ziziphus lotus*, *Datura stramonium* et *Urginea maritima* » sur des larves de Meloidogyne. AFPP – Dixième conférence internationale sur les ravageurs en agriculture, Montpellier – 22 et 23 octobre 2014, 7 p.
- Norouzia, E, Erfani-Moghadama, J, Fazelib, A, & Khadivic, A (2017): Morphological variability within and among three species of *Ziziphus* genus using multivariate analysis. *Scientia Horticulturae*, 222: 180–186. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.05.016>.
- Nudin, N.F.H. Ali, A.M. Ngah, N. Mazlan, N.Z. Mat, N. AbdGhani, M.N. Alias, N. Zakaria, A. & Jahan, M.S. (2017): ISSR marker-assisted genetic diversity analysis of *Dioscorea hispida* and selection of the best variety for sustainable production. *C. R. Biologies*, xxx: 8p. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2017.08.003>.
- Oliet, J.A. Artero, F. Cuadros, S. Pue'rtolas, J. Luna, L. & Grau, J.M. (2012): Deep planting with shelters improves performance of different stocktype sizes under arid Mediterranean conditions. *New Forests*, 43: 925–939. <https://doi.org/10.1007/s11056-012-9345-5>.
- Prates, J. (2014): NZY Plant/Fungi gDNA Isolation kit. Nzytech genes & enzymes. 6 p.
- Prevost, A. & Wilkinson, M.J. (1999): A new system of comparing PCR primers applied to ISSR fingerprinting of potato cultivars. *Theor App Genet.*, 98:107–112. <https://doi.org/10.1007/s001220051046>.
- Quezel, P. & Santa, S. (1963): Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome II. Éditions du CNRS (Centre National de la Recherche Scientifique), Paris 7, 1170 p.
- Rais, C. Lazraq, A. Houhou, M. Elhanafi, L. Fennane, A. Ghadraoui, L. Mansouri, I. Louahlia, S. (2017) : Morphometrics and morphological comparative study of three natural populations of *Ziziphus Lotus*. *Research Journal of Pharmaceutical, Biological and Chemical Sciences*, 8(1): 1558 – 1564. <https://www.researchgate.net/publication/323946561>.
- Rashidi, M. Farshadfar, M. Safari, H. & Shirvani, H. (2013): Utility of ISSR molecule marker in examine of genetic diversity 17 genotypes of perennial alfalfa (*Medicago sativa*). *Journal of Novel Applied Sciences*, 2(2S) : 969-973.
- Regehr, D.L. & El Brahli, A. (1995): Wild Jujube (*Ziziphus lotus*) Control in Morocco. *Weed Technology*, 9(2): 326-330. <https://doi.org/10.1017/S0890037X00023423>
- Riaz, A. Hameed, H. Khan, A.I. Younis, A. & Awan, F.S. (2011): Assessment of biodiversity based on morphological characteristics and RAPD markers among genotypes of wild rose species. *African Journal of Biotechnology*, 10(59): 12520-12526. <https://doi.org/10.5897/AJB11.866>.

- Saran, P.L. (2005): Studies on genetic divergence in ber (*Ziziphus mauritiana* lamk.) Germplasm. Department of horticulture College of agriculture ccs haryana agricultural university, 178 p. (PhD thesis)
- Sehgal, D. Rajpal, V.R. Raina, S.N. Sasanuma, T. & Sasakuma, T. (2009): Assaying polymorphism at DNA level for genetic diversity diagnostics of the safflower (*Carthamus tinctorius* L.) world germplasmresources. *Genetica*, 135: 457–470. <https://doi.org/10.1007/s10709-008-9292-4>.
- Seigne, A. (1985): La forêt circum méditerranéenne et ses problèmes : Techniques Agricoles et Productions Méditerranéennes. Eds. G.P. Maisonneuve et Larose, Paris, pp : 137-141.
- Singh, A.K. Devanshi, Sharma, P. Singh, R. Singh, B. Koundal, K.R. & Singh, N.K. (2007): Assessment of Genetic Diversity in *Ziziphus mauritiana* Using Inter-Simple Sequence Repeat Markers. *J. Plant Biochemistry & Biotechnology*, 16(1): 35-40. <https://doi.org/10.1007/BF03321926>.
- Singh, S.K. Meghwal, P.R. Pathak, R. & Gautam, R. (2014): Molecular Markers Assisted Identification of Intraspecific Hybrids in *Ziziphus mauritiana*. *Proc. Natl. Acad. Sci., India, Sect. B Biol. Sci.*, 84(3): 603–611. <https://doi.org/10.1007/s40011-014-0336-5>.
- Sudhersan, C. & Ashkanani, J.H. (2009): Introduction, evaluation and propagation of *Ziziphus* In Kuwait. *Acta Hort.* (ISHS) 840, 47-54. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.840.4>
- Tatari, M. Ghasemi, A. & Mousavi, A. (2016): Genetic diversity in Jujube germplasm (*Ziziphus jujuba* Mill.) based on morphological and pomological traits in Isfahan province, Iran. *Crop Breeding Journal*, 4, 5 and 6 : 79-85. <https://doi.org/10.22092/CBJ.2016.107110>.
- Tirado, R. & Pugnaire, F.I. (2005) : Community structure and positive interactions in constraining environments. *OIKOS*, 111 (3): 437- 444. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2005.14094.x>.
- Tonk, F.A. Tosun, M. Ilker, E. Istiqliler, D. & Tatar, O. (2014): Evaluation and comparison of issr and rapd markers for assessment of genetic diversity in triticale genotypes. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 20(6): 1413-1420.
- Varshney, R.K. Chabane, K. Hendre, P.S. Aggarwal, R.K. Graner, A. (2007): Comparative assessment of EST-SSR, EST-SNP and AFLP markers for evaluation of genetic diversity and conservation of genetic resources using wild, cultivated and elite barleys. *Plant Sci.*, 173(6): 638–649. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2007.08.010>.
- Wang, B. Huang, Q. Venkitesamy, C. Chai, H. Gao, H. Cheng, N. Cao, W. Lu, X. & Pan, Z. (2016): Changes in phenolic compounds and their antioxidant capacities in jujube (*Ziziphus jujuba* Miller) during three edible maturity stages. *LWT - Food Science and Technology*, 66: 56 – 62. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.10.005>.
- Wojdyło, A. Carbonell-Barrachina, A.A. Legua, P. & Hernández, F. (2016): Phenolic composition, ascorbic acid content, and antioxidant capacity of Spanish jujube (*Ziziphus jujube* Mill.) fruits. *Food Chemistry*, 201: 307–314. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.01.090>.
- Zhang, Z. Gao, J. Kong, D. Wang, A. Tang, S. Li, Y. & Pang, X. (2015): Assessing genetic diversity in *Ziziphus jujuba* ‘Jinsixiaozao’ using morphological and microsatellite (SSR) markers. *Biochemical Systematics and Ecology*, 61: 196 – 202. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2015.06.021>