



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique Université Ibn Khaldoun de Tiaret
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences de la Nature et de la Vie



THESE

Présentée par

ABDELAHAMID Kawther

Pour l'obtention du diplôme de doctorat de troisième cycle (LMD)

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité : Adaptation et productivité des plantes cultivées.

THEME :

*La répartition géographique du câprier (*capparis spinosa* L.)
selon les étages bioclimatiques en Algérie.*

Membres de jury :

Pr. REGAGBA Zineb	Université de Tiaret	Présidente
Pr. BELKHODJA Moulay	Université d'Oran	Examineur
Pr. LARID Mohamed	Université de Mostaganem	Examineur
Pr. REZZOUG Wafa	Université de Tiaret	Examinatrice
Pr. BOUCHENAFI Nadia	Université de Tiaret	Rapporteur
Pr. MEDERBEL Khalladi	Université de Tiaret	Co-Rapporteur

Année universitaire 2023-2024

Remerciements

Tout d'abord je tiens à exprimer ma plus profonde gratitude à mes chers parents.

Je tiens à exprimer ma plus profonde gratitude à mon directeur de thèse, Pr BOUCHENAFI N., d'avoir bien assuré la direction et l'encadrement de mes travaux de thèse. Merci pour votre gentillesse, votre expérience, vos encouragements et vos conseils avisés.

Je remercie mon co-directeur M. MEDERBEL K., Professeur à la faculté des sciences de la nature et de la vie d'Université Ibn Khaldoun (Tiaret) d'avoir co-encadré ce travail de thèse.

Je veux exprimer mes vifs remerciements à M^{me} REGAGBA Zineb, Professeur à l'université de Tiaret d'avoir accepté de présider les membres jurys.

J'aimerais aussi remercier Mr. BELKHOUDJA, professeur à l'université d'Oran, et Mr. LARID Mohamed, professeur à l'université de Mostaganem, et M^{me} .REZZOUG Wafa, professeur à l'université de Tiaret d'avoir accepté et d'examiner et de juger ce travail.

J'adresse mes remerciements également à M^{me} DAHLIA F. pour la disponibilité, l'encouragement, le soutien sans égal, pour ses conseils, et son aide.

Je voudrais adresser mes chaleureux remerciements à Pr. AIT-HAMMOU M. pour ses précieux conseils et ses encouragements. Également à mes professeurs en particulier à M. Adda A., M. Dellel A.E.K., M^{me} Khadem H., M. Chadli.

Mes vifs remerciements aux conservateurs des forêts de la wilaya de Mostaganem (Ain Tedless), et de Mascara (Mohammadia) ; À M. OUAER D. chef service au niveau de parc national du Theniet El Had –Tissemsilt pour leurs collaborations.

Je voudrais adresser mes chaleureux remerciements à M. KHAN M., au dirigeant et aux personnels des laboratoires : technologie alimentaire, physiologie végétale, biotechnologie, science du sol, laboratoire de santé animal d'ex ITMA de Tiaret ; à tous les membres du Laboratoire d'Ecologie animale : CHAIB M., Malika, Elhadja, zahira, et particulièrement à M^{elle} ABDALLAH Fatiha.

Un grand merci à mes chers oncles Mokhtar et Massoud pour m'avoir accompagné.

Je remercie D^r. Kawas pour son soutien et ses encouragements tout au long de la préparation de la thèse.

Enfin, je n'oublie pas le soutien de mes amis « SEDDI I., REBBATI N., LAHOUEL H., BERRABAH H., BOUZID A., LATTAB H., BELAID M. ZEFAOUI A., TAIBI F., MORSLI H., KACHA S., CHAIB A., RAIS H., METTI A., RAHOU S., ZIANE B. ».

Dédicace

Je dédie ce travail

A mes très chers parents, à qui je dois tout. Vous êtes pour moi l'exemple de générosité et de dévouement. Que ce travail soit pour vous une infime compensation pour tous les sacrifices que vous avez toujours consentis à mon égard. Qu'il me soit donné d'être à la hauteur de votre confiance et de vos sacrifices.

A mes chers frères Fayçal et Abdelsamed

A mes sœurs Ghania et Faiza avec toute mon admiration et ma reconnaissance. Que Dieu vous procure santé et bonheur.

À ma petite nièce adorée Rawan.

À tous les membres de ma Famille.

À tous mes amis

À tous ceux qui ont participé à ma réussite.

Résumé

Le câprier épineux (*Capparis spinosa* L.), appartenant au genre capparidacée, est considéré comme une espèce arbustive rare, qui possède également des caractéristiques intéressantes permettant son utilisation dans divers secteurs. Il occupe de vastes surfaces en Algérie, mais il reste très peu valoriser.

Le travail effectué porte sur la caractérisation de la variabilité morphologique et phytochimique de trois populations naturelles du *Capparis spinosa* L. collectées à partir de trois régions de l'ouest algérien. La caractérisation morphologique a porté sur les mesures des feuilles, des fruits et des graines, tandis que la caractérisation phytochimique a porté sur la quantification des métabolites primaires (lipides fibres, cendres) et secondaires (polyphénols, flavonoïdes, tannins condensés), et l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits des différents organes étudiés, et l'analyse des huiles des graines

A partir des résultats collectés, il est clair que les traits morphologiques et phytochimiques des différents organes des différentes populations étudiées étaient influencés par le climat, sol, et localisation géographique.

Les coefficients de variation des caractères morphologiques obtenus ont variés de 6,39 % pour la longueur de la graine à 24,11% pour le nombre des grains par fruit. L'analyse en composantes principales (ACP) a montré une séparation géographique entre les populations étudiées avec un polymorphisme de 83,31%. La classification hiérarchique utilisant la distance de Ward a classé les populations en deux groupes liés aux gradients climatiques et édaphiques.

Le câprier Algérien montre un intérêt très important sur le plan nutritionnel et médicinal et écologique. D'une part, la composition phytochimique des graines montre que le fruit est riche en éléments minéraux, en fibres et en lipides. De plus, l'analyse des indices physico-chimiques a démontré les potentialités alimentaires et cosmétiques de l'huile du *Capparis spinosa*. D'autre part, l'analyse des extraits des plantes du câprier révèle que les organes sont très riches en métabolites secondaires (polyphénols, flavonoïdes, tannins condensés), et qui sont caractérisés par des activités antiradicalaires très importantes. Cette activité est influencée par les teneurs en métabolites secondaires dans les différents organes, le type de solvant, ainsi que l'organe étudié. La meilleure activité antioxydante a été enregistrée chez les extraits méthanoliques des feuilles de la population de Tiaret, alors que la plus faible a été notée dans les extraits aqueux des graines de la même population.

Cette espèce est très bien adaptée aux différents bioclimats de la région prospectée. Le cycle phénologique et l'accumulation des métabolites primaires et secondaires pour le câprier de la population de Taghith-Bechar de l'étage bioclimatique aride chaud, ont été affectés par les hautes températures et les précipitations faibles.

Mots clés : Le câprier épineux, *Capparis spinosa* L., étages bioclimatiques, traits morphologiques, huiles végétales, métabolites secondaires, activités antiradicalaires.

Abstract

The prickly caper (*Capparis spinosa* L.), belonging to the *Capparidaceae* genus, is considered a rare shrub species, which also possesses interesting characteristics enabling it to be used in a variety of sectors. It occupies vast areas in Algeria, but remains little exploited.

This project involved characterizing the morphological and phytochemical variability of three natural populations of *Capparis spinosa* L. collected from three regions in western Algeria. Morphological characterization involved measurements of leaves, fruits and seeds, while phytochemical characterization involved quantification of primary (fiber lipids, ash) and secondary (polyphenols, flavonoids, condensed tannins) metabolites, and evaluation of the antioxidant activity of extracts from the various organs studied, and analysis of seed oils.

From the results collected, it is clear that the morphological and phytochemical traits of the various organs of the different populations studied were influenced by climate, soil and geographical location.

Coefficients of variation for morphological traits ranged from 6.39% for seed length to 24.11% for number of seeds per fruit. Principal component analysis (PCA) showed a geographical separation between the populations studied, with polymorphism of 83.31%. Hierarchical classification using Ward's distance classified the populations into two groups linked to climatic and edaphic gradients.

The Algerian caper is of great nutritional, medicinal and ecological interest. On the one hand, the phytochemical composition of the seeds shows that the fruit is rich in mineral elements, fiber and lipids. In addition, analysis of physico-chemical indices has demonstrated the nutritional and cosmetic potential of *Capparis spinosa* oil. Furthermore, analysis of caper plant extracts reveals that the organs are very rich in secondary metabolites (polyphenols, flavonoids, condensed tannins), which are characterized by very high antiradical activity. This activity is influenced by the levels of secondary metabolites in the various organs, the type of solvent and the organ studied. The highest antioxidant activity was recorded in methanolic extracts of leaves from the Tiaret population, while the lowest was noted in aqueous extracts of seeds from the same population.

This species is very well adapted to the different bioclimates of the surveyed region. The phenological cycle and accumulation of primary and secondary metabolites for caper in the Taghith-Bechar population of the warm arid bioclimatic stage were affected by high temperatures and low rainfall.

Key words: Spiny caper, *Capparis spinosa* L., bioclimatic stages, morphological traits, vegetables oils, secondary metabolites, antiradical activities.

المخلص

تعتبر شجرة الكبار الشائكة (*Capparis spinosa* L.)، التي تنتمي إلى جنس *Capparidaceae* ، من أنواع الشجيرات النادرة، والتي تتميز أيضًا بخصائص مثيرة للاهتمام تسمح باستخدامها في مختلف القطاعات. وهي تحتل مساحات واسعة في الجزائر، لكنها لا تزال أقل من قيمتها الحقيقية.

يركز العمل المنجز على توصيف التباين المورفولوجي والكيميائي النباتي لثلاث مجموعات طبيعية من *Capparis spinosa* L. تم جمعها من ثلاث مناطق في غرب الجزائر. ركز التوصيف المورفولوجي على قياسات الأوراق والفاواكه والبذور، في حين ركز التوصيف الكيميائي النباتي على القياس الكمي للمستقلبات الأولية (دهون الألياف والرماد) والثانوية (البوليفينول والفلافونويدات والعفص المكثفة)، وتقييم نشاط المستخلصات المضادة للأكسدة من الأعضاء المختلفة المدروسة، كما تم تحليل زيوت البذور.

من النتائج التي تم جمعها، يتضح أن الصفات المورفولوجية والكيميائية النباتية للأعضاء المختلفة لمختلف السكان الذين شملتهم الدراسة تأثرت بالمناخ والتربة والموقع الجغرافي.

وتراوحت معاملات الاختلاف في الصفات الظاهرية التي تم الحصول عليها من 6.39% لطول البذرة إلى 24.11% لعدد الحبوب في الثمرة. أظهر تحليل المكون الرئيسي (PCA) وجود انفصال جغرافي بين المجموعات السكانية التي تمت دراستها بتعدد الأشكال بنسبة 83.31%. التجمع الهرمي باستخدام مسافة وارد يصنف السكان إلى مجموعتين تتعلقان بالتدرجات المناخية والترايبية.

تظهر شجرة الكبار الجزائرية فوائد غذائية وطبية وبيئية مهمة للغاية. فمن ناحية، يظهر التركيب الكيميائي النباتي للبذور أن الثمرة غنية بالعناصر المعدنية والألياف والدهون. بالإضافة إلى ذلك، أظهر تحليل المؤشرات الفيزيائية والكيميائية الإمكانيات الغذائية والتجميلية لزيت *Capparis spinosa* L. من ناحية أخرى، يكشف تحليل مستخلصات نبات الكبار أن الأعضاء غنية جدًا بالأيضات الثانوية (البوليفينول، الفلافونويدات، العفص المكثفة)، والتي تتميز بنشاط كبير جدًا كمضاد للجذور الحرة. ويتأثر هذا النشاط بكمية المستقلبات الثانوية في الأعضاء المختلفة، ونوع المذيب، وكذلك العضو الذي تمت دراسته. تم تسجيل أفضل نشاط مضاد للأكسدة في المستخلصات الميثانولية لأوراق سكان تيارت، في حين لوحظ أقل نشاط في المستخلصات المائية لبذور نفس السكان.

يتكيف هذا النوع جيدًا مع المناخات الحيوية المختلفة في المنطقة المرتفعة. تأثرت الدورة الفينولوجية وتراكم المستقلبات الأولية والثانوية للكبار لسكان تاغيث بشار في المرحلة المناخية الحيوية القاحلة الحارة بدرجات الحرارة المرتفعة وانخفاض هطول الأمطار.

الكلمات المفتاحية: نبات الكبار الشوكي، *Capparis spinosa* L.، المراحل البيوكيميائية، الصفات المورفولوجية، الزيوت النباتية، المستقلبات الثانوية، أنشطة مكافحة الجذور.

Liste des abréviations

Alt	Altitude (m)
AGMI	Acide gras mono-insaturé
AGPI	Acide gras poly-insaturé
AGS	Acide gras saturé
ARG	Argile
CaCO₃ T	calcaire totale
CE	conductivité électrique
EAAS	Equivalent en acide ascorbique
EAC	Equivalent en catéchine
EAG	Equivalent en acide gallique
EAT	Equivalent en Acide Tannic
EC	Équivalent en catéchine
EQ	Equivalent en Quercetin
I	Indice d'aridité
Lat	latitude
LFe	Longueur de la feuille
LFr	Longueur du fruit
LG	Longueur de la graine
LIM	Limon
Long	longitude
LP	Longueur de pédoncule
LPt	Longueur du pétiole
LrgFe	Largeur de la feuille
LrgFr	Largeur du fruit
LrgG	Largeur de la graine
MF	Matière fraîche
MF	Matière fraîche
MO	Matière organique
MS	Matière sèche
MS	Matière sèche
NGF	Nombre de la graine par fruit
P	précipitation annuelle (mm)
PFr	Poids du fruit
pH	Potentiel d'hydrogène
PMG	Poids de mille grains
Q3	quotient pluviométrique d'EMBERGER
SAB	Sable
TEAC	6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylch-roman-2-carboxylic acid
Tm	moyenne de température annuelle (°C)
TM	moyenne des températures maximales (°C)
Tmin	moyenne des températures minimales (°C)

Liste des annexes

- Annexe 01 :** Tableaux des comparaisons des moyennes
- Annexe 02 :** Tableau des corrélations des différents paramètres avec les deux premiers axes de l'analyse en composante principales (ACP)
- Annexe 03 :** Matrice des corrélations
- Annexe 04 :** Interprétation des analyses du sol

Liste des figures

Figure 1:	Distribution du <i>Capparis spinosa</i> L. dans le bassin méditerranéen.....	04
Figure 2:	Les différentes parties de la plante <i>capparis spinosa</i> L. Arbuste (A), Branches (B), Epines(C), Feuilles et Fleurs (D), Bourgeons floraux (E), Fruit mature (déhiscent) (F), Fruits matures (indéhiscents) (G), Graines (H).	06
Figure 3:	Les stades phénologiques de croissance du câprier (<i>capparis spinosa</i> L.)	09
Figure 4:	Arbustes du <i>capparis spinosa</i> L. dans leur aire naturelle.....	12
Figure 5:	La structure des acides gras.....	20
Figure 6:	Extracteur de Soxhlet.....	21
Figure 7:	Formules structurales générales des acides phénoliques.....	26
Figure 8	Structures générales des flavonoïdes.....	26
Figure 9:	Structure des tanins hydrolysables (A) et condensés (B).....	27
Figure 10 :	La classification de base des coumarines.....	28
Figure 11 :	Sites de prélèvements du <i>Capparis spinosa</i> L. Taghit (Bechar); Sidi belattar (Mostaganem), Mghila (Tiaret).....	31
Figure 12 :	Le positionnement des régions d'étude dans le climagramme d'Emberger.....	34
Figure 13 :	Composition granulométrique des sols analysés : Taghit-Bechar (a), Sidi belattar-Mostaganem (b), Mghila-Tiaret(c).....	35
Figure 14:	Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Béchar.....	36
Figure 15:	Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Béchar (1994-2018).....	37
Figure 16:	Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Mostaganem.....	38
Figure 17:	Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Mostaganem (1994-2018).....	38
Figure 18:	Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Tiaret.....	39
Figure 19:	Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Tiaret (1994-2018).....	39
Figure 20:	Les traits morphologiques des feuilles.....	40
Figure 21:	Les traits morphologiques du fruit.....	40
Figure 22:	Graines du câprier (<i>capparis spinosa</i> L.) population du Bechar.....	41
Figure 23:	Variation des longueurs des feuilles pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	51
Figure 24:	Variation des largeurs des feuilles pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	52
Figure 25:	Variation de la longueur du pétiole pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	53
Figure 26:	Variation des longueurs des fruits pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	54
Figure 27:	Variation des largeurs des fruits pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	54
Figure 28:	Variation des longueurs de pédoncule des fruits pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	55
Figure 29:	Variation de poids des fruits pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	56
Figure 30:	Variation de nombre de graines par fruit pour les trois populations du	

	<i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	56
Figure 31:	Variation des longueurs des graines pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	57
Figure 32:	Variation des largeurs des graines pour les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	58
Figure 33:	Variation du poids de mille grains les trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	58
Figure 34:	Dendrogramme de trois populations naturelles de <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien en utilisant la distance de Ward.....	59
Figure 35:	Analyse en composantes principales (ACP) élaborée sur les caractères morphologiques mesurées et leurs relations avec les variables environnementales des populations étudiées.....	60
Figure 36:	Variation du rendement en huiles des graines des différentes populations du <i>capparis spinosa</i> L.....	64
Figure 37:	Variations des teneurs en fibres dans les graines des trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	65
Figure 38:	Variations des teneurs en cendre dans les graines des trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	66
Figure 39:	Variation d'indice de réfraction d'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	67
Figure 40:	Variation d'Indice d'acide d'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	67
Figure 41:	Variations d'acidité de l'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	68
Figure 42:	Variations de l'indice de peroxyde de l'huile des graines de <i>capparis spinosa</i> L.....	69
Figure 43:	Variation d'indice de saponification de l'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	70
Figure 44:	Variations d'indice d'ester de l'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	70
Figure 45:	Variations du pourcentage d'altération de l'huile des graines du <i>capparis spinosa</i> L.....	71
Figure 46:	Rendement en extrait des différents organes des trois populations du <i>Capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	77
Figure 47:	Variation des teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	79
Figure 48 :	Variation des teneurs en flavonoïdes dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	81
Figure 49:	Variation des teneurs en tanins condensés dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	83
Figure 50:	Teneurs exprimées en équivalent d'acide ascorbique dans différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	85
Figure 51:	Variation des concentrations inhibitrices des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	87

Liste des tableaux

Tableau 01:	Situation géographique des différentes zones d'étude.....	32
Tableau 02:	Résultats des analyses physico-chimiques du sol.....	34
Tableau 03:	Analyse de la variance des mesures des feuilles du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	51
Tableau 04:	Analyse de la variance des mesures des fruits du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	53
Tableau 05:	Analyse de la variance des mesures des graines du <i>capparis spinosa</i> L. de l'ouest Algérien.....	57
Tableau 06:	Analyse de variance des indices physico-chimiques des huiles des graines de trois populations du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de l'ouest Algérien.....	64
Tableau 07:	Aspect, couleur des extraits des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L.....	76
Tableau 08:	Analyse de la variance de la variation des teneurs en extrait des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	76
Tableau 09:	Analyse de la variance des teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	78
Tableau 10:	Analyse de la variance des teneurs en flavonoïdes dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	80
Tableau 11:	Analyse de la variance de la variation des teneurs en tanins condensés dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien..	82
Tableau 12:	Analyse de la variance des teneurs exprimées en équivalent d'acide ascorbique du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	84
Tableau 13:	Analyse de la variance de la variation des concentrations inhibitrices de 50 % des radicaux DPPH des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du <i>capparis spinosa</i> L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.....	86

Table des matières

RESUME.....	i
ABSTRACT.....	ii
الملخص.....	iii
LISTE DES ABREVIATIONS	iv
LISTE DES ANNEXES	v
LISTE DES FIGURES	vi
LISTE DES TABLEAUX	ix
INTRODUCTION GENERALE	01
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
1. GENERALITES SUR LE CAPRIER EPINEUX.....	04
1.1. Répartition du câprier épineux (<i>Capparis spinosa</i> L.).....	04
1.2. Situation géographique du câprier en Algérie.....	05
1.3. Classification du câprier (<i>Capparis spinosa</i> L.).....	05
1.4. Description botanique du câprier sauvage (<i>Capparis spinosa</i> L.).....	05
1.5. Les exigences écologiques	07
1.5.1. Climat	07
1.5.2. Sol	07
1.6. Description des stades phénologiques de croissance du câprier.....	07
1.6.1. Principal stade de croissance.....	07
1.6.2. Développement des feuilles.....	07
1.6.3. Développement des pousses	07
1.6.4. Développement des parties végétatives comestibles	08
1.6.5. Apparition des boutons floraux.....	08
1.6.6. Floraison	08
1.6.7. Développement du fruit.....	08
1.6.8. Maturation des fruits et des graines.....	09
1.6.9. Sénescence et début de la dormance.....	10
1.7. Méthodes de multiplication du câprier (<i>Capparis spinosa</i> L.).....	11
1.7.1. Reproduction par graine.....	11
1.7.2. Bouturage	11
1.7.3. Culture in vitro.....	11
1.8. Composition biochimique du câprier.....	11
1.9. Importance du câprier épineux (<i>Capparis spinosa</i> L.).....	11
1.9. 1. Importance médicinale	11
1.9.2. Importance écologique	12
1.9.3. Importance économique	12
1.9.4. Utilisation alimentaire.....	13
1.9.5. Autres utilisations.....	13
2. LA DIVERSITE BIOLOGIQUE.....	14
2.1. Définition et concept.....	14
2.2. Sources de la diversité génétique.....	14
2.3. Importance de la diversité génétique	14
2.4. Facteurs diminuant la variabilité génétique	15
2.5. L'estimation de la variabilité génétique	16
2.5.1. Marqueurs morphologiques.....	16
2.5.2. Marqueurs biochimiques	17
2.5.3. Marqueurs génétiques.....	17
2.6. Conservation de la diversité génétique.....	17

3. LES HUILES VEGETALES	19
3.1. Classification des lipides.....	19
3.2. Acides gras.....	19
3.2.1. Définition, nomenclature et classification.....	19
3.3. Méthodes d'extraction des huiles végétales.....	20
3.3.1. Extraction mécanique	21
3.3.2. Extraction par Soxhlet.....	21
3.3.3. Extraction assistée par enzyme (EAE).....	21
3.3.4. Extraction assistée par micro-ondes (EAM).....	22
3.3.5. Extraction par fluide supercritique (EFS).....	22
3.3.6. Extraction assistée par ultrasons (EAU).....	23
3.4. Huile, acides gras du câprier.....	23
3.4.1. Composition chimique de l'huile de <i>Capparis spinosa</i> L.....	23
4. LES METABOLITES SECONDAIRES	25
4.1. Définition.....	25
4.2. Polyphénols.....	25
4.2.1. Acides phénoliques.....	25
4.2.2. Les flavonoïdes.....	26
4.2.3. Les tannins.....	26
4.2.4. Les coumarines.....	27
4.3. Les terpénoïdes et stéroïdes.....	28
4.5. Les alcaloïdes.....	28
5. LE STRESS OXYDATIVE	29
5.1. Définition.....	29
5.2. Les radicaux libres.....	29
5.3. Les espèces réactives de l'oxygène (ROS).....	29
5.4. Les antioxydants	30
5.4.1. Les défenses enzymatiques.....	30
5.4.2. Les défenses non enzymatiques.....	30
PARTIE EXPERIMENTALE	
CHAPITRE 1 : ZONES D'ETUDE	31
1. Choix des sites d'étude.....	31
2. Description des provenances.....	32
3. Caractéristique des provenances.....	33
3.1. Caractérisation du sol	35
3.2. Caractérisation du climat	36
CHAPITRE 02 : MATERIELS ET METHODES	40
2.1. Matériel végétal.....	40
2.2. Caractérisation morphologique.....	40
2.3. Caractérisation phytochimique	41
2.3.1. Extraction et caractérisation de l'huile du câprier	41
2.3.1.1. La préparation de la farine	41
2.3.1.2. Extraction de l'huile par soxhlet.....	42
2.3.1.3. Détermination de la teneur et rendement en huile.....	42
2.3.1.4. Détermination du taux de cendres.....	43
2.3.1.5. Détermination du taux de fibres.....	43
Caractérisation physico-chimique de l'huile	44
2.3.1.6. Indice de Réfraction.....	44
2.3.1.7. Indice d'acide et acidité.....	45
2.3.1.8. Indice de peroxyde.....	45

2.3.1. 9. Indice de saponification.....	46
2.3.1. 10. Indice d'ester.....	47
2.3.8.6. Pourcentage d'altération.....	47
2.3.2. Les métabolites secondaires	47
2.3.2. 2. Préparation des extraits.....	47
2.3.2.3. Calcul de rendement en extrait.....	48
2.3.2.4. Quantification des métabolites.....	48
2.3.2.4. 1. Polyphénols.....	48
2.3.2.4. 2. Flavonoïdes	49
2.3.2.4.3. Tanins condensés.....	49
2.3.3. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode (DPPH).....	49
2.4. Analyses statistiques	50
CHAPITRE 03 : RESULTATS ET DISCUSSION.....	51
1. Caractérisation morphologique du câprier.....	51
1.1. La feuille	51
1.2. Les fruits.....	53
1.3. Les grains	57
1.4. La classification hiérarchique.....	59
1.5. Analyse en composantes principales.....	59
1.6. Discussion	60
2. Caractérisation phytochimique du câprier	64
2.1. Caractérisation des graines du câprier.....	64
2.1.1 Teneur en huile des graines du câprier	64
2.1.2. Détermination du taux de fibres.....	65
2.1.3. Détermination du taux de cendres.....	65
2.2. Caractérisation physico-chimique d'huile du câprier.....	66
2.2.1. Indice de réfraction	66
2.2.2. Indice d'acide.....	67
2.2.3. Acidité.....	68
2.2.4. Indice de peroxyde	68
2.2.5. Indice de saponification.....	69
2.2.6. Indice d'ester.....	70
2.2.7. Pourcentage d'altération.....	71
2.3. Discussion.....	71
2.3. LES METABOLITES SECONDAIRES.....	76
2.3.1. Caractérisation des extraits.....	76
2.3.2. Rendement en extrait	76
2.3.3. Teneur en polyphénols.....	77
2.3.4. Dosage des flavonoïdes	79
2.3.5. Dosage des tannins condensés	81
2.3.6. L'activité biologique du câprier	83
2.3.6.1. Equivalent en acide ascorbique	83
2.3.6.2. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de DppH	85
3.3.7. Discussion	87
CONCLUSION GENERALE.....	93
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	97
ANNEXES	I

Introduction

Introduction générale

Les ressources phytogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture sont à la base de la sécurité alimentaire mondiale. Elles comprennent la diversité du matériel génétique contenu dans les variétés traditionnelles, les cultivars modernes, les espèces sauvages apparentées aux plantes cultivées et d'autres espèces sauvages. La diversité génétique offre, aux agriculteurs et aux sélectionneurs de plantes, la possibilité de développer, par la sélection et l'amélioration, des cultures nouvelles et plus productives, résistantes aux ravageurs et aux maladies virulentes et adaptées à l'évolution de l'environnement (Rao, 2004).

L'Algérie possède une diversité écologique et végétale très riche grâce à sa position biogéographique. Le pays compte plus de 3000 espèces végétales appartenant à plusieurs familles botaniques et dont 15% sont endémiques (Daira et *al.*, 2016). Mais malgré cette grande diversité, beaucoup d'espèces et surtout les espèces locales spontanées sont souvent négligées ou peu exploitées (Abdelgurfi et Laouar, 1998).

Parmi ces espèces peu exploitées, le câprier (*Capparis spinosa* L.), qui possède des caractéristiques intéressantes (Douieb & Benlemlih, 2010). Il appartient à la famille des *Capparidaceae* et est originaire de la région méditerranéenne (Soyler et Khawar, 2007). Il pousse spontanément dans les fissures et les crevasses des corbeaux et dans les murs de pierre (Khalaf et Arafah, 2010). Les principaux pays producteurs du câpre dans le monde sont l'Espagne, l'Italie, le Maroc et la Turquie (Aksay et *al.*, 2021). En Algérie, le câprier n'est pas ou peu cultivé (Benseghir-Boukhari & Seridi, 2007).

Le câpre fournit des capacités élevées d'adaptations aux stress causés par le sel et le calcaire (Chalakh et *al.*, 2007). C'est un excellent matériel pour des écrans de vent (Wang et *al.*, 2016), où il est recommandé pour la réhabilitation et la valorisation des terres arides dégradées (Rhizopoulou et *al.*, 2006).

Le câprier est cultivé pour ses boutons floraux et ses jeunes fruits qui sont utilisés dans de nombreux plats traditionnels (Koufan et *al.*, 2022). Il a une valeur nutritionnelle élevée. Les bourgeons floraux aromatiques se collectent avant la floraison, ils se font fermenter en vue de leur consommation sur le marché (Sonmezdag et *al.*, 2019). Ils revêtent, de ce fait, une importance commerciale (Güleryüz et *al.*, 2009).

Les graines du câprier sont très riches en huile, qui se compose majoritairement d'acides gras insaturés (Tlili et *al.*, 2009), et contiennent des niveaux élevés en stérols et glucosinolates (Matthaus et Ozcan, 2005), et en tocophérols. Ces composés contribuent à la stabilité de l'huile et à sa résistance à l'oxydation (Duman et Özcan, 2015).

Plusieurs constituants phytochimiques bioactifs ont été isolés et identifiés à partir des différentes parties (parties aériennes, racines et graines) du *Capparis spinosa* (Zhang et Ma, 2018). Ces composantes sont les saccharides et les glycosides, les flavonoïdes, les alcaloïdes, les terpénoïdes et les huiles essentielles, les acides gras et les stéroïdes (Raissi et al., 2016), qui sont responsables, seuls ou en combinaison, de diverses activités pharmacologiques notamment celles d'impacts ; antioxydants, antifongiques, antihépatotoxiques, anti-inflammatoires, antiallergiques, antihistaminiques, antidiabétique, chondroprotectrice, hypolipidémique, diurétique, antihypertensive et antibactérienne (Alrawi et al., 2021). En Algérie, toutes les parties de la plante sont utilisées pour traiter les démangeaisons, les piqûres de moustiques, l'urticaire ainsi que pour traiter l'asthme et les problèmes digestifs (Benseghir-Boukhari et Seridi 2007). Elles sont aussi utilisées en cosmétique (Yahia et al., 2020).

L'analyse approfondie des composés phytochimiques a permis d'identifier des facteurs de stress biotiques et abiotiques qui influencent directement le métabolisme des plantes (Borges et al., 2017). L'accumulation de métabolites secondaires dépend fortement d'une variété de facteurs environnementaux tels que la lumière, la température, l'eau du sol, la fertilité du sol et la salinité. Pour la plupart des plantes, un changement dans un facteur individuel peut modifier le contenu des métabolites secondaires même si les autres facteurs restent constants (Yang et al., 2018). Bien que les rôles cruciaux de ces composés dans l'acclimatation et la défense des plantes soient bien connus, leur réponse au changement climatique est mal comprise (Qaderi, et al., 2023).

Les stratégies fonctionnelles des plantes changent considérablement au cours de leur développement, sous l'effet de la variabilité intra-individuelle des caractéristiques anatomiques, morphologiques, physiologiques et architecturales. La variation des traits de développement résulte de l'interaction complexe entre le changement de phase génétiquement régulé (c'est-à-dire l'ontogenèse), l'augmentation de l'âge et de la taille de la plante et la plasticité phénotypique face aux conditions environnementales changeantes (Barton, 2023).

Afin de comprendre la réponse des plantes aux fluctuations des facteurs environnementaux, y compris le changement climatique, il est nécessaire d'analyser les variations aux niveaux phénotypique et génétique pour une même espèce et, en particulier, pour les espèces endémiques et rares, car elles pourraient avoir des effets radicaux au niveau de l'écosystème (Gratani, 2014). La conservation de ces ressources génétiques nécessite une description complète de la diversité génétique des populations existantes (Kremer, 1994). Cependant, la première étape d'évaluation de la variabilité génétique des espèces est basée

sur la description des traits morphologiques (N'da et *al.*, 2014). Ensuite, des marqueurs isoenzymes et moléculaires ont été utilisés afin de compléter de manière substantielle les classifications morphologiques (Inocencio et *al.*, 2005).

En Algérie, de nombreuses études ont été menées sur le câprier ; elles ont porté principalement sur les activités biologiques des extraits de la plante tels que l'effet broncho relaxant (Benzidane et *al.*, 2013), l'effet antioxydant (Arrar et *al.*, 2013), les effets anti-inflammatoires et hépatoprotecteurs (Aichour et *al.*, 2018) et les effets immuno-modulateurs (Aichour et *al.*, 2016). Benseghir-Boukhari et Seridi (2007) ont étudié l'adaptation et la physiologie du câprier dans la région Algéro-tunisienne. Il semble qu'il y a aucune étude faite sur l'impact de l'environnement sur la variabilité morphologique et phytochimique de cette espèce en Algérie.

Le travail initié dans cette recherche tente (i) d'élucider l'influence de la localisation géographique et les gradients climatiques et édaphiques sur les caractéristiques morphologiques et biochimiques du câprier, et (ii) d'évaluer l'impact des certaines métabolites secondaires sur les activités biologiques de la plante.

Le travail réalisé est présent dans cette thèse selon trois parties : La première est consacrée à la recherche bibliographique : Généralités sur le câprier épineux, la diversité biologique, les huiles végétales, les métabolites secondaires et le stress oxydatif. La seconde partie, comprend la description des zones d'études et le matériel et les méthodes utilisés. Enfin, les résultats obtenus, ainsi que leurs discussions, les conclusions et les perspectives sont présentés dans une troisième et la dernière partie.

Synthèse

Bibliographique

1. Généralités sur le câprier épineux (*Capparis spinosa* L.)

Les *capparacées* ou *capparidacées* est une famille qui comprend environ 650 espèces réparties en près de 39 genres (Hamed et al., 2007). Elle est originaire des régions chaudes, à l'exception de l'Amérique du Nord (Rajesh et al., 2009).

Le câprier (*Capparis spinosa* L.) est l'une des 350 espèces du genre *Capparis* (Chalak et al., 2007), qui est le genre le plus important de la famille des *Capparaceae* (Sessiz et al., 2007).

Noms communs : Espagne : (Aragon) : Tapara. (Castilla) : Alcaparra. (Catalogne) : Taperes. (Murcia) : Tapenera, Tapena, Alcaparro, Caparro, Tapano. Italie : Capparo, Cappari ; (Sicile) : Chiappara. Portugal : Alcaparras, Alcaparreira. France : Câprier (plante), Capres (boutons de fleurs), Cornichons (fruits) (Provence) : Taparie, Tapenie, Taperie. (Toulouse) : Capriai (Rivera et al., 2017).

1.1. Répartition du câprier épineux (*Capparis spinosa* L.)

Il existe une forte association entre le câprier et les océans et les mers, le *Capparis spinosa* est originaire du bassin méditerranéen, mais son aire de répartition s'étend des côtes atlantiques des îles Canaries et du Maroc à la mer Noire jusqu'à la Crimée et l'Arménie, et vers l'est jusqu'à la mer Caspienne et en Iran. Le câprier est probablement originaire des régions sèches de l'Asie occidentale ou centrale (Alkire, 2003). Il est principalement distribué sur les flancs méridionaux et nordiques des montagnes de Tianshan et dans des secteurs adjacents de désert en Chine du nord-ouest aride (Wang et al., 2016). On le trouve largement dans les régions tropicales et subtropicales du monde (Sessiz et al., 2007). Il pousse dans les régions sèches et désertiques situées autour de la mer Méditerranée (comme l'Espagne, l'Italie, le Maroc et la Turquie) (Pérez-Pulido et al., 2006), il est observé en petites colonies au Sahara central et au Sahara septentrional (Ozenda, 1991).



Figure 1: Distribution du *Capparis spinosa* L. dans le bassin méditerranéen (Chedraoui et al., 2017)

1.2. Situation géographique du câprier en Algérie

Benseghir-Boukhari et Seridi (2007) ont fait des prospections au niveau de la région algéro-tunisienne. D'ailleurs, ils ont mentionné que le câprier est éparpillé et occupe de vastes surfaces en Algérie. Ils ont observé la présence des arbustes morphologiquement différents peuvent être présents ensemble sur une même station, sans facteur de variation écologique. Des variétés moins épineuses intermédiaires à la variété inermes sont présentes, dont certaines semblent rarement donner des fruits.

1.3. Classification du câprier (*Capparis spinosa* L.)

Règne :	<i>Plantae</i>
Sous-règne :	<i>Tracheobionta</i>
Embranchement :	<i>Magnoliophyta</i>
Classe:	<i>Magnoliopsida</i>
Sous-classe:	<i>Dilleniidae</i>
Ordre:	<i>Capparales</i>
Famille:	<i>Capparaceae</i>
Espèce:	<i>Capparis spinosa</i> L. (Benzidane et al., 2020)

1.4. Description botanique du câprier sauvage (*Capparis spinosa* L.)

Cette plante arbustive vivace présente des racines épaisses et profondes, est volumineuses avec une hauteur d'environ 50-100 cm (Ozcan et al., 2004), elle est érigée, pré-combinée ou pendulaire, avec de nombreuses branches (Bahrani et al., 2008) uni ou multi-ramifiées, vertes, rouges ou jaunes, atteignant 4 m de long. Les rameaux sont tortueux ou droits, avec ou sans poils simples. Les stipules sont légèrement courbées, droites, sétacées ou étalées, antrorse ou rétrorse, orange, jaune ou vert, atteignant 6 mm de long. Les stipules des feuilles peuvent être formées en épines, ce qui lui vaut le nom de "*spinosa*".

Les feuilles sont arrondies, ou ovales, lancéolées ou oblongues, elliptiques ou obliques avec une base obtuse, effilée, aiguë ou cordée et un sommet aigu, arrondi, oblique, tronqué ou obtus. Les nervures des feuilles sont proéminentes ou non. La texture de la feuille peut être glabre, pubescente et très dense. Le pétiole est cannelé ou entier, 0-2 cm (Chedraoui et al., 2017).

Les fleurs sont blanches, solitaires et axiales. Les sépales sont subégaux, les pétales sont blancs et les filaments des anthères sont violets et plus longs que les pétales (Bennaceur et al, 2012).

Le fruit est une baie oblongue, ovoïde, ellipsoïde ou globuleuse, de couleur verte avec des nerfs longitudinaux bien définis, le long desquels la déhiscence se produit plus tard. Les graines sont de une à plusieurs, et sont généralement de couleur brune à maturité, immergées dans une pulpe rougeâtre ou jaune. La forme, la couleur et les dimensions des graines ont été notées comme ayant une valeur taxonomique limitée (Inocenio et *al.*, 2006). Les graines ont un diamètre de 3-4 mm, sont globuleuses, lisses et brunes (Bennaceur et *al.*, 2012).



Figure 2 : Les différentes parties de la plante *Capparis spinosa* L. Arbuste (A) , Branches (B), Epines (C), Feuilles et Fleurs (D), Bourgeons floraux (E), Fruit mature (déhiscent) (F), Fruits matures (indéhiscents) (G), Graines (H).

Sources :

(A, C, D, F): Photos originales prises le 15 Août 2018 à Sidi belattar (Mostaganem).

(B) : Photo originale prise le 25 septembre 2016 à Mohamadia (Mascara).

(G): Photos originales prises le 14 Août 2017 Mghila à (Tiaret).

(E): Photo originale prise le 15 Avril 2017 Taghit à (Bechar).

1.5. Les exigences écologiques

1.5.1. Climat

Etant typiquement xérophyte, le câprier favorise un printemps pluvieux et un été sec et chaud avec un ensoleillement intense où la température dépasse 40°C et les précipitations moyennes sont de 350 mm pendant la saison printanière et hivernale. Les températures élevées favorisent la formation de ses bourgeons (Aytaç et *al.*, 2009). Dans les zones arides et semi-arides elle peut tolérer les conditions climatiques extrêmes, tandis qu'elle adapte ses feuilles pour qu'elles deviennent plus petites (afin d'éviter les pertes d'eau), ses tiges adoptent un plus grand nombre d'épines (Kidmy et *al.*, 2022). Pendant, ses racines associées à des bactéries fixatrices d'azote, lui permettent leurs croissance dans les sols non fertile (Chalak et *al.*, 2007).

1.5.1. Sol

Le câprier est adapté aux sols pauvres et largement répandu sur les zones rocheuses, les montagnes et pousse sur de nombreux types de sol, c'est une espèce rupicole qui peut être cultivée sur différents types de sols, notamment les alfisols, les régosols et les lithosols, elle montre une bonne réponse aux sols volcaniques ou alcalins ; elle tolère un pH de 6,1 à 8,5 (Tlili et *al.*, 2011_a ; Koufan et *al.*, 2022).

1.6. Description des stades phénologiques de croissance du câprier

1.6.1. Principal stade de croissance 0 :

Les plantes du câprier s'étendent largement immédiatement après la pluie, généralement en avril-mai) (Tlili et *al.*, 2011_a). À ce stade, on observe le début du développement de bourgeon d'hiver, qui constitue le premier signe visible de la reprise végétative. Le bourgeon continue à gonfler et à s'allonger jusqu'à la formation des premières pointes de feuilles violacées constituées par la jeune pousse violacée qui continue à s'allonger de son tours (Legua et *al.*, 2013) (a-b-c-d-e-f).

1.6.2. Développement des feuilles

Après la sortie totale des premières feuilles, celles-ci continuent leurs croissance jusqu'à l'obtention des feuilles entièrement développées et dépliées (Legua et *al.*, 2013) (g-h).

1.6.3. Développement des pousses

Les nouvelles tiges poussent en mai (Rhizopoulou et *al.*, 2006) et continuent leur développement. Les pousses commencent à changer de couleur en fonction de leur longueur, elles présentent une couleur violacée lorsqu'elles atteignent 10 % de leur longueur finale, tandis qu'elles montrent un aspect vert lorsqu'elles dépassent 20% de leurs longueur finale jusqu'à leurs croissance finale (Legua et *al.*, 2013).

Le développement des rameaux est caractérisé par deux phases distinctes : une première phase de croissance végétative, pendant laquelle il n'y a pas d'initiation florale, et une seconde phase qui débute une fois que le rameau forme dix nœuds. Pendant la seconde **phase, on observe** l'initiation des boutons floraux. Seule la partie terminale des rameaux initie les bourgeons floraux (Boullard, 2001).

1.6.4. Développement des parties végétatives comestibles

Dans ce stade de croissance des plantes du câprier, les parties végétatives comestibles à savoir les bourgeons floraux (capuchons) et les fruits (crevettes), se déploient jusqu'à ce qu'elles deviennent entièrement développées (Legua et *al.*, 2013).

1.6.5. Apparition des boutons floraux

Dans ce stade les boutons floraux n'apparaissent que sur les branches d'un an (Ng et *al.*, 2011) et commencent leur croissance par un gonflement. Ils sont classés par taille comme suit : Nonpareilles (jusqu'à 7 mm), Surfines (7-8 mm), Capucines (8-9 mm), Capotes (9-11 mm), Fines (11-13 mm) et Gruesas (plus de 13 mm) ; leur croissance se termine par l'apparition des premiers pétales de la fleur (Legua et *al.*, 2013).

1.6.6. Floraison

Le *Capparis spinosa* L. est l'une des quelques espèces qui se développent et fleurissent entièrement en été (Suleiman et *al.*, 2009). La plante possède un système de reproduction principalement allogame, dont la pollinisation est généralement entomophile (Shakrishvili et Osishvili, 2013) ; c'est une espèce andromonoïque, portant à la fois des fleurs mâles et des fleurs parfaites sur la même plante (Zhang & Tan, 2008). Elle commence à fleurir entre la deuxième et la troisième année, et vit pendant deux à trois décennies. Les fleurs de la plante sont nocturnes et éphémères, elles s'ouvrent une fois et s'étendent au crépuscule au moins d'une heure, de juin à août, elles n'épanouissent que pendant 24 heures puis meurent (Rhizopoulou et *al.*, 2006 ; Bennaceur et *al.*, 2012). La floraison se poursuit pendant environ quatre mois (Fici, 2001) (figure 3, L). Lorsque l'anthèse atteint 50% des fleurs sont ouvertes (m) (les premiers pétales sont tombés ou desséchés) (figure 3, m), la floraison devient tardive et les pétales se détachent des fleurs : c'est l'initiation de la phase nouaison (Legua et *al.*, 2013) (n-o).

1.6.7. Développement du fruit

Au stade nouaison le fruit apparaît et continue à se développer. La nomination des fruits varie en fonction de la taille des calibres :

- Fino : Lorsque la croissance du fruit atteint 30 % du calibre final;
- Mediano : atteint à 50 % du calibre final ;
- Grueso : atteint à 90% du calibre final (Legua et *al.*, 2013) (p-q).

1.6.8. Maturation des fruits et des graines

La période entre l'anthèse et la maturation du fruit est d'au moins 30 jours (Fici, 2001). Au début de la véraison, le fruit commence à mûrir et à prendre la couleur correspondante à cet état « il est vert au début et devient rouge lorsqu'il est ouvert à maturité » (figure 3, r-s-t-u-v). Au fur et à mesure de la véraison, les baies des câpres deviennent molles au toucher et mûres ressemblant à la maturité complète. le fruit se sépare et laisse apparaître les graines matures d'une couleur noire avec du parenchyme blanc entre elles (Danin, 2010 ; Legua et *al.*, 2013).

1.6.9. Sénescence et début de la dormance

À la fin de la période de végétation, les feuilles se dessèchent et jaunissent, et elles commencent à disparaître au début de la période froide (septembre-octobre) ce qui déclenche le début de la dormance hivernale (Tlili et *al.* 2011 a ; Legua et *al.* 2013) (figure 3, w-x).



Figure 3. Les stades phénologiques de croissance du câprier (*Capparis spinosa* L.)

(Legua et *al.*, 2013).

1.7. Méthodes de multiplication du câprier (*Capparis spinosa* L.)

Les plantes de câpre sont cultivées de la graine et par le découpage végétatif.

1.7.1. Reproduction par graine

Pour la propagation des graines, les graines de câpres sont minuscules et sont lentes à transformer en plantules transplantables. Les graines fraîches de câprier germent facilement, mais seulement en faibles pourcentages. Pour obtenir un pourcentage de germination élevé, il convient de stratifier les graines de câprier. Pour ce faire, les graines sont placées dans un milieu humide et attendent 2 à 3 mois dans une chambre froide à une température proche de 0°C. Les téguments des câpres sont très résistants à la pénétration de l'eau à l'intérieur. Les téguments contiennent également des lignines (Raissi et *al.*, 2016).

Le taux de germination du câprier ne dépasse pas les 5% après 2 ou 3 mois d'ensemencement. Ce faible pourcentage s'explique par la présence d'une couche de mucilage qui enveloppe la graine et qui constitue une barrière contre les échanges entre la graine et son milieu extérieur (Saifi et *al.*, 2014). Tandis que les graines avaient un pouvoir germinatif reste constant durant deux ans, mais il décroît progressivement ensuite (Barbera, 1991).

Plusieurs études ont été menées pour surmonter la dormance des graines de plantes. Des traitements tels que : les hormones végétales, l'acide sulfurique (H₂SO₄), le méthanol, les nitrates de potassium, l'eau bouillante et la stratification ont été proposés pour rompre la dormance des graines. Cependant, le taux de germination des graines du câprier n'était pas assez élevé pour permettre une propagation rapide et à grande échelle, même après l'application de ces traitements (Koufan et *al.*, 2022)

1.7.2. Bouturage

C'est une technique efficace pour la multiplication clonale des plantes, qui permet de d'obtenir de nombreux individus à partir d'un nombre limité de plants (Saifi et *al.*, 2014). Egalement, elle permet de d'éviter une grande variabilité en termes de production et de qualité (Bahrani et *al.*, 2008). Néanmoins, cette méthode est entravée par des difficultés d'enracinement. L'induction racinaire à partir de boutures de tiges dépend de nombreux facteurs tels que le type et l'âge de la bouture, le moment de la collecte des boutures, le substrat utilisé pour la plantation et d'autres paramètres saisonniers et environnementaux (Koufan et *al.*, 2022).

Le meilleur temps de collection de boutures est février, mars ou avril dans des régions méditerranéennes. Les découpages de tige peuvent être préparés à partir des parties basiques, du diamètre plus considérablement que de 1cm et de 8 cm de longueur avec 6-10 bourgeons. Le milieu d'enracinement doit être bien drainé et chauffé à la base. L'utilisation de l'IBA peut être utile pour augmenter l'enracinement (Raissi et *al.*, 2016).

1.7.3. Culture in vitro

Les techniques de culture tissulaire ont été utilisées pour les plantes à multiplication végétative et pour les plantes à multiplication par graines qui ont des problèmes de germination (Al-Safadi, 2006). Les cultures de tissus sont également utilisées pour faciliter la sélection des mutants. De nombreux caractères peuvent être étudiés in vitro, notamment la tolérance aux températures élevées et basses, au déficit hydrique, à la salinité et aux herbicides, ainsi que la résistance aux maladies fongiques (Al-Safadi et Elias, 2011).

La propagation par germination in vitro des graines permettre de conserver la diversité des câpres et d'assurer une utilisation durable de cette espèce, elle peut considérablement aider à surmonter les facteurs bloquant leur germination comme mentionné précédemment. En effet, les graines sont cultivées sur des milieux de culture appropriés et dans des conditions contrôlées qui fournissent aux embryons les nutriments et les conditions optimales pour favoriser la germination et la croissance ultérieure (Koufan et *al.*, 2022).

1.8. Composition biochimique du câprier

C'est des sources très bonnes en des lipides insaturés, acide ascorbique (AA), tocophérols, stérols, caroténoïdes (Mazarei et *al.*, 2017), des glucosinolates (glucocapparin, glucoiberin, sinigrine, glucobrassicin), flavonoïdes (rutine, kaempferol), acides phénoliques, les alcaloïdes—(Kulisic-Bilusic et *al.*, 2012), les saponines, les tanins, les lignines, la glucocappérine, les (6S)-hydroxy-3-oxo- α -ionolglucosides (Shahrajabian et *al.*, 2021). Le câprier renferme en outre des huiles essentielles contenant le rutinoside appelé rutine et des ferments (myronases) (Beloued, 2009).

1.9. Importance du câprier épineux (*Capparis spinosa* L.)

Le *Capparis spinosa* est l'une des rares espèces arbustives qui présente autant de qualités avec de nombreux usages (Douieb & Benlemlih, 2010).

1.9.1. Importance médicinale

La première utilisation enregistrée du *Capparis spinosa* L. était en 2000 avant Jésus Chris par les Sumériens et par les anciens Grecs et Romains pour des fins médicinales (Romeo et *al.*, 2007), il présente des activités anthelminthiques, cytotoxiques, anti-inflammatoires, anti-arthritiques, antioxydantes, antimicrobiennes, cardiovasculaires, chondroprotectrices, antiallergiques, antihistaminiques, immuné-modulatrices, anti-carcinogènes et anti-hépatotoxiques (Shahrajabian et *al.*, 2021), il est apparu efficace pour le traitement du rhumatisme (Fu et *al.*, 2008).

Les câpres conservées au vinaigre sont employées comme aliment pour les patients diabétiques dus à la croyance qu'elles ont actions hypoglycémique et hypo-lipidémique (Huseinia et *al.*, 2013).

1.9.2. Importance écologique

Cet arbuste est considéré comme un excellent matériel pour les écrans de vent (Wang et *al.*, 2016), Il pousse sur des sols pauvres, notamment dans les zones sèches, ce qui fixe et stabilise les sols et limite l'érosion (Akkari et *al.*, 2016), il résiste également à la salinité, son couvert végétal contribue à conserver les réserves d'eau du sol (Olmez et *al.*, 2004). Il pousse en hiver et fleurit entièrement en été, lorsque la flore environnante présente des taux de croissance minimums, cette performance fournit au *Capparis spinosa* un avantage compétitif par rapport aux autres espèces ; il joue donc un rôle important dans la dynamique de l'écosystème méditerranéen, pendant une période de ressources limitées (Rhizopoulou et *al.*, 2006).



Figure 4. Arbustes du *Capparis spinosa* L. dans leur aire naturelle (Photos originales prises juillet 2017 Taghith-Bechar)

Dans les écosystèmes du Taghith- Bechar et dont le climat aride-chaud, on observe des arbustes du *Capparis spinosa* L. éparpillés solitairement sur les roches et qui sont apparaîtraient bien exposé au soleil, où la température est plus haute que les autres zones prospectées ce qui indique probablement que leurs régime thermique est différent. Aussi, les branches et les racines sont apparaitre plus sèches et faciles à cassés en conséquence du climat aride (figure 3).

1.9.3. Importance économique

Les câpres sont généralement commercialisées dans certains pays méditerranéens comme la Grèce, l'Italie, la Turquie, le Maroc et l'Espagne, et elles sont exportées principalement vers les pays d'Europe centrale, les États-Unis et le Royaume-Uni comme produit de charcuterie. Cependant, ils sont consommés, principalement, dans leurs zones de

production, où ils sont intégrés dans la culture culinaire (Inocencio et al., 2000). Ces boutons sont sélectionnés par taille, les plus petits étant les plus appréciés sur le marché (Douieb & Benlemlih, 2010). Les graines du *Capparis spinosa* sont commercialisées sous le nom de caviar herbacé en Iran en raison de leur forme très similaire à celle du caviar (Ara et al., 2014).

L'importance économique courante du câprier soutenue par la croissance courante dans l'intérêt scientifique pour explorer des sources naturelles d'aliment riches en composés bioactifs a stimulé recherche intense sur les aspects phytochimiques et utilisation potentielle des baies de câpre (Allaith, 2014).

1.9.4. Utilisation alimentaire

C'est une plante qui est principalement cultivée pour ses boutons floraux (ou câpres) et ses fruits (ou baies de câpres) (Palomino et al., 2015), Ces produits sont très appréciés par les industries alimentaires pour leur saveur piquante et amère. Lorsque les boutons floraux (câpres) sont encore bien fermés, sont récoltés puis saumurés et emballés dans le vinaigre (Douieb & Benlemlih, 2010; Gull et al., 2015). Ainsi, les jeunes pousses et les petites feuilles peuvent être marinés et utilisées comme des condiments (Rivera et al., 2002).

Les câpres sont utilisées pour préparer des salades, dans de nombreuses recettes italiennes, comme garniture de pizza, etc.. (Jiménez-López et al., 2018) , bien qu'elles soient également utilisées dans divers plats de pâtes, de poisson ou de viande (Inocencio et al., 2000).

D'un point de vue nutritionnel, les baies du *Capparis spinosa* possèdent une teneur en glucides (5%), en fibres alimentaires (3%), en protéines (2%), et en lipides (0,9%), il joue un rôle important dans l'alimentation humaine, pendant 100g des fruits de câpre contiennent 67 mg de calcium 65 mg de phosphore, 9 mg de fer et 24,5 g de protéines (Sessiz et al., 2007). Elles contiennent une teneur modérée en vitamine C (4 mg/100g PF) (USDA National Nutrient Database, 2010).

1.9.5. Autres utilisations

Le câprier est également utilisé comme plante fourragère, mellifère et ornementale (Kidmy et al., 2022). En cosmétique, l'extrait des racines est utilisé pour le traitement des plaques rouges et la faiblesse capillaire (Satyanarayana et al., 2008) , également des extraits et la pulpe de câpre ont été employés en produits de beauté (Al-Safadi et Elias, 2011).

2. La diversité biologique

2.1. Définition et concept

La notion de « diversité biologique » a été introduite dans le droit international le 5 juin 1992, par la convention signée à Rio (convention sur la diversité biologique) (Michallet, 2017). Elle est définie comme la variation présente dans toutes les espèces de plantes et d'animaux, leur matériel génétique et les écosystèmes dans lesquels ils se trouvent. La diversité peut se manifester à trois niveaux : la diversité génétique, la diversité des espèces et la diversité des écosystèmes (Rao et Hodgkin, 2002).

- La diversité génétique se réfère à la variation des gènes au sein des espèces, c'est à dire la variation héritable dans et entre les populations d'organismes. Au final, toute variation réside dans la séquence des quatre paires de bases qui composent la molécule d'ADN, et comme tels constituent le code génétique (De Vicente et *al.*, 2004), est une source fondamentale de biodiversité (Hughes et *al.*, 2008).

- La diversité des espèces qui indique les différentes espèces au sein d'une communauté (Begna T., 2021).

- La diversité des écosystèmes qui est la représentation de la variabilité entre les différentes communautés d'espèces de la catégorie la plus élevée (Begna T., 2021).

2.2. Sources de la variabilité génétique

Les schémas spatiaux de diversité génétique résultent d'un équilibre entre des forces antagonistes (Jenczewski et *al.*, 1999). La mutation et le flux de gènes retardent tous deux la perte de variation génétique, ces deux forces conduisent à des niveaux différents de différenciation locale. Le flux de gènes agit comme une force d'homogénéisation, tandis que la mutation peut conduire à une plus grande différenciation (Ehrich et Jorde., 2005). La variation génétique est aussi influencée par la sélection. Les conséquences de ces phénomènes sont des changements dans les fréquences de gènes et d'allèles qui jouent sur l'évolution des populations. Des situations semblables peuvent se produire par sélection artificielle comme l'amélioration des plantes (De Vicente et *al.*, 2004). De même, certains processus écologiques, en particulier la pollinisation et la dispersion des graines de plantes, peuvent influencer le niveau de connectivité démographique et génétique entre les populations dans les habitats fragmentés (Aguilar et *al.*, 2008).

2.3. Importance de la diversité génétique

L'importance de la variation génétique comme base de l'évolution biologique future et pour assurer la viabilité à long terme des populations est un fondement scientifique bien établi (Laikre , 2010).

La diversité génétique offre à la société un éventail d'options pour la sélection végétale et animale afin d'améliorer la productivité et la résilience dans l'agriculture, la foresterie, la pêche et d'autres secteurs dépendant de la biodiversité (par exemple, la médecine) (Hoban et *al.*, 2021).

- La diversité génétique est la base de l'amélioration des cultures et de l'existence de culture dans la nature. Il est clair que la diversité génétique offre la possibilité d'améliorer les cultivars présentant les caractéristiques souhaitées, qui se composent à la fois des caractéristiques préférées par les agriculteurs et des caractéristiques préférées par les sélectionneurs.

- Pour répondre aux besoins alimentaires de subsistance, la variabilité génétique a été utilisée dès le début de l'agriculture. Aujourd'hui, le développement de cultivars adaptés au climat est la préoccupation des sélectionneurs de plantes, étant donné que les composantes du climat sont fluctuantes et causent des problèmes défavorables à la croissance et au développement normaux des plantes cultivées.

- La disponibilité de la diversité génétique est directement liée à la présence d'allèles souhaités et contribue au développement de variétés résistantes au climat.

- La durabilité de la production agricole et la sécurité alimentaire sont menacées par l'imprévisibilité et la gravité croissantes du stress dû à la sécheresse en raison des changements climatiques mondiaux.

- L'incorporation des variations génétiques naturelles adaptées dans les programmes de sélection peut enrichir la diversité génétique actuelle de la tolérance au stress et améliorer le rendement en cas de stress.

- La diversité génétique permet de développer des cultivars de qualité améliorée préférés des agriculteurs et des sélectionneurs.

- La diversité génétique joue également un rôle primordial dans le développement de variétés potentielles contre les nouvelles maladies, les insectes nuisibles, les chaleurs et les froids extrêmes.

- La diversité génétique facilite le développement de variétés pour des caractéristiques spécifiques telles que la tolérance aux stress abiotiques et biotiques et l'amélioration de la qualité (Begna T., 2021).

2.4. Facteurs diminuant la variabilité génétique

Les types de changements anthropogéniques et naturels susceptibles d'entraîner une perte de diversité génétique ou une "érosion génétique" peuvent être regroupés sous les rubriques suivantes :

- **Destruction et fragmentation des écosystèmes naturels** : construction de routes et de réservoirs, extension des villes et des villages, industrialisation, extension des aéroports, exploitation minière, etc. ou défrichement de communautés végétales fermées à des fins de production agricole intensive, souvent dans des zones marginales du point de vue agricole.

- **La surexploitation** : par l'extraction excessive de plantes dans la nature pour le bois d'œuvre, le bois de chauffage, les plantes médicinales ou horticoles, le surpâturage, le tourisme excessif, etc.

- **Introduction d'espèces exotiques** : introduction de mauvaises herbes, de ravageurs et de maladies qui concurrencent les espèces indigènes, s'en nourrissent ou s'hybrident avec elles.

- **Changements socio-économiques humains** : extinction des cultures tribales, hostilités, défrichement ou pénuries alimentaires.

- **Changements dans les pratiques agricoles et l'utilisation des terres** : le remplacement ou le complément des variétés de cultures traditionnelles par des variétés modernes et uniformes, ainsi que les changements dans les régimes de pâturage, l'utilisation accrue d'herbicides et de pesticides (affectant les pollinisateurs), l'assèchement des habitats humides, les brûlages, les coupes, etc.

- **Catastrophes humaines** : pollution de l'eau (y compris l'eutrophisation), pollution de l'air, contamination des sols, etc.

- **Calamités naturelles** : inondations, glissements de terrain, érosion des sols, etc. (Hawkes et *al.*, 2012).

2.5. L'estimation de la variabilité génétique

De nombreuses procédures permettant de quantifier et d'analyser la diversité génétique existent (N'da et *al.*, 2014).

2.5.1. Marqueurs morphologiques

L'évaluation de la variation phénotypique se concentre sur les caractères morphologiques, ces caractéristiques qui définissent la forme et l'apparence d'un ensemble d'individus. Traditionnellement, la diversité dans et entre les populations était déterminée en évaluant des différences morphologiques. Ces mesures ont l'avantage d'être immédiatement disponibles, de ne pas nécessiter d'équipement sophistiqué et d'être la mesure la plus directe du phénotype, donc être disponibles pour une utilisation immédiate, ce qui est un atout important. Cependant, les déterminations morphologiques doivent être réalisées par un expert de l'espèce, elles sont sujettes à des changements dus à des facteurs environnementaux, peuvent varier selon les stades de développement et leur nombre est limité (De Vicente et *al.*, 2004).

2.5.2. Marqueurs biochimiques

Pour dépasser la limite du nombre de caractères morphologiques, d'autres marqueurs ont été développés aussi bien au niveau protéique (phénotype) qu'au niveau ADN (génotype) (De Vicente et *al.*, 2004) . Les marqueurs protéiques, sont généralement appelés « marqueurs biochimiques » (Amallah et *al.*, 2016), ils montrent le polymorphisme des séquences de certaines protéines et par conséquent, indirectement, le polymorphisme des séquences d'ADN à partir desquelles elles sont traduites (Grivet & Noyer., 1999). Cependant, les marqueurs protéiques sont aussi limités car ils peuvent être influencés par l'environnement et des modifications au cours des différents stades de développement. Malgré tout, les isozymes constituent un complément robuste à la simple analyse morphométrique de la variation) (De Vicente et *al.*, 2004).

Par ailleurs, l'utilisation de marqueurs biochimiques et moléculaires simplement hérités, tels que les allozymes, présente de nombreux avantages par rapport aux méthodes conventionnelles pour l'identification sans ambiguïté des espèces et des hybrides (Rajora, 1990).

2.5.3. Marqueurs génétiques

Les études sur les marqueurs moléculaires ont contribué de manière significative à notre compréhension de la diversité génétique et de la parenté. Le principal avantage de l'utilisation des marqueurs moléculaires est qu'ils sont de bons indicateurs des distances génétiques entre les accessions en raison de leur neutralité sélective (Gepts et *al.*, 2006), ils jouent un rôle de plus en plus important dans l'identification des relations génétiques et l'établissement de l'empreinte des germoplasmes dans les collections de plantes. Au cours des dernières décennies, différentes techniques d'analyse génétique sont apparues dans le domaine de la génétique moléculaire, ainsi que plusieurs marqueurs génétiques basés sur la PCR qui ont été établis et sont utilisés pour fournir des informations sur les variations génétiques dans les espèces végétales (Mahmodi et *al.*, 2022).

2.6. Conservation de la diversité génétique

La conservation des ressources phytogénétiques mérite beaucoup plus d'attention qu'elle n'en reçoit actuellement (Aguilar et *al.*, 2008).

Il existe deux approches pour la conservation des ressources phytogénétiques, à savoir *in situ* et *ex situ*. La conservation *in situ* consiste à préserver les ressources génétiques dans les habitats naturels où elles se trouvent, qu'il s'agisse de communautés de plantes sauvages et non cultivées ou de cultivars dans les champs traditionnels des agriculteurs en tant qu'éléments des systèmes agricoles (Rao., 2004).

La conservation ex situ (hors site) vise à maintenir les ressources génétiques hors site, c'est-à-dire dans des installations spéciales appelées banques de gènes (Gepts, 2006).

Les progrès de la biotechnologie ont créé de nouvelles opportunités pour la conservation et l'utilisation des ressources génétiques. Des techniques telles que la culture *in vitro* et la cryoconservation ont facilité la collecte et la conservation des ressources génétiques, en particulier des espèces difficiles à conserver sous forme de semences. Alors que des technologies telles que l'essai immuno-enzymatique (ELISA) et la réaction en chaîne de la polymérase (PCR) ont fourni des outils plus sensibles et spécifiques aux agents pathogènes pour les tests de santé des semences, les méthodes de culture de tissus sont maintenant largement appliquées pour l'élimination des maladies systémiques telles que les virus pour un échange sûr de matériel génétique. Les marqueurs moléculaires sont de plus en plus utilisés pour le criblage du matériel génétique afin d'étudier la diversité génétique, d'identifier les redondances dans les collections, de tester la stabilité et l'intégrité des accessions et de résoudre les relations taxonomiques. Cette technologie élargit également le champ d'application de l'utilisation des ressources génétiques (Rao., 2004).

Les méthodes de conservation *in situ* et *ex situ* sont certainement complémentaires et la méthode choisie dépend des espèces en question et de facteurs tels que leur répartition, leur écologie et la disponibilité des ressources dans la zone où elles sont présentes (Aguilar et *al.*, 2008).

3. Les huiles végétales

Les huiles végétales alimentaires représentent une vaste famille de corps gras dont les usages culinaires sont multiples, mais leur utilisation en tant qu'ingrédient par l'industrie agroalimentaire ne doit pas être occultée (Lecerf, 2011). Elles sont principalement constituées de triacylglycérol (95 à 98 %) et de mélanges complexes de composés mineurs (2 à 5 %) de nature chimique très variée (Aluyor et *al.*, 2009).

3.1. Classification des lipides

La classification des lipides est possible sur la base de leurs propriétés physiques à température ambiante (les huiles sont liquides et les graisses sont solides), de leur polarité (lipides polaires et neutres), de leur caractère essentiel pour l'homme (acides gras essentiels et non essentiels) ou de leur structure (simple ou complexe). Les lipides neutres comprennent les acides gras, les alcools, les glycérides et les stérols, tandis que les lipides polaires comprennent les glycérol-phospholipides et les glycéroglycolipides. La séparation en classes de polarité est plutôt arbitraire, car certains acides gras à chaîne courte sont très polaires. Une classification basée sur la structure est donc préférable.

Sur la base de la structure, les lipides peuvent être classés comme dérivés, simples ou complexes.

- **Les lipides dérivés** comprennent les acides gras libres et les alcools, qui sont les éléments constitutifs des lipides simples et complexes.
- **Les lipides simples**, composés d'acides gras et d'alcools, comprennent les acylglycérols, les éthers acylglycérols, les stérols, leurs esters et les esters de cire. D'une manière générale, les lipides simples peuvent être hydrolysés en deux composants différents, généralement un alcool et un acide.
- **Les lipides complexes** comprennent les glycérophospholipides (phospholipides), les glycéroglycolipides (glycolipides) et les sphingolipides. Ces structures produisent trois composés différents ou plus lors de l'hydrolyse (Akoh, 2017).

3.2. Acides gras

3.2.1. Définition, nomenclature et classification

Les acides gras sont des constituants majeurs des huiles et des graisses (Cuvelier et *al.*, 2004), ils représentent 30 à 40 % de l'apport énergétique total dans de nombreux pays industrialisés. Les sources alimentaires les plus importantes d'acides gras sont les huiles végétales, les produits laitiers, la viande et les huiles de poisson (Ara et *al.*, 2014). Un acide gras est une chaîne hydrocarbonée, saturée ou non, avec un groupe méthyle à une extrémité (n) et une fonction carboxylique à l'autre (D).

Les acides gras diffèrent donc entre eux non seulement par la longueur de la chaîne carbonée, mais aussi par le nombre, la position et la structure spatiale (cis, trans) des doubles liaisons.

La longueur de la chaîne carbonée : les acides gras volatils présentent 2, 3 ou 4 atomes de carbone. Lorsqu'ils ont possèdent 6 à 10 atomes de carbone sont nommés acides gras à chaîne courte. Tandis que les acides gras à chaîne moyenne possèdent 12 à 14 atomes de carbone, et les acides gras à chaîne longue présentent 16 ou plus de 16 atomes de carbone (Cuvelier et *al.*, 2004)

Le nombre de doubles liaisons : Un acide gras saturé (AGS), comme son nom l'indique, possède une structure semblable à celle d'un alcane avec une chaîne hydrocarbonée entièrement saturée : $\text{CH}_3 - (\text{CH}_2)_n - \text{COOH}$, tandis qu'un acide gras mono-insaturé (AGMI) possède une double liaison : $\text{CH}_3 - (\text{CH}_2)_x - \text{CH} = \text{CH} - (\text{CH}_2)_y - \text{COOH}$ et un acide gras polyinsaturé (AGPI) plusieurs, ces doubles liaisons étant naturellement en configuration cis (Cuvelier et *al.* 2004 ; Dubois et *al.* 2007)

La configuration des doubles liaisons :

Les acides gras insaturés peuvent exister en configuration cis ou trans (Orsavova et *al.*, 2015), lorsque les atomes d'hydrogènes situés du même côté on l'appelé une configuration 'cis', et la configuration 'trans' indique le positionnement dans le sens opposé (Zeece, 2020).

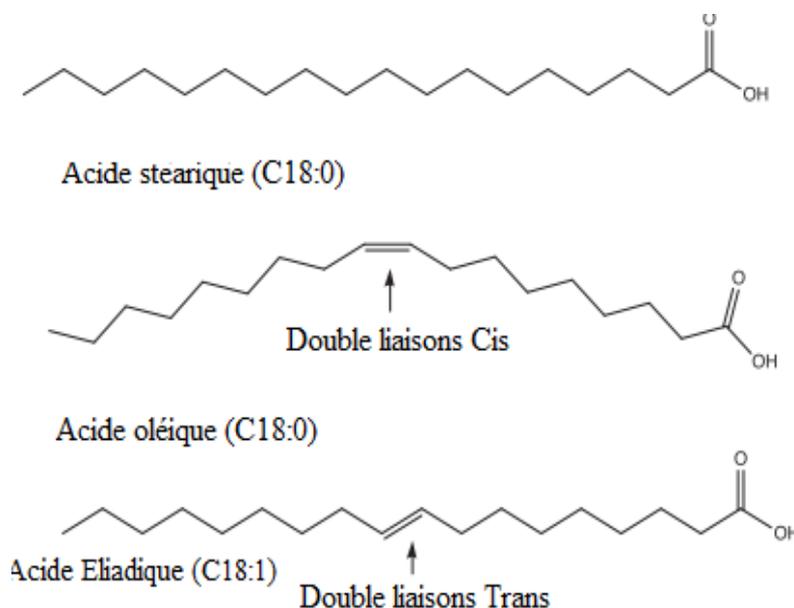


Figure 05 : La structure des acides gras (Zeece, 2020).

3.3. Méthodes d'extraction des huiles végétales

Les huiles végétales sont obtenues à partir de graines, de fruits ou de noix contenant de l'huile par différentes méthodes de pressage, d'extraction par solvant ou par une combinaison de ces méthodes (Aluyor et Ori-Jesu , 2008).

3.3.1 Extraction mécanique

L'extraction mécanique est l'une des plus anciennes méthodes utilisées pour l'extraction de l'huile. En principe, les graines sont placées entre des barrières où le volume disponible pour la graine est réduit par le pressage, ce qui force l'huile à sortir des graines (Nde et Foncha, 2020). Ce procédé d'extraction nécessite, le plus souvent, des prétraitements comme le lavage et le séchage des graines qui demandent beaucoup d'effort physique, de quantité d'eau et de temps (Sow et *al.*, 2017).

3.3.2. Extraction par Soxhlet

Les techniques de base pour l'extraction des graisses et des huiles des matrices de graines reposent principalement sur la sélection du solvant, y compris l'utilisation de la chaleur et de l'agitation. L'extraction Soxhlet, qui est la méthode d'extraction la plus ancienne, est la technique la plus référencée pour évaluer les performances d'autres méthodes d'extraction solide-liquide, sauf dans des domaines d'application restreints, tels que l'extraction de composés thermolabiles (Danlami et *al.*, 2014)..

La figure 5 montre le système Soxhlet standard. Les matières premières (solides) sont placées dans le porte-cosses et remplies de solvant frais condensé provenant d'un ballon de distillation. Lorsque le liquide atteint un niveau de débordement, un siphon aspire la solution du porte-cosses et la décharge dans le ballon de distillation, entraînant les solutés extraits dans la masse du liquide. Dans le ballon à solvant, les solutés sont séparés du solvant par distillation. Les solutés restent dans le ballon et le solvant frais passe dans le lit solide. L'opération est répétée jusqu'à ce que l'extraction soit complète.

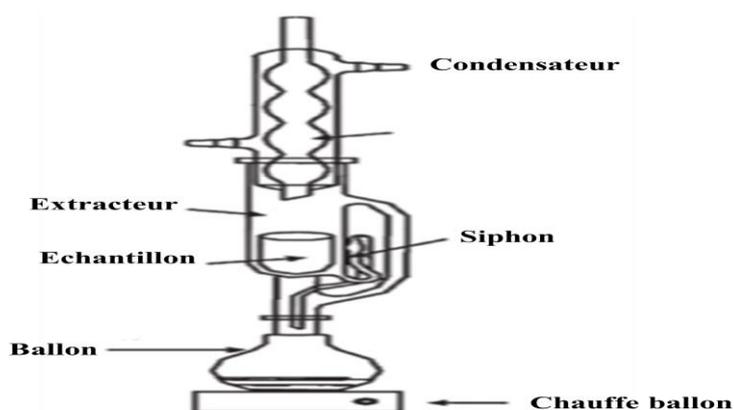


Figure 6. Extracteur de Soxhlet (Danlami et *al.*, 2014)

3.3.3. Extraction assistée par enzyme (EAE)

L'extraction enzymatique aqueuse (EAE) est une technologie prometteuse pour l'extraction d'huiles à partir de matières végétales. Les avantages de cette méthode sont notamment la sécurité environnementale, l'absence de formation de composants organiques

volatils, la réduction de la consommation de solvants, la possibilité d'extraire simultanément des protéines et des huiles sans perte de qualité, et l'absence de nécessité d'éliminer les phospholipides. L'efficacité de l'extraction d'huile dépend de la concentration, du type et de la composition des enzymes, du type de matière première et des conditions de réaction. L'augmentation de la concentration des enzymes entraîne une augmentation de l'interaction avec le substrat, ce qui favorise la destruction des liaisons peptidiques. Lorsque la concentration d'enzymes dépasse le point de saturation des sites actifs du substrat, des odeurs, une amertume et une caramélisation des sucres sont possibles, ce qui entrave le processus d'extraction et affecte la qualité de l'huile extraite (Pikula et *al.*, 2020). Divers facteurs, dont la composition et la concentration des enzymes, la taille des particules des matières végétales, le rapport solide/eau et la durée de l'hydrolyse, sont reconnus comme des facteurs clés de l'extraction (Azmir et *al.*, 2013).

3.3.4. Extraction assistée par micro-ondes (EAM)

Les micro-ondes sont des rayonnements électromagnétiques non ionisants dont la fréquence est comprise entre 300 MHz et 300 GHz. La EAM transfère l'énergie au solvant chauffé, tel que le méthanol ou le mélange méthanol/eau pour les composés polaires et l'hexane pour les composés non polaires, par deux mécanismes : la rotation dipolaire et la conduction ionique. La cible du chauffage par micro-ondes, dans la plupart des cas, est constituée de matières végétales séchées ; cependant, les cellules végétales contiennent encore des traces d'humidité. L'humidité, lorsqu'elle est chauffée à l'intérieur de la cellule végétale sous l'effet des micro-ondes, s'évapore et génère une forte pression sur la paroi cellulaire, ce qui entraîne un gonflement de la cellule végétale (Danlami et *al.*, 2014).

L'extraction par micro-ondes est considérée comme meilleure que les méthodes traditionnelles d'extraction par solvant car elle présente plusieurs avantages : des taux d'extraction plus élevés, des températures plus basses, l'automatisation et la possibilité de produire simultanément différents échantillons. Cependant, l'extraction par micro-ondes présente deux inconvénients majeurs : la production de chaleur, qui peut entraîner l'oxydation des acides gras insaturés, et sa faible efficacité lors de l'utilisation de solvants volatils. De nombreux facteurs influencent l'efficacité de l'extraction : la taille des particules de l'échantillon, le solvant utilisé, le temps, la capacité et la fréquence des micro-ondes (Ivanovs et Blumberga, 2017).

3.3.5. Extraction par fluide supercritique (EFS)

Les procédés d'extraction utilisant le dioxyde de carbone supercritique sont des méthodes alternatives potentielles pour l'extraction des huiles, en remplacement des procédés

conventionnels d'extraction par presse et par solvant. La combinaison des capacités de solvation de type liquide et des propriétés de transport de type gazeux des fluides supercritiques les rend pertinents pour l'extraction de matrices à diffusion contrôlée telles que les tissus végétaux. De plus, le pouvoir de solvation du fluide supercritique peut être manipulé en modifiant certains facteurs tels que la pression et la température (Ara et *al.*, 2014). Cette technique présente de nombreux avantages par rapport à l'extraction par solvant, notamment une vitesse de réaction élevée, l'absence de solvants toxiques, la possibilité d'ajuster la puissance du solvant pour obtenir une extraction précise des composants cibles et la production de lipides bruts purs, non contaminés par des solvants (Pikula et *al.*, 2020).

3.3.6. Extraction assistée par ultrasons (EAU)

L'extraction assistée par ultrasons (EAU) utilise l'énergie des ultrasons et des solvants pour extraire des composés cibles de diverses matrices végétales. Les ultrasons sont des ondes mécaniques dont la fréquence (>20 kHz) est supérieure à la gamme de fréquences audibles par l'homme (20 Hz à 20 kHz). Ces ondes consistent en une série de cycles de compression et de raréfaction qui peuvent se propager dans un milieu solide, liquide ou gazeux, induisant le déplacement et le délogement des molécules de leur position initiale (Kumar et *al.*, 2021). En raison de ses avantages, cette technologie émergente est également appelée technologie verte. Le principal inconvénient de ce procédé est le nombre de répétitions nécessaires pour achever le processus d'extraction, ce qui entraîne une importante consommation de temps et d'énergie (Patra et *al.*, 2022).

L'utilisation d'une extraction assistée par ultrasons pour l'extraction des acides gras a montré qu'elle diminuait le risque de dégradation thermique et facilitait l'extraction en réduisant considérablement les temps d'extraction. L'effet mécanique des ultrasons permet une meilleure pénétration du solvant dans les matériaux cellulaires, via les effets de cavitation, et améliore la libération du contenu cellulaire dans le milieu solvant (Ara et *al.*, 2014).

3.4. Huile, acides gras du câprier

Comme les autres graines, les graines de câpre sont riches en protéines et en huile (Ara et *al.*, 2014). Nombreuses études ont rapporté la teneur en huile des graines du câprier (Matthaus & Ozcan, 2005; Tlili et *al.*, 2009 ; Matthäus et *al.*, 2020). Cependant, cette teneur est influencée par plusieurs facteurs telque le génotype (Matthäus et *al.*, 2021), la méthode d'extraction (Ara et *al.*, 2014), l'origine géographique (Stefanucci et *al.*, 2018).

3.4.1. Composition chimique de l'huile de *Capparis spinosa* L.

Les graines du *Capparis spinosa* sont riches en huile (environ 30%), principalement insaturée (environ 70%) (Daulatabad et *al.*, 1991; Tlili et *al.*, 2009). L'acide oléique, l'acide

linoléique (en tant qu'acide gras ω -6) et l'acide linoléique (en tant qu'acide gras ω -3) ont également été détectés en valeur élevée.

L'huile de graines du *Capparis spinosa* contient des bonnes teneurs en :

- **Stérols** ; stigmastérol, sitostérol, campestérol, et avenastérol. Le brassicastérol a également été détecté (Matthäus et Özcan, 2005; Tlili et *al.*, 2010_a).
- **Tocophérols** (comme la vitamine E) avec la présence de trois isoformes : α -tocophérol, γ -tocophérol et δ -tocophérol (Matthäus et Özcan, 2005; Tlili et *al.*, 2009).
- **Les caroténoïdes** (lutéine et β -carotène) (Tlili et *al.*, 2009).
- **Alcools aliphatiques** et triterpéniques (hexadécanol, octadécanol, tétracosanol, β -amyrine, gramisterol, cycloartanol et citrostadienol) (Tlili et *al.*, 2010_b).
- **Les glucosinolates** : le principal glucosinolate identifié était la glucocappérine (Matthäus et Özcan, 2002). Le 2-Hydroxyéthyl glucosinolate a été isolé et caractérisé à partir de la graine de cette espèce (Hu et *al.*, 1989).
- **Protéines** (Tlili et *al.*, 2010_b, Akgul et Ozcan, 1999). (Liu et *al.*, 1993) a extrait une protéine sucrée thermostable, appelée mabinlin II, des graines du *C. spinosa*.
- **Monoterpènes**, acide caprique, sesquiterpènes, etc. (Gull et *al.*, 2015).

4. Les métabolites secondaires

4.1. Définition

Les composés chimiques naturels présents dans une source végétale, animale ou marine, ou dérivés de celle-ci, qui exercent les effets bénéfiques souhaités sur la santé et le bien-être, sont appelés composés bioactifs bien-être souhaités, sont appelés composés bioactifs (Kaur et Das, 2011). La plupart des substances phytochimiques d'origine végétale, telles que les acides phénoliques, les flavonoïdes, les caroténoïdes, les alcaloïdes, les glucosinolates, les tanins et les saponines, ont été signalées comme ayant un effet positif sur la santé mondiale (Chhikara et *al.*, 2021).

4.2. Polyphénols

Les polyphénols, une classe de composés chimiques constitués d'un ou de plusieurs groupes hydroxyle (--OH) attachés directement à un cycle aromatique, sont les métabolites secondaires les plus abondants distribués dans toutes les plantes vasculaires. Ce sont des composés naturels importants. Les groupes hydroxyles (--OH) attachés directement à un cycle aromatique sont les composés phytochimiques naturel qui jouent un rôle important dans le goût, la couleur et les propriétés nutritionnelles des aliments d'origine végétale, tels que les légumes, les fruits, les céréales, céréales, les grains entiers, le café, le thé, les légumineuses, le cacao et le vin (Cheung & Mehta., 2015).

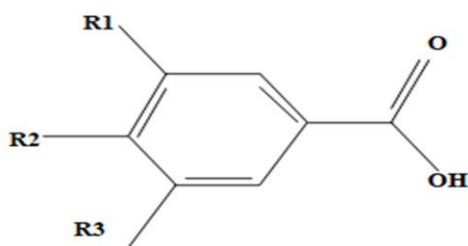
4.2.1. Acides phénoliques

On distingue deux classes d'acides phénoliques : les dérivés de l'acide benzoïque et les dérivés de l'acide cinnamique (Figure 06).

Les acides hydroxy-benzoïques sont des composants de structures complexes comme les tanins hydrolysables (gallotannins dans les mangues et ellagitannins dans les fruits rouges tels que les fraises, les framboises et les mûres (Manach et *al.*, 2004).

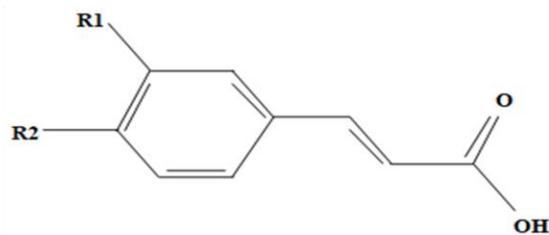
Les acides hydroxy-cinnamiques sont plus courants que les acides hydroxy-benzoïques et consistent principalement en acides p-coumarique, caféique, férulique et sinapique. Ces acides sont rarement présents sous forme libre, sauf dans les aliments transformés qui ont subi une congélation, une stérilisation ou une fermentation (Abbas et *al.*, 2017).

Les acides hydroxy-benzoïques



R1=R2=R3=Acide Gallique
R1=R2=OH, R2=OH: Acide Protocatechuique

Les acides hydroxy-cinnamiques



R1=OH: Acide coumarique
R1=R2=OH: Acide caféique

Figure 7 : Formules structurales générales des acides phénoliques (Abbas et *al.*, 2017)

4.2.2 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont une classe de métabolites secondaires qui sont aussi connus sous le nom de "vitamine-p". Les flavonoïdes sont des polyphénols, largement répandus dans le règne végétal. Les flavonoïdes, en tant que constituant actif majeur, jouent un rôle remarquable dans diverses activités pharmacologiques, notamment les effets antiallergiques, anti-inflammatoires et antioxydants (Saraf et Sankhala, 2014). Les flavonoïdes peuvent eux-mêmes être divisés en six sous-classes en fonction du type d'hétérocycle impliqué : flavonols, flavones, isoflavones, flavanones, anthocyanidines et flavanols (El Gharras, 2009).

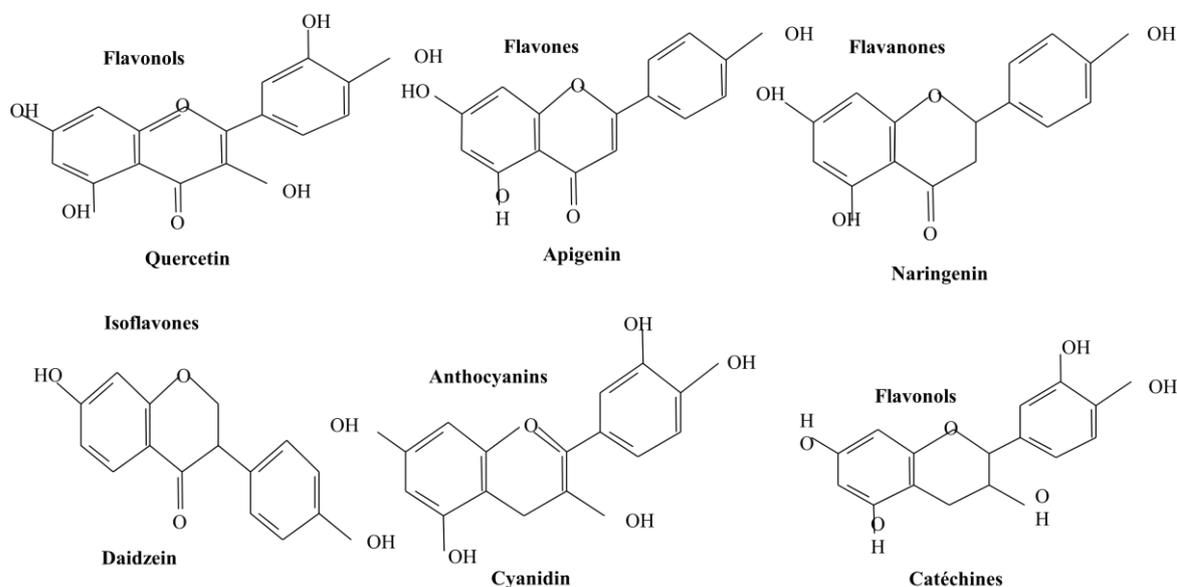


Figure 8 : Structures générales des flavonoïdes (Abbas et *al.*, 2017)

4.2.3. Les tannins

Les tanins sont des polyphénols ayant des poids moléculaires compris entre 500 et 3.000 qui, en plus des propriétés classiques des phénols, ont une aptitude à transformer les peaux fraîches en cuir imputrescible (DOAT, 1978). Les tannins peuvent être classés en deux

catégories : les tanins hydrolysables et les tanins non hydrolysables ou (tanins condensés) (Chung et *al.*, 1998).

a) Les tanins hydrolysables contiennent du glucose ou d'autres alcools polyhydriques estérifiés avec de l'acide gallique (gallotannins) ou de l'acide hexahydroxydiphénique (ellagitannins) (Das et *al.*, 2020).

b) Les tanins non hydrolysables (condensés)

Les tanins condensés sont composés de flavolans ou de polymères de flavan-3-ols (catéchines) et/ou de flavan 3:4-diols (leucoanthocyanidins), ils présentent une large gamme de poids moléculaires allant de 500 à plus de 20 000 (Das et *al.*, 2020).

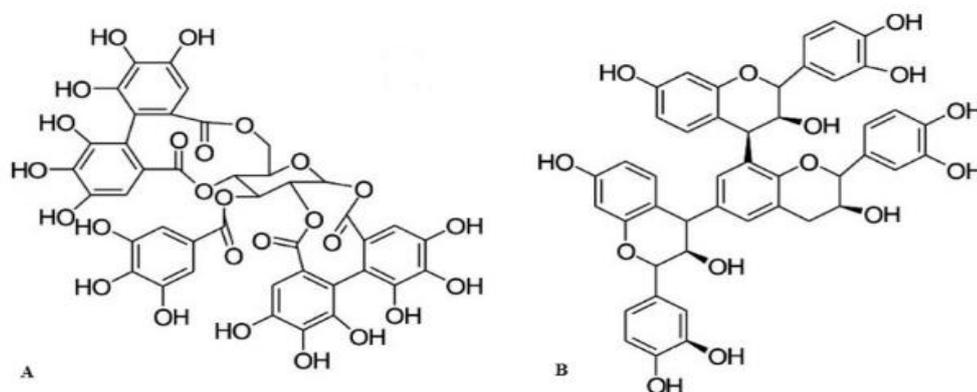


Figure 9 : Structure des tanins hydrolysables (A) et condensés (B) (Raja et *al.*, 2014)

4.2.4. Les coumarines

Son nom est dérivé du mot français "Coumarou", le nom vernaculaire de la fève tonka (*Dipteryx odorata* Wild ; appartenant à la famille des *Fabaceae*) (Thakur et *al.*, 2015). Les coumarines sont une classe de composés naturels largement présents dans diverses familles de plantes, notamment les ombellifères, les légumineuses, les rutacées, le mûrier, la mignonnette et le thym. Ils présentent un large éventail d'activités pharmacologiques, telles que les activités anti-inflammatoires, anticoagulantes, antibactériennes, antifongiques, antivirales, anticancéreuses, antihypertensives, etc. De plus, la coumarine est caractérisée par une structure simple, la benzopyrone, sur laquelle il existe de multiples sites de substitution. Selon les différents substituants, les coumarines peuvent être divisées en cinq classes : coumarines simples, pyranocoumarines, furocoumarines, dicoumarines et isocoumarines (Figure 10) (Wu et *al.*, 2020).

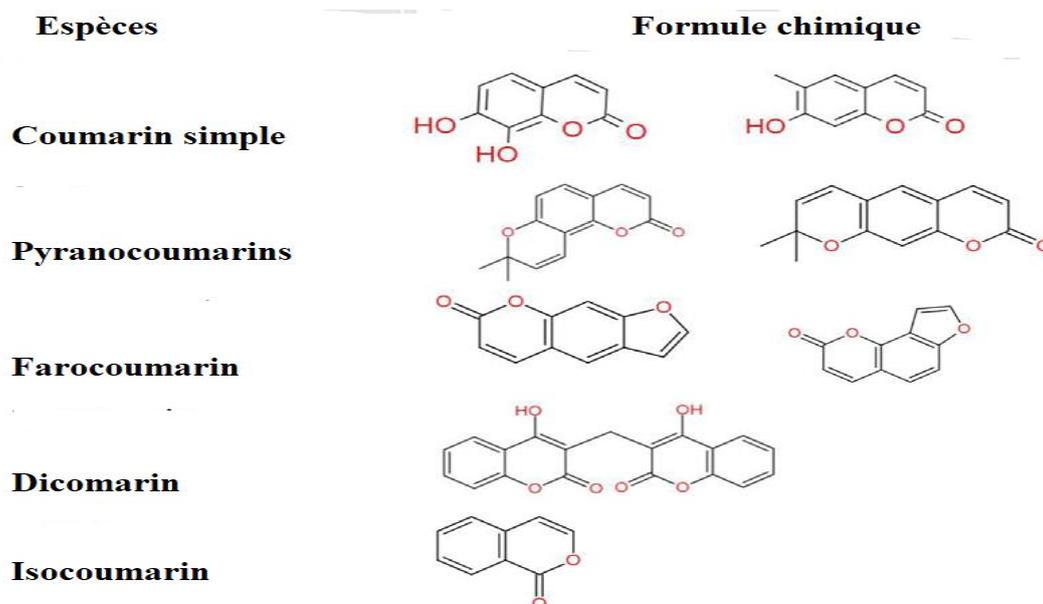


Figure 10 : La classification de base des coumarines (Wu et *al.*, 2020).

4.3. Les terpénoïdes et stéroïdes

Les terpénoïdes et les stéroïdes forment l'une des plus grandes familles de produits naturels. Ils ont pour caractéristique commune un squelette carboné constitué d'unités isoprènes en C5. Celles-ci sont formées à partir du diphosphate d'isopentényle qui est dérivé soit de l'acide mévalonique, soit du phosphate de méthylerythritol. Les sous-classes de ces produits naturels se distinguent les unes des autres par le nombre d'unités isoprènes constitutives. Dans un premier temps, ces unités isoprènes sont reliées entre elles en une chaîne. Lorsque ces chaînes sont cyclisées, la présence de substituants méthyles conduit à des centres quaternaires dans les terpénoïdes polycycliques qui sont formés. La présence et la stéréochimie de ces derniers, ainsi que des alcènes isoprénoïdes, ont dominé la chimie des terpénoïdes et des stéroïdes, conduisant à une variété d'interactions stéréochimiques et de réarrangements moléculaires intéressants (Hanson, 2018).

4.5. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont un groupe diversifié de bases organiques contenant des amines secondaires, tertiaires ou cycliques. On connaît quelque 5 500 alcaloïdes, qui constituent la plus grande classe de substances végétales secondaires. Il n'existe pas de définition unique du terme alcaloïde, qui soit totalement satisfaisante, mais les alcaloïdes comprennent généralement "les substances de base qui contiennent un ou plusieurs atomes d'azote, généralement en combinaison dans le cadre d'un système cyclique" (Makkar et *al.*, 2007).

5. Le stress oxydative

5.1. Définition

Le stress oxydatif est caractérisé par un déséquilibre entre les molécules oxydantes et la défense antioxydante (Gonzalez-Pinto et *al.*, 2012). Le stress oxydatif est causé par l'exposition à des intermédiaires réactifs de l'oxygène, tels que l'anion superoxyde ($O^{\cdot-}$), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le radical hydroxyle (HO^{\cdot}), qui peuvent endommager les protéines, les acides nucléiques et les membranes cellulaires. De plus en plus de preuves suggèrent que les dommages cumulés causés par les espèces réactives de l'oxygène contribuent à de nombreuses maladies (Storz et Imlay, 1999).

5.2. Les radicaux libres

Les radicaux libres peuvent être définis comme toute espèce chimique qui contient des électrons non appariés. Les électrons non appariés augmentent la réactivité chimique d'un atome ou d'une molécule. Parmi les exemples courants de radicaux libres, citons le radical hydroxyle (OH^{\cdot}), l'anion superoxyde ($Oz^{\cdot-}$), les métaux de transition comme le fer et le cuivre, l'oxyde nitrique (NO) et le peroxyde nitrique ($ONOO^{\cdot}$).

Le radical hydroxyle, l'oxydant le plus puissant connu, a une demi-vie extrêmement courte, réagissant sur le site de sa formation grâce à sa capacité à attaquer la plupart des molécules biologiques, ce qui entraîne la propagation de réactions en chaîne de radicaux libres. Le superoxyde se forme lorsque l'oxygène accepte un électron et n'est pas en soi particulièrement réactif. Il peut agir comme un agent oxydant faible, mais il est beaucoup plus fort en tant qu'agent réducteur de complexes de fer tels que le cytochrome C. Il est probablement plus important en tant que source de radicaux hydroxyles et de peroxyde d'hydrogène. L'oxyde nitrique, un exemple de radical physiologique, présente un intérêt considérable en tant que médiateur du tonus vasculaire (Betteridge, 2000).

5.3. Les espèces réactives de l'oxygène (ROS)

Les espèces réactives de l'oxygène, ou ROS, désignent un ensemble de composés hautement réactifs, notamment les radicaux libres tels que le superoxyde ($O^{\cdot-}$) et les non-radicaux qui sont généralement moins réactifs, tels que le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'ozone. Les lipides et les glucides réactifs tels que les groupes cétoamine et cétoaldéhyde sont également inclus. Les sources exogènes importantes comprennent les spectres électromagnétiques (lumière visible, ultraviolette et infrarouge) et les polluants environnementaux connus tels que la fumée de tabac. Les sources endogènes comprennent les mitochondries, qui forment du superoxyde par l'intermédiaire de la chaîne respiratoire, et également par l'intermédiaire des cellules polymorphonucléaires dans le cadre d'une

inflammation, ce qui est important dans le contexte de la réponse de l'organisme aux blessures (Ung et *al.*, 2017).

5.4. Les antioxydants

Les systèmes biologiques contrôlent ces facteurs oxydatifs par le biais de divers mécanismes antioxydants qui limitent la réactivité des catalyseurs d'oxydation et des radicaux libres. De nombreux composants alimentaires, essentiels et non essentiels, peuvent contribuer à ces systèmes de défense antioxydants (Feldman, 1997).

Les défenses enzymatiques et non enzymatiques inhibent l'attaque des oxydants.

5.4.1. Les défenses enzymatiques : La principale défense cellulaire antioxydante est enzymatique et comprend le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (cGPx). Le glutathion (GSH) est la principale défense antioxydante cellulaire non enzymatique et protège les cellules contre les attaques des espèces réactives de l'oxygène (Gonzalez-Pinto et *al.*, 2012).

5.4.2. Les défenses non enzymatiques : comprennent l'ascorbate (vitamine C) et l' α -tocophérol (vitamine E). Là encore, ils agissent de concert, l'ascorbate étant nécessaire pour régénérer l' α -tocophérol réduit. En outre, les composés thiol, tels que la thiorédoxine, sont capables de détoxifier le peroxyde d'hydrogène, mais doivent à leur tour être reconvertis en forme réduite par la thiorédoxine réductase. La céruloplasmine et la transferrine jouent également un rôle important en séquestrant les ions de fer libres et en inhibant ainsi la réaction de Fenton et la production d' $\text{OH}\cdot$ (Burton et *al.*, 2011).

Partie expérimentale

Chapitre 01 :

Zones d'étude

Chapitre 1 : Zones d'étude

1. Choix des sites d'étude

Pour cerner les facteurs écologiques responsables de la répartition spatiale et de la variabilité morphologique et phytochimique de cette espèce, une approche méthodologique a été adoptée en effectuant, d'une part, une prospection selon un méga transect nord sud au niveau de l'ensemble de la région ouest algérienne et d'autre part, une étude fine de populations choisies dans trois (03) étages bioclimatiques différents, l'aride chaud (Béchar), le semi-aride froid (Tiaret) et le semi-aride doux (Mostaganem).

2. Description des provenances

Les coordonnées géographiques et les caractéristiques climatiques et édaphiques des trois zones d'étude sont résumées dans les tableaux (01 et 02).

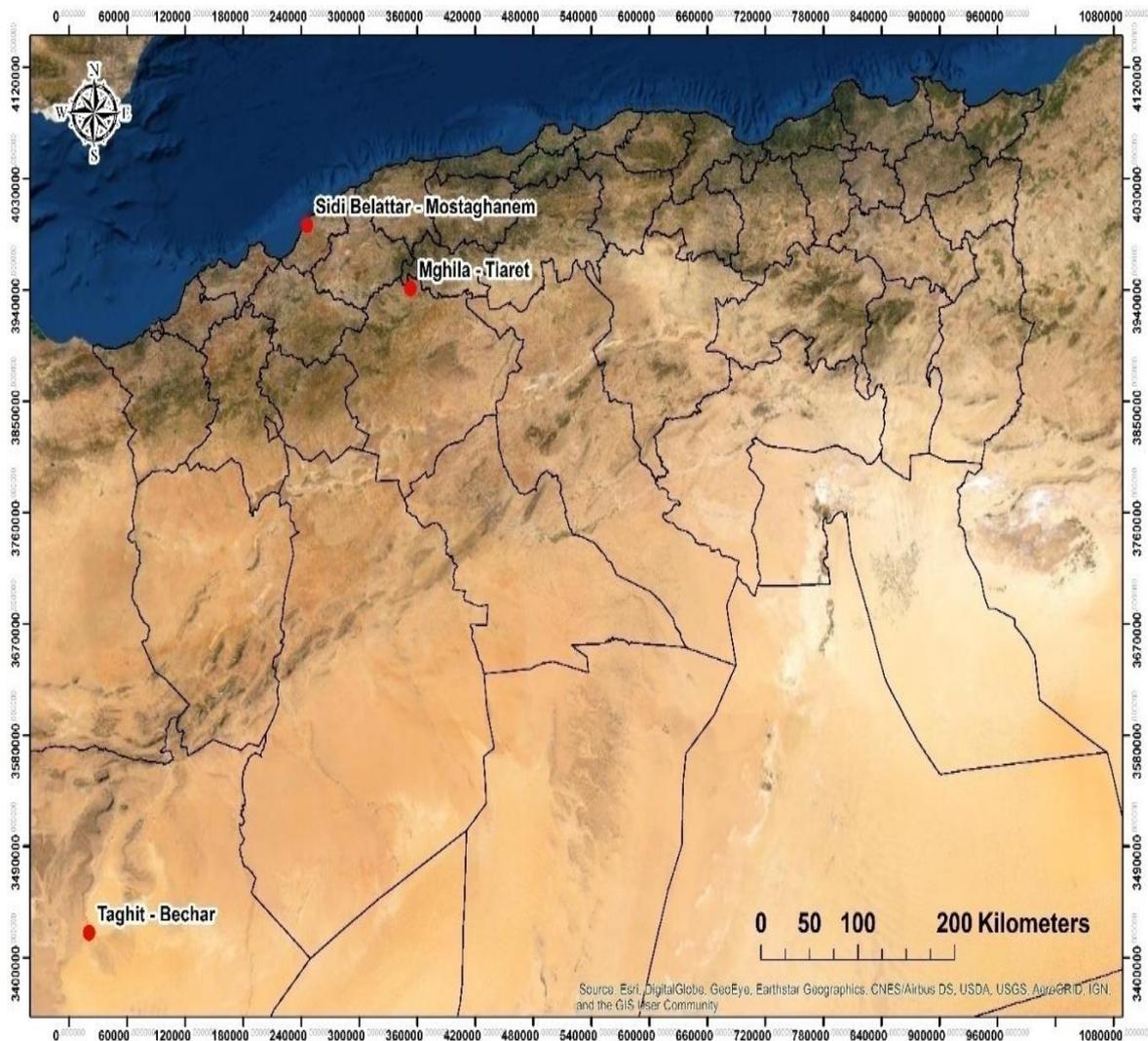


Figure 11 : Sites de prélèvements du *Capparis spinosa* L.
Taghit (Bechar); Sidi belattar (Mostaganem), Mghila (Tiaret).

Tableau 01 : Situation géographique des différentes zones d'étude

	Taghit	Sidi Belattar	Mghila
Positions			
Altitude (m)	583	34	514
Latitude	30° 48.833'N	36°2.4338'N	35° 38.082'N
Longitude	2°0.682'0'E	0° 10.949'E	1°22.211'E
Climats			
Précipitations (mm)	75,52	218,92	289,59
Température moyenne (°C)	21,69	17,92	15,09
Température maximale (°C)	40	30,28	34,79
Température minimale (°C)	3,04	5,91	0,21
Quotient pluviothermique d'Emberger (Q2)	8,6	47,4	36,4
Indice d'aridité	2,38	7,78	11,5
Climat	Arde chaud	Semi-aride doux	Semi-aride froid

3. Caractérisation des provenances

- **Caractérisation du sol**

Des échantillons de sol ont été pris au-dessous de différents arbustes aléatoirement choisis du *capparis spinosa* aux profondeurs de 30 cm, il y avait un échantillon à chaque site.

Les échantillons de sol rassemblés ont été placés dans des sachets en plastique et transporté au laboratoire, où ils ont été stockés dans un endroit sec afin de déterminer leurs qualités physico-chimiques. L'analyse chimique à inclus le calcaire total, pH, conductivité, et le contenu de matière organique dans le sol, tandis que l'analyse physique à inclus, la granulométrie. Les différentes analyses ont été effectuées au niveau du laboratoire de sciences du sol université Ibn Khaldoun- Tiaret.

- **Granulométrie** : L'analyse granulométrique du sol a été faite selon la méthode de (Aubert, 1978).
- **pH** : La détermination de pH du sol a été réalisée selon la méthode électrométrique (Baize, 2000).
- **Conductivité électrique (C.E)** : La conductivité électrique (C.E) a été faite selon la méthode de (Aubert, 1978).
- **Calcaire total** : Il est déterminé selon la méthode (Baize, 1988).
- **Matière organique (MO)** : Le carbone organique est déterminé par la méthode (Anne, 1945).

- **Caractérisation du climat**

Le climat est défini par trois facteurs : l'intensité de l'insolation et l'apport d'énergie par l'atmosphère (facteur météorologique), la répartition entre le continent et l'océan et la nature

du sol, ainsi que son altitude par rapport au niveau de la mer (facteur géographique) et enfin, les courants marins et la répartition des glaces (facteur océanique) (Roth, 2017).

Afin de caractériser le climat des zones d'étude, nous avons exploité des données météorologiques de la période (1994-2018) enregistrées depuis le site «<https://www.tiempo.es>». Ainsi le Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen et le quotient pluviométrique d'Emberger et l'abaque de l'indice d'aridité annuel de Martonne ont été calculés.

- **Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953)**

Selon le mode établi par Bagnouls et Gaussen (1953), le diagramme ombrothermique permet de dégager deux périodes l'une sèche et l'autre humide. Ils sont construits en portant en abscisse les mois de l'année et en ordonnée les précipitations moyennes mensuelles « P » sur un axe et les températures moyennes mensuelles « T » sur le second axe, en prenant soin de doubler l'échelle des températures par rapport à celle des précipitations ($P= 2T$).

Un mois est considéré sec lorsque la courbe des températures ($T^{\circ}\text{C}$) est supérieure à celle des précipitations ($2T>P$). La partie du graphe comprise entre les deux courbes, traduit à la fois la durée et l'intensité de la sécheresse. Le climat est sec lorsque la courbe des températures est au-dessus de celle de précipitation et humide dans le cas contraire Dreux (1980). Selon Bagnouls et Gaussen(1953), un mois peut être considéré sec, si le total des précipitations est inférieur ou égal au double de la température.

Sa formule comme suit : $P < 2T$ où P : précipitation moyenne du mois (mm) ; T : température moyenne du même mois ($^{\circ}\text{C}$).

- **Climagramme et quotient pluviométrique d'Emberger**

Le climagramme d'Emberger (1939) est une synthèse climatique permet, grâce au quotient pluviométrique d'Emberger (Q_2) spécifique au climat méditerranéen, de situer une zone d'étude dans un étage bioclimatique.

Dans un plan défini par deux axes de coordonnées rectangulaires sont portées les stations où la valeur du quotient pluviométrique « Q_2 » est portée en ordonnée alors que la moyenne du mois le plus froid de l'année « m » est portée en abscisse. Ce quotient tient en compte les précipitations et les températures :

$$Q_2 = 3.43 * p / (M - m)$$

Q_2 : quotient pluviométrique d'Emberger,

P : Moyenne des cumuls annuels de précipitations en mm,

M : Température moyenne maximale du mois le plus chaud,

m: Température moyenne minimale du mois le plus froid.

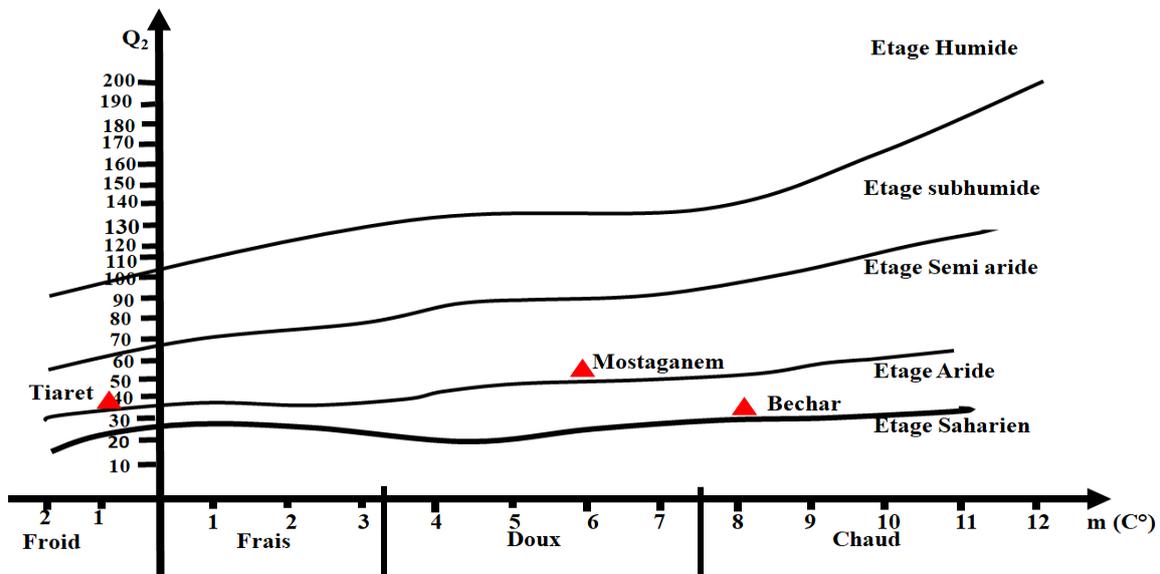


Figure 12 : Le positionnement des régions d'étude dans le climagramme d'Emberger.

- L'indice d'aridité annuel de Martonne

L'indice 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 ($I > 40$).

3.1. Caractérisation du sol

Tableau 02 : Résultats des analyses physico-chimiques du sol.

	Taghit	Sidi Belattar	Mghila
Potentiel hydrique (pH)	8,36	8,2	8,56
Conductivité électrique (mS/cm)	0.19	0,63	0,25
Calcaire total (%)	4.67	54	58,5
Matière organique (%)	0,34	0,47	0.33
Sable (%)	87,26	31,67	25,31
Argile (%)	8,85	23,9	9,25
Limon (%)	3,89	44,43	65,44
Texture du sol	Sableuse limoneuse	Limoneuse	Francs-limoneuse

Les résultats des différents paramètres physico- chimiques des sols analysés, sont résumés dans le tableau 02.

Granulométrie

Selon les résultats enregistrés dans la (figure 12), la texture des sols analysés se diffère d'une région à une autre.

Les résultats moyens exprimés en pourcentage des teneurs des sols en différents types de particules illustrent que le limon détient les teneurs les plus élevées dans les sols de sidi belattar (Mostaganem) et de Mghila (Tiaret) sont de l'ordre de 44,43 et 65,44%, suivi par les teneurs en sable sont de l'ordre de 31,67 ; 25,31 %, qui s'avèrent intermédiaire. Enfin, les teneurs en Argile sont de l'ordre de 23,9 ; 9,25% respectivement, s'annoncent faibles comparativement aux autres constituants. Tandis que, le sol de la région de Taghit (Bechar) se compose de deux fractions, une fraction principale regroupe le sable et une autre secondaire et incluant l'argile et le limon. La première fraction représente une teneur moyenne de l'ordre de 87,26 %, alors que la seconde atteint environ l'Argile = 8,85 %, Limons = 3,89%, 1.5%.

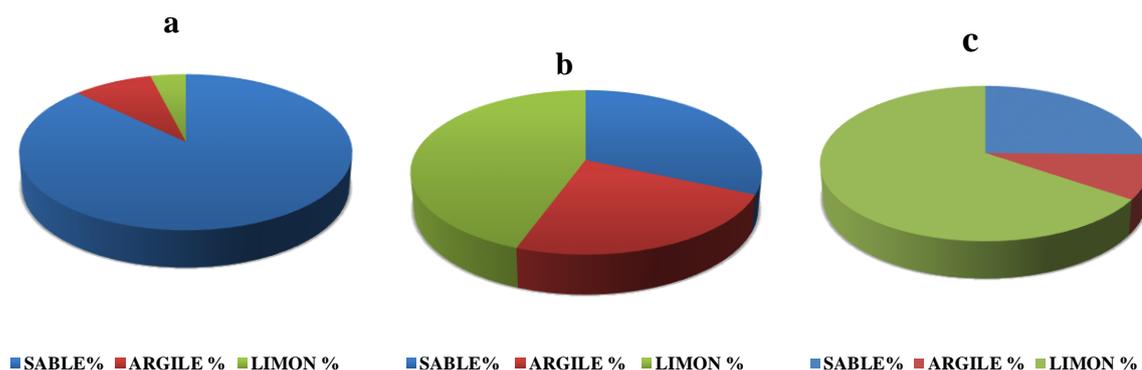


Figure 13 : Composition granulométrique des sols analysés : Taghit-Bechar (a), Sidi belattar-Mostaganem (b), Mghila-Tiaret(c).

➤ pH

D'après nos résultats, les valeurs de pH enregistré sont varié entre 8,20 et 8,56 pour les sols de sidi belattar et Mghila respectivement. Selon la classification de pH des sols établi par Soltner (1989) (Tableau 01, annexe 04), les sols analysés présentent un caractère alcalin.

➤ Conductivité électrique (CE)

La détermination du degré de la salinité du sol été faite à l'aide de l'échelle de salure des sols (Aubert, 1978) (tableau 02, annexe 04). Nous enregistrons un rapport faible en CE dans les sols de Tghit-Bechar et Mghila-Tiaret respectivement de 0,19 à 0,24 mS/cm, contrairement au sol de la région de sidi belattar-Mostaganem qui apparaitre peu salé 0,625ms/cm.

➤ Calcaire totale

Les résultats du taux de calcaire totale des sols analysés montrent que les sols du Sidi belattar et de Mghila présentent des taux en calcaire varie entre 54 et 58,5% respectivement, qui sont supérieurs à ceux trouvé dans le sol du la région de Taghit qui apparaitre le plus pauvre comparativement à l'échelle du calcaire avéré par Baize (1998) (Tableau 03, annexe 04).

➤ Matière organique.

L'analyse du sol, pour la détermination de son teneur en matière organique, a montré que les échantillons analysés sont pauvres en matière organique selon les normes fixées par (ITA 1977) du taux de la matière organique dans les sols (Tableau 04, annexe 04). Tandis que, nous avons enregistré des teneurs variés entre 0,33% à 0,47% dans les sols de Mghila et Sidi belattar respectivement. Nos résultats sont en parfait accord à ceux rapportés par les études de Benseghir-Boukhari et Seridi (2013), qui ont enregistré une absence de la matière organiques dans 75% des relevés prélevés lors de leur prospection faite dans la région algéro-tunisienne.

3.2. Caractérisation du climat

➤ Provenance de Bechar

Bechar est Située à 1150 km au sud-ouest de la capitale Alger, à 852 km au nord-est de Tindouf et à environ 80 km à l'est de la frontière marocaine. *Taghit* est une commune de la Wilaya de *Béchar* en Algérie, située à 93 km au sud-est de *Béchar* et entre 30°48.83'N de latitude et 2°0.682'0'E de longitude (tableau 1) en altitude de 583m.

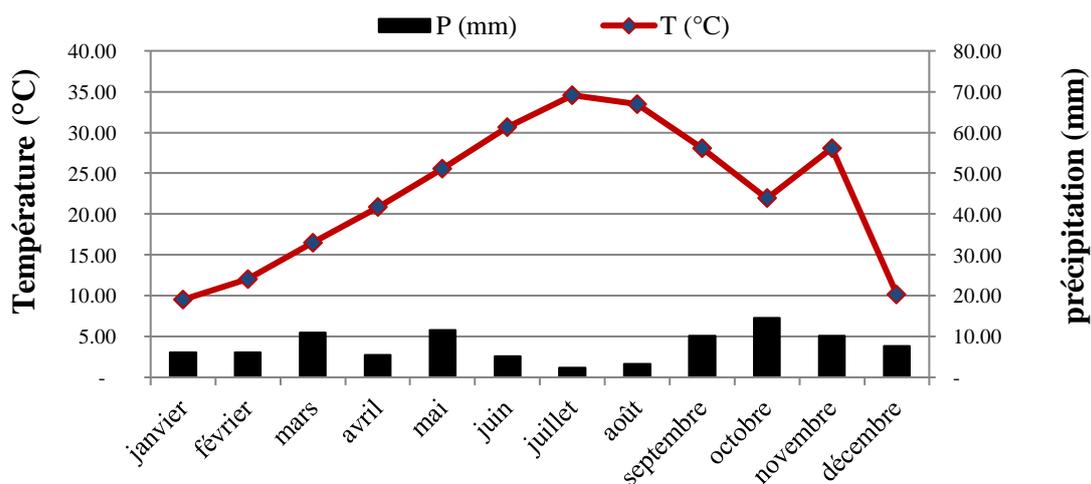


Figure 14 : Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Béchar.

Taghit est appartenie au climat aride à hiver doux, elle est caractérisée par une période sèche qui s'étale sur toute l'année (figure 14), où elle possède des moyennes des températures maximales atteignant les 34,56° C (figure 13), où le mois de juillet est le plus chaud, et le mois de janvier est le plus froid. Le cumule de précipitation annuelle est de 93,73 mm ; où le mois d'octobre est le plus pluvieux en moyenne 14,52 mm qui est très faible.

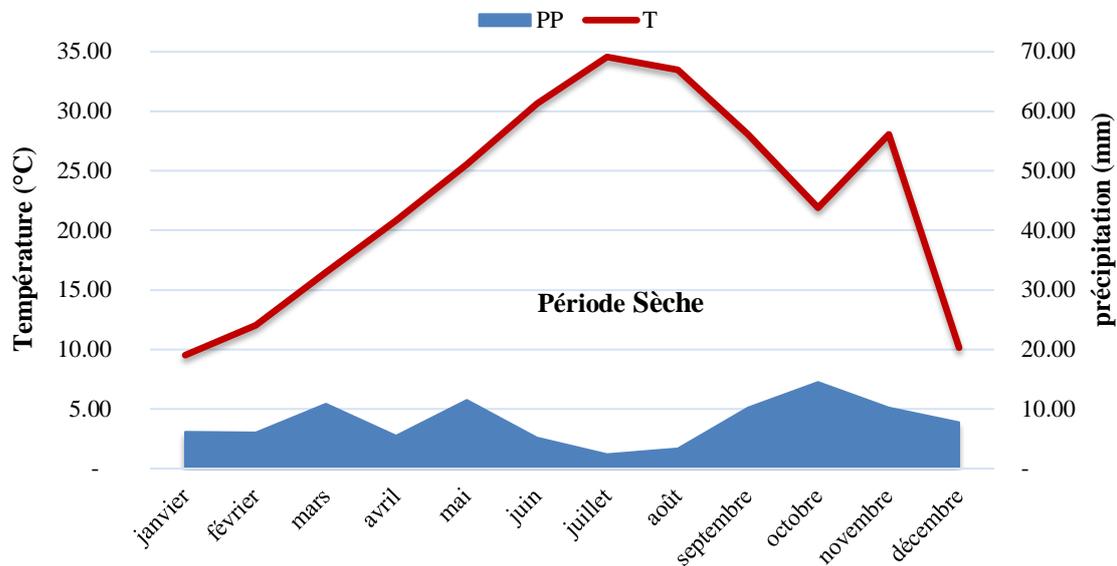


Figure 15 : Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Béchar (1994-2018).

➤ Provenance de Mostaganem

La région de Sidi Belattar est une commune de la wilaya de Mostaganem située au nord-ouest de l'Algérie, et entre 36°2.4338'N de latitude et 0° 10.949'E de longitude en altitude de 34m (Tableau 1). Elle se caractérise par un climat semi-aride à hiver doux. Les moyennes de précipitations de cette région sont modérées avec un cumul annuel 351,86 mm. Où le mois de novembre est le mois le plus pluvieux ; la température moyenne annuelle et de 17,60°C (Figure 15).

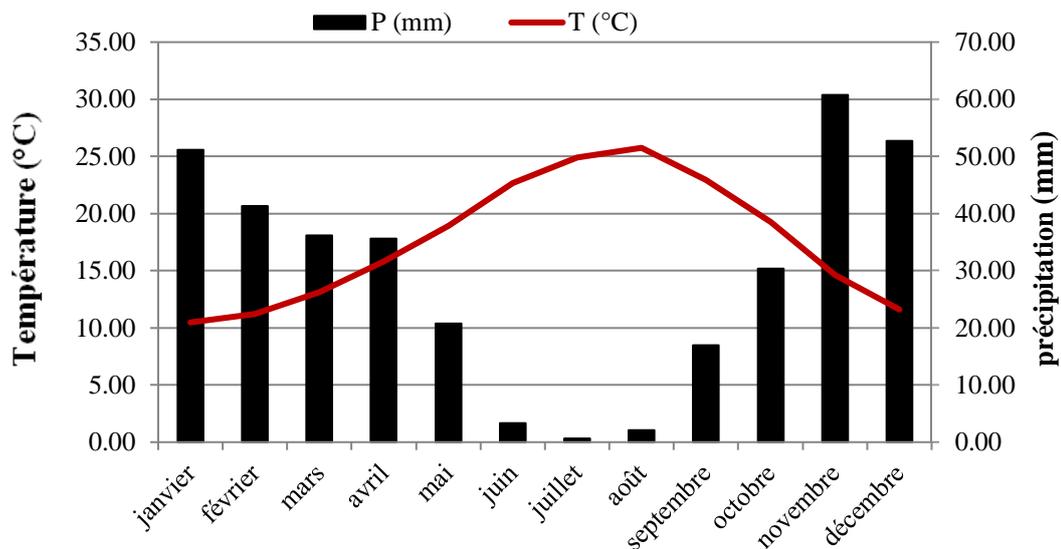


Figure 16 : Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Mostaganem.

L'analyse de la courbe ombrothermique fait apparaître deux périodes ; une période humide qui s'étend dès la deuxième quinzaine du mois d'octobre jusqu'à le mois d'avril, et une période sèche qui s'étale le mi du mois d'avril jusqu'à pratiquement du mois d'octobre (Figure 16), la température atteignant son maximum au mois d'Aout avec une moyenne de 25,75 °C ; tandis que le mois Janvier est les mois le plus froids avec une moyenne de 10,47°C (Figure 15).

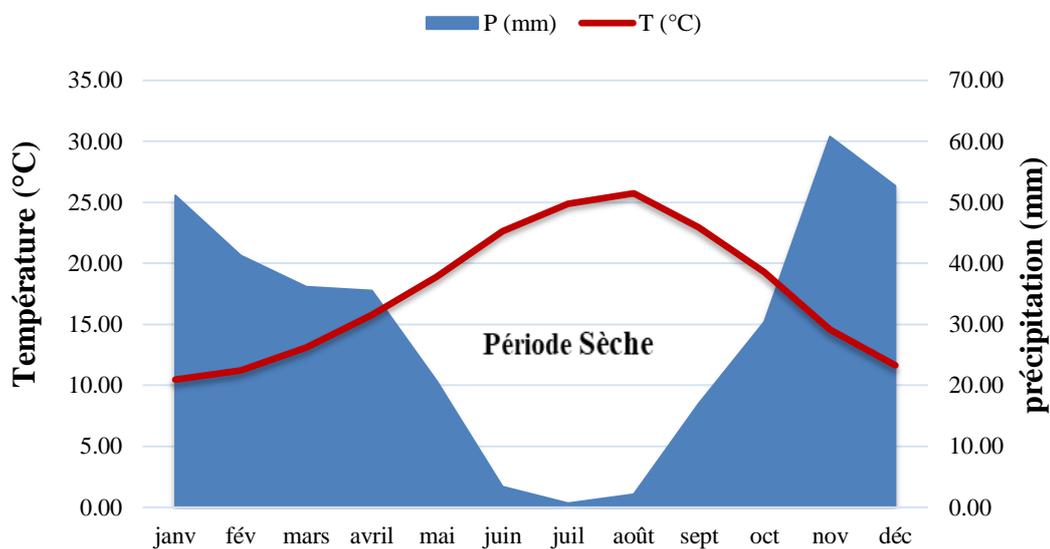


Figure 17 : Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Mostaganem (1994-2018).

➤ Provenance de Tiaret

La région de Mghila est une commune de la wilaya de Tiaret en Algérie est située dans l'ouest du pays sur les hauts plateaux. Monte à une altitude moyenne de 514 m d'Altitude et située entre et entre 35° 38.082'N de latitude et 1°22.211'E de longitude (Tableau 1).

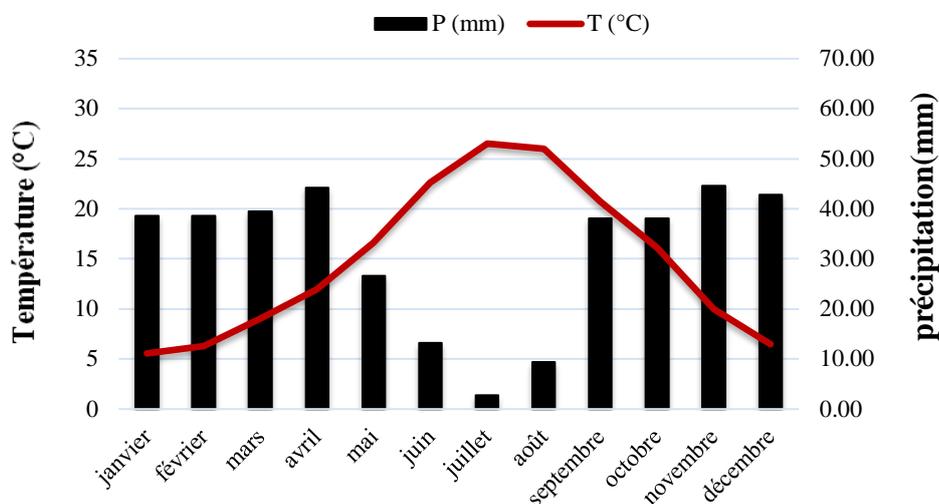


Figure 18 : Diagramme de variation des précipitations et des températures moyennes durant 1994-2018 dans la région de Tiaret.

Elle est caractérisée par un climat semi-aride ; à hiver froid. Où elle possède une saison sèche qui s'étale de Mai jusqu'au mi du mois septembre, et une saison humide qui s'étend de la deuxième quinzaine de septembre jusqu'à la 1^{ère} quinzaine du mai (Figure 18). Les moyennes des précipitations annuelles sont modérées avec 289,59mm ; le mois de juillet était le plus chaud avec 26,52°C et le mois de janvier était le plus froid avec 5,56°C (Figure 17).

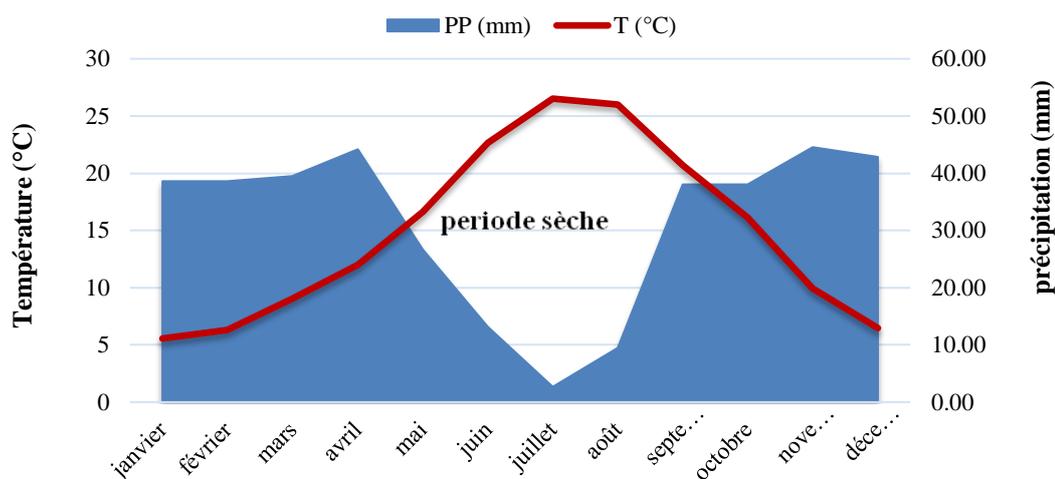


Figure 19 : Diagramme ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la région de Tiaret (1994-2018).

Chapitre 2 :

Matériel et méthodes

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

2.1. Matériel végétal

La récolte de matériel végétal (feuilles, tiges, fruits du câprier) a été effectuée au mois d’Août 2018, à partir de trois zones du l’ouest algérien Taghith- Bechar, Sidi Belattar- Mostaganem et Mghila-Tiaret. L’échantillonnage est porté sur 30 individus pour chaque population du câprier qui ont été choisis aléatoirement et qui sont espacés d’au moins de 10 m.

2.2. Caractérisation morphologique

L’étude du polymorphisme morphologique des feuilles et fruits du câprier repose sur 11 caractères quantitatifs analysés :

- **Feuilles**

Longueur de la feuille (LFe), Largeur de la feuille (LrgFe) ; Longueur du pétiole (LPt)

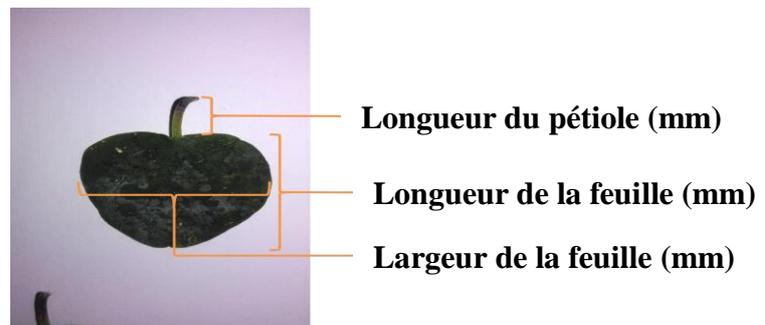


Figure 20 : Les traits morphologiques de la feuille

- **Fruits**

Longueur du fruit (LFr) ; Largeur du fruit (LrgFr); Longueur de pédoncule(LP); Poids du fruit (PFr);

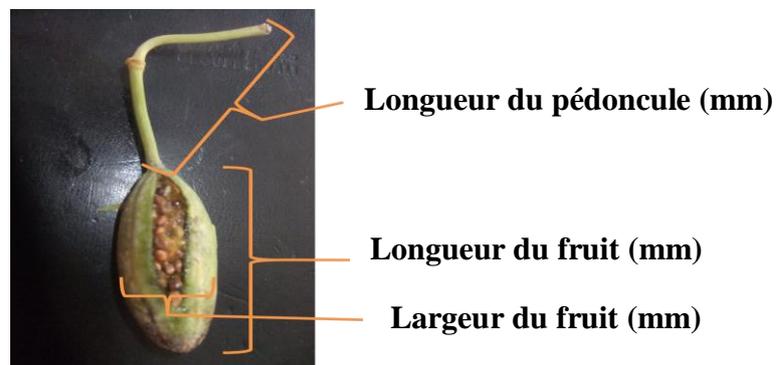


Figure 21 : Les traits morphologiques du fruit

- Graines



Figure 22 : Graines du câprier (*capparis spinosa* L.) population du Taghith-Bechar

Les graines sont séparées et lavées puis sont séchées à l'aire ambiante jusqu'à de leurs utilisations.

- **Les mesures effectués :** Longueur de la graine (LG), Largeur de la graine (LrgG); Poids de mille grains (PMG), Nombre du grain par fruit (NGF).

Longueur et largeur des feuilles, des fruits et des graines ont été mesurées à l'aide d'un pied à coulisse digital (BERENT BT 4171, 0.01mm).

La masse (M) des fruits et le poids de mille grains (PMG) ont été mesurés à l'aide d'une balance électronique (GIBERTINI E42S-B) avec 0.0001g d'exactitudes.

2. 3.caractérisation phytochimique

L'étude phytochimique a consacré de caractériser l'huile des graines du *capparis spinosa* d'une part, et pour quantifier les métabolites secondaires (les polyphénols, flavonoïdes et les tanins condensés) et d'évaluer l'activité antioxydante dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents parties de la plante (les feuilles et les tiges, les écorces des fruits et les graines) d'une autre part.

2.3.1. Extraction et caractérisation de l'huile du câprier

Une caractérisation physico-chimique a été effectuée pour les huiles végétales des graines du câprier.

2.3.1.1. Préparation de la farine

Elle se fait selon (AFNOR, 1988) par les étapes suivantes :

- **Triage :** c'est une opération préliminaire qui a pour but d'éliminer les graines non conformes (échaudées, cassé...) et tous corps étrangers.
- **Lavage :** c'est une opération préliminaire qui vise à désinfecter les graines. Elle se fait par l'eau et quelques gouttes de l'eau de javel.
- **Séchage :** les graines ont été séchées dans une étuve à une température de 70°C pendant 5 heures.

- **Décorticage** : les graines obtenues à partir d'éliminations des écorces des fruits matures.
- **Broyage** : Cette opération a été réalisée juste avant l'extraction par un moulin à couteaux métalliques ce qui nous a permis d'obtenir une farine.

2.3.1.2. Extraction de l'huile par soxhlet

Selon Despiau (1978), le principe de l'extraction de l'huile consiste à effectuer une extraction par un solvant organique généralement c'est l'hexane à l'aide d'un dispositif Soxhlet d'une capacité de 250 ml. La farine est épuisée en matière grasse par le passage du solvant. On estime qu'une extraction est totale au bout de 6 heures. Une fois l'extraction est terminée les solvants sont éliminés à l'aide d'un Rota vapeur. Cette extraction repose sur le principe suivant : les composés apolaires comme les corps gras sont insolubles dans les composés polaires comme l'eau mais solubles dans les solvants apolaires tels que l'hexane. Le point d'évaporation de l'hexane est inférieur à celui des matières grasses à extraire, il est donc très facile de les séparer par chauffage.

• Mode opératoire

- Peser à 1 mg près, 10 g de la farine.
- Introduire l'échantillon dans une cartouche en cellulose qui est perméable au solvant et la couvrir avec du coton.
- Mettre la cartouche dans l'appareil extracteur de "Soxhlet". Ce dernier est muni d'un réfrigérant par le haut, d'un ballon et d'un chauffe ballon par le bas.
- Verser la quantité nécessaire de solvant (150 ml d'hexane).
- Conduire le chauffage dans des conditions telles que le débit du reflux soit au moins de 3 gouttes à la seconde.
- Le solvant va s'évaporer puis réfrigérer et le liquide tombe sur la substance à épuiser d'une façon que la cartouche soit immergée. Lorsque la partie intermédiaire est suffisamment remplie de solvant, le siphon s'amorce et le solvant contenant la substance à extraire (l'huile) retourne dans le ballon.
- Après la durée nécessaire (6 heures), on récupère la cartouche d'une part et le ballon d'autre part.
- Le ballon contenant le solvant plus l'huile est passée dans le RotaVapeur pour chasser par distillation la majeure partie du solvant ce qui permet de récupérer l'huile seul (la température d'ébullition des lipides est plus élevée que celle de l'hexane qui s'évapore le premier).
- Eliminer les dernières traces du solvant en chauffant le ballon pendant 20 mn à 103°C.
- Peser le ballon.

2.3.1.3. Détermination de la teneur et rendement en huile

La teneur en huile est définie comme étant le rapport entre la masse obtenue et la masse de matière végétale, elle est calculée comme suite :

$$TH\% = \frac{P2 - P1}{P3} * 100$$

Th %: Teneur en huile en pourcentage.

P2 : Poids du ballon avec l'huile en g.

P1 : Poids du ballon vide en g. **P3** : Poids de prise d'essai en g.

Le rendement en huile est calculé selon Hussain et *al.* (2012) par la multiplication de la teneur en huile et le rendement en graines par plante.

2.3.1.4. Détermination du taux de cendres

- **Principe**

La teneur en cendres représente la teneur totale en minéraux des aliments. La détermination de la teneur en cendres peut être importante pour plusieurs raisons. Elle fait partie de l'analyse proximale pour l'évaluation nutritionnelle. Le décentrage est la première étape de la préparation d'un échantillon d'aliment en vue d'une analyse élémentaire spécifique. Comme certains aliments sont riches en minéraux particuliers, la teneur en cendres devient importante (Nielsen, 2010).

- **Mode opératoire**

Dans des creusets vides, 10g de graines ont été placés dans un four à moufle pendant 5h à 600°C jusqu'à l'obtention d'une couleur blanchâtres à blanc grisâtre. Ces creusets ont été mis dans un dessiccateur pour le refroidissement et pesés à nouveau jusqu'à ce que le poids devient constant (AOAC, 2002).

Expression des résultats

Le taux de cendres est calculé par la différence de poids avant et après incinération par la formule suivante (AOAC, 2000).

$$TC\% = (P2 - P1)/P0 * 100$$

Dont :

TC : taux de cendres (%)

P0 : poids de la prise d'essai (g).

P1 : poids de creuset vide (g).

P2 : poids des échantillons après l'incinération (g).

2.3.1.5. Détermination du taux de fibres

- **Principe**

Les fibres sont déterminées par la méthode de Weende qui consiste en une double hydrolyse acide suivies par une hydrolyse alcaline ou basique. L'hydrolyse acide/basique (à chaud) permet de solubiliser la quasi-totalité du contenu cellulaire à l'exception des fibres alimentaires et des sels minéraux (Van Soet et McQueen, 1973).

- **Mode opératoire**

Selon AOAC (2000), la méthode de détermination des fibres est comme suit :

1g d'échantillon préalablement séché par étuvage à 105°C pendant 3h a été broyé. Par la suite, 150 ml d'acide sulfurique (1.25%) ont été ajoutés puis le mélange a été porté à l'ébullition. Après 30min d'ébullition. Le résidu a été filtré et lavé 3 fois avec l'eau distillée chaude.

150ml de l'hydroxyde de potassium (1.25%) ont été ajoutés au résidu et le mélange a été porté à l'ébullition pendant 30 min. par la suite, le lavage a été réalisé 3 fois par l'eau distillée chaude puis par l'eau distillée froide.

Un dernier lavage a été réalisé 3fois par 25 ml d'acétone. Par la suite un séchage a été réalisé par étuvage à 105°C jusqu'à un poids constant. Le résidu (les fibres brutes+ cendres) a été calciné dans un four à moufle pendant 3heures à 550°C puis placé après refroidissement dans un dessiccateur.

- **Expression des résultats**

La teneur en fibres est calculée selon la formule suivante (AOAC ,2000) :

$$FB(\%) = (P1 - P2)/P0 * 100$$

Dont :

FB (%) : taux de fibres brutes (%)

P₀ : prise d'essai (g).

P₁ : poids du creuset avant étuvage (g)

P₂ : poids du creuset après étuvage (g)

- **Caractérisation physico-chimique de l'huile**

2.3.1.6. Indice de Réfraction

L'indice de réfraction est défini selon la norme (NFT 60 212) par le rapport entre la vitesse de la lumière dans le vide à une longueur d'onde définie et la vitesse de propagation dans la substance. La longueur d'onde choisie est celle de la moyenne des raies D du sodium.

L'indice de réfraction nous renseigne sur le groupe auquel appartient le corps gras. A 20°C,

- ✓ Les huiles siccatives ont des indices de réfraction compris entre 1,480 et 1,523
- ✓ Les huiles demi-siccatives ont des indices de réfraction compris entre 1,470 et 1,476
- ✓ Les huiles non siccatives entre 1,468 et 1,470.

a-Principe

Les mesures sont effectuées à l'aide d'un réfractomètre à une température de 20°C, la méthode suivie est celle décrite dans la norme NFT 60 212 (AFNOR, 1984).

Le réfractomètre est étalonné avec de l'eau distillé.

b- Mode opératoire

- ✓ Laver les prismes du réfractomètre à l'éther de pétrole.
- ✓ Les essuyer avec un chiffon propre très doux.
- ✓ Verser entre les prismes 2 à 3 gouttes d'huile.

- ✓ Déplacer la lunette de visée pour que la ligne de séparation de la plage claire et de la plage sombre se situe à la croisée des fils du réticule.
- ✓ Lire l'indice de réfraction de l'huile à T=20°C.

2.3.1.7. Indice d'acide et acidité

L'indice d'acide d'un corps gras est défini comme étant le nombre de milligrammes de potasse nécessaire pour neutraliser les acides libres contenus dans un gramme des corps gras (Lion, 1955). L'indice d'acide et l'acidité sont deux facteurs qui donnent une évaluation sur la quantité d'acides libres provenant d'hydrolyse naturelle des corps gras et qui sont responsables d'une plus grande facilité au rancissement.

Principe

Selon la norme NF T60 204 (AFNOR, 1981). Dissoudre la prise d'essai dans un mélange d'éthanol et diéthyléther préalablement neutralisée. Puis titrer par une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium à (0,1 N) en présence de phénolphtaléine.

- **Mode opératoire**

Dans une fiole conique de 250 ml, peser à 0.01 g près 5g d'huile. Dissoudre la prise d'essai dans 100 ml environ du mélange à parts égales d'éthanol et de diéthyléther préalablement neutralisé. Titrer en agitant avec une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium 0.1 N jusqu'à coloration rose de la phénolphtaléine persistant pendant au moins 10 secondes.

- **Expression des résultats**

L'indice d'acide est calculé selon (Wolff, 1968) par la formule suivante :

$$IA = (V * 56.1 * N) / P(\text{mg KOH/g d'huile})$$

V : désigne le volume de potasse employé.

N : la normalité de la solution.

P : la masse de la prise d'essai.

L'acidité en (%) est calculée comme suit :

$$A(\%) = \frac{282 * 100}{56.1 * 100} = 0.5 * I.A$$

2.3.1.8. Indice de peroxyde

L'indice de peroxyde est une mesure permettant d'estimer la quantité de peroxyde présent dans une matière grasse. Les peroxydes constituants caractéristiques de l'oxydation des acides gras insaturés sont déterminés en se basant sur leur propriété de libérer l'iode de l'iodure de potassium dans les milieux acides. L'iode libéré est mesuré par la réaction avec le thiosulfate, sachant que 1ml de thiosulfate 0.01N correspond à une quantité de 80mg d'oxygène fixé sur les acides gras (Lion, 1955).

- **Principe**

On traite les corps gras en solution dans l'acide acétique et du chloroforme par une solution d'iodure de potassium. Puis on titre par la suite l'iode libéré par une solution de thiosulfate de sodium (0,01 N) NFT 60 220 (AFNOR, 1981).

- **Mode opératoire**

Peser 1g d'huile dans un flacon en présence de 10 ml de chloroforme. Ajouter 15 ml d'acide acétique à 99.8% et 1 ml d'une solution saturée d'iodure de potassium, ensuite fermer le flacon et agiter pendant 1 mn pour dissoudre le corps gras, puis laisser reposer dans un placard pendant 5 mn à l'abri de la lumière. Ajouter 75 ml d'eau distillée pour arrêter la réaction. Titrer l'iode libéré avec une solution de thiosulfate de sodium 0,01 N en agitant vigoureusement en présence d'empois d'amidon comme indicateur coloré jusqu'à disparition totale de la coloration violette. Effectuer dans les mêmes conditions un essai à blanc sans corps gras.

L'essai à blanc ne doit jamais dépasser la valeur de 2 meq O₂/kg. Si cette valeur est dépassée l'analyse n'est pas valable.

- **Expression des résultats**

$$I.P(\text{MeqO}_2/\text{Kg de CG}) = \frac{(V - V_0) \times N}{P} \times 100$$

I.P (Meq O₂ /Kg de CG) : Indice de peroxyde.

V₀ (ml) : Volume de la solution de thiosulfate de sodium utilisé pour l'essai à blanc.

V (ml) : Volume de la solution de thiosulfate de sodium utilisé pour l'essai.

N : Normalité de la solution de thiosulfate de sodium.

P(g) : Poids de la prise d'essai

2.3.1.9. Indice de saponification

L'indice de saponification correspond au nombre de milligrammes de potasse nécessaires pour saponifier les acides gras contenus dans un gramme de matière grasse (Lion, 1955).

- **Principe**

Principe Selon la norme NFT 60 206 (AFNOR, 1981), la prise d'essai est soumise à une ébullition à reflux avec une solution d'hydroxyde de potassium puis titrée par l'acide chlorhydrique (HCL) en présence d'un indicateur coloré (phénolphtaléine).

- **Mode opératoire**

Peser dans un Erlenmeyer à fond plat 2g d'huile. Ajouter 25ml de potasse alcoolique

(0.5N) et porter à ébullition sous un réfrigérant à reflux. Il est conseillé d'ajouter dans l'Erlenmeyer un régulateur d'ébullition (pierre ponce, billes de verre). Maintenir l'ébullition pendant une heure en agitant de temps en temps. Titrer l'excès d'alcalinité dans la solution savonneuse chaude avec de l'acide chlorhydrique (0.5N) en présence de phénolphthaléine. Faire un essai à blanc dans les mêmes conditions pour titrer la liqueur alcoolique de potasse.

- **Expression des résultats**

Selon Wolff (1968), l'indice de saponification est donné par la formule suivante :

$$IS = (C1 - C2) * 28 / M$$

M : la masse en gramme de la prise d'essai.

C1 : le nombre de millilitres d'acide chlorhydrique utilisé dans l'essai à blanc.

C2 : le nombre de millilitres d'acide chlorhydrique utilisé dans l'essai avec l'huile.

2.3.1.10. Indice d'ester

L'indice d'ester est le nombre de milligrammes de KOH nécessaire pour saponifier les acides gras liés contenus dans un gramme de corps gras Ce paramètre est donné par la différence entre l'indice de saponification et l'indice d'acide :

$$I.E = I.S - I.A$$

2.3.1.11. Pourcentage d'altération

L'acidification des corps gras peut avoir lieu avant leur production. Par voie enzymatique (Mauvais stockage des produits végétaux ou tissus animaux). Comme elle peut se produire après leur conditionnement par hydrolyse chimique ou enzymatique (Gavrilovic et al. 1996).

L'altération d'un corps gras peut être estimée par le calcul du pourcentage d'altération :

$$PA(\%) = \frac{IA}{IS} * 100$$

2.3.2. Les métabolites secondaires :

2.3.2. 1. Préparation des échantillons

Les échantillons récoltés à partir des différentes régions prospectées ont été nettoyés et séchés dans une température ambiante. Les feuilles et les tiges, les écorces des fruits et les graines ont été broyées à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre fine. Les échantillons broyés ont été conservés dans des boîtes en verre à température ambiante jusqu'aux jours de leur utilisation.

2.3.2. 2. Préparation des extraits

- **Extrait aqueux**

5g de la poudre ont été macérés dans 50 ml d'eau distillée sous agitation mécanique pendant 24 heures à une température ambiante. La solution obtenue a été filtrée sur papier filtre (Sanogo et al., 2006).

- **Extrait méthanolique**

10 g de poudre sont mélangés avec 100ml de méthanol (99.99%) puis mis sous agitation 24heures à l'abri de la lumière. Le mélange est ensuite filtré avec du papiers filtre puis séchés à l'étuve à 40°Cet à l'abri de la lumière (Naili et *al.*, 2010)

2.3.2.3. Calcule de rendement en extrait

Différents extraits sont préparés des parties choisies afin d'obtenir une activité biologique optimale. Le rendement est défini comme étant le rapport entre la masse d'extrait obtenue (M') et la masse de matière végétale utilisée (M). Il est exprimé en pourcentage selon la formule :

RDT : Rendement en extrait (%).

$$\text{RDT (\%)} = \frac{M'}{M} \times 100$$

M' : Masse d'extrait en gramme (g) ou en millilitre (ml).

M : Masse de la matière végétale sèche utilisée en gramme (g).

2.3.2.4. Quantification des métabolites

2.3.2.4. 1. Polyphénols

La méthode de Folin-Ciocalteau (Li et *al.*, 2007) a été utilisée pour le dosage des composés phénoliques totaux. L'ensemble de ces composés est oxydé par le réactif de Folin-Ciocalteau, ce dernier est constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique (WO₄) et d'acide phosphomolybdique (MoO₄) qui sont réduits en milieu alcalin lors de l'oxydation, des phénols en mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. La coloration bleue produite est proportionnelle au taux de composés phénoliques et possède une absorption maximale à 750 nm.

Cette méthode consiste à mettre un volume de 200 µl de l'extrait dans un volume de 1,5 ml du réactif Folin-Ciocalteu (dilué dix fois). Après 4 mn de réaction, un volume de 1,5 ml de Carbonate de sodium (Na₂CO₃, 5%) a été versé sur la solution et les tubes ont été placés à l'obscurité. Après deux heures, les résultats ont été lus par spectrophotométrie UV-Visible à 750 nm.

La teneur en polyphénols totaux a été déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire déduite de la courbe d'étalonnage et exprimée en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g extrait). La formule suivante permet le calcul de la teneur en phénols totaux :

$$T = c \times \frac{V \times c}{Ps}$$

T : teneur en phénols totaux, C : concentration des polyphénols en équivalent d'acide gallique déduit de la courbe, V : Volume de l'extrait, D : facteur de dilution, Ps : poids de la matière sèche.

2.3.2.4. 2. Flavonoïdes

La méthode du trichlorure d'aluminium (AlCl₃) a été utilisée pour quantifier les flavonoïdes (Bahorun et *al.*, 1996). Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (OH) libre, en position 5 qui est susceptible de donner avec le groupement CO, un complexe coloré avec le chlorure d'aluminium. Les flavonoïdes forment des complexes jaunâtres par chélation des métaux (fer et aluminium). Ceci traduit le fait que le métal (Al) perd deux électrons pour s'unir à deux atomes d'oxygène de la molécule phénolique agissant comme donneur d'électrons.

1 ml de chaque extrait (avec la dilution convenable) a été ajouté à 1 ml de la solution d'AlCl₃ (2% dans le méthanol). Après 10 mn de réaction, l'absorbance est mesurée à 430 nm. La concentration des flavonoïdes est déduite à partir d'une gamme d'étalonnage établie avec la quercétine (0- 100µg/ml).

La teneur en flavonoïdes a été déterminée à partir d'une équation de régression linéaire déduite de la courbe d'étalonnage et exprimée en milligramme équivalent de rutine par gramme d'extrait (mg ER/g extrait).

2.3.2.4.3. Tanins condensés

La méthode de détermination du taux des proanthocyanidines a été proposée par Vermerris et Nicholson (2006). Cette méthode est basée sur l'utilisation du mélange butanol/HCl. 250µl de chaque extrait ont été mélangés avec 2,5 ml d'une solution d'acide de sulfate ferreux (77 mg de sulfate d'ammonium ferrique : Fe₂(SO₄)₃ dissous dans 500 ml de (3:2 n-butanol: HCl). Après incubation à 95 °C pendant 50 minutes, l'absorbance a été mesurée à 530 nm.

$$T = \frac{A_{530 \text{ nm}} \times DF \times MW}{(\epsilon * 1)}$$

Où :

DF : est le facteur de dilution, MW : la masse moléculaire de la cyanuration (287g/mol), E : le coefficient d'extinction moléculaire (34700l/mol/cm).

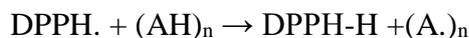
Les proanthocyanidines ont été exprimés en mg de cyanidine équivalent/100g matière sèche.

- **Evaluation de l'activité biologique**

2.3.3. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de Di-Phényl-Picryl-Hydrazyl (DPPH)

Le diphényle picryl-hydrazyle (DPPH), un radical libre stable, violet en solution et présentant une absorbance caractéristique à 517 nm. Cette couleur disparaît rapidement lorsque

le DPPH est réduit en diphényle picryl-hydrazine par un composé à propriété antiradicalaire, entraînant ainsi une décoloration (l'intensité de la coloration est inversement proportionnelle à la capacité des antioxydants présents dans le milieu donner des protons) (Sanchez-Moreno, 2002). On peut résumer la réaction sous la forme de l'équation :



Où (AH)_n représente un composé capable de céder un hydrogène au radical DPPH (violet) pour le transformer en Diphényle picryl hydrazine (jaune). Ceci permet de suivre la cinétique de décoloration à 517 nm.

Un volume de 1 ml de chaque extrait (avec dilution convenable) est incubé (30 mn) avec 5 ml d'une solution méthanolique de DPPH (33mg/l). Les absorbances à 517 nm ont été enregistrées. Les résultats obtenus pour chaque extrait testé sont comparés à ceux obtenus pour l'Acide Ascorbique pris comme un antioxydant standard. L'activité antiradicalaire est estimée selon l'équation suivante (Prakash et *al.*, 2007):

$$\text{Activité anti radicalaire (\%)} = [(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}) / \text{Abs contrôle}] \times 100$$

La concentration effective à 50%, EC50 = IC50/mg de DPPH/ml.

2.4. Analyses statistiques

La partition de la variance est estimée entre les populations par l'analyse statistique de la variance (ANOVA) en utilisant le Type III (SPSS V. 21) pour le calcul des sommes des carrées. Les groupes homogènes de provenances concernant chaque paramètre mesuré sont séparés par le test de *Tukey*. Une classification ascendante hiérarchique (CAH) en clusters a été réalisée en utilisant la distance de Ward. Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée pour établir les corrélations entre les paramètres climatiques, pédologiques et morphométriques avec les trois populations de câpres étudiées à l'aide du logiciel XLSTAT.

Chapitre 3 :

Résultats et discussions

1. Caractérisation morphologique du câprier

1.1. La feuille :

Les résultats d’analyse de la variance ont indiqué qu’il y a des différences significatives pour tous les traits foliaires entre les trois populations du câprier ($p < 0,001^{***}$).

Tableau 03 : Analyse de la variance des mesures des feuilles du *Capparis spinosa* L. de l’ouest Algérien.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Longueur du limbe	719,82	2	359,91	39,454	0***
Largeur du limbe	916,024	2	458,012	35,241	0***
Longueur du pétiole	68,317	2	34,158	13,551	0***

1.1. Longueur

La longueur des limbes foliaires des individus du *Capparis spinosa* collectés de diverses provenances semble extrêmement variable ($P < 0,001^{***}$, Tableau 3).

La caractérisation morphologique des feuilles indique que les limbes des feuilles de la population de Taghith les plus longues avec une moyenne de $35,62 \pm 3,47$ mm ; cependant les valeurs minimales ont été enregistrées chez la population de Mghila avec une moyenne de $28,75 \pm 3,03$ mm (Figure 23).

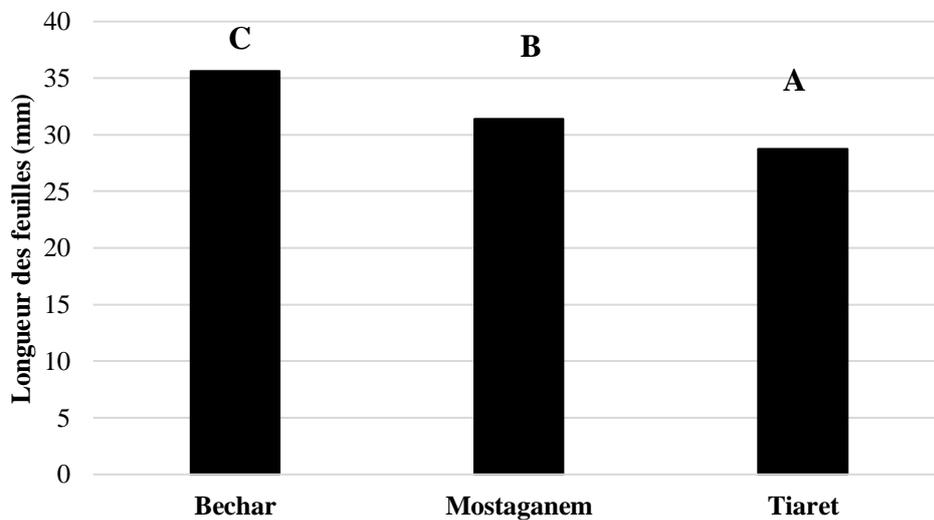


Figure 23: Variation des longueurs des feuilles pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l’ouest Algérien.

1.2. Largeur

La largeur des limbes foliaires des plantes du câprier semble également être très variable ($P < 0,001^{***}$, Tableau 3).

Les largeurs des limbes fluctuent largement autour d'une moyenne $34,823 \pm 3,816$ mm. Cette moyenne est comprise entre une valeur minimale de $31,845 \pm 3,754$ mm enregistrée dans la région de Taghith et une valeur maximale de $39,24 \pm 3,89$ mm enregistrée dans la région de Sidi Belattar, avec un coefficient de variation de 11,032% (Figure 24).

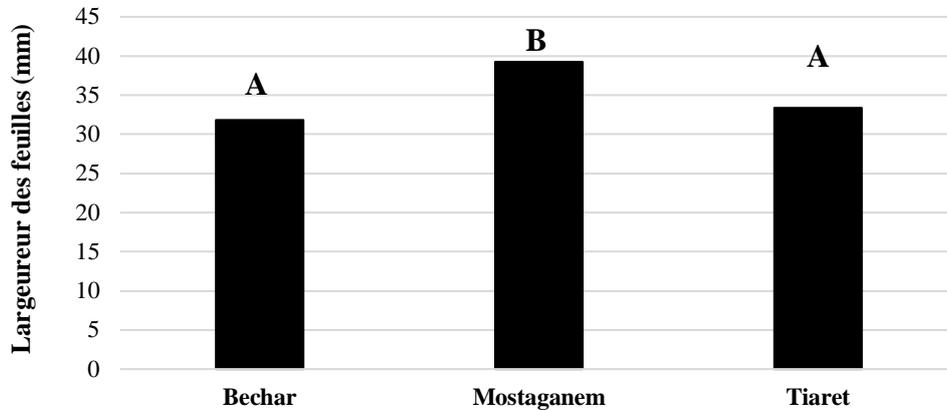


Figure 24: Variation des largeurs des feuilles pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.3. Longueur du pétiole

La longueur du pétiole est pareillement variable entre les régions sélectionnées ($P < 0,001^{***}$, Tableau 03). La valeur minimale a été enregistrée chez les pétioles de la population de Mghila (Tiaret) en moyenne de $9,33 \pm 1,87$ mm, alors que les pétioles des feuilles de la population de Sidi Belattar (Mostaganem) présentent les valeurs maximales en moyenne de $11,30 \pm 2,02$ mm.

La longueur moyenne pour l'ensemble des populations est autour de $10,08 \pm 1,924$ mm), tandis que le coefficient de variation de ce paramètre est de l'ordre de 19,15 % (Figure 25).

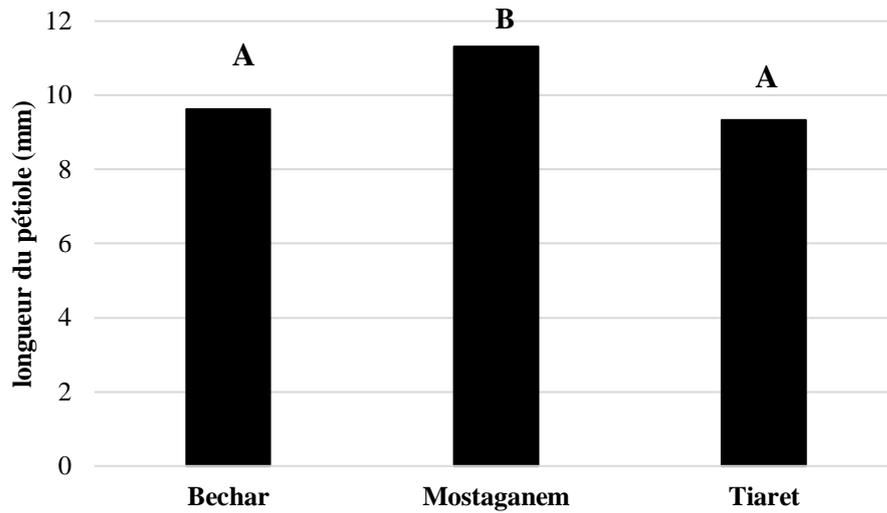


Figure 25: Variation de la longueur du pétiole pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.2. Les fruits :

Les résultats d'analyse de la variance ont indiqué des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les longueurs des fruits et les longueurs des pédoncules et les poids des fruits entre les trois populations du câprier, mais aucune variation significative a été démontré entre les largeurs des fruits ($P > 0,05$).

Tableau 04 : Analyse de la variance des mesures des fruits du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Longueur de fruit	920,85	2	460,425	24,582	0***
Largeur de fruit	66,241	2	33,12	1,256	0,292 ns
Longueur de pédoncule	4167,59	2	2083,8	17,989	0***
Poids de fruit	118,689	2	59,344	17,174	0***

1.4. Longueur

Les longueurs des fruits obtenues sont très variables ($P < 0,001$ ***, Tableau 04) entre toutes les plantes du câprier étudiées. La valeur moyenne de cette longueur fluctue autour de $39,92 \pm 5,16$ mm, elle comprise entre une valeur minimale de $35,41 \pm 6,63$ mm enregistrée chez les fruits de la population de Taghith (Bechar) et une valeur maximale de $42,433 \pm 4,15$ mm enregistrée chez les fruits de sidi Belattar (Mostaganem).

L'hétérogénéité estimée pour ce caractère par la mesure du coefficient de variation de moyenne de 13,25 % (Figure 26).

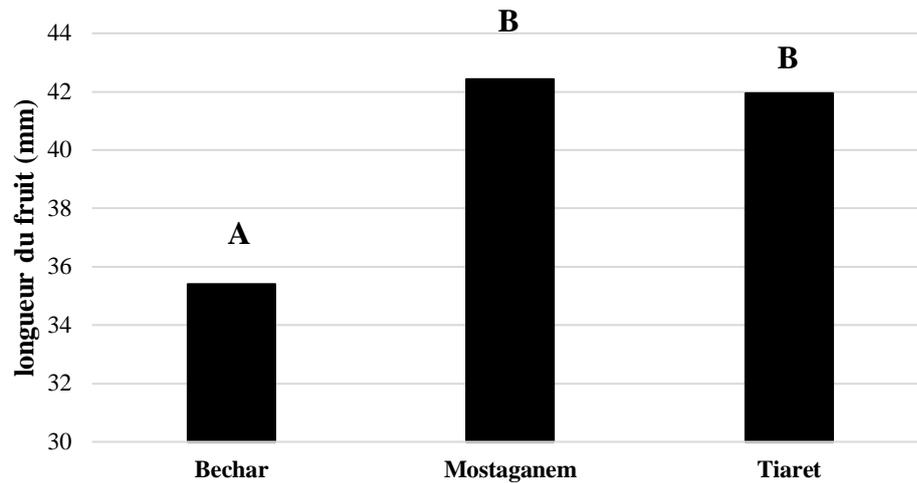


Figure 26 : Variation des longueurs des fruits pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.5. Largeur

Les populations du câprier étudiées ne montrent aucune variation significative pour le caractère largeur des fruits ($P > 0,05$). Il est varié entre $18,431 \pm 1,79$ mm et $20,29 \pm 2,32$ mm. Les largeurs des fruits les plus élevées étaient enregistrées chez la population de Taghith (Bechar), tandis que les plus faibles étaient enregistrées chez la population de Mghila (Tiaret) en moyenne de $18,431 \pm 1,795$ mm (Figure 27).

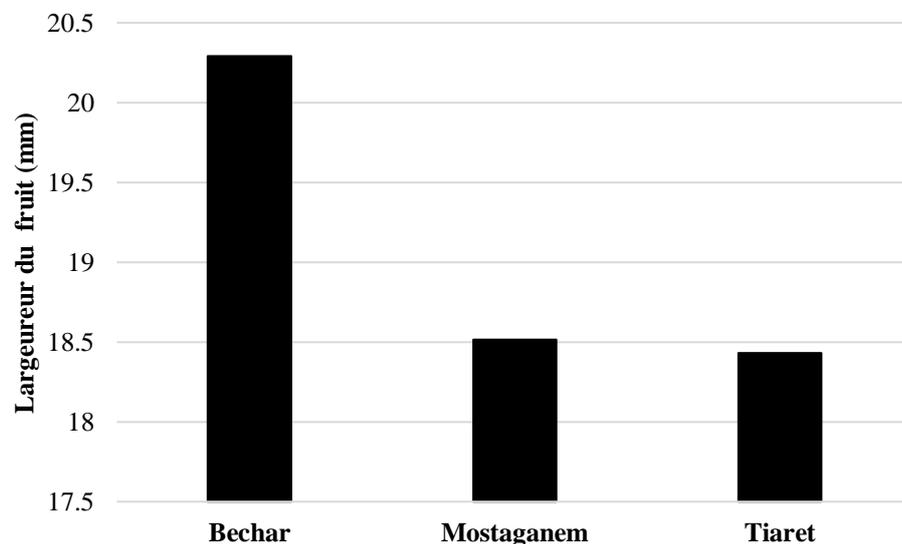


Figure 27: Variation des largeurs des fruits pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.6. Longueur de pédoncule

Les longueurs des pédoncules varient considérablement autour d’une valeur moyenne de 54,12mm pour l’ensemble des sites d’échantillonnage. Cette variation est comprise entre une valeur maximale de 79,55±12,26mm enregistrée dans la région de Taghith (Bechar), et une valeur minimale de 62,94±10,66mm enregistrée chez les pédoncules de Sidi Belattar (Mostaganem) avec un coefficient de variation (14,45%) (Figure 28).

Le test de comparaison des moyennes de Tukey a fait ressortir trois groupes homogènes (Tableau6, annexe 1).

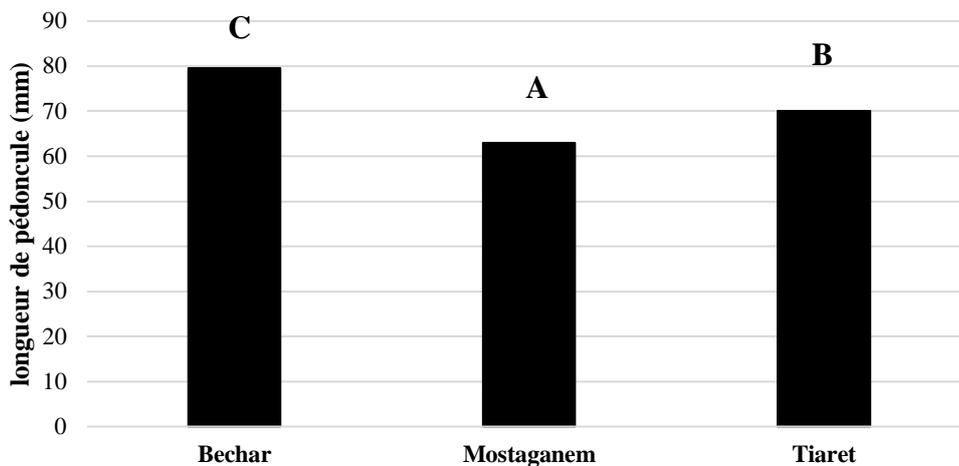


Figure 28 : Variation des longueurs de pédoncule des fruits pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l’ouest Algérien.

1.7. Poids de fruit

La variation des poids des fruits entre les différentes populations du câprier (*Capparis spinosa* L.) est illustrée dans la (Figure 29). La moyenne de cette mesure oscille entre 8,567±2,25 et 11,06±2,74g. Les fruits de la population de Taghith (Bechar) avaient les poids les plus élevées, à l’opposé les fruits de la population de Mghila (Tiaret) avaient des fruits les plus légers.

Deux groupes homogènes ont été séparés par le test de comparaison des moyennes (Tableau 4, annexe 1).

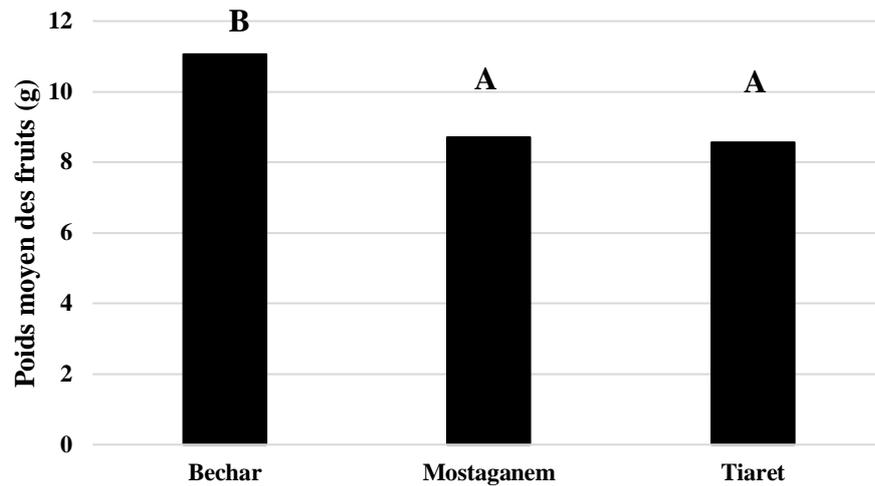


Figure 29 : Variation de poids des fruits pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.8. Nombre du grain par fruit

D'après la figure 30, le nombre des graines par fruit varie autour d'une moyenne de $148,21 \pm 35,56$. Il était marqué que la population de Taghith est caractérisée par le nombre des graines le plus élevé $157,26 \pm 40,20$, tandis que le plus faible $135,067 \pm 37,39$ est rencontré au niveau des fruits de Mghila (Tiaret). Le coefficient de variation de ce paramètre est à l'ordre de (19,09 à 27,68%). La séparation des groupes homogènes par le test Tukey fait apparaître deux groupes homogènes (Tableau 10, annexe1).

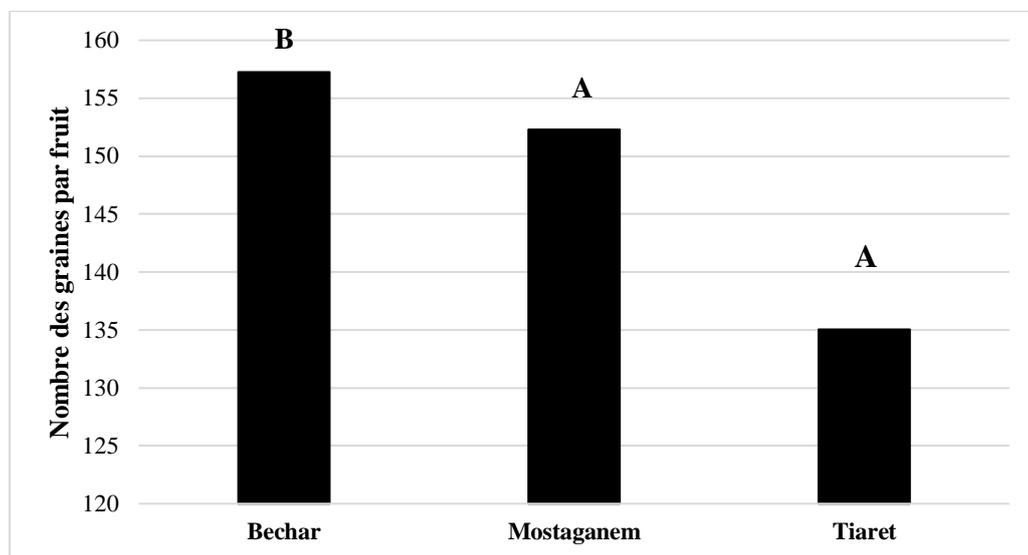


Figure 30: Variation de nombre de graines par fruit pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.3. Les grains

Une grande variation a été observée pour les mesures : longueurs et largeurs et le poids de mille graines et le nombre des graines par fruit entre les différentes provenances qui semblent enregistrer une hétérogénéité pour ce caractère ($p < 0.001$).

Tableau 05: Analyse de la variance des mesures des graines du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Longueur du grain	1,979	2	0,989	19,464	0***
Largeur du grain	1,564	2	0,782	13,088	0***
Nombre des grains par fruit	8144,96	2	4072,48	3,6	0,033*
Poids de mille grains	124,137	2	62,068	25,229	0***

1.3.1. Longueur

La variation entre les longueurs des graines est très hautement significative entre les trois populations du câprier ($p < 0,001$, tableau 05).

La valeur moyenne pour ce paramètre s'étale entre $3,46 \pm 0,20$ et $3,11 \pm 0,22$ mm, où les graines les plus longues ont été trouvées chez la population du Sidi belattar (Mostaganem) en moyenne de $3,465 \pm 0,203$ mm, à l'opposé les graines de la population de Taghith (Bechar) présentent des longueurs les plus courtes en moyenne de $3,11 \pm 0,22$ mm. Le coefficient de variation est faible 6,39%.

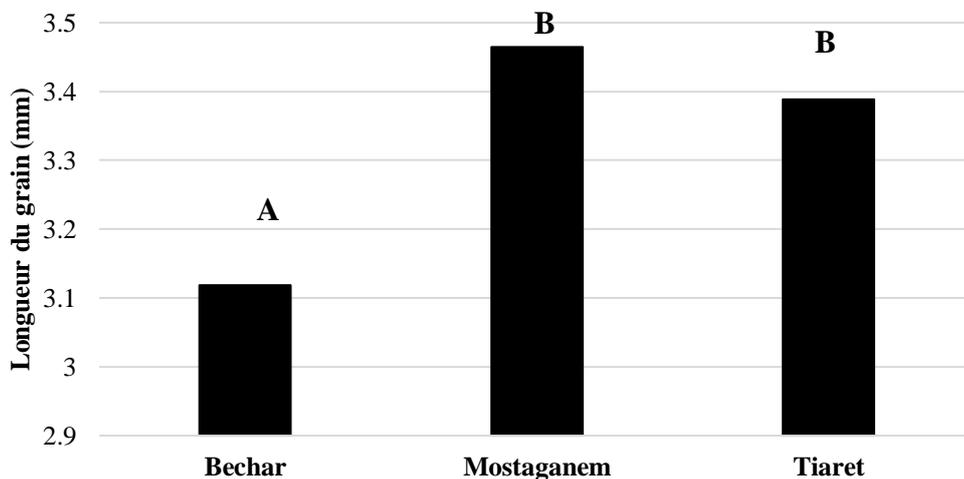


Figure 31 : Variation des longueurs des graines pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.9. Largeur

Les largeurs des graines sont pareillement variables entre toutes les plantes du câprier, tandis que la variation est très hautement significative ($P < 0,001$ ***, tableau 05). La valeur moyenne de ce paramètre change entre une valeur minimale de $2,55 \pm 0,24$ mm enregistrée dans

la région de Taghith (Bechar) et une valeur maximale de $2,84 \pm 0,245$ mm enregistrée chez les graines de Mghila (Tiaret). La longueur moyenne est autour de $2,73 \pm 0,23$ mm, tandis que la variance et le coefficient de variation sont de l'ordre de 7,34 et 9,40 % respectivement (Figure 32).

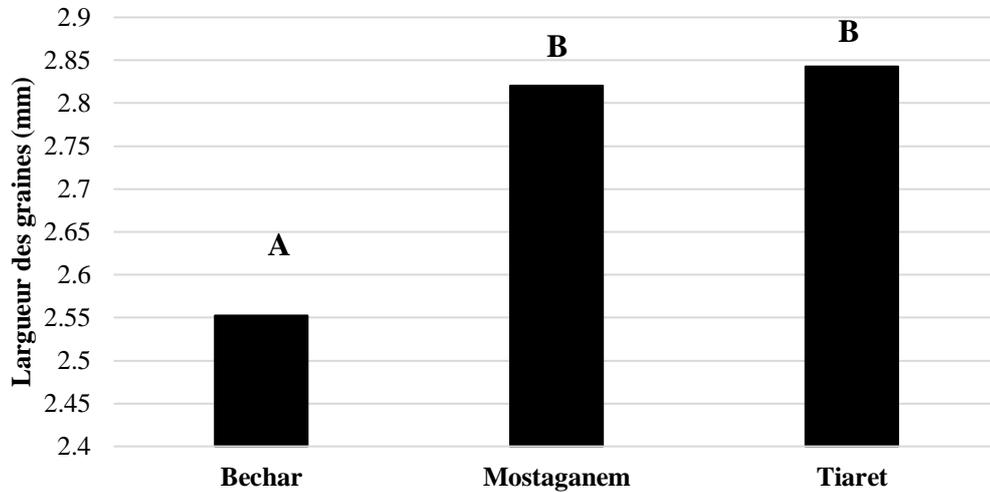


Figure 32: Variation des largeurs des graines pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.10. Poids de mille grains

La variation entre les poids de mille grains est très hautement significative entre les trois populations du câprier ($p < 0,001$, tableau 05).

Le poids de mille grains varie autour d'une moyenne de $10,53 \pm 1,72$ g qui oscille entre un poids faible de $9,41 \pm 1,11$ g au niveau de la population de Mghila (Tiaret), et un poids plus élevé de $12,15 \pm 1,75$ g enregistré dans la population de Sidi belattar (Mostaganem) (Figure 33).

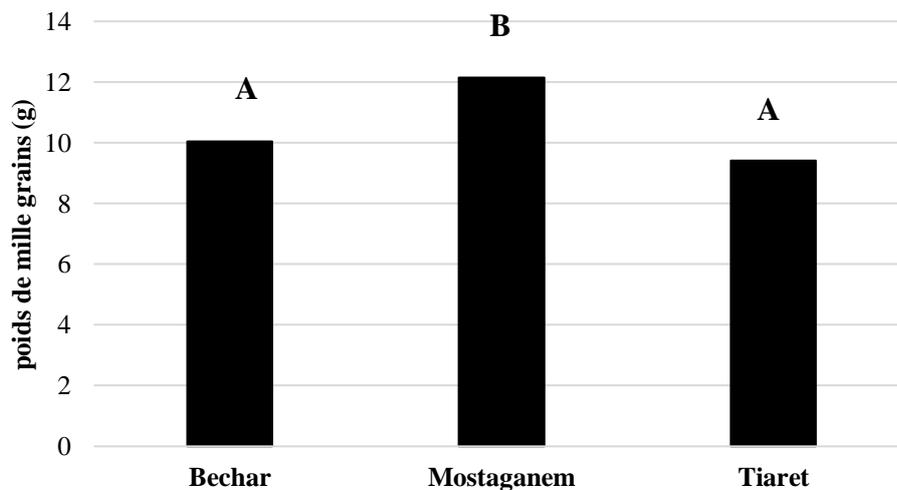


Figure 33: Variation du poids de mille grains les trois populations du *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien.

1.4. La classification hiérarchique

La classification hiérarchique (utilisant la distance de Ward) en mesurant la distance entre les caractères morphologiques pour les trois populations du *Capparis spinosa* L. a indiqué l'existence de deux clusters :

Le premier cluster a regroupé les deux populations du câprier de Sidi Belattar et de Mghila. Ces populations sont situées dans l'ouest Algérien et partagent les mêmes caractéristiques du sol (texture limoneuse, teneurs en calcaire et en matière organique, un rapport de salinité), et les mêmes conditions pluviométriques (précipitations, des températures moyennes et) et climatique (semi-aride) (Figure 34).

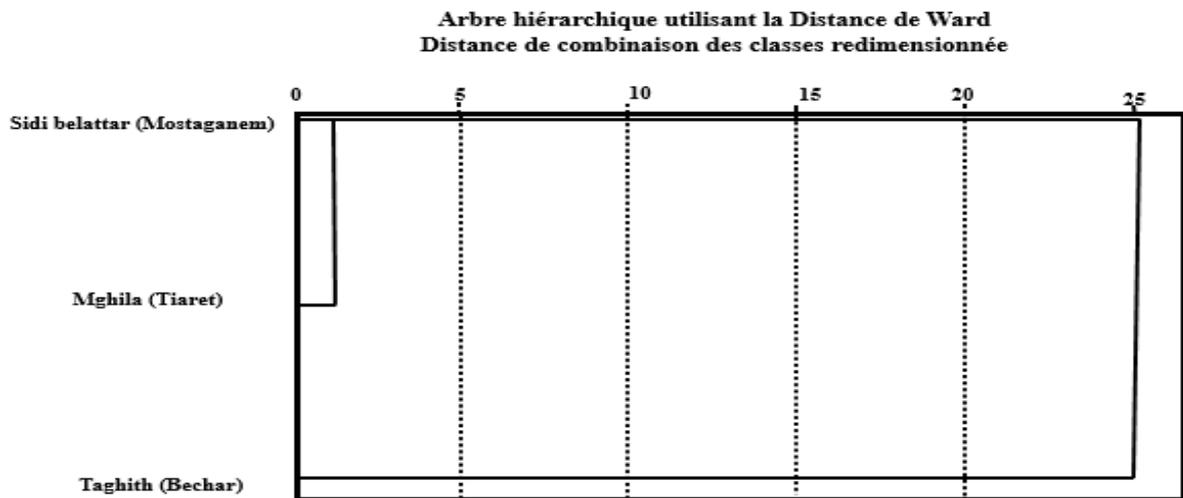


Figure 34: Dendrogramme de trois populations naturelles de *Capparis spinosa* L. de l'ouest Algérien en utilisant la distance de Ward.

Le deuxième cluster est représenté par la population de Taghith qui se caractérise par un climat saharien, à des températures plus élevées et aux précipitations annuelles faible, également située dans des hautes altitudes. Elle présente aussi un sol pauvre en matière organique, d'une texture sableuse et un pH alcalin.

1.5. Analyse en composantes principales

Une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée sur les caractères morphologiques mesurés afin d'étudier leurs relations avec les variables environnementales des populations étudiées.

Les deux premiers axes expliquent environ (83,31%) de la variation. La majorité des variables sont bien représentés sur le premier axe avec un pourcentage (56,44%) par rapport au deuxième axe qui avait un pourcentage de (26,87%) dans la séparation et le regroupement des variables (Figure 35).

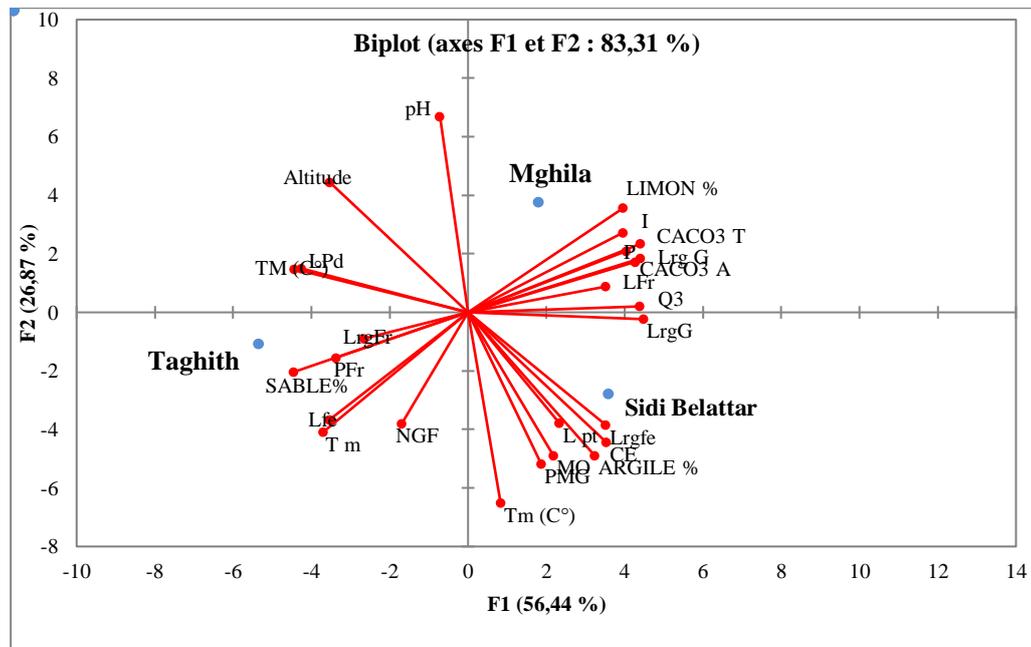


Figure 35: Analyse en composantes principales (ACP) élaborée sur les caractères morphologiques mesurés et leurs relations avec les variables environnementales des populations étudiées.

La projection des populations sur le premier axe a fait ressortir deux groupes l'un dans le sens positif regroupe les deux populations de Mghila (Tiaret), Sidi Belattar (Mostaganem) qui étaient caractérisées par des moyennes des longueurs de fruits et de pétioles et les largeurs de feuilles et de graines et le poids de mille grains les plus proches. Dans le sens opposé regroupe la population de Taghith (Béchar) région saharienne, qui se caractérise par des feuilles et des fruits les plus larges et longueurs de pédoncules et le nombre des grains par fruits les plus élevés.

Concernant le deuxième axe, la population de Mghila (Tiaret) apparaisse du côté positif, qui se caractérise par les longueurs de fruits et les pédoncules les plus petits ; et dans le sens opposé les populations de Taghith et Sidi Belattar ont les feuilles et de pétioles les plus longs et les feuilles et les fruits les plus larges et le poids des fruits et le poids de mille grains et le nombre des grains par fruit les plus élevés.

1.6. Discussion

Les trois populations du câprier collectées à partir de l'ouest Algérien présentent des différences significatives pour tous les paramètres morphologiques mesurés. L'étude a montré des corrélations significatives ($P < 0,05$), et hautement significatives ($P < 0,01$) entre ces caractères étudiés (Tableau 1, annexe 03).

Notre analyse a été complétée par une analyse en composante principale (ACP) et la classification hiérarchique par distance de Ward dont l'objectif était de déterminer si des corrélations peuvent être établies entre les paramètres morphologiques mesurées chez les plantes du câprier et les variables environnementales. Nos résultats suggèrent l'existence de deux groupes morphologiques au sein des populations étudiées, qui sont distribués selon le gradient bioclimatique. Le premier regroupe les populations de climat semi-aride « Sidi Belattar et de Mghila » ; et le deuxième comprend la population de Taghith du climat aride.

Nos résultats de la caractérisation morphologique, montrent une divergence entre les feuilles, les fruits et les graines des populations naturelles du câprier de l'ouest Algérien. Les paramètres morphologiques de nombreuses espèces sont fortement influencés par des facteurs génétiques et environnementaux. Les variations morphologiques peuvent être présentées comme des stratégies d'adaptation des plantes aux différentes pressions de sélection (Rhim et *al.*, 2012), qui pourraient tromper la perception des différences génétiques pour les espèces (Saifi et *al.*, 2010).

Les populations de Taghith et Sidi Belattar sont considérées comme les meilleures populations morphologiquement. Les câpres de Sidi Belattar sont caractérisées par les longueurs, les largeurs des feuilles et des fruits et les poids des fruits les plus élevés. Cependant, la population du Taghith présente des feuilles les plus longues, et des fruits plus larges aux pédoncules les plus longs, et aux poids et nombre des grains par fruit les plus élevés. Cette région est caractérisée par un climat saharien, dont les températures dépassant les 40°C et des précipitations rares. Néanmoins, nous avons marqué un décalage dans le cycle phénologique de la plante pour l'ensemble des régions prospectées (au mois d'Avril). Tandis que, nous avons trouvé quelques arbustes du câprier de la région de Taghith au stade floraison-fructification «fruits immatures». Alors que, les arbustes du câprier des régions de Mghila et Sidi Belattar étaient au stade végétatif, ce développement rapide est dû probablement à l'impact du climat. Selon Sozzi et Vicente (2003), les plantes généralement terminent leur cycle de vie et arrivent à maturité lorsqu'elles accumulent leurs besoins en température, ils ont rapporté que la température est le principal facteur environnemental affectant la floraison des câpres, ce que résulte par conséquent une corrélation positive entre ce facteur et la productivité des câpres.

Les coefficients de variation ont varié de 6,39 % pour la longueur de la graine à 24,11% pour le nombre des grains par fruit. Selon Ozbek et Kara (2013), les facteurs éco-géographiques ont un effet significatif sur la diversité génétique des *Capparis*. En concordance avec d'autres travaux qui ont été mené sur la variabilité morphologique du câprier, Saifi et *al.*

(2010) montrent un niveau très élevé du polymorphisme dans les populations naturelles du câprier marocain. Également, autres études portées sur les écotypes tunisiens de *Capparis spinosa* L. réalisées par Tlili et al. (2011b) sur 15 populations et par Rhimi et al. (2012) sur 17 populations, ont révélés l'existence d'une hétérogénéité chez cette espèce. D'autres études réalisées par Saadaoui et al. (2013) et Bourhim et al. (2021) montrent une très grande diversité pour la même espèce. Cette diversité peut être expliquée par divers facteurs, tels que la plasticité phénotypique, les différenciations géographiques et écologiques, les modifications topographiques et le processus d'hybridation qui favorise le phénotype intermédiaire *Capparis spinosa* présente des changements morphologiques considérables, cette énorme variabilité suggère qu'il existe une structure complexe au sein des formes sauvages du *Capparis spinosa* (Chedraoui et al., 2017).

Les valeurs moyennes des longueurs et largeurs des limbes des feuilles et leurs pétioles sont comparées aux travaux d'El amri et leurs collaborateurs (2019), faites sur le câprier collecté à partir de deux régions Marocaines, les moyennes enregistrées de l'ordre respectivement $30,81 \pm 1,215$; $22,397 \pm 0,438$; $5,353 \pm 0,719$ mm à Fez, et de $29,46 \pm 0,451$; $20,633 \pm 0,354$; $4,497 \pm 0,505$ mm à Saf. Bina et Bostani (2016) ont enregistré des moyennes pour les mêmes mesures respectivement 24,8 ; 20,4 ; 6,5 mm du câprier de sud de Tehran. En outre, Gristina et al. (2014) ont enregistré des moyennes des longueurs des feuilles et leurs pétioles pour les sous espèces *Spinosa* 36,8 ; 6,9 mm et *Rupestris* 39,51 ; 9,35 mm respectivement, qui sont proches de nos résultats.

On observe des corrélations négatives et hautement significatives entre les longueurs de la feuille et les longueurs du fruit ($r = -0,477^{**}$) ; et aux longueurs ($r = -0,318^{**}$) et largeurs ($r = -0,339^{**}$) de la graine. Contrairement aux ses largeurs, sont corrélés significativement aux longueurs et largeurs de la graine, et au PMG respectivement ($r = 0,402^{**}$; $r = 0,209^{**}$; $r = 0,321^{**}$). Plus le pétiole est long plus le limbe de la feuille devient plus long ($r = 0,248^{**}$) et plus large ($r = 0,482^{**}$). Mais ce n'est pas le cas aux longueurs des pédoncules, qui présentent des corrélations négatives et significatives aux largeurs des feuilles ($r = -0,398^{**}$) ; aux longueurs et largeurs du fruit ($r = -0,212^{*}$; $r = -0,310^{**}$) ; et aux longueurs et largeurs et PMG des graines ($r = -0,347^{**}$; $r = -0,292^{**}$; $r = -0,312^{**}$).

En outre, les dimensions des fruits (longueur et largeur du fruit), le poids de fruits, la longueur du pédoncule et le nombre des grains par fruit étaient comparables à ceux obtenus par Bina et Bostani (2016) qui ont signalé des moyennes respectives de 32,99 mm ; 17,76 mm ; 5,33 g ; 7,51 cm ; 232,84 graines/fruit. Le poids de fruit présent une corrélation très hautement

significative à sa longueur ($r=0,266^{**}$) ; et à sa largeur ($r=0,332^{**}$) ; au poids de mille grains ($r=0,179^*$) ; au nombre des grains par fruit ($r=0,542^{**}$). Mais, il est négativement et significativement corrélé avec les longueurs du pétiole ($r=-0,189^*$), et aux largeurs des feuilles ($r=-0,276^{**}$). Donc, les poids des fruits-sont liés aux variations des dimensions des fruits et des graines et les feuilles

La description morphologique des graines est une étape exigée pour l'analyse de la biodiversité dans les populations naturelles aussi bien qu'un aspect important pour les études génétiques, taxonomiques et de biodiversité (Saadaoui et al, 2013). Des différences ont été également notées pour les mesures des graines du câprier (longueurs, largeurs et poids de mille grains). Nos résultats étaient également comparables à ceux menés par Tlili et al. (2011_b), ont enregistré des moyennes respectivement $3,45\pm 0,30$; $2,86 \pm 0,27$; $10,14\pm 2,46$ g pour les graines du câprier tunisien. Également, Hacisferoğullari et al. (2011) ont signalés des moyennes des longueurs $3,76\pm 0,02$; $3,68\pm 0,02$ mm, et des largeurs $3,04\pm 0,02$; $2,98\pm 0,023$ mm et le PMG $11,96\pm 0,11$; $12,76\pm 0,13$ g des graines des espèces *Capparis spinosa* et *ovata* respectivement. Elamri et al. (2019), ont rapportés des moyennes respectives pour les longueurs et largeurs des graines de deux régions marocaines de $8,65\pm 0,16$ mm et $7,97\pm 0,16$ mm à Fez et de $7,89\pm 0,11$ mm et $7,44\pm 0,22$ mm à Safi. Ozcan et al. (2004) ont enregistré des moyennes de $10,34\pm 0,159$ mm et $9,21\pm 0,141$ mm pour les longueurs et les largeurs des graines du *Capparis* en Turquie. Akgül & Özcan (1999) ont trouvés des moyennes du PMG $10,83$; $6,53$ g pour les espèces *Capparis spinosa* et *ovata* respectivement.

Les études de Tlili et al. (2011_b) réalisées sur le câprier cueilli en Tunisie, montrent une importante variation dans les poids des graines comparée à nos résultats, ils ont signalés que cette variation est influencée probablement par l'environnement des plantes mères, comme elle peut être affectée par des variables internes. En effet, le poids de mille grains est corrélé significativement avec la longueur du pétiole ($r=0,259^{**}$), longueurs et largeurs de la graine ($r=0,347^{**}$; $r=0,332^{**}$), ces deux derniers paramètres sont corrélés très hautement significative entre eux ($r=0,597^{**}$). Nous avons enregistré également des corrélations significatives ($r=0,242^*$; $r=0,301^{**}$; $r=0,193^*$) entre les longueurs des fruits avec les longueurs et les largeurs et le PMG des graines respectivement, plus le fruit plus long, les graines plus longues et plus larges et par conséquent, son poids devient élevé. Ozbek et Kara (2013) ont signalés que les graines portent des caractères taxonomiques importants qui pourraient être utilisés pour différencier les populations du câprier avant une autre analyse détaillée.

2. Caractérisation phytochimique du câprier

Tableau 06 : Analyse de variance des indices physico-chimiques des huiles des graines de trois populations du *Capparis spinosa* L. provenant de l'ouest Algérien.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Graines du câprier					
Teneur en huile (%)	369,696	2	184,848	28,795	0***
Teneur en fibre (%)	31,89	2	15,945	25,669	0***
Teneur en cendre (%)	41,299	2	20,649	15,29	0,001**
Huile du câprier					
Indice de réfraction	4,93E-06	2	2,47E-06	7,4	0,008*
Indice d'acide (mg KOH/g MG)	117,778	2	58,889	40,488	0***
Acidité (mg KOH/g MG)	26,579	2	13,289	38,003	0***
Indice de saponification	3729,75	2	1864,88	2,823	0,099 ns
Indice d'ester	3925,7	2	1962,85	3,043	0,085ns
Indice de peroxyde (még O2/kg MG)	2,368	2	1,184	1,247	0,322ns
Pourcentage d'altération (%)	75,748	2	37,874	35,314	0***

2.1. Caractérisation des graines du câprier

2.1.1. Teneur en huile des graines du câprier

Les résultats obtenus ont montré que le facteur population entraine une influence très hautement significative sur le rendement en huile des graines du *Capparis spinosa* L. ($P \leq 0,001$, tableau 06).

La séparation des groupes par le test Tukey, a révélée l'existence de deux groupes homogènes. Le premier (a) regroupe la population de Taghith-Bechar qui présente le rendement le plus faible de l'ordre de 21,53%. Tandis que, les rendements bruts les plus élevés sont de l'ordre de (30,79 à 32,99%) représentés par le deuxième groupe homogène (b) qui rassemble les populations de Mghila-Tiaretet Sidi belattar- Mostaganem respectivement (Figure 36).

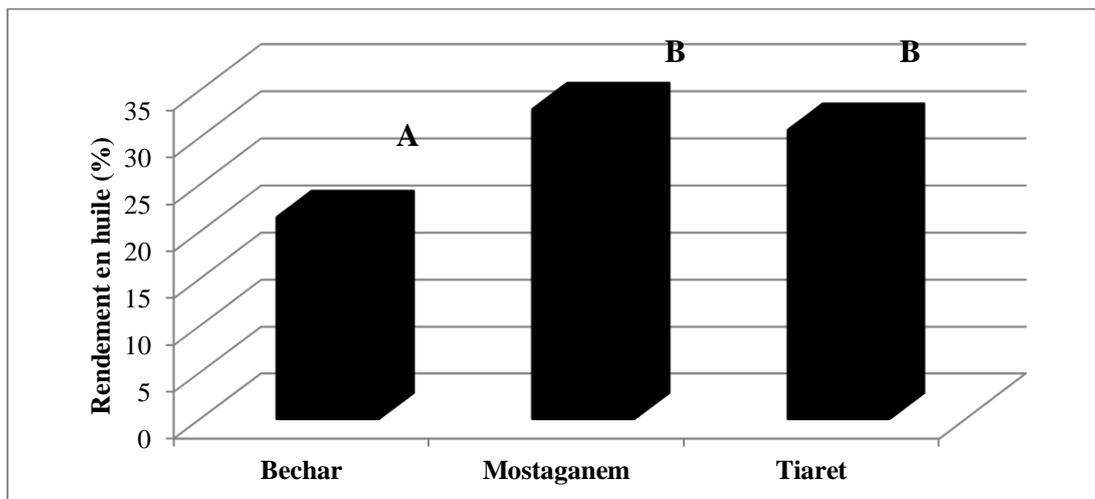


Figure 36 : Variation du rendement en huiles des graines des différentes populations du *Capparis spinosa* L.

2.1.2. Détermination du taux de fibres

Selon les résultats d’analyse de la variance, les teneurs en fibres dans les graines du *Capparis spinosa L.* de l’ouest Algérien, diffère très hautement significativement d’une population à l’autre ($P \leq 0,001$, tableau 06). L’analyse des résultats indique que le taux le plus élevé en fibres a été enregistrée chez la population de Taghith-Bechar $5,427 \pm 0,352\%$. Alors que, le plus faible a été observé dans les graines de la population de Sidi belattar- Mostaganem en moyenne de $1,92 \pm 0,35\%$ (figure 37).

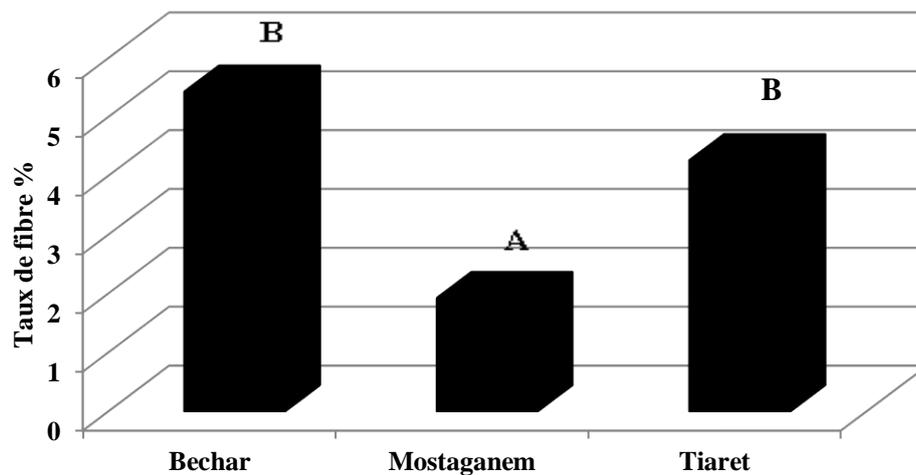


Figure 37 : Variations des teneurs en fibres dans les graines des trois populations du *Capparis spinosa L.* de l’ouest Algérien.

2.1.3. Détermination du taux de cendres

Les résultats de la variation des teneurs en cendre dans les graines du *Capparis spinosa L.* sont représentés dans la figure 21. Les teneurs en cendres sont variables ($P \leq 0,01$), et diffèrent d’une population à une autre (Tableau 06). Les résultats indiquent que les graines de la population de Sidi belattar- Mostaganem, comparé aux deux autres populations, présentent le taux le plus élevé en cendres qui est de l’ordre de $10,41 \pm 0,52\%$. Alors que, le plus faible est présenté par la population de Taghith-Bechar avec une valeur enregistrée de l’ordre de $6,598 \pm 0,52\%$ (Figure 38).

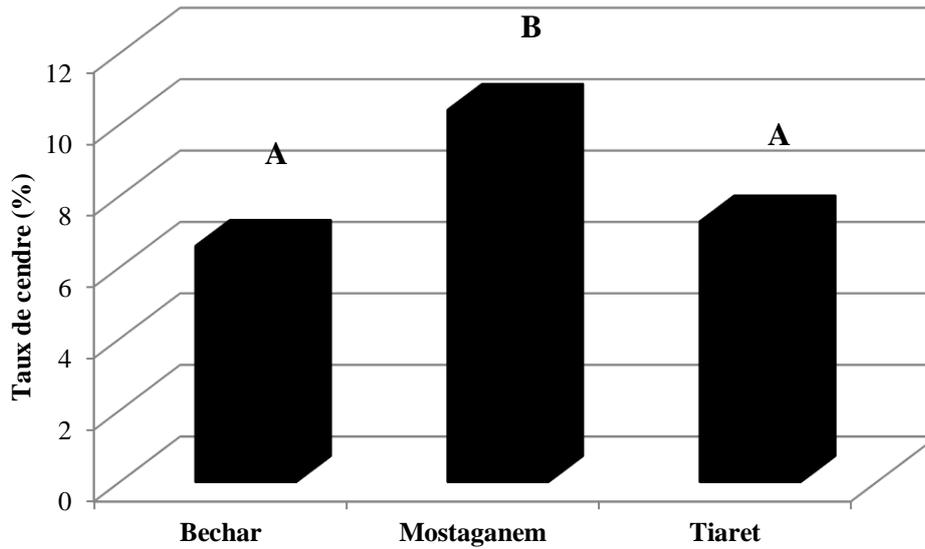


Figure 38 : Variations des teneurs en cendre dans les graines des trois populations du *Capparis spinosa* L. de l’ouest Algérien.

2.2. Caractérisation physico-chimique d’huile du câprier

2.2.1. Indice de réfraction

Les résultats des indices de réfraction sont illustré dans la (figure 39). Les valeurs moyennes de cet indice vacillent en fonction de population ($P < 0,01$) (Tableau 06), sont de l’ordre de 1,467 pour les l’ensemble des populations étudiées.

Les résultats de séparation des groupes homogènes par le Test Tukey révèlent l’existence de trois groupes : le premier (a) regroupe la population de Sidi belattar-Mostaganem qui présente un indice de réfraction 1,467, et un deuxième regroupe la population de Taghith-Bechar (b) en moyenne de l’ordre de 1,468, et un troisième groupe (ab) chevauchant rassemble la population du Mghila-Tiaret par une valeur moyenne de 1,467.

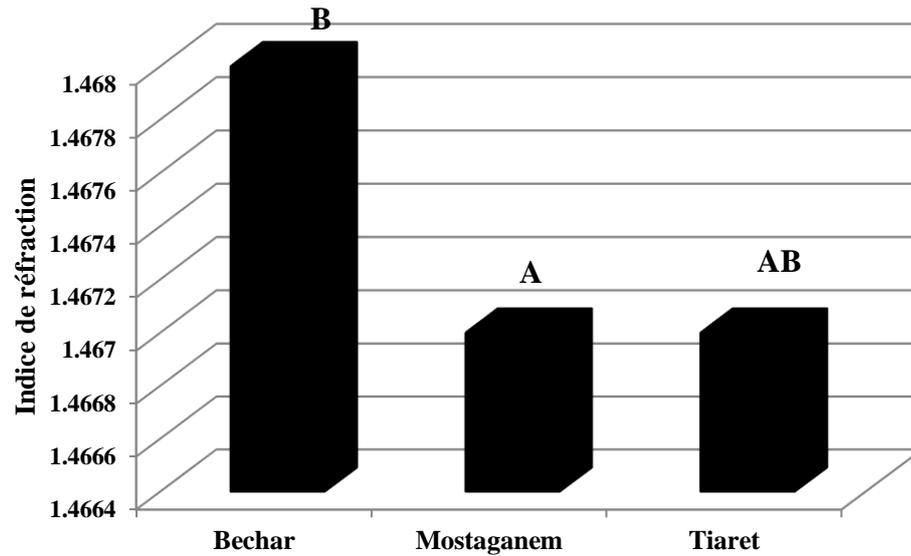


Figure 39 : Variation d'indice de réfraction d'huile des graines du *Capparis spinosa L.*

2.2.2. Indice d'acide

Les résultats d'indice d'acide d'huile des graines du câprier se révèlent variables (Figure 40). Ainsi, on note une influence très hautement significative ($P \leq 0,001$) de facteur population sur cet indice (Tableau 06). Cependant, l'indice d'acide le plus faible a été enregistré chez la population de Taghith-Bechar avec une valeur moyenne de $2,693 \pm 0,539$ mg KOH/g d'huile, classée dans un groupe homogène et individuel (a). En outre, les valeurs les plus élevées d'indice acide sont de l'ordre de $8,228 \pm 0,539$; $8,976 \pm 0,539$ mgKOH/g d'huile, enregistrées respectivement chez les populations de Sidi belattar- Mostaganem et Tiaret, de ce fait, classées, selon le test Tukey, dans le même groupe homogène (b).

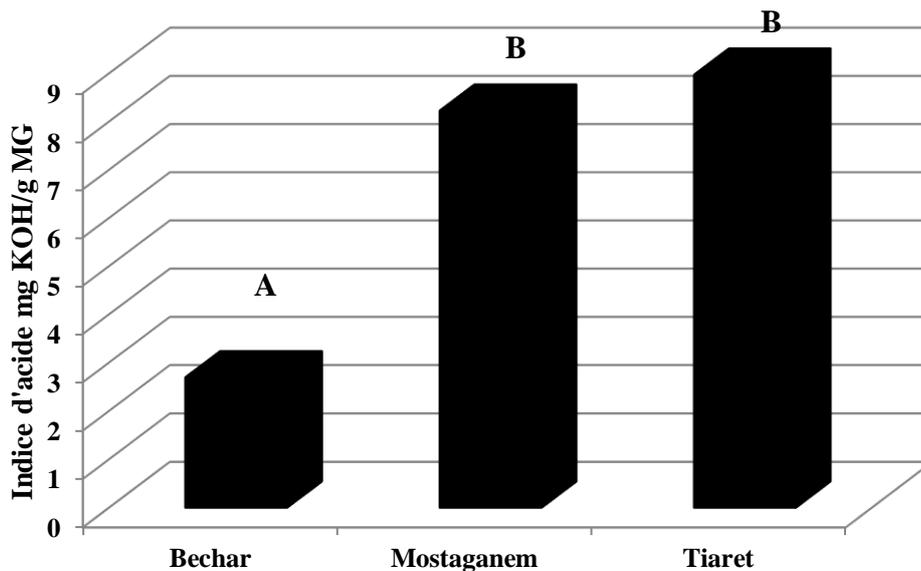


Figure 40 : Variation d'Indice d'acide d'huile des graines du *Capparis spinosa L.*

2.2.3. Acidité

Les résultats moyens (Figure 41) indiquent que l'huile de *Capparis spinosa* se définit par une forte acidité. En effet, l'acidité moyenne de l'huile des trois populations est de l'ordre de $3,366 \pm 0,264$ mg KOH/g d'huile. Toutefois, des variations ont été constatées entre les populations étudiées ($P \leq 0,001$; Tableau 06). L'examen des valeurs obtenues, indique que l'huile des graines des deux populations, Sidi belattar- Mostaganem et Mghila-Tiaretse distingue par l'acidité la plus élevée avec une valeur de $4,11 \pm 0,26$ et $4,48 \pm 0,26$ mg KOH/g d'huile respectivement, contrairement à celui de Taghith-Bechar possède une acidité faible $1,496 \pm 0,264$ mg KOH/g d'huile.

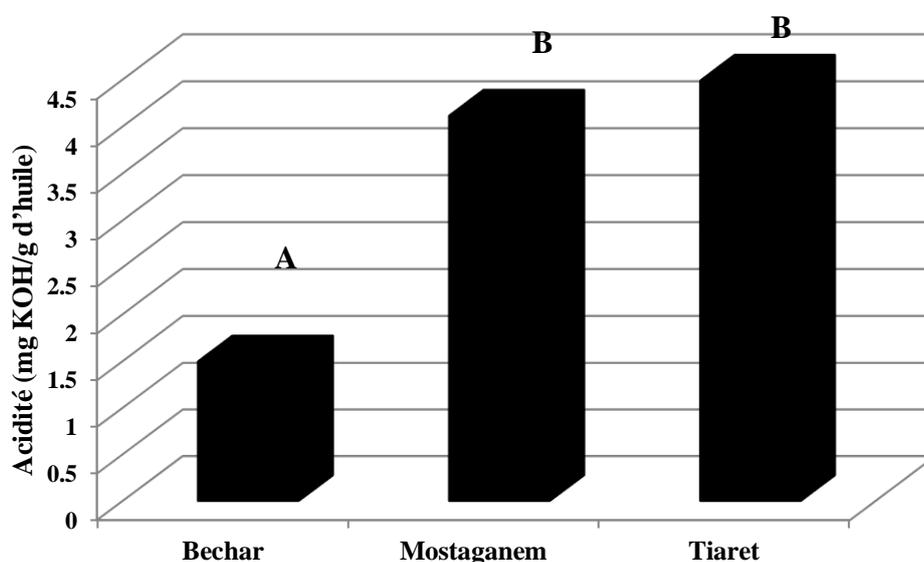


Figure 41 : Variations d'acidité de l'huile des graines du *Capparis spinosa* L.

2.2.4. Indice de peroxyde

L'analyse de la variance indique que le facteur population n'impose aucun effet significatif sur les indices de peroxyde des huiles des graines du *Capparis spinosa* L. ($P > 0,05$; tableau 06).

Les résultats obtenus ont montré que les huiles analysées possèdent un indice de peroxyde compris entre $1,44 \pm 0,43$ et $2,32 \pm 0,436$ méq O₂/kg d'huile, tandis que les huiles des populations de Taghith-Bechar et de Mghila-Tiaret présentent les indices les plus élevés que celle de l'huile des graines de la population de Sidi belattar- Mostaganem (Figure 42).

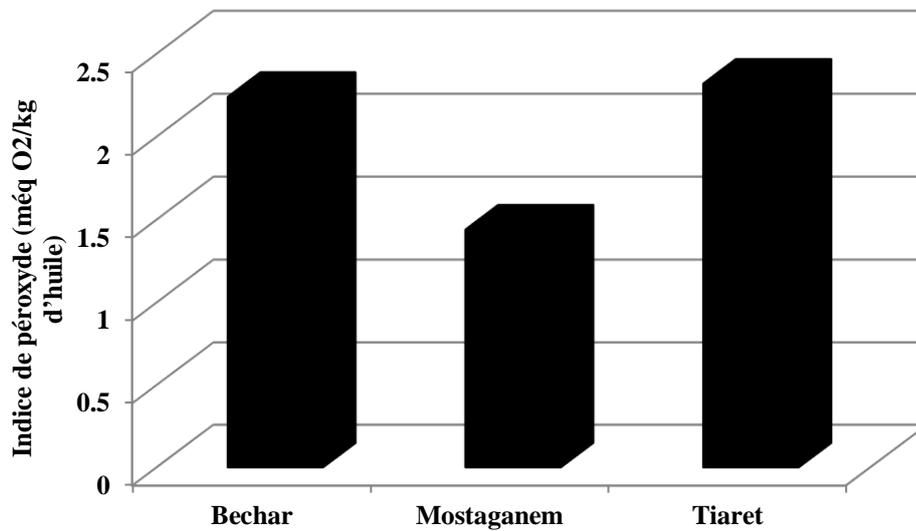


Figure 42 : Variations de l'indice de peroxyde de l'huile des graines de *Capparis spinosa L.*

2.2.5. Indice de saponification

L'indice de Saponification est par définition la quantité de potasse exprimée en mg nécessaire pour transformer en savons les acides gras libres et liés contenus dans 1g de corps gras. L'analyse de la variance indique que l'impact de la provenance n'a pas d'influence sur cet indice ($P > 0,05$; Tableau 06).

Il est noter que les valeurs indiciaires de saponification les plus élevées correspondent aux échantillons de la population du Mghila-Tiaret 154,56mg KOH/g. Légèrement moins élevée que les précédentes, celle de l'échantillon de la population de Taghith-Bechar 141,1256mg KOH/ g d'huile, quant aux huiles de la population du Sidi belattar- Mostaganem 116,48mg KOH/g d'huile, ces dernières sont caractérisées par les indices de saponification les plus faibles (Figure 43).

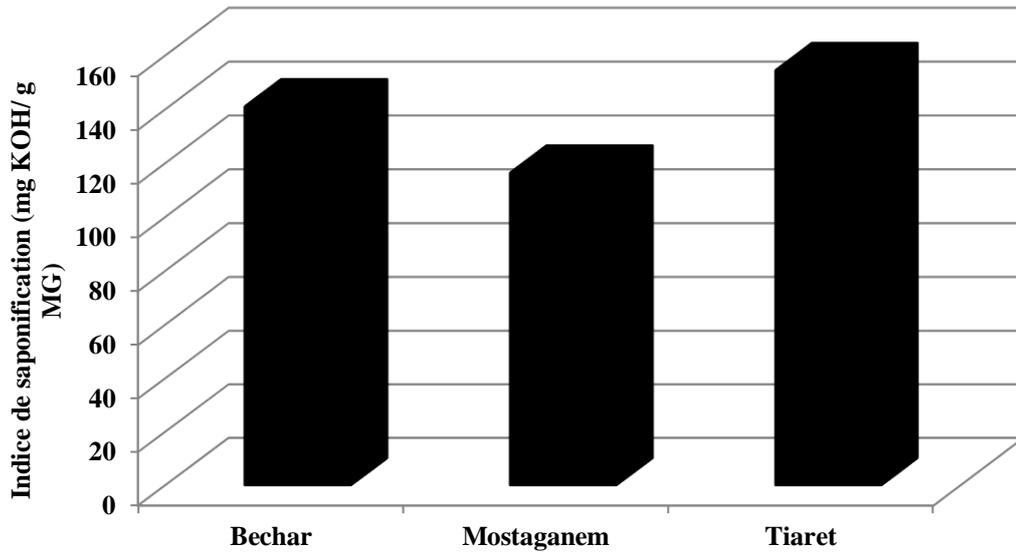


Figure 43 : Variation d'indice de saponification de l'huile des graines du *Capparis spinosa* L.

2.2.6. Indice d'ester

La variation de l'indice d'ester des huiles des graines des trois populations du câprier récoltées de l'ouest Algérien est illustrée dans la (figure 44). Les résultats d'analyse de la variance ont indiqué que le facteur de population n'a aucun effet ($P > 0,05$) sur l'expression de cet indice chez l'huile du câprier (Tableau 06). En effet, Il est varié autour de moyenne $145,584 \pm 11,35$. Les graines de la population de Mghila-Tiaret ont fournit une huile ayant un indice d'ester plus élevé avec une valeur $145,584 \pm 11,35$, contrairement à celui de Sidi belattar-Mostaganem qui était de l'ordre de $108,252 \pm 11,35$.

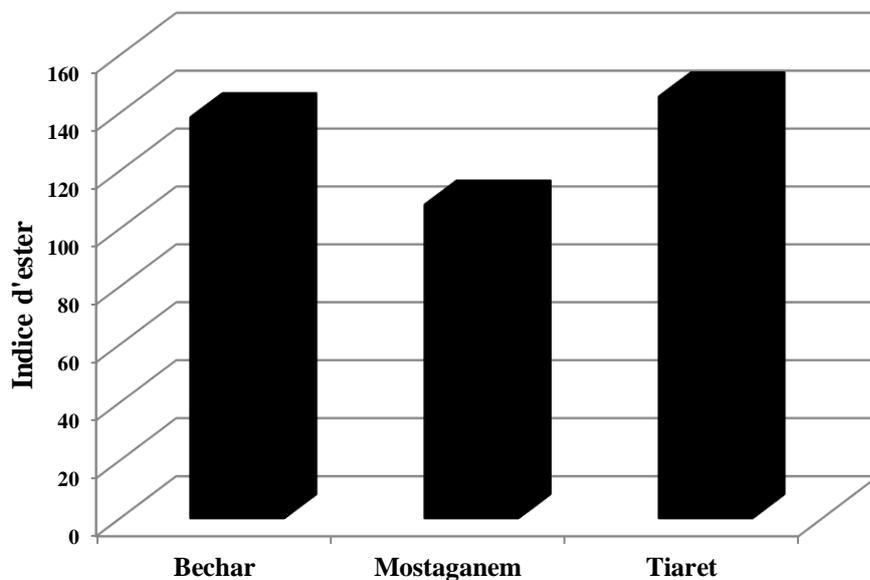


Figure 44 : Variations d'indice d'ester de l'huile des graines du *Capparis spinosa* L.

2.2.7. Pourcentage d'altération

Les résultats d'analyse de la variance du pourcentage d'altération des huiles du câprier révèlent une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) entre l'ensemble des populations étudiées (Tableau 06).

À partir du graphique illustré dans la (figure 45), il est clair que le pourcentage d'altération d'huile des graines de la population de Sidi belattar- Mostaganem est supérieur à ceux des autres populations. La comparaison des moyennes par le test de Tukey sépare deux groupes homogènes, groupe (a) regroupe la population de Taghith-Bechar et un groupe (b) rassemble les deux autres populations.

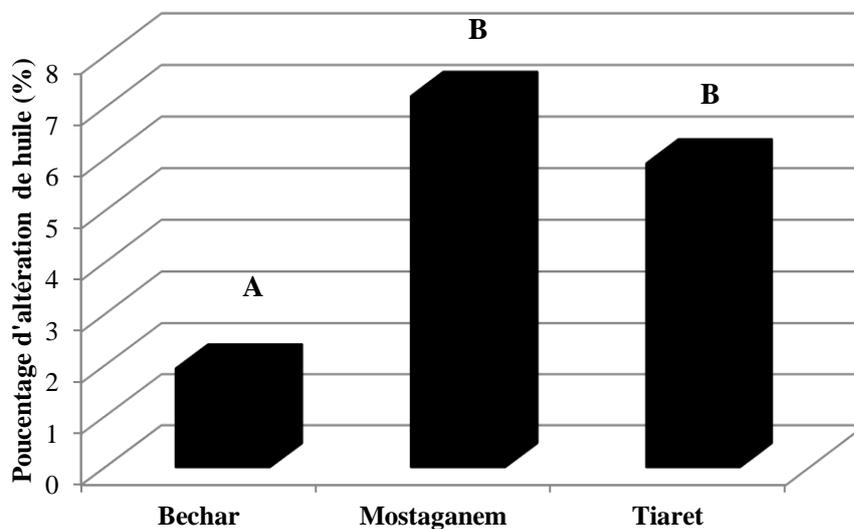


Figure 45 : Variations du pourcentage d'altération de l'huile des graines du *Capparis spinosa* L.

2.3. Discussion

Les huiles végétales sont l'un des principaux composants de l'alimentation humaine, représentant jusqu'à 25 % de l'apport calorique moyen. Les huiles végétales jouent un rôle fonctionnel et sensoriel important dans les produits alimentaires et constituent des vecteurs de vitamines liposolubles (A, D, E et K). Elles fournissent également un acide linoléique et linoléique essentiel, responsable de la croissance (Fasina et al., 2006).

Afin de caractériser les huiles des graines des populations du *Capparis spinosa* L. collectées de l'ouest Algérien, plusieurs analyses physico-chimiques ont été déterminé. Nous avons utilisé l'hexane comme un solvant d'extraction parce qu'il est le seul solvant employé industriellement, il a été sélectionné pour ses propriétés apolaires qui lui confèrent une grande affinité pour les lipides (Fine et al., 2013).

Les résultats d'analyse de variance indiquent des différences significatives en fonction de population pour les teneurs des graines en (huile, fibres et cendres), et pour plusieurs paramètres physico-chimiques des huiles des graines comme les indices de (réfraction, d'acide et acidité). Ces différences peuvent être causées par la structure chimique d'huile, la structure génétique, la variété, les méthodes d'extraction d'huile, localisation des plantes, et le temps de récolte des graines (Ahmed et *al.*, 2021).

D'après la matrice des corrélations (le tableau 3, annexe 4), plusieurs caractères sont corrélés entre eux significativement ($P < 0,05$) et hautement significativement ($P < 0,01$).

Les teneurs en huile comprennent entre 21,53% à 32,99% qui restent quantitativement proches avec ceux trouvés par Tlili et *al.* (2009) pour le câprier Tunisien 23,25 à 33,64%/MS, et ceux de Matthaus & Ozcan (2005) 27,3 à 37,6 ; 14,6 à 38g/100g pour les espèces *Capparis spinosa* et *ovata* collectées en Turquie respectivement, et ceux de Matthäus et *al.* (2021) révèlent des teneurs en rendement variés en fonction de provenance en moyennes 29,20 ; 35,02% pour les variétés herbacées et inermes respectivement, ces résultats ne sont pas en accord avec ceux trouvés par (Tlili et *al.*, 2011_b), qui ont indiqué que le rendement en huile n'est pas affecté par la provenance.

La quantification des taux de fibres dans les graines des trois populations du câprier Algérien révèle des teneurs qui sont légèrement inférieures à ceux de (Akgül et Özcan, 1999) pour les espèces du *Capparis spinosa* et *ovata* respectivement 27,49 % ; 27,20%, et ceux de Kumar et *al.* (2013) dans les fruits du *Capparis decidua* 10.94% ; et supérieurs à ceux trouvés par Ghazanfar et *al.* (2011), qui ont enregistré un taux de 1% dans les fruits du câprier Indien. Selon Akgül et Özcan (1999), les graines des câpres sont riches en protéines, en huile et en fibres, ce que confirment leurs potentiels alimentaires.

La détermination de la teneur en cendre a pour objectif de quantifier le taux des éléments minéraux dans les graines des différentes populations du câprier. Il a été marqué que toutes les graines étudiées fournissent des teneurs en cendre plus élevées que celles rapportées par (Akgül et Özcan, 1999 ; Giuffrida et *al.*, 2002 ; Özcan et *al.*, 2004 ; Rodrigo et *al.*, 2006 Hacisferoğullari et *al.*, 2011 ; Ghazanfar et *al.*, 2011 ; Kumar et *al.*, 2013 ; Badr et El-Waseif, 2017). Selon Giuffrida et *al.* (2002) et Duman & Özcan (2013), ces teneurs peuvent être influencées par différents facteurs tels que la variété ou cultivar, aux conditions environnementales et de croissance, et aux zones géographiques.

La teneur en fibres est corrélée négativement et hautement significativement avec le rendement en huile ($r=-0,630^{**}$) et la teneur en cendre ($r=-0,648^{**}$), c'est-à-dire l'accumulation des fibres minimise l'accumulation des lipides et des éléments minéraux. Tandis que ces deux derniers paramètres sont corrélés significativement et positivement entre eux ($r=0,684^{**}$).

L'indice de réfraction (IR) des huiles et graisses comestibles est une caractéristique importante de l'assurance qualité, car il est utile pour l'identification, la pureté, la transformation et le suivi des réactions qui se sont produites dans les lipides et les acides gras, telles que l'isomérisation, l'hydrolyse, la polymérisation et l'oxydation, tout au long du traitement thermique (El-waseif et Badr, 2018).

D'après les résultats obtenus, les huiles analysées possèdent des indices de réfraction presque identiques, qui peuvent être classées comme des huiles pures et non siccatives où leurs indices oscillent entre 1,468 et 1,470 selon la norme NFT 60-212. En général, les valeurs obtenues se rapprochent bien aux indices de réfraction des autres espèces, comme *Capparis spinosa* $1,466 \pm 0,003$ (Ahmed et al. 2021); *Capparis aphylla* 1.4617 (Gupta et chakrabarty, 1964) et l'huile de tournesol (1,461-1,468).

L'indice de réfraction était négativement corrélé avec l'indice d'acide et l'acidité respectives ($r=-0,656^{**}$) ($r=-0,654^{**}$), il est affecté par le degré de saturation de l'huile, la teneur en acides gras libres et son état d'oxydation (El-waseif et Badr, 2018), la composition en stérols et par la température (Aïssi et al., 2009), il est utilisé comme indicateur dans les processus d'hydrogénation (Herculano et al., 2021).

L'indice d'acide montre le taux d'acides gras libres dans l'huile (Kpoviessi et al., 2004). De plus, il est utilisé pour mesurer le degré de la décomposition des glycérides par la lipase et d'autres actions telles que la lumière et la chaleur dans les huiles (Aluyor et al., 2009). Dans notre étude, Cet indice est compris entre $2,693 \pm 0,53$ à $8,976 \pm 0,53$ mg KOH/g d'huile. Si on compare nos résultats par la valeur fixée dans le Codex Alimentarius (1999) de cet indice pour les huiles vierges et pressées à froid qui atteignent un maximum de 4 mg KOH/g d'huile, on peut considérer l'indice d'acide d'huile de la population de Taghith-Bechar certes dans les normes, contrairement aux autres deux populations qui présentent des valeurs très élevées, cette différence notable résulterait de la température atteinte lors de l'extraction au solvant et qui entraînerait l'hydrolyse d'une ou de deux des liaisons esters des triglycérides favorisant la formation d'acides gras libres (Tchiégang et al., 2004)

L'acidité est considérée comme l'un des principales mesures qui reflète la qualité d'huiles végétales, degré de raffinage, changement de qualité pendant le stockage des graines (Cho et al., 2013). Une forte acidité a été observée dans les huiles analysées autour de moyenne $3,36 \pm 0,26\%$. En effet, cette valeur est supérieure à celles de certaines huiles comme : huile d'olive extra-vierge $\leq 0,8$ (IOOC, 2003), huile d'argan extra-vierge ($\leq 0,8\%$) et ($\leq 1,5\%$) pour l'huile d'argan vierge (Norme Marocaine, 2003). Une faible valeur d'acidité caractérise la pureté et la stabilité d'une huile à la température ambiante (Tchiégang-Meguéni, 2003). Nos résultats sont inférieurs comparativement aux travaux Akgül et Özcan (1999) 5,48% ; 6,90%, et ceux de Duman et Özcan (2015) 6,36% ; 7,23% pour les espèces *Capparis spinosa* et *Capparis ovata* respectivement.

L'indice d'acide et acidité étaient corrélés hautement significativement entre eux ($r=0,997^{**}$).

Il est noter qu'il n'y a pas des différences statistiquement significatives ($P>0,05$) entre les indices de (peroxyde, et de saponification d'ester) pour les différents échantillons étudiées.

L'indice de peroxyde (IP) est l'une des méthodes les plus utilisées pour contrôler le stade initial de l'oxydation des lipides et reflète la concentration de peroxydes et d'hydroperoxydes (El-waseif et Badr, 2018), il donne une évaluation sur la quantité de peroxydes présents dans un corps, c'est ce qui indique en fait, la quantité d'acides gras déjà rances (Aïssi et al., 2009). En façon globale, les huiles des trois populations étudiées avaient des indices de peroxyde conforme à la norme du Codex Alimentarius (1999), et qui sont inférieurs aux valeurs d'indice de peroxyde des huiles vierges et pressées à froid (≤ 15 méq O_2/kg d'huile) ; olive extra-vierge (≤ 20 méq O_2/kg) (IOOC, 2003) ce qui se traduit par un niveau d'oxydation acceptable pour tous les échantillons. Nos résultats sont relativement élevés comparés à ceux rapportés par d'autres études (Akgül et Özcan, 1999 ; Duman et Özcan, 2015). Cet indice est corrélé positivement et significativement avec les indices de saponification et d'ester ($r=0,526^*$, $r=0,520^*$) respectivement.

La détermination de l'indice de saponification est importante, car il permet de caractériser le poids moléculaire et la longueur moyenne des chaînes grasses auxquelles il est inversement proportionnel (plus le poids moléculaire PM de la longueur moyenne d'acides gras est élevé, plus l'indice de saponification est faible). Il indique la teneur en acides gras (estérifiés et libres) de l'huile. Une valeur élevée peut orienter cette huile vers la fabrication du savon (Kpoviessi et al., 2004).

Les valeurs des indices de saponification pour toutes les huiles analysées oscillent entre 116,48 à 154,56mg KOH/ g, il est fortement corrélé avec l'indice d'ester ($r=0,994^{**}$). Les résultats obtenus par Akgül & Özcan (1999) se rapprochent de nos résultats 122,02 ; 103,79mg KOH/g. Selon Duman et Özcan (2015), cet indice peut varier selon l'espèce, la variété et la localisation des plantes du câprier, ils ont démontré des valeurs supérieures de nos moyennes 193,31 ; 192,13 mg.g^{-1} pour les espèces *Capparis spinosa* et *ovata* respectivement.

D'autre étude réalisée par Ahmed et al. (2021) sur l'impact des méthodes d'extractions (soxhlet et pression à froid) sur la qualité d'huile de quelques variétés du *Capparis spinosa*, ont signalé que, le système d'extraction et le type de variété ont un effet significatif sur tous les paramètres mesurés (acidité, indice de peroxyde, viscosité, matière non saponifiable, composés phénoliques totaux, valeurs antioxydantes). Tandis que, les valeurs les plus élevées sont enregistrés dans les huiles extraites par Soxhlet.

Les teneurs en (huile, fibres, cendres) présentent des corrélations significatives avec les indices physicochimiques des huiles analysées : indice de réfraction ($r=-0,772^{**}$; $r=-0,544^{*}$) ; indice d'acide ($r=0,855^{**}$, $r=-0,496^{*}$, $r=0,469^{*}$) ; acidité ($r=0,860^{**}$, $r=-0,486^{*}$, $r=0,465^{*}$) ; indice de peroxyde ($r=0,578^{*}$ avec les fibres) ; indice de saponification ($r=0,445^{*}$ en fibres , $r=-0,461^{*}$ en cendres) ; indice d'ester ($r=0,498^{*}$ en fibres, $r=-0,511^{*}$ en cendres) respectivement.

Les résultats indiquent que les huiles des graines des trois populations du câprier sont peu altérées. Cependant, l'huile des graines de la population de Sidi belattar- Mostaganem est le plus altérée par rapport aux autres populations. Il est bien connu que le génotype et la région peuvent avoir un impact important sur la composition de l'huile et sur ses propriétés fonctionnelles et nutritionnelles (Bodaghzadeh et al., 2021).Ce pourcentage d'altération est corrélé hautement significativement avec le rendement en huile ($r=0,908^{**}$); indice d'acide ($r=0,881^{**}$) ; acidité ($r=0,879^{**}$) ; teneur en cendres ($r=0,677^{**}$), et corrélé négativement et significativement avec l'indice de réfraction ($r=-0,772^{**}$) ; indice d'ester ($r=-0,490^{*}$) ; teneur en fibres ($r=-0,701^{**}$).

2.3. Les métabolites secondaires

Tous les composés du système biologique peuvent être divisés en deux grands domaines. L'une est celle des métabolites primaires, qui sont les substances chimiques destinées à la croissance et au développement, comme les glucides, les acides aminés, les protéines et les lipides. L'autre est celle des métabolites secondaires, qui sont un groupe de composés autres que les métabolites primaires censés aider les plantes à augmenter leur capacité globale de survie et à surmonter les défis locaux en leur permettant d'interagir avec leur environnement (Azmir et al., 2013).

2.3.1. Caractérisation des extraits

La variation en couleurs et en aspect pour les extraits testés est dépend aux solvants d'extraction, et aux organes des plantes du câprier (le tableau 07).

Tableau 07 : Aspect, couleur des extraits des différents organes du *Capparis spinosa* L.

Organes	Extraits	Aspect	Couleur
Feuille	Aqueux	Poudre	Marron foncé
	Méthanolique	Pâteux	Vert foncé
Tige	Aqueux	poudre	Marron
	Méthanolique	Pâteux	Vert
Graine	Aqueux	Poudre	Marron claire
	Méthanolique	Pâteux	Jaune
Ecorce	Aqueux	Poudre	Marron très foncé
	Méthanolique	Pâteux	Marron foncé

2.3.2. Rendement en extrait :

Il apparaît que les rendements exprimés en pourcentage de masse d'extrait sec par rapport au poids de la matière végétale sèche des différentes parties des plantes du câprier montrent des variations très hautement significatives ($p < 0,001$; Tableau 08) entre les populations, les organes de la même population, les solvants d'extraction, et les interactions :

Organes*populations ; Organes*extraits ; Extraits*Population ; Organes*extraits*populations.

Tableau 08: Analyse de la variance de la variation des teneurs en extrait des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Source de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	1963,492	3	654,497	74299538	0***
Extraits	84,011	1	84,011	9537045	0***
Population	99,87	2	49,935	5668713	0***
Organes * Extraits	317,79	3	105,93	12025330	0***
Organes * Population	642,082	6	107,014	12148350	0***
Extraits * Population	54,925	2	27,462	3117564	0***
Organes * Extraits * Population	517,19	6	86,198	9785368	0***
Résiduelle	0	48	8,81E ⁻⁰⁶		
Total	11382,139	72			

Les rendements d'extraction dans les extraits aqueux sont supérieurs comparativement au ceux obtenus par extraits méthanoliques en moyennes enregistrées de 11,423 et 9,263% respectivement.

Il est à noter que, selon les organes analysés, les meilleurs rendements d'extraction sont enregistrés pour les écorces des fruits, suivies par les feuilles, les tiges, puis les plus faibles valeurs de rendement d'extraction notées pour les graines. Ils sont de 16,11 ; 14,97 ; 5,53 ; 4,75% respectivement.

La population de Sidi belattar- Mostaganem possède le rendement en extrait brut le plus élevé dans ses extraits méthanoliques des écorces est de 28,35%. Alors que, le plus faible est obtenu chez l'extrait aqueux des graines de la population de Taghith-Bechar 3,74% (Figure 46).

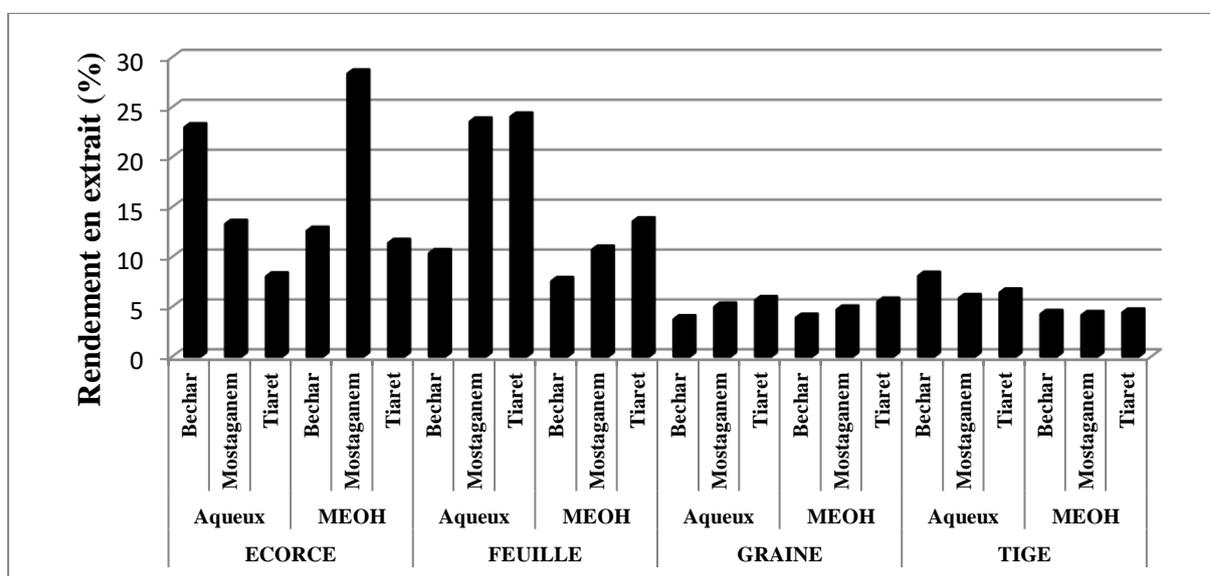


Figure 46 : Rendement en extrait des différents organes des trois populations du *Capparis spinosa L.* de l'ouest Algérien.

2.3.3. Teneur en polyphénols

L'analyse de la variance montre des différences très hautement significatives ($p < 0,001^{***}$) entre les différents organes de la même population et entre les populations, et les interactions organes*extraits ; Extraits*Population ; Organes*Extraits*Population, et des variations significatives ($P \leq 0,05$) sont notées chez les extraits et l'interaction organes*populations (Tableau 09).

Tableau 09 : Analyse de la variance des teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	109,414	3	36,471	196,863	0***
Extraits	0,952	1	0,952	5,137	0,025*
Population	6,353	2	3,177	17,146	0***
Organes * Extraits	36,395	3	12,132	65,484	0***
Organes*Population	2,398	6	0,4	2,157	0,049*
Extraits*Population	8,277	2	4,139	22,339	0***
Organes * Extraits * Population	9,205	6	1,534	8,281	0***
Erreur	33,347	180	0,185		
Total	1347,047	205			

Les astérisques (*) indiquent les différences significatives ns : différence non significative

La figure 47 montre la variation des teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux et méthanoliques dans les différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

L'analyse des résultats indique que les extraits aqueux et méthanoliques contiennent des teneurs proches en polyphénols en moyennes de $2,295 \pm 0,045$ et $2,446 \pm 0,068$ mg/g EAG, avec des coefficients de variation variés entre 1,96 et 2,78% successivement.

Les écorces des fruits renferment les teneurs les plus élevées en polyphénols $3,284 \pm 0,084$ mg/g EAG, en comparaison des autres organes les feuilles $3,014 \pm 0,078$ mg/g EAG, les tiges $1,965 \pm 0,078$ mg/g EAG, et les graines $1,218 \pm 0,084$ mg/g EAG.

Les teneurs les plus élevées en polyphénols sont enregistrées dans les extraits aqueux $4,03 \pm 0,08$ mg/g EAG, et méthanoliques $3,00 \pm 0,85$ mg/g EAG des écorces de population du Taghith-Bechar, et dans les extraits méthanoliques des feuilles $4,11 \pm 0,09$ mg/g EAG, Graines $2,068 \pm 0,67$ mg/g EAG et des tiges $2,68 \pm 0,76$ mg/g EAG de la population de Sidi belattar-Mostaganem. Tandis que, les valeurs minimales ont été enregistrées dans les extraits méthanoliques des écorces $1,92 \pm 0,34$ mg/g EAG, feuilles $2,08 \pm 0,35$ mg/g EAG, et les extraits aqueux des graines $0,75 \pm 0,12$ mg/g EAG, chez la population de Tiaret.

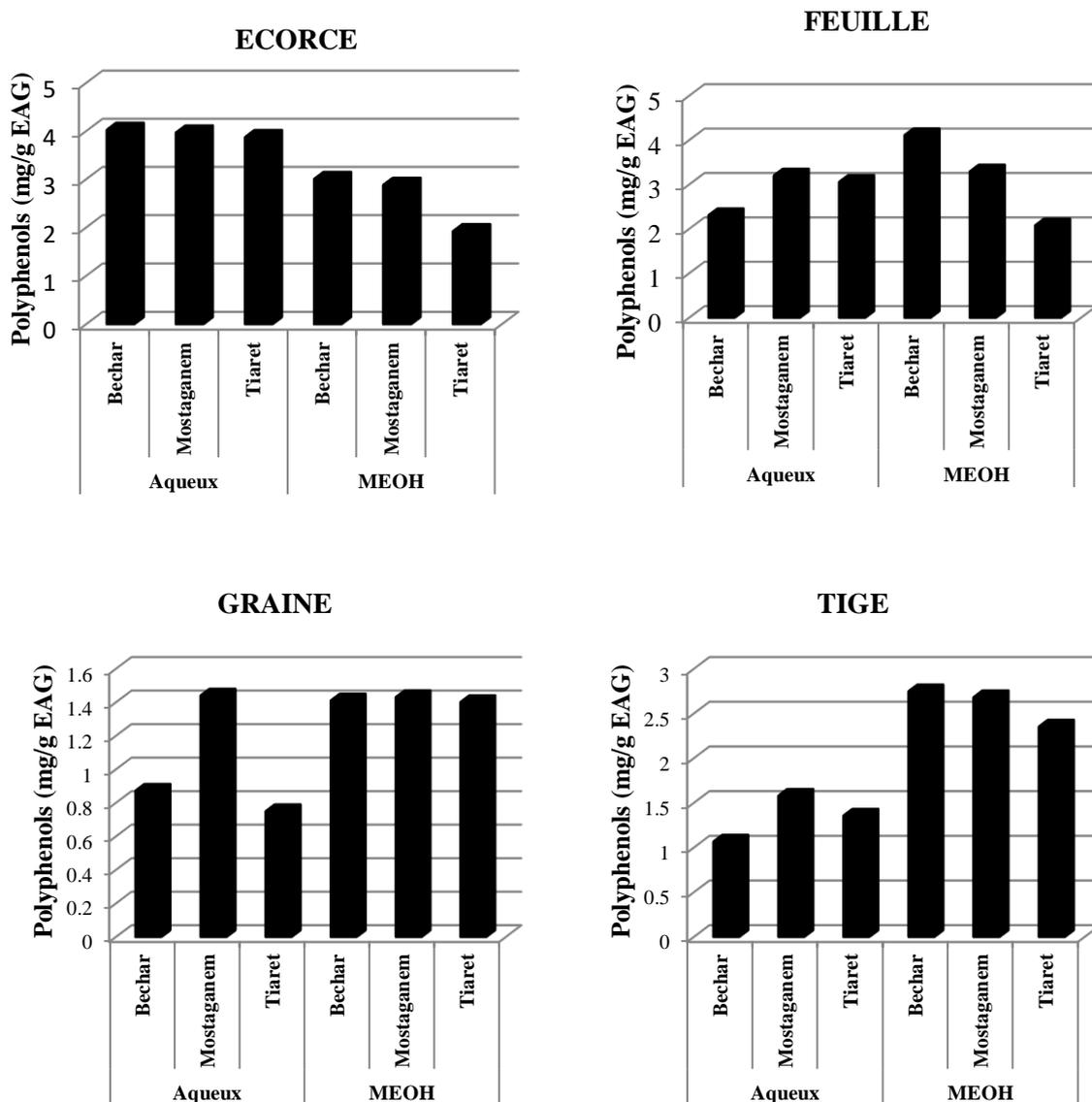


Figure 47 : Variation des teneurs en polyphénols dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

2.3.4. Dosage des flavonoïdes

Les quantités moyennes en flavonoïdes exprimées en gramme de la matière sèche des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien sont illustrées dans la (Figure 48). Il apparaît des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les différents organes de la même population et entre les populations, les extraits, et les interactions : Organes*Population ; organes*extraits ; Extraits*Population ; Organes*Extraits*Population (Tableau 10).

Tableau 10 : Analyse de la variance des teneurs en flavonoïdes dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Source	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	1,299	3	0,433	334,485	0***
Extraits	0,18	1	0,18	139,119	0***
Population	0,048	2	0,024	18,572	0***
Organes * Extraits	0,11	3	0,037	28,351	0***
Organes * Population	0,018	6	0,003	2,374	0,031*
Extraits * Population	0,029	2	0,015	11,265	0***
Organes * Extraits * Population	0,053	6	0,009	6,824	0***
Résiduelle	0,233	180	0,001		
Total	9,642	205			

Les astérisques (*) indiquent les différences significatives ns : différence non significative

Les résultats indiquent que les extraits méthanoliques contiennent des quantités plus élevées en flavonoïdes que celui obtenu avec l'eau (Aqueux) en moyennes enregistrées $0,229 \pm 0,005$; $0,163 \pm 0,004$ mg/g EQ respectivement.

L'ensemble des organes sont relativement riches en flavonoïdes, la quantité des flavonoïdes varie d'une manière décroissante d'extrait des feuilles > extrait des écorces > extrait des tiges > extrait des graines par des teneurs respectives de $0,277 \pm 0,006$; $0,25 \pm 0,007$; $0,219 \pm 0,006$; $0,047 \pm 0,007$ mg/g EQ.

Les teneurs en flavonoïdes sont proches dans les deux extraits des feuilles des différentes populations étudiées, où la population de Mghila-Tiaret présente les teneurs les plus élevées $0,301 \pm 0,01$; $0,306 \pm 0,008$ mg/g EQ dans ses feuilles et ses écorces respectivement.

Il est intéressant de signaler que les graines sont les plus pauvres en flavonoïdes, cependant la valeur minimale a été enregistrée dans la population de Taghith-Bechar en moyenne de $0,0249 \pm 0,006$ mg/g EQ.

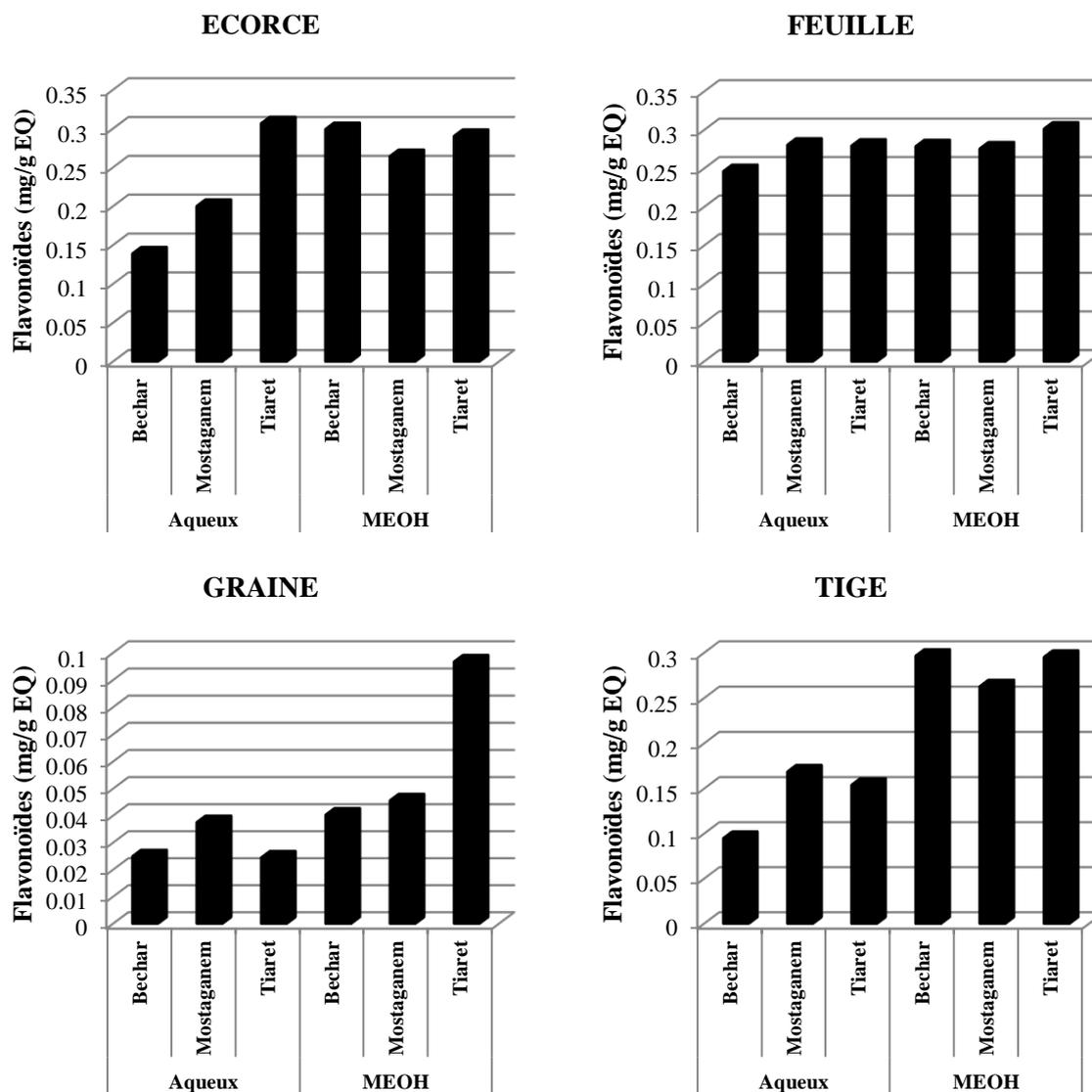


Figure 48 : Variation des teneurs en flavonoïdes dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

2.3.5. Les tannins condensés

Les résultats des analyses quantitatives des tannins condensés dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes de trois populations du câprier de l'ouest Algérien, montrent des différences très hautement significatives ($p < 0,001$) entre les différents organes dans la même population, et entre les populations, les solvants d'extraction, et les interactions Organes*Population ; Extraits*Population ; Organes*Extraits*Population ; Organes*Extraits (Tableau 11).

Tableau 11 : Analyse de la variance de la variation des teneurs en tanins condensés dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Source de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	0,106	3	0,035	38,179	0***
Extraits	0,01	1	0,01	10,437	0,001**
Population	0,016	2	0,008	8,933	0***
Organes * Extraits	0,01	3	0,003	3,759	0,012*
Organes * Population	0,025	6	0,004	4,447	0***
Extraits * Population	0,034	2	0,017	18,551	0***
Organes * Extraits * Population	0,032	6	0,005	5,847	0***
Résiduelle	0,166	180	0,001		
Total	1,03	205			

Les extraits aqueux présentent des teneurs plus élevées en tanins condensés que dans les extraits méthanoliques (Figure 49) avec des moyennes enregistrées respectivement $0,048 \pm 0,003$; $0,033 \pm 0,004$ mg/g EC. Les feuilles sont les plus riches en tanins condensés suivies par les écorces, tiges et les graines respectivement $0,077 \pm 0,005$; $0,043 \pm 0,005$; $0,036 \pm 0,005$; $0,006 \pm 0,005$ mg/g EC.

Les teneurs les plus élevées sont représentées dans les extraits aqueux des feuilles $0,154 \pm 0,07$ mg/g EC, et des tiges $0,119 \pm 0,07$ mg/g EC de la population de Taghith-Bechar ; et dans les extraits aqueux $0,0719 \pm 0,002$ mg/g EC, et méthanoliques $0,050 \pm 0,005$ mg/g EC des écorces de la population de Sidi belattar- Mostaganem.

La population de Mghila-Tiaret a enregistré les plus faibles teneurs dans ses extraits aqueux des graines $0,002858 \pm 0,002$ mg/g EC, des écorces $0,015071 \pm 0,005$ mg/g EC, et tiges $0,008 \pm 0,0002$ mg/g EC. En outre, elle présente le taux le plus élevé dans ses extraits méthanolique des graines $0,011894 \pm 0,001$ mg/g EC.

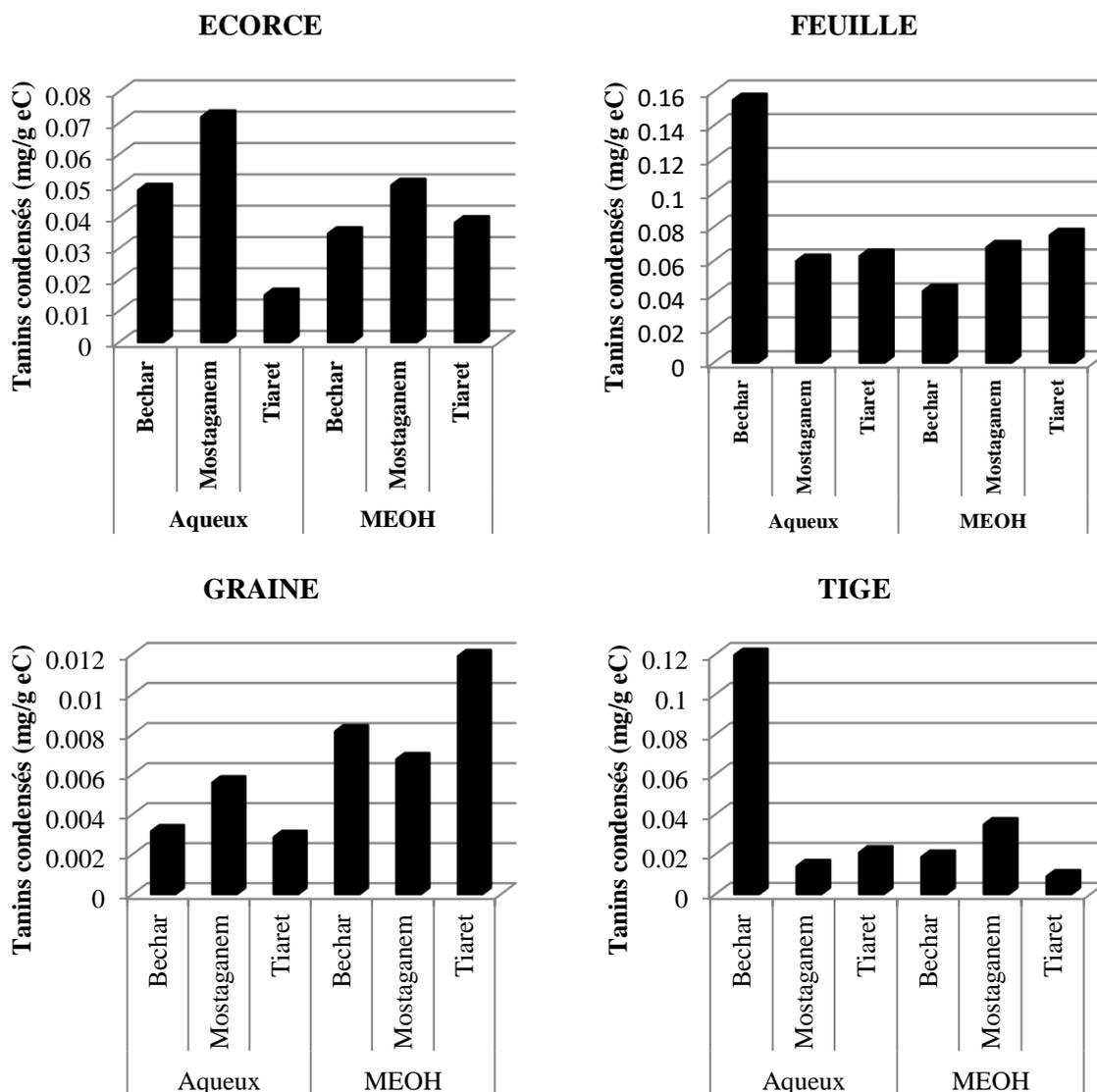


Figure 49 : Variation des teneurs en tanins condensés dans les extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

- L'activité biologique du câprier

2.3.6. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode de DppH

2.3.6.1. Equivalent en acide ascorbique

L'analyse des résultats obtenus démontre que les teneurs exprimées en équivalent d'acide ascorbique varient de façon très hautement significative ($p < 0,001^{***}$) sous l'influence des organes testés, type de solvant d'extraction, les populations, et les interactions : Organes*Population ; Extrait*Population ; organes*Extraits ; Organes*Extraits*Population (Tableau 12).

Tableau 12 : Analyse de la variance des teneurs exprimées en équivalent d'acide ascorbique du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Source	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	2,562	3	0,854	6,458	0***
Extraits	1,993	1	1,993	15,066	0***
Populations	3,336	2	1,668	12,61	0***
Organes*Extrait	1,779	3	0,593	4,482	0,004**
Organes*Population	5,042	6	0,84	6,354	0***
Extrait*Population	1,014	2	0,507	3,835	0,023*
Organes*Extrait*Population	4,454	6	0,742	5,612	0***
Résiduelle	45,896	347	0,132		
Total	77,452	371			

Les extraits méthanoliques apparaissent plus riches que les extraits aqueux $0,269 \pm 0,027$; $0,12 \pm 0,027$ mg/g de MS EAA en acide ascorbique.

Les résultats moyens pour ces teneurs, au niveau des organes sont de l'ordre de $0,27 \pm 0,038$; $0,244 \pm 0,04$; $0,208 \pm 0,038$; $0,055 \pm 0,038$ mg/g de MS EAA enregistrés respectivement dans les graines, suivies par les feuilles, ensuite les tiges, et les écorces qui sont les plus pauvres que les autres organes.

Les valeurs les plus élevées sont représentées dans les extraits méthanoliques des feuilles $0,77 \pm 0,69$ mg/g MS EAA de la population de Tiaret, et dans les extraits méthanoliques des tiges $0,73 \pm 1,28$ mg/g MS EAA ; et les extraits aqueux des écorces et des graines du *Capparis* de Sidi belattar- Mostaganem respectivement $0,23 \pm 0,09$ $0,53 \pm 0,31$ mg/g MS EAA.

La population de Taghith-Bechar apparaisse la plus pauvre en moyenne de $0,061 \pm 0,032$ mg/g de MS EAA (Figure 50).

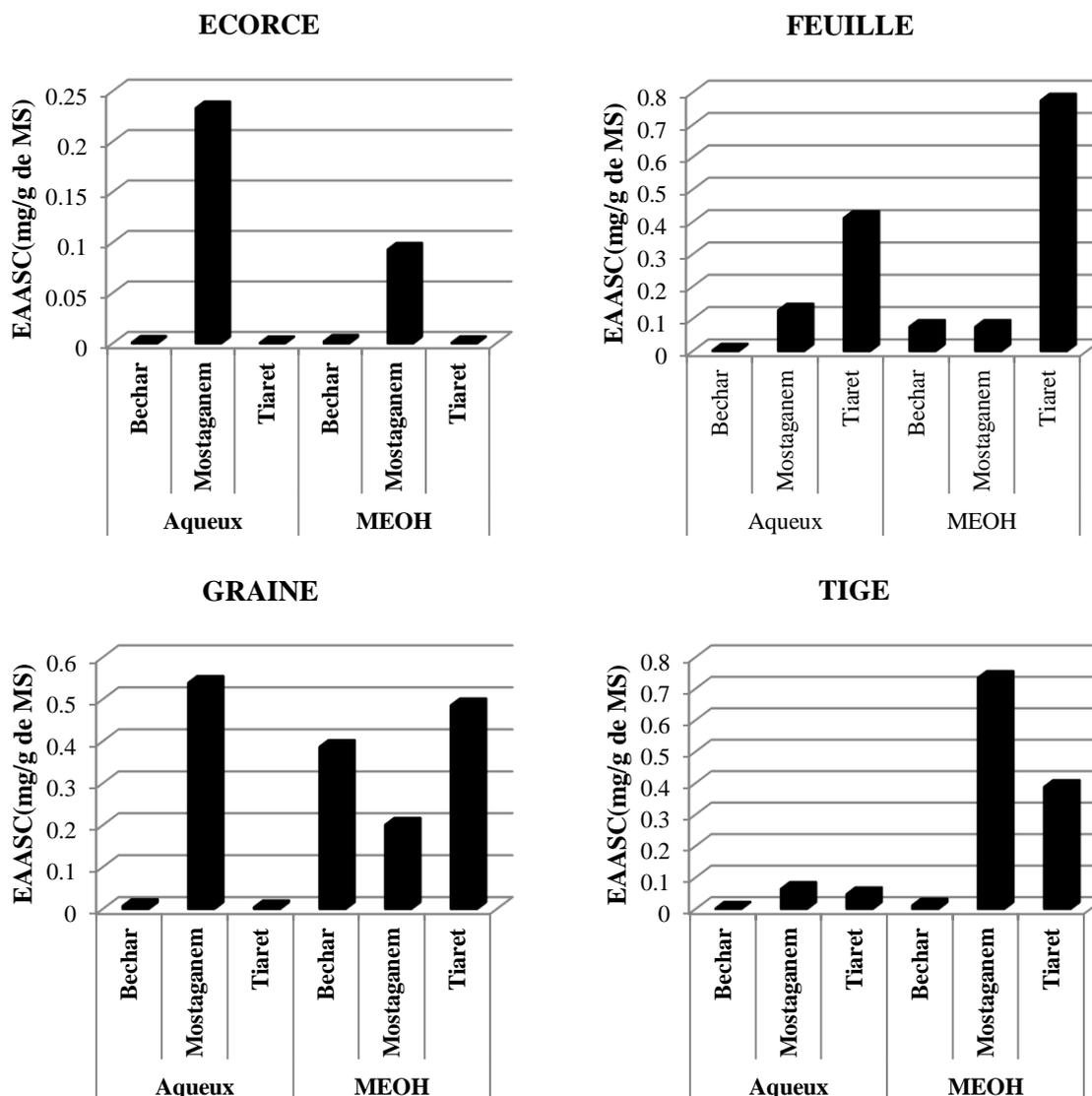


Figure 50 : Teneurs exprimées en équivalent d'acide ascorbique dans différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

2.3.6.2. DPPH CI50 %

Afin d'évaluer l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. vis-à-vis du radical DPPH, les concentrations d'inhibition de 50% des radicaux libres (CI50%) ont été estimés pour chacun extrait testé.

Les variations en concentrations inhibitrices des radicaux libres montrent des différences très hautement significatives ($p < 0,001^{***}$) en fonction d'organe de la même population, populations, solvant d'extraction, et les interactions organes*Population ; Extrait*Population ; Organes*extraits ; Organes*Extraits*Population (Tableau 13).

Tableau 13 : Analyse de la variance de la variation des concentrations inhibitrices de 50 % des radicaux DPPH des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l'ouest Algérien.

Source de variation	SCE	ddl	CM	F	P
Organes	79,241	3	26,414	412,439	0***
Extraits	110,817	1	110,817	1730,374	0***
Populations	52,719	2	26,359	411,594	0***
Organes * Extraits	56,817	3	18,939	295,723	0***
Organes * Populations	145,052	6	24,175	377,488	0***
Extraits * Populations	33,417	2	16,709	260,898	0***
Organes * Extraits * Population	107,649	6	17,941	280,149	0***
Résiduelle	3,074	48	0,064		
Total	1024,594	72			

Les astérisques (*) indiquent les différences significatives ns : différence non significative.

Selon les résultats enregistrés dans la (Figure 51), les extraits méthanoliques ont un pouvoir radicalaire plus fort que celui de l'extrait aqueux, leurs IC50 respectives est de $1,22 \pm 0,042$; $3,701 \pm 0,042$ mg/ml, mais relativement faible que celle d'acide ascorbique dont la valeur est de l'ordre de 0,002mg/ml.

Concernant l'activité antiradicalaire des différents organes, les résultats obtenus montrent des concentrations inhibitrices de 50% des radicaux libres qui varient dans un ordre décroissant allant des graines $3,671 \pm 0,06$ mg/ml, écorces $3,278 \pm 0,06$ mg/ml, tiges $1,77 \pm 0,06$ mg/ml, feuilles $1,12 \pm 0,06$ mg/ml.

La population de Sidi belattar- Mostaganem présente des activités antioxydantes les plus efficaces dans ses extraits méthanoliques et aqueux des tiges $0,19 \pm 0,01$; $2,34 \pm 0,72$ mg/ml, graines $0,53 \pm 0,01$; $1,11 \pm 0,045$ mg/ml , écorces $2,80 \pm 0,34$; $2,08 \pm 0,11$ mg/ml, ; À l'opposé le pouvoir antioxydant le plus faible est représenté chez la population de Taghith-Bechar dans les extraits aqueux de ses feuilles, tiges et écorces respectivement $3,45 \pm 0,14$; $4,63 \pm 0,10$; $4,08 \pm 0,24$ mg/ml et dans ses extraits méthanoliques des tiges $0,48 \pm 0,02$ mg/ml.

La population de Mghila-Tiaret avait des feuilles qui présentent les meilleurs concentrations inhibitrices dans ses extraits méthanoliques et aqueux avec des moyennes respectivement $0,087 \pm 0,017$; $0,92 \pm 0,01$ mg/ml, et d'un autre coté elle présente la concentration inhibitrice la plus faible dans leurs extraits aqueux des graines $14,39 \pm 0,74$ mg/ml.

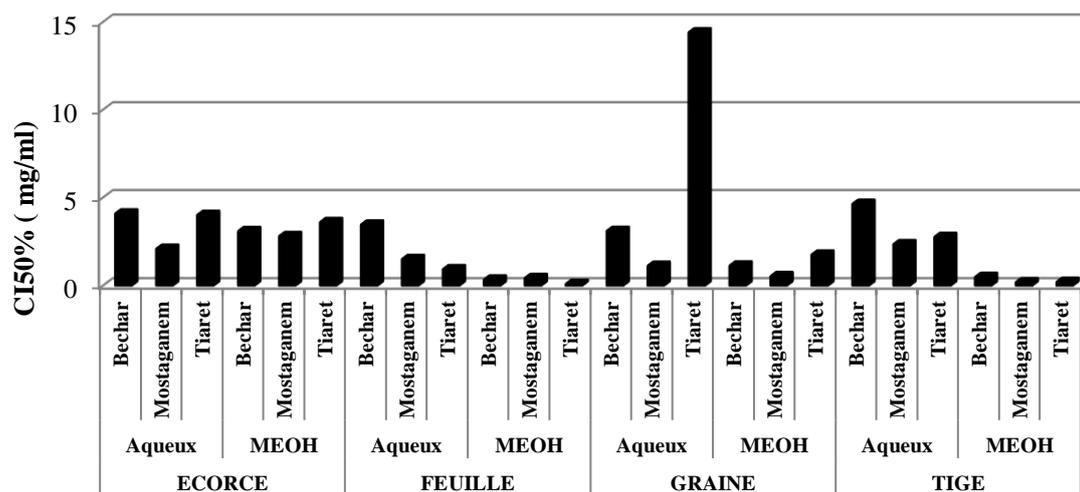


Figure 51 : Variation des concentrations inhibitrices des extraits aqueux et méthanoliques des différents organes du *Capparis spinosa* L. provenant de trois populations de l’ouest Algérien.

2.3.7. Discussion

Ces dernières années ont été marquées par un intérêt croissant pour les produits naturels des plantes en raison de leurs précieuses propriétés pharmaceutiques, agricoles et commerciales (Muhaidat et *al.*, 2013). Les plantes sont considérées comme une source riche en composés bioactifs naturels ayant des activités médicinales élevées contre diverses maladies (Zitouni et *al.*, 2016).

L’objectif de cette partie était d’évaluer l’activité antioxydante, et de déterminer les teneurs en (polyphénols, flavonoïdes, tanins condensés) à partir des extraits aqueux et méthanoliques des différentes parties de trois populations naturelles du *Capparis spinosa* L. de l’ouest Algérien. Deux solvants ont été choisis pour l’extraction des composés phénoliques à partir des différents organes des plantes du câprier, tel que l’eau et le méthanol pur qui est considéré comme le meilleur solvant pour l’extraction des composés phénoliques du câprier d’après plusieurs travaux réalisés.

Nos résultats révèlent que tous les organes des plantes du câprier contiennent des quantités variables en métabolites secondaires tel que (polyphénols, flavonoïdes et tanins condensés), également dotés un pouvoir antioxydant. Ces teneurs sont variées en fonction de populations, organes, extraits et les interactions entre eux.

En outre, les extraits aqueux possèdent les rendements en extrait les plus élevées comparativement aux extraits méthanoliques. Les travaux réalisés par Meddour et *al.* (2013)

ont révélés des rendements en extraits aqueux (21,48%) et méthanoliques (21,58%) des Bourgeons à fleurs, fleurs et fruits immatures du *Capparis spinosa* de l'est Algérien. Selon Chew et al. (2011), la variation en rendement d'extraction est en fonction de type de solvant d'extraction, la concentration du solvant, la taille des particules de plantes médicinales, la température et le pH d'extraction et du temps d'extraction.

L'examen des résultats permet d'établir des corrélations significatives apparaissent entre les différents paramètres phytochimiques étudiés (Tableau 2, annexes 4). Tandis que, le rendement en extrait présent des corrélations hautement significatives ($p < 0,01$) avec les teneurs en polyphénols ($r = 0,490^{**}$), flavonoïdes ($r = 0,367^{**}$), et en tanins condensés ($r = 0,395^{**}$).

Les composés phénoliques, en tant que métabolites secondaires, constituent un vaste groupe de molécules largement distribuées dans les plantes. Les composés phénoliques peuvent jouer le rôle d'antioxydants par le biais de différents mécanismes, notamment en mettant fin aux radicaux libres, en réduisant la concentration d'oxygène, en transformant les produits primaires de l'oxydation en molécules non oxydantes et en agissant comme des chélateurs de métaux (Nacz et Shahidi, 2004). Les teneurs en polyphénols les plus élevées sont enregistrées dans les organes des populations de Taghith-Bechar et Sidi belattar- Mostaganem, alors que les valeurs minimales sont enregistrées dans les extraits des écorces et les feuilles et les graines de la population de Tiaret. Cette variation peuvent être expliquer par l'influence des facteurs extrinsèques (tels que les facteurs géographiques et climatiques) (Tlili et al., 2015).

Les variations des teneurs en flavonoïdes enregistrées pour les extraits aqueux et méthanoliques pour les feuilles étaient de 0,24 à 0,28 ; 0,27 à 0,30 mg/g EQ, tiges 0,09 à 0,16 ; 0,26 à 0,29 mg/g EQ, écorces 0,13 à 0,30 ; 0,26 à 0,29 mg/gEQ, et de 0,02 à 0,03 ; 0,04 à 0,09 mg EQ/g) chez les graines respectivement. Cependant, ces taux sont relativement faible comparativement à ceux rapportés par Bhojar et al. (2011) qui ont enregistrés des teneurs variés entre 2,6 à 6,96 mg /gMS EQ) en flavonoïdes dans les extraits méthanoliques des feuilles du *Capparis spinosa*. Galib & Algfri, (2016) ont indiqués que les feuilles du *Capparis cartilaginea* contiennent des teneurs élevées en flavonoïdes ce qui confirme leur valeur médicinale.

Les feuilles de la population de Mghila-Tiaret présentent le taux le plus élevée en acide ascorbique, et la meilleure concentration inhibitrice des radicaux libres, elle présente également les teneurs les plus élevées en flavonoïdes dans ses feuilles, écorces et graines ; tandis que, les valeurs minimales sont enregistrées dans la population de Taghith-Bechar . Si on compare nos

résultats avec ceux obtenus par Arrar et *al.* (2013) qui ont enregistré des teneurs en phénols totaux dans les extraits aqueux des feuilles et des graines du câprier collectées de l'est Algérien avec des moyennes respectivement $56,98 \pm 14,24$; $35,85 \pm 2,32$ mg/g EAG d'extrait), et ceux de Bhojar et *al.* (2011) qui ont enregistré des taux en polyphénols varies entre 21,42 à 27,62 mg /g EAG MS dans les feuilles du *Capparis* collectées a partir du désert froid d'Himalaya, on peut dire que nos populations sont moins riches en substances phénoliques.

Les tiges renferment des quantités considérables en métabolites secondaires, et présentent également une activité antiradicalaire significative. Yadav et *al.* (2016) ont enregistré des teneurs en polyphénols $8,66 \pm 0,44$; $14,6 \pm 0,36$ EAT/g MS, et en flavonoïdes $0,4 \pm 0,09$; $0,5 \pm 0,036$ mg équivalent en rutine/g MS dans les extraits aqueux et méthanoliques des tiges du *Capparis moonii* collectées à India respectivement.

Le terme "tanin" désigne une variété de polyphénols végétaux utilisés pour tanner les peaux brutes. Ce groupe de composés contient des composants oligomériques et polymériques. Les tanins se trouvent en quantités particulièrement élevées dans l'écorce de certains arbres, comme le chêne et les galls. Les tanins forment également des complexes exceptionnels avec certains polysaccharides, acides nucléiques et alcaloïdes (Yahia et *al.*, 2020). Les teneurs en tanins condensés les plus élevées sont enregistrés dans les extraits aqueux. Les travaux effectués par Chavan et *al.* (2001) ont montré que l'extraction des tanins condensés est affectée par le type de solvant d'extraction et les conditions opératoires. Ces teneurs sont variés allant de 0,006 à 0,077 mg/g EC chez les graines et les feuilles respectivement, qui sont inférieurs à celles rapportées par (Akkari et *al.*, 2016) de l'espèce du *Capparis spinosa* dans les extraits aqueux des feuilles fraîches collectées à partir du nord de la Tunisie (2,38 mg EC/g MS) et Yahia et *al.* (2020) qui ont enregistré des teneurs en tanins condensés varies entre $2,05 \pm 0,17$ à $3,13 \pm 0,25$ mg /g EC MS dans les extraits des feuilles du *Capparis spinosa* collectées au sud du Tunisie. En revanche, les graines se sont montré les plus pauvres en tannins condensés.

Les graines sont obtenues à partir du fruit mûr de câpre (baies des câpres), qui ont des rôles très importants dans l'industrie alimentaire (Ara et *al.*, 2014). Les phénols sont un élément important de la qualité des fruits en raison de leur contribution au goût, à la couleur et aux propriétés nutritionnelles des fruits (El Gharras, 2009). Cependant , la quantification des composés phénoliques dans les graines du câprier étudiées fait apparaitre des teneurs moins élevées comparé à ceux rapportés par Ünver et *al.*, (2009) ont enregistré une teneur en polyphénols de $(185,54 \pm 2,45)$ mg GAE /g) dans les extraits méthanoliques des bourgeons du *Capparis ovata*, et ceux de (Tlili et *al.*, 2015) qui ont enregistré des teneurs varies entre 1,31 à

8,14 mg /g EAG MS en polyphénols ; 4,71 à 72,79 mg /gEQ MS) en flavonoïdes ; et 12,71 à 105,61mg/g GAE MS en tanins condensés dans les extraits méthanoliques des graines du câprier Tunisien. En plus, Badr et El-Waseif (2017) ont enregistré une teneur en flavonoïdes de l'ordre de $170,65 \pm 1,53$ mg/100g pour la même espèce. La composition chimique des baies de câpres est influencée par le génotype, la date de récolte, la taille, les conditions environnementales et les méthodes de conservations (Sozzi & Vicente, 2003).

De nombreux processus physiologiques et biochimiques dans l'organisme humain peuvent produire des espèces réactives oxygénées (ERO). La surproduction de ces radicaux libres cause des dommages aux biomolécules (lipides, protéines, les acides nucléiques), en conduisant éventuellement à plusieurs maladies chroniques, telles que l'athérosclérose, le cancer, le vieillissement et d'autres maladies dégénératives (Telli et *al.*, 2010). L'intérêt pour les antioxydants naturels s'est considérablement accru ces dernières années parce que de nombreux antioxydants ont des effets biologiques bénéfiques, notamment antibactériens, antiviraux, antiallergiques et anti-thrombotiques, et parce qu'ils sont liés à une moindre incidence des maladies cardiovasculaires et de certains types de cancer (Salluca et *al.*, 2008).

L'activité antioxydante a été évaluée par la méthode DPPH afin de déterminer le pouvoir antioxydant des différents organes des populations du *Capparis spinosa* L. Les résultats ont montré que tous les extraits testés pour l'ensemble des populations présentent des activités antioxydantes efficaces, qui restent néanmoins nettement inférieure à celle de l'acide ascorbique dont la valeur est de l'ordre de 0,002 mg/ml. Tandis que, les extraits méthanoliques ont exhibé la capacité la plus élevée à réduire le radical DPPH par rapport aux celles des extraits aqueux. Les facteurs contribuant à la variabilité dans la capacité antiradicalaire pourraient être liée à la nature des solvants utilisés dans l'extraction (Tan et *al.*, 2013), aux teneurs en composés phénoliques (Tlili et *al.* 2010 ; Arrar et *al.* 2013), peut être également associée aux autres composés que les composés phénoliques qui sont solubles dans différents solvants (Aliyazicioglu et *al.*, 2013).

Dans notre étude, les feuilles du câprier expriment le meilleur pouvoir antiradicalaire avec des CI50 les plus faibles par rapport aux activités des autres organes. En outre, L'activité antiradicalaire la plus faible a été enregistrée dans les extraits aqueux des graines de la population de Tiaret. Mise en évidence dans un grand nombre des travaux Bhojar et *al.* (2011) ; Akkari et *al.* (2016) ont révélé des moyennes des CI50 de 73,0 ; 101,40 μ g/ml dans les extraits aqueux et méthanoliques des feuilles du *Capparis spinosa* respectivement. Les différentes parties du câprier présentent des composés qui peuvent inhiber l'effet des radicaux

libres nocifs et renforcer les défenses antioxydantes naturelles de l'organisme (Sonmezdag et al., 2019), et qui sont potentiellement utiles contre certaines maladies dégénératives (Nabavi et al., 2011). Sur la base de leur capacité à produire de l'hydrogène, les composés phénoliques peuvent avoir agi comme piègeurs de radicaux libres (Molyneux, 2004).

En plus, les graines du câprier étudiées ont montré une grande capacité antioxydante avec une variabilité significative. Selon Tlili et al. (2015), le pouvoir antioxydant des câpres pourraient constituer une source potentielle de molécules bioactives naturelles susceptibles de remplacer les antioxydants synthétiques. Nos résultats sont comparables à ceux trouvés par (Bouriche et al., 2011 ; Aliyazicioglu et al., 2013; Najafi & Bahabadi, 2015) qui ont enregistré des CI50% d'extrait des fruits du câpres 53 ; 32±0,26 ; 21,25- 52,12µg/ml respectivement, et ceux d'Allaith (2014) rapporte des valeurs de l'ordre de 2,215±0,106 et 6,628±0,261 mmol TEAC/kg MF dans les extraits méthanoliques des pulpes et des graines du câprier de Bahreïn. Et ceux d' Ünver et al. (2009) ont trouvé une CI50% 4,082±0,096 mg/ml d'extrait méthanolique des bourgeons du *Capparis ovata*, qui restent proches à nos moyennes.

On constate que, malgré les écorces des câpres renferment des quantités doubles en polyphénols, flavonoïdes et en tanins condensés, les rendements en extraits comparativement par les graines, mais leurs activités antiradicalaires sont les plus faibles par rapport aux autres organes. Selon Conforti et al. (2011), les différences dans les activités antioxydantes des extraits de plantes pourraient être dues à la composition qualitative et quantitative différente de leurs constituants phénoliques, des acides phénoliques aux flavonoïdes et leurs dérivés.

Les tiges, graines, écorces de la population de Sidi belattar- Mostaganem, ainsi les graines de la population de Mghila-Tiaret possèdent les taux les plus élevés en acide ascorbique. Il a été démontré que les molécules antioxydantes telles que l'acide ascorbique, tocophérol, flavonoïdes et les tanins réduisent et décolorent le DPPH en raison de leur capacité à céder l'hydrogène (Bougandoura et Bendimerad, 2012).

L'étude des corrélations suggère des corrélations négatives et hautement significatives entre la concentration d'inhibition de 50% des radicaux libres avec les teneurs en polyphénols ($R=-0,311^{**}$), et en flavonoïdes ($R=-0,375^{**}$). Une valeur CI50 plus faible correspond à une activité antiradicalaire plus élevée. L'existence de ces fortes corrélations suggérerait que les composés phénoliques existés dans les extraits testés, seraient responsables de leur pouvoir antioxydant. Mise en évidence dans un grand nombre des travaux de (Allaith, 2014 ; Bhojar et al., 2018 ; Yahia et al., 2020) qui ont enregistré des fortes corrélations entre les teneurs en

polyphénols et en flavonoïdes avec l'activité antioxydante. En revanche, ils diffèrent de ceux publiés par (Bhoyar et *al.*, 2011 ; Yadav et *al.*, 2016).

D'après les travaux réalisés par Germano et *al.* (2002); Matthäus & Ozcan (2005); Tlili et *al.* (2009) sur les différentes parties du *C. spinosa*, ont signalés que leurs pouvoir antioxydant peuvent être attribué aux d'autres composés tels que les tocophérols, les caroténoïdes, les flavonoïdes et les glucosinolates et non seulement aux polyphénols.

Conclusion

Conclusion générale

Appartenant au Bassin Méditerranéen, l'Algérie possède un large éventail d'écosystèmes différents, qui augmentent considérablement la diversité de ses ressources génétiques. Jusqu'à présent, les ressources végétales spontanées ont été considérées comme une source d'intérêt majeure pour l'homme et ses besoins, malgré cette importance ces espèces sont encore méconnues et mal exploitées.

Le câprier (*Capparis spinosa L.*) présent un grand intérêt, tant scientifique que pratique et, par conséquent, il revête une grande importance pour le développement durable. Il est très répandu en Algérie, mais demeure très peu exploitée.

Cette étude préliminaire a permis d'avancer quelques hypothèses sur l'impact de l'amplitude écologique sur le polymorphisme phénotypique et phytochimique du câprier algérien. L'étude a été menée sur trois populations naturelles de l'ouest Algérien situées dans trois étages bioclimatiques différents : l'aride chaud (Béchar), le semi-aride frais (Tiaret) et le semi-aride doux (Mostaganem). La caractérisation de ces populations a été faite à travers l'évaluation des traits morphologiques et phytochimiques.

Nos résultats indiquent que le câprier (*Capparis spinosa L.*) est, indiscutablement, une espèce frugale très bien adaptée aux différents bioclimats des régions prospectées. L'évaluation des caractéristiques édaphiques a indiqué que les sols analysés ont un pH alcalin, riches en calcaires et pauvres en matière organique, dont la texture granulométrique diffère d'une région à une autre.

Pour le développement des arbustes du câprier dans les zones prospectées, nous avons observé un décalage dans leurs cycles phénologiques. La population naturelle du câprier de la région aride chaud de Taghith, située sur une zone caractérisée, par des températures hautes, avait une croissance rapide et accélérée par rapport aux autres populations.

La caractérisation morphologique, montre une très grande variabilité entre les feuilles, les fruits et les graines des populations naturelles du câprier de l'ouest Algérien. Les coefficients de variation obtenue ont varié de 6,39 % pour la longueur de la graine à 24,11% pour le nombre des grains par fruit.

Les résultats d'analyse en composante principale (ACP) et la classification hiérarchique par distance de Ward ont regroupé les populations de l'étage semi-aride (Sidi Belattar et Mghila) ensemble et la population de l'étage aride (Taghith) seule.

A partir des résultats de la caractérisation phytochimique, on trouve que la composition phytochimique des graines du câprier (les teneurs en huile, fibres et cendres) et quelques indices physico-chimiques (réfraction, d'acide et acidité, pourcentage d'altération) de leurs huiles analysées ont variés significativement et ont été influencés par la provenance.

Les résultats indiquent que toutes les populations étudiées avaient des graines riches en huiles, fibres et en cendres. Cependant, les huiles analysées possèdent des indices de réfraction qui peuvent les classer comme des huiles pures et non siccatives. Ces huiles avaient des indices de peroxyde conformes aux normes alimentaires. Elles avaient présenté également des indices de saponification élevés qui peuvent les orienter vers la fabrication du savon.

L'indice d'acide de l'huile de la population de Taghith (Bechar) était conforme aux normes, contrairement à celui des huiles des deux autres populations, qui avaient présenté des valeurs très élevées.

Les résultats indiquent que les huiles des graines des trois populations du câprier ont été peu altérées. Leur pourcentage d'altération a été fortement corrélé avec le rendement en huile, l'indice d'acide, l'acidité, la teneur en cendres, l'indice de réfraction, l'indice d'ester et la teneur en fibres.

Les résultats ont aussi montré que tous les organes du câprier (écorces, feuilles, fruits et graines) contenaient des quantités variables en métabolites secondaires (polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés). Cette variation a été due à plusieurs facteurs : le génome de la population, l'organe, le solvant utilisé lors de l'extraction et l'interaction entre eux. Les différents extraits de ces organes ont présenté également une activité antioxydante importante permettant de classer les polyphénols du câprier comme un antioxydant puissant. En outre, les extraits aqueux possèdent les rendements d'extraction et les teneurs en tanins condensés les plus élevées comparativement aux extraits méthanoliques.

L'étude a montré que, les feuilles du câprier algérien étaient les plus riches en flavonoïdes et en tanins condensés, et ont présenté les meilleures capacités antiradicalaires avec les IC_{50} les plus efficaces. Les tiges avaient renfermé des quantités considérables en métabolites secondaires, et avaient présenté également une activité antiradicalaire significative. Les graines du câprier étudiées ont exhibé une grande capacité antioxydante avec une forte variabilité phytochimique. Elles avaient des taux faibles en tannins condensés. On constate que malgré que les écorces des câpres avaient des quantités doubles en polyphénols, flavonoïdes,

tanins condensés et en rendements d'extraction par rapport aux graines, mais leurs activités antiradicalaires étaient les plus faibles.

Les câpriers de Sidi Belattar (Mostaganem) ont été caractérisés par les longueurs, les largeurs des feuilles et des fruits et les poids des fruits les plus élevés. Ils possédaient les graines les moins riches en fibres, et les plus riches en huile et en cendres. Néanmoins, leurs huiles ont été les plus altérées par rapport aux autres populations. Ils étaient caractérisés par des fortes acidités et des indices de réfraction faibles. Les extraits de leurs organes avaient présenté les teneurs les plus élevées en rendement d'extraction, polyphénols, tannins condensés et IC₅₀.

La population du Taghith (Bechar) avait les feuilles les plus longues et les fruits les plus larges avec les pédoncules les plus longs et le poids et le nombre des grains par fruit les plus élevés. Ses graines étaient les plus riches en fibres et les plus pauvres en huile et en cendre. Mais ses huiles étaient les moins altérées et les plus conformes aux normes alimentaires. Les extraits des organes de cette population avaient les teneurs en rendement d'extraction, polyphénols, tannins condensés, et IC₅₀% les plus faibles.

Les mesures morphométriques de population de Mghila-Tiaret ont révélés des valeurs intermédiaires entre celles des autres populations. Les huiles de ses graines avaient présenté les indices : Indice d'acide, indice de saponification, indice d'ester et l'acidité les plus élevés. Les extraits des feuilles de cette population étaient les plus riches en acide ascorbique et en flavonoïdes et avaient, de ce fait, présenté les meilleures activités antiradicalaires. Alors que, les extraits aqueux de ses graines avaient la mauvaise concentration inhibitrice des radicaux libres. Ces extraits étaient les moins riches en polyphénols et en tanins condensés par rapport aux extraits des autres organes.

Globalement, cette étude a montré l'existence d'une variabilité phénotypique et phytochimique très importante entre les populations naturelles étudiées et qui sont éloignées géographiquement et situées sous des étages bioclimatiques différents. Un intérêt particulier devrait être accordé à cette essence en Algérie. Il est fortement recommandé (i) d'évaluer la variabilité génétique de cette espèce avec l'appui de divers outils d'identification : ethnologique, agronomique, biochimique et moléculaire, (ii) d'identifier plus de populations naturelle du *Capparis spinosa* en Algérie, (iii) de la valoriser à travers l'évaluation d'autres activités biologiques, (iv) d'étudier et d'essayer de résoudre le problème de la dormance des grains et le problème de bouturage (rhizogenèse), (v) de leur utilisation pour la réhabilitation

et l'amélioration des sols et (vi) de l'exploiter pour les besoins alimentaires, médicinales et économiques.

Références bibliographiques

- Abbas M., Saeed F., Anjum F. M., Afzaal M., Tufail T., Bashir M.S., Suleria H.A.R. 2017. Natural polyphenols: An overview. *International Journal of Food Properties*, 20(8): 1689-1699. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1220393> .
- Abdelgurfi A. et Laouar M., 1998. Neglected and underutilized species in Algeria. In *International Conference on Neglected and Underutilized Species (NUS)*, Report of IPGRI Conference, pp. 9-11.
- Aguilar R., Quesada M., Ashworth L., Herrerasdiego Y., Lobo J., 2008. Genetic consequences of habitat fragmentation in plant populations: susceptible signals in plant traits and methodological approaches. *Molecular Ecology*, 17: 5177–5188. [Doi: 10.1111/j.1365-294X.2008.03971.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2008.03971.x)
- Ahmed I.A.M., Özcan M.M., AlJuhaimi F., Ghafoor K., Babiker E.E., Osman M.A., Alqah H.A.S., 2021. Quality characteristics of caper seed oils—The impact of extraction: Soxhlet versus cold pressing. *Journal Food Process Preserv*, 45: 1-9. [DOI: 10.1111/jfpp.15266](https://doi.org/10.1111/jfpp.15266).
- Aichour R., Benzidane N., Arrar L., Charef N., Baghiani A., 2018. Hepatoprotective and Anti-inflammatory Activities of Algerian *Capparis spinosa* L. *Annual Research & Review in Biology*, 25: 1–12. <https://doi.org/10.9734/ARRB/2018/40410>.
- Aichour R., Charef N., Baghiani A., Arrar L., 2016. Immunomodulatory effects of Algerian caper. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 8: 51–54.
- Aïssi V.M., Soumanou M.M., Tchobo F. P., Denis K., 2009. Etude comparative de la qualité des huiles végétales alimentaires raffinées en usage au Bénin. *Bulletin d'Informations de la Société Ouest Africaine de Chimie*, (06): 25 – 37.
- Akgül A. & Özcan M., 1999. Some compositional characteristics of capers (*Capparis* spp.) seed and oil. *Grasas y Aceites*, 50: 49–52. <https://doi.org/10.3989/gya.1999.v50.i1.635>
- Akkari H., B'chir F., Hajaji S., Rekik M., Sebai E., Hamza H., Darghouth M.A., Gharbi M., 2016. Potential anthelmintic effect of *Capparis spinosa* (*Capparidaceae*) as related to its polyphenolic content and antioxidant activity. *Veterinari Medicina*, 61 (6): 308–316.
- Akkari H., B'chir F., Hajaji S., Rekik M., Sebai E., Hamza H., Darghouth M.A., Gharbi M., 2016. Potential anthelmintic effect of *Capparis spinosa* (*Capparidaceae*) as related to its polyphenolic content and antioxidant activity. *Veterinari Medicina*, 61, (6): 308–316 [doi: 10.17221/169/2015-VETMED](https://doi.org/10.17221/169/2015-VETMED).
- Akoh C.C., 2017. *Food lipids : chemistry, nutrition, and biotechnology*. Boca Raton : Taylor & Francis, Edition (4). ISBN 9781498744850. <https://lcn.loc.gov/2016030889>.
- Aksay O., Sellib S., Kelebeka H., 2021. LC-DAD-ESI-MS/MS-based assessment of the bioactive compounds in fresh and fermented caper (*Capparis spinosa*) buds and berries. *Food Chemistry*, 337: 127959. [Doi:10.1016/j.foodchem.2020.127959](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127959)
- Aliyazicioglu R., Eyupoglu O.E., Sahin H., Yildiz O., Baltas N., 2013. Phenolic components, antioxidant activity, and mineral analysis of *Capparis spinosa* L. *African Journal of Biotechnology*, 12(47): 6643-6649. [DOI: 10.5897/AJB2013.13241](https://doi.org/10.5897/AJB2013.13241).

- Alkire B., 2003. Capers. Purdue University, Center for New Crops and Planta Products; Lafayette, Indiana. <http://www.hort.purdue.edu/newcrop /cropfactsheets/ caper. html>.
- Allaith A.A.A., 2014. Assessment of the antioxidant properties of the caper fruit (*Capparis spinosa* L.) from Bahrain. Journal of the Association of Arab, Universities for Basic and Applied Sciences, 19: 1-7. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jaubas.2014.07.001>
- Alrawi S.T.J., Humide A.O., Al- jeboori M.D., 2021. Effects of Caper (*Capparis Spinosa*) and Acetic Acid on Lipid Profile and Protein Concentration in the Serum of Albino Mice. Iraqi Journal of Science, 62(7): 2163-2168. DOI: [10.24996/ijs.2021.62.7.5](https://doi.org/10.24996/ijs.2021.62.7.5)
- Al-Safadi B., Elias R., 2011. Improvement of caper (*Capparis spinosa* L.) propagation using in vitro culture and gamma irradiation. Scientia Horticulturae, 127 (3): 290–297. [doi:10.1016/j.scienta.2010.10.014](https://doi.org/10.1016/j.scienta.2010.10.014)
- Al-Safadi, B., 2006. Indirect regeneration in wild *Daucus* species growing in. Adv. Hortic. Sci, 20: 151–155.
- Aluyor E.O., Aluyor P., Ozigagu C.E., 2009. Effect of refining on the quality and composition of groundnut oil. African Journal of Food Science, 3(8): 201-205.
- Aluyor E.O., Ori-Jesu M., 2008. The use of antioxidants in vegetable oils – A review. African Journal of Biotechnology, 7 (25): 4836-4842.
- Aluyor E.O., Ozigagu C.E., Oboh O. I., Aluyor P., 2009. Chromatographic analysis of vegetable oils: A review. Scientific Research and Essay, 4 (4): 191-197. <http://www.academicjournals.org/SRE>.
- Amallah L., Hassikou R., Rhrib K., Gaboun F., Ennadir J., Bouazza F., Taghouti M., 2016. Analyse de la diversité génétique d'une collection de blé dur par les marqueurs agromorphologiques et biochimiques Genetic diversity analysis of durum wheat collection by agro-morphological and biochemical markers. Journal Mater. Environ. Sci, 7(7) : 2435–2444.
- Anne P., 1945. Sur le dosage rapide du carbone organique des sols. Ann. agron, 2(1) : 161-172.
- AOAC., 2000. Official Methods of Analysis. 17th Edition, The Association of Official
- AOAC., 2002. Official Methods of Analysis.17th Ed. Gaithersburg, USA.
- Ara K. M., Karami M., Raofie F., 2014. Application of response surface methodology for the optimization of supercritical carbon dioxide extraction and ultrasound-assisted extraction of *Capparis spinosa* seed oil. Journal of Supercritical Fluids, 85: 173– 182.
- Ara K. M., Karami M., Raofie F., 2014. Application of response surface methodology for the optimization of supercritical carbon dioxide extraction and ultrasound-assisted extraction of *Capparis spinosa* seed oil. Journal of Supercritical Fluids, 85:173– 182.
- Arrar L., Benzidane N., Krache I., Charef N., Khennouf S. & Baghiani A., 2013. Comparison between poly- phenol contents and antioxidant activities of different parts of *Capparis spinosa* L. Pharmacognosy Com- munications, 3: 70–74.

- Arrar L., Benzidane N., Krache I., Charef N., Khennouf S., Baghiani A., 2013. Comparison between polyphenol contents and antioxidant activities of different parts of *Capparis spinosa* L. *Pharmacognosy Communications*, 3 (2): 70-74. [DOI: 10.5530/pc.2013.2.14](https://doi.org/10.5530/pc.2013.2.14).
- Aubert, G., 1978. Méthodes d'analyses des sols. Marseille : C.R.D.P. 360p. Bââth,
- Aytac, Z., Kinaci, G., & Ceylan, A., 2009. Yield and some morphological characteristics of caper (*Capparis spinosa* L.) population cultivated at various slopes in Aegean ecological conditions. *Pakistan Journal of Botany*, 41(2): 591-596.
- Azmir J., Zaidul I.S.M., Rahmana M.M., Sharif K.M., Mohameda A., Sahena F., Jahurul M.H.A., Ghafoor K., Norulaini N.A.N., Omar A.K.M., 2013. Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117: 426–436.
- Badr S.A , El-Waseif M. A., 2017. Influence of Caper (*Capparis spinosa* L.) Seeds Powder Addition as Source of Bioactive Phytochemicals on Quality Attributes and Shelf Life Extension of Beef Burger Patties. *Middle East Journal of Agriculture Research*, 6(04): 1243-1258.
- Bahorun T., Grinier B., Trotin F., Brunet G., Pin T., Luncky M., Vasseur J., Cazin M., Cazin C., Pinkas M., 1996. Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts rom Hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Journal of Arzneimittel-Forschung*, 1086-1089.
- Bahrani M.J., Gask M.R., Shekafandeh A., 2008. Influence of IBA and Cutting Length on Rooting Rate of Wild Caper (*Capparis spinosa* var. *Parviflora*) Stem Cuttings. *Middle Eastern and Russian Journal of Plant Science and Biotechnology*, 2 (2): 78-79.
- Baize, D., 1988. Guide des analyses courantes en pédologie. Institut national de la recherche agronomique.
- Baize, D., 2000. Guide des analyses en pédologie. Paris : 2ème édition revue et augmentée. INRA.
- Barbera G., 1991. Programme de recherche agrimed: le câprier (*Capparis* spp). CEE Rapport EUR13617 FR.
- Barton K. E., 2023. The ontogenetic dimension of plant functional ecology. *Functional Ecology*, 38(1): 98-113.
- Begna T., 2021. Role and economic importance of crop genetic diversity in food security. *Journal Agricultural Science and Food Technology*, 7(1): 164-169. <https://dx.doi.org/10.17352/2455-815X.000104>
- Beloued A., 2009. Plantes médicinales d'Algérie. Edition 5eme. Office des publications universitaires. Constantine, Vol. 284.
- Bennaceur S., Draoui B., Bennamoun L., Touatia B., Saad A., Bourmitac Y., 2012, Experimental study and modeling of sorption isotherm of Kabar Sid EL Cheikh *Capparis spinosa* L. from Bechar (south west Algeria), *Energy Procedia* 18 ,359 – 367.
- Benseghir-Boukhari L.A., Seridi R., 2007. Le câprier, une espèce arbustive pour le développement rural durable en Algérie. *Méditerranée*, 109: 100-105.

- Benseghir-Boukhari, L. A., & Seridi, R., 2013. Le câprier, une espèce arbustive pour le développement rural durable en Algérie. *Méditerranée*, 109(109): 101–105. <https://doi.org/10.4000/mediterranee.117>.
- Benseghir-Boukhari, L.A. et Seridi, R. 2007. Le câprier, une espèce arbustive pour le développement rural durable en Algérie. *Méditerranée*, 109: 100-105
- Benzidane N., Aichour R., Guettaf S., Laadel N., Khenouf S., Baghiani A., & Arrar L., 2020. Chemical investigation, the antibacterial and antifungal activity of different parts of *Capparis spinosa* extracts. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 10(5), 118–125. <https://doi.org/10.22270/jddt.v10i5.4388>.
- Benzidane N., Charef N., Krache I., Baghiani A. & Arrar L., 2013. In Vitro Bronchorelaxant Effects of *Capparis spinosa* Aqueous Extracts on Rat Trachea. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 3: 85–88. <https://doi.org/10.7324/JAPS.2013.3916>.
- Betteridge D. J., 2000. What Is Oxidative Stress. *Metabolism*, 49(2): 3-8.
- Bhoyar M.S., Mishra G.P., Naik P.K., Srivastava R.B., 2011. Estimation of antioxidant activity and total phenolics among natural populations of Caper (*Capparis spinosa*) leaves collected from cold arid desert of trans-Himalayas. *AJCS*, 5(7):912-919.
- Bhoyar, M. S., Mishra, G. P., Naik, P. K., & Singh, S. B., 2018. Evaluation of Antioxidant Capacities and total Polyphenols in Various Edible Parts of *Capparis spinosa* L. Collected from trans-Himalayas. *Def. Life Sci. J.* 3, 30–36.
- Bina F., Bostani A., 2016. Evaluation of the phenotypic variation in a caper (*Capparis spinosa* L.) population growing in south of Tehran using multivariate analysis. *Journal of BioScience and Biotechnology*, 5: 1–7.
- Bodaghzadeh A., Alirezalu K., Amini S., Alirezalu A., Domínguez R., Lorenzoc J.M., 2021. Fatty acid composition, phytochemicals and antioxidant potential of *Capparis spinosa* seeds. *Grasas y aceites*, 72 (4): 0017-3495. <https://doi.org/10.3989/gya.0890201>
- Borges C.V., Minatel I.O., Gomez-Gomez H.A., Lima G.P.P., 2017. Medicinal Plants: Influence of Environmental Factors on the Content of Secondary Metabolites. In: Ghorbanpour, M., Varma, A. (eds) *Medicinal Plants and Environmental Challenges*, 259-277 https://doi.org/10.1007/978-3-319-68717-9_15.
- Bougandoura N., Bendimerad N., 2012. Effet antifongique des extraits aqueux et méthanolique de satureja calamintha ssp.(Nepeta) briq. *Revue des Bio Ressources*, 2 (1): 1-7.
- Boullard B., 2001. *Plantes médicinales du monde: Réalités & Croyances*. Edition Estem, p. 660. ISBN 2843711177, 9782843711176. <http://Books.Google.fr/>.
- Bourhim T., Chakhchar A., Lamaoui M., El Kharrassi Y., Alaoui A., 2021. Morphological characterization and assessment of genetic diversity of natural Moroccan populations of *Capparis spinosa*. *Acta Physiologiae Plantarum*, 43: 1–10. <https://doi.org/10.1007/s11738-021-03209-1>.
- Bouriche H., Karnouf N., Belhadj H., Dahamna S., Harzalah D., Senator A., 2011. Free radical, metal-chelating and antibacterial activities of methanolic extract of *Capparis spinosa* buds. *Adv. Environ. Biol*, 5: 281–287.

- Burton G. J., Jauniaux E., 2011. Oxidative stress. Best Practice & Research Clinical Obstetrics and Gynaecology, 25:287–299.
- Chalak L., Perin A., Elbitar A. & Chehade A., 2007. Phenotypic diversity and morphological characterization of *Capparis spinosa* L. in Lebanon. Biologia Tunisie, 4bis: 28–32.
- Chavan U.D., Shahidi F., Naczki M., 2001. Extraction of condensed tannins from beach pea (*Lathyrus maritimus* L.) as affected by different solvents. J. Food Chem, 75: 509-512.
- Chedraoui S, Abi-Rizk A, El-Beyrouthy M, Chalak L, Ouaini N., Rajjou L., 2017. *Capparis spinosa* L. in A Systematic Review: A Xerophilous Species of Multi Values and Promising Potentialities for Agrosystems under the Threat of Global Warming. Frontiers in Plant Science, 8:1845. [doi: 10.3389/fpls.2017.01845](https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01845).
- Cheung P.C.K., Mehta B.M., 2015. Handbook of food chemistry. Springer Berlin Heidelberg, 1–1173. <https://doi.org/10.1007/978-3-642-36605-5>
- Chew K.K., Ng S.Y., Thoo Y.Y., Khoo M.Z., Wan Aida W.M., Ho C.W., 2011. Effect of ethanol concentration, extraction time and extraction temperature on the recovery of phenolic compounds and antioxidant capacity of *Centella asiatica* extracts. International Food Research Journal, 18: 571-578.
- Chhikara N., Kaur A., Mann S., Garg M.K., Sofi S.A., Pangha A., 2021. Bioactive compounds, associated health benefits and safety considerations of *Moringa oleifera* L.: an updated review. Nutrition and Food Science, 51 (2): 255-277. [DOI 10.1108/NFS-03-2020-0087](https://doi.org/10.1108/NFS-03-2020-0087)
- Cho Y.J., Kim T.E., Gil B., 2013. Correlation between refractive index of vegetable oils measured with surface plasmon resonance and acid values determined with the AOCS official method LWT - Food Science and Technology, 53 (2): 517-521. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2013.03.016>.
- Chung K.T., Wong T.Y., Wei C., Huang Y.W., Lin Y., 1998. Tannins and Human Health: A Review, Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 38(6): 421-464, [DOI: 10.1080/10408699891274273](https://doi.org/10.1080/10408699891274273).
- Codex Alimentarius, 1999. Norme pour les huiles végétales portant un nom spécifique - CX-S.
- Conforti F., Modesto S., Menichini F., Statti G.A., Uzunov D., Solimene U., Duez P., Menichini F., 2011. Correlation between Environmental Factors, Chemical Composition, and Antioxidative Properties of Caper Species Growing Wild in Calabria (South Italy). Chemistry & biodiversity, 8 : 518-531.
- Cuvelier, C., Cabaraux, J.-F., Dufrasne, I., Hornick, J.-L., and Istasse, L., 2004. Acides gras: nomenclature et sources alimentaires.
- Daira N.E., Maazi M.C. & Chefrou A., 2016. Contribution à l'étude phytochimique d'une plante médicinale (*Ammoides verticillata* Desf. Briq.) de l'Est Algérien. Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège, 85 : 276–290.
- Danin A. 2010. Capparis in the East Mediterranean countries. Flora Mediteranea, 20: 179–185.

- Danlami J.M., Arsad A., Zaini M.A.A., Sulaiman H., 2014. A comparative study of various oil extraction techniques from plants. *Rev Chem Eng*, 30(6): 605–626. [DOI:10.1515/revce-2013-0038](https://doi.org/10.1515/revce-2013-0038).
- Das A.K., Islam M.N., Faruk M.O., Ashaduzzaman M., Dungani R., 2020. Review on tannins: Extraction processes, applications and possibilities. *South African Journal of Botany*, 135, 58–70. [doi:10.1016/j.sajb.2020.08.008](https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.08.008).
- Daulatabad C.M.J.D, Desai V.A, Hoshmani K.M., 1991. New source of oil with novel fatty acids for industrial utilization. *Ind Eng Chem Res*, 30: 2596–8.
- de Vicente, M. C., López, C., & Fulton, T. (2004). Marqueurs moléculaires module d'enseignement-Vols 1 et 2.
- Despiau C., 1978. Les solvants d'extraction : Deux aspects technologiques et économiques. Incidences sur le choix du solvant. *Revue française de corps gras*, Paris. 25(1) : 7 – 9. 102
- Doat J., 1978. Les tannins dans les bois tropicaux. *Revue Bois et forêt des tropiques*, 182.
- Douieb H., Benlemlih M., 2010. Improvement organoleptic qualities of fermented caper through an experimental factorial design *Capparis spinosa* L. *Internet Journal of Food Safety*, 12: 35-44.
- Dubois V., Breton S., Linder M., Fanni J., Parmentier M., 2007. Fatty acid profiles of 80 vegetable oils with regard to their nutritional potential. *Eur. J. Lipid Sci. Technol*, 109 :710–732. [DOI 10.1002/ejlt.200700040](https://doi.org/10.1002/ejlt.200700040).
- Duman E., Özcan M.M., 2013. Physicochemical properties of seeds of *Capparis* species growing wild in Turkey. *Environ Monit Assess*. [DOI 10.1007/s10661-013-3546-z](https://doi.org/10.1007/s10661-013-3546-z).
- Duman E., Özcan M.M., 2015. Physicochemical properties of caper species seed oils collected from two different harvest years. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95 (14): 2965-2972. [DOI 10.1002/jsfa.7040](https://doi.org/10.1002/jsfa.7040)
- Ehrich D., Jorde P.E., 2005. High genetic variability despite high-amplitude population cycles in lemmings. *Journal of Mammalogy*, 86(2):380-385. <http://dx.doi.org/10.1644/BER-126.1>
- El Amri N., Errachidi F., Bour A., Bouhaddaoui S., Chabir R., 2019. Morphological and Nutritional Properties of Moroccan *Capparis spinosa* Seeds. *The Scientific World Journal*, 8. <https://doi.org/https://doi.org/10.1155/2019/8594820>
- El Gharras H., 2009. Polyphenols: food sources, properties and applications – a review. *International Journal of Food Science and Technology*, 44: 2512–2518.
- El-Waseif M.A., Badr S.A., 2018. Using Egyptian caper seeds oil (*Capparis spinosa* L.) as a natural antioxidant to improving oxidative stability of frying oils during deep fat frying. *World journal of dairy & food sciences*, 13 (1): 18-30. [DOI: 10.5829/idosi.wjdfs.2018.18.30](https://doi.org/10.5829/idosi.wjdfs.2018.18.30).
- Fasina O. O., Hallman C. H. M., Clementsa C., 2006. Predicting Temperature-Dependence Viscosity of Vegetable Oils from Fatty Acid Composition. *JAOCS* 83(10): 899- 903.

- Feldman E. B., 1997. Phenolics: Prooxidants or Antioxidants. *Nutrition Reviews*, Vol. 55, No. 11: 396-407.
- Fici, S. 2001. Intraspecific variation and evolutionary trends in *Capparis spinosa* L. (Capparaceae). *Plant Syst. Evol.*, 228: 123-141.
- Fine F., Vian M.A., Tixier A.S.F., Carre P., Pages X., Chemat F., 2013. Les agro-solvants pour l'extraction des huiles végétales issues de graines oléagineuses. *Journal Oilseeds & Fats Crops and Lipids*, 20(5) :502. [DOI: 10.1051/ocl/2013020](https://doi.org/10.1051/ocl/2013020).
- Fu X.P., Wua T., Abdurahim M. , Su Z., Xue Ling Hou , Aisa H.A., Wu H., 2008. New spermidine alkaloids from *Capparis spinosa* roots. *Phytochemistry Letters*, 1 : 59–62.
- Galib N. A., Algfri S.K., 2016. Phytochemical screening and antioxidant evaluation by DPPH of *Capparis cartilaginea* Decne leaves. *Journal of Medicinal Plants Studies*, 4(5): 280-286.
- Gavrilovic M, Maginot MJ, Wallach J (1996). *Biosciences et technique de manipulation d'analyse biochimique*. 3ème édition pp : 36-38.
- Gepts P., 2006. Plant Genetic Resources Conservation and Utilization: The Accomplishments and Future of a Societal Insurance Policy. *Crop Science*, 46(5): 2278-2292.
- Germano M.P., Pasqual R.D., D'angelo V., Catania S., Silvari V., Costa C., 2002. Evaluation of Extracts and Isolated Fraction from *Capparis spinosa* L. Buds as an Antioxidant Source. *J. Agric. Food Chem.* 50, 1168-1171.
- Giuffrida D., Salvo F., Toscano G., Dugo G., 2002. Initial investigation on some chemical constituents of capers (*Capparis spinosa* L.) from the island of Salina. *Italian Journal of Food Science* , 14 (1): 25-33
- Gonzalez-Pinto A., Martinez-Cengotitabengoa M., Arango C., Baeza I., Otero-Cuesta S., Graell-Berna M., Soutullo C., Leza J.C., Micó J.A., 2012. Antioxidant defense system and family environment in adolescents with family history of psychosis. *BMC Psychiatry*, 12:200.
- Gonzalez-Pinto A., Martinez-Cengotitabengoa M., Arango C., Baeza I., Otero-Cuesta S., Graell-Berna M., Soutullo C., Leza J.C., Micó J.A., 2012. Antioxidant defense system and family environment in adolescents with family history of psychosis. *BMC Psychiatry* 2012, 12:200.
- Gratani L., 2014. Plant phenotypic plasticity in response to environmental factors. *Advances in botany*, 2014.
- Gristina A.S., Fici S., Siragusa M., Fontana I., Garfi G. & Carimi F., 2014. Hybridization in *Capparis spinosa* L.: molecular and morphological evidence from a Mediterranean island complex. *Flora*, 209: 733– 741. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2014.09.002>.
- Grivet L., Noyer J-L., 1999. Les méthodes de marquage biochimique et moléculaire. In : *Diversité génétique des plantes tropicales cultivées = Genetic diversity of cultivated tropical plants*. Hamon Perla (ed.), Seguin Marc (ed.), Perrier Xavier (ed.), Glaszmann Jean-Christophe (ed.). Montpellier : CIRAD, 13-41. ISBN 2-87614-344-8

- Güteryüz, M., Özkan, G., and Ercisli, S. (2009). "Caper (*Capparis* spp.) growing techniques and economical importance," in 1st International Symposium on Sustainable Development (Sarajevo), 94–97
- Gull T., Anwar F., Sultana B., Alcayde M.A.C, Nouman W., 2015. *Capparis* species: A potential source of bioactives and high-value components: A review. *Industrial Crops and Products*, 67 : 81–96.
- Gupta A.S., Chakrabarty M. M. 1964. Composition of the seed fats of the *capparidaceae* family. *J. Sci. Fd Agric.*, Vol. 15,
- Haciseferoğullari H., Özcan M.M., Duman E., 2011. Biochemical and technological properties of seeds and oils of *Capparis spinosa* and *Capparis ovata* plants growing wild in Turkey. *Journal of Food Processing & Technology*, 2: 2–7. <https://doi.org/10.4172/2157-7110.1000129>.
- Hamed A. R., Abdel-Shafeek K. A., Abdel-Azim N. S., Ismail S. I., Hammouda F. M., 2007. Chemical investigation of some *Capparis* species growing in Egypt and their antioxidant activity. In *Evidence-based Complementary and Alternative Medicine*, 4:25–28. <https://doi.org/10.1093/ecam/nem110>.
- Hanson J.R., 2018. Microbiological hydroxylations with *Cephalosporium aphidicola*. *Journal of Chemical Research*, 42(9):494-496. <https://doi.org/10.3184/174751918X15361618048365>
- Hawkes J. G., Maxted N., Ford-Lloyd B. V., 2012. *The ex situ conservation of plant genetic resources*. Springer Science & Business Media.
- Herculano L.S., Lukasiewicz G.V.B., Sehn E., Torquato A.S., Belançon M.P., Savi E., Kimura N.M., Malacarne L.C., Baesso M.L., Astrath N.G.C, 2021. The correlation of physicochemical properties of edible vegetable oils by chemometric analysis of spectroscopic data. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 245: 118877.
- Hoban S., Campbell C.D., Silva J.M.D, Ekblom R., Funk W.C., Garner B.A., Hunter M.E., 2021. Genetic diversity is considered important but interpreted narrowly in country reports to the Convention on Biological Diversity: Current actions and indicators are insufficient. *Biological Conservation*, 261 : 109233. [DOI : 10.1016/j.biocon.2021.109233](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2021.109233).
- Hu Z, Lewis JA, Hanley AB, Fenwick GR. 1989. 2-Hydroxyethyl glucosinolate from *Capparis masaikai* of Chinese origin. *Phytochemistry*, 28: 1252–4.
- Hughes A.R., Inouye B.D., Johnson M.T.J., Underwood N., Vellend M., 2008. Ecological consequences of genetic diversity. *Ecology Letters*, 11: 609–623. [doi: 10.1111/j.1461-0248.2008.01179.x](https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2008.01179.x)
- Huseinia T.H.F, Hasani-Rnjbarb S., Nayeib N., Heshmatc R., KhaliqiSigaroodid F., Ahvazid M., Alaeie B.A., Kianbakht S., 2013. *Capparis spinosa* L. (Caper) fruit extract intreatment of type 2 diabetic patients: Arandomized double-blindplacebo-controlled clinical trial. *Complementary Therapies in Medicine*, (21): 447-452.

- Hussain S, Ma BL, Saleem MF, Anjum SA, Saeed A, Iqbal J (2012). Abscisic Acid Spray on Sunflower Acts Differently under Drought and Irrigation Conditions. *Agronomy Journal*. 104(3): 561–568.
- Inocencio C., Rivera D., Obón M.C., Alcaraz F., Barreña J.A., 2006. A systematic revision of *capparis* section *capparis* (*capparaceae*). *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 93(1): 122-149. [https://doi.org/10.3417/0026-6493\(2006\)93\[122:ASROCS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.3417/0026-6493(2006)93[122:ASROCS]2.0.CO;2)
- Inocencio C., Cowan R.S., Alcaraz F., Rivera D., Fay M.F., 2005. AFLP fingerprinting in *Capparis* subgenus *Capparis* related to the commercial sources of capers. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 52: 137–144.
- Inocencio C., Rivera D., Alcaraz F., Tomás-Barberán F.A., 2000. Flavonoid content of commercial capers (*Capparis spinosa*, *C. sicula* and *C. orientalis*) produced in mediterranean countries. *European Food Research and Technology*, 212(1), 70–74. <https://doi.org/10.1007/s002170000220>.
- Institut de technologie agricole, 1977. Laboratoire du sol. Méthodes d'analyses physiques et chimiques du sol. 3Ed.I.T.A. Mostaganem. 105p.Jangid
- International Olive Oil Council (IOOC), 2003. Trade standard applying to olive oil and olive-pomace oil. COI/T15/NC No 3, 25 June 2003.
- Ivanovs K., Blumberga D., 2017. Extraction of fish oil using green extraction methods: a short review. *Energy Procedia*, 128:477–483.
- Jenczewski E.; Prospero J M.; Ronfort J., 1999. Evidence for gene flow between wild and cultivated *Medicago sativa* (*Leguminosae*) based on allozyme markers and quantitative traits. *Am J Bot* 86: 677.
- Jiménez-López, J., Ruiz-Medina, A., Ortega-Barrales, P., Llorent-Martínez, E.J., 2018. Phytochemical profile and antioxidant activity of caper berries (*Capparis spinosa* L.): evaluation of the influence of the fermentation process, *Food Chemistry*, 250: 54–59. [Doi:https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.010](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.010).
- Kaur S., Das M., 2011. Functional foods: an overview. *Food Sci Biotechnol*, 20(4):861–875.
- Kdimy A., El Yadini M., Guaadaoui A., Bourais I., El Hajjaji S., Le H.V., 2022. Phytochemistry, Biological Activities, Therapeutic Potential, and Socio-Economic Value of the Caper Bush (*Capparis Spinosa* L.). *Chemistry and Biodiversity*, 19(10): <https://doi.org/10.1002/cbdv.202200300>
- Khalaf G.A., Arafah, R., 2010. P3 : *Capparis spinosa* L. “Caper”: In Vitro Propagation, Callus Culture and Secondary Metabolites Production and Bioassay. In Conference on Biotechnology Research and Applications in Palestine, 26–27.
- Koufan M., Belkoura I., Mazri M.A., 2022. In Vitro Propagation of Caper (*Capparis spinosa* L.): A Review. *Horticulturae*, 8 :737. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080737>
- Kpoviessi D.S.S., Accrombessi G.C., Kossouh C., Soumanou M.M., Moudachirou M., 2004. Propriétés physico-chimiques et composition de l'huile non conventionnelle de pourghère (*Jatropha curcas*) de différentes régions du Bénin. *Comptes Rendus Chimie*, 7: 1007–1012.

- Kremer A., 1994. Diversité génétique et variabilité des caractères phénotypiques chez les arbres forestiers. *Genetics Selection Evolution*, 26(1):105-123.
- Kumar S., Sharma R., Kumar V., Vyas G.K., Rathore A., 2013. Combining molecular-marker and chemical analysis of *Capparis decidua* (Capparaceae) in the Thar Desert of Western Rajasthan (India). *International Journal of Tropical Biology*, 61(1): 311-320.
- Kumar K., Srivastav S., Sharanagat V.S., 2021. Ultrasound assisted extraction (UAE) of bioactive compounds from fruit and vegetable processing by-products: A review. *Ultrasonics – Sonochemistry*, 70: 105325. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2020.105325>.
- Laikre L., 2010. Genetic diversity is overlooked in international conservation policy implementation. *Conserv Genet*, 11:349–354. [DOI:10.1007/s10592-009-0037-4](https://doi.org/10.1007/s10592-009-0037-4).
- Lecerf J.M., 2011. Les huiles végétales : particularités et utilités Vegetable oils: Particularities and usefulness. *Médecine des maladies Métaboliques*, 5(3) : 257-262.
- Legua P., Martinez J.J., Melgarejo P., Martinez R., Hernandez Fca., 2013. Phenological growth stages of caper plant (*Capparis spinosa* L.) according to the Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical scale. *Annals of Applied Biology*, 163(1): 135-141. [doi:10.1111/aab.12041](https://doi.org/10.1111/aab.12041).
- Li H.B., Cheng K.W., Wong C.C., Fan K.W., chen F., Tian Y. (2007). Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fraction of selected microalgae. *Food Chemistry*. Pp771-776.
- Lion PH (1955). *Travaux pratiques de chimie organique*. Ed. Dunod, Paris. Lisar
- Liu X, Maeda S, Hu Z, T. Aiucht, Nakaya K, Kurihara Y., 1993. Purification, complete amino acid sequence and structural characterization of the heat-stable sweet protein, mabinlin II. *Eur J Biochem*, 211:281–7.
- Mahmodi N., Sharifi-Sirchi G.R., Cheghamirza K., 2022. Evaluation of Molecular and Morphological Diversity of *Capparis Spinosa*. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 69 (4): 1509-1534. DOI: <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-191689/v1>
- Makkar H.P.S., Siddhuraju P., Becker K., 2007. Alkaloids. *Methods in Molecular Biology*, 107–111. [Doi: 10.1007/978-1-59745-425-4_18](https://doi.org/10.1007/978-1-59745-425-4_18)
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L., 2004. Polyphenols: Food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, 79 (5):727-747. <https://doi.org/10.1093/ajcn/79.5.727>.
- Matthaus B., Özcan M., 2002. Glucosinolate composition of young shoots and flower buds of capers (*Capparis species*) growing wild in Turkey. *J Agric Food Chem*, 50:7323–5.
- Matthäus B., Ozcan M., 2005. Glucosinolates and Fatty Acid, Sterol, and Tocopherol Composition of Seed Oils from and *Capparis spinosa* Var. *spinosa* and *Capparis ovata* Desf. Var. *canescens* (Coss.) Heywood. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 2005, 53, 7136–7141. [DOI: 10.1021/jf051019u](https://doi.org/10.1021/jf051019u).

- Matthäus B., Zhukovets T., Özcan M.M., 2021. *Quantification of Fatty Acid, Tocopherol and Sterol Contents in Capparis spp. Seed Oils*. *Erwerbs-Obstbau*, 63:85–89. <https://doi.org/10.1007/s10341-020-00538-2>
- Mazarei F., Jooyandeh H., Noshad M., Hojjati M., 2017. Polysaccharide of caper (*Capparis spinosa* L.) Leaf: Extraction optimization, antioxidant potential and antimicrobial activity, *International Journal of Biological Macromolecules*, 95, 224-231. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.11.049>.
- Meddour L. A., Yahia M., Benkiki N., Ayachi A., 2013. Étude de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'un ensemble des parties de la fleur du *capparis spinosa*. *Lebanese Science Journal*, Vol. 14, No. 1, 49.
- Michallet I., 2017. Diversité biologique (définition). Marie Cornu ; Fabienne Orsi ; Judith Rochfeld. *Dictionnaire des biens communs*, Presses universitaires de France, pp.359-362, 978-2-13-065411-7. fahal-01975363f.
- Molyneux P. , 2004. The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin J. Sci. Technol.*, 26(2) : 211-219.
- Muhaidat R., Al-Qudah M.A., Al-Shayeb A., Jacob J.H, Al-Jaber H.I., Hussein E., Al-Tarawneh I.N., Abu Orabi S.T., 2013. Chemical profile and antibacterial activity of crude fractions and essential oils of *Capparis ovata* Desf. and *Capparis spinosa* L. (*Capparaceae*). *International Journal of Integrative*, 14 (1): 39.
- N'da H.A., Akanvou L., Akanvou R., Bi I.A.Z., 2014. Évaluation de la diversité agromorphologique des accessions de maïs (*Zea mays* L.) collectées en Côte d'Ivoire. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 20: 3144–3158.
- N'da H.A., Kouakou C.K., Zoro A.I.B., 2014. Diversité morphologique des variétés locales de maïs (*zea mays* L.) Collectées au centre et centre-ouest de la cote d'ivoire. *European Scientific Journal*, 10 (12): 1857 – 7881.
- Nabavi S.F. Maggi F., Daglia M., Habtemariam S., Rastrelli L., Nabavi S.M., 2019. Pharmacological Effects of *Capparis spinosa* L. *Phytotherapy research phytother*, 30(11): 1733-1744. [DOI: 10.1002](https://doi.org/10.1002).
- Naczki M., Shahidi F., 2004. Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of chromatography*, 1054(1-2): 95-111.
- Naili MB., Alghazeer RO., Saleh NA., and Al-Najjar AY., 2010. Evaluation of bacterial and antioxidant activities of *Artimisia Campestris* (*Asraceae*) and *Ziziphus lotus* (*rhamnaceae*). *Arabian journal of chemistry*, 3: 79-84.
- Najafi S., Bahabadi S., 2015. Analysis and antibacterial activity of the fruit of *capparis spinosa* L. (caper) extracts. *Journal of International Research in Medical and Pharmaceutical Sciences*, 6(2), 63-71.
- Nde D.P., Foncha A.C., 2020. Optimization Methods for the Extraction of Vegetable Oils: A Review. *Processes* , 8: 209; [doi:10.3390/pr8020209](https://doi.org/10.3390/pr8020209).

- NF T60 204 (AFNOR, 1981). Détermination de l'indice d'acide. Association Française de Normalisation, Recueil de normes françaises des corps gras, graines oléagineuse, produits dérivés. Ed. AFNOR, 1981. Paris. NFT
- NFT 60 212 (AFNOR, 1984). Détermination de l'indice de réfraction. Association Française de Normalisation, Recueil de normes françaises des corps gras, graines oléagineuse, produits dérivés. Ed. AFNOR, 1984. Paris.
- NFT 60 212 (AFNOR, 1984). Détermination de l'indice de réfraction. Association Française de Normalisation, Recueil de normes françaises des corps gras, graines oléagineuse, produits dérivés. Ed. AFNOR, 1984. Paris.
- NFT 60 220 (AFNOR, 1981). Détermination de l'indice de peroxyde. Association Française de Normalisation, Recueil de normes françaises des corps gras, graines oléagineuse, produits dérivés. Ed. AFNOR, 1981. Paris.
- Ng T.B., Lam S.K., Cheung R.C.F., Wong J.H., Wang H.X., Ngai P.H.K., Ye X., Chan Y.S., Fang E.F., 2011. Therapeutic Use of Caper (*Capparis spinosa*) Seeds, chapitre 33.
- Nielsen, S. S., & Marshall, M. R., 2010. Ash analysis. Food Analysis, 105-115.
- Olmez Z., Zeki Y., Ucler A.O., 2004. Effects of H₂SO₄, KNO₃ and GA₃ Treatments on Germination of Caper (*Capparis ovata* Desf.) Seeds. Pakistan Journal of Biological Sciences, 7(6): 879-882.
- Ozbek O. & Kara A., 2013. Genetic variation in natural populations of *Capparis* from Turkey, as revealed by RAPD analysis. Plant systematics and Evolution. <https://doi.org/10.1007/s00606-013-0848-0>
- Özcan M., Haciseferogulları H., Demir F., 2004. Some physico-mechanic and chemical properties of capers (*Capparis ovata* Desf. var. *canescens* (Coss.) Heywood) flower buds. Journal of Food Engineering, 65:151–155. [Doi: 10.1016/j.jfoodeng.2004.01.006](https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2004.01.006).
- Ozenda P., 1991. Flore et végétation du Sahara. Ed. CNRS, 3^{ème} édition augmentée, Paris: 662 p.
- Palomino J.M., Arbol J.T.D., Benomar N., Abriouel H., Canamero M.M., Galvez A., Pulido R.P., 2014. Application of *Lactobacillus plantarum* Lb9 as starter culture in caper berry fermentation. LWT - Food Science and Technology, (60): 788-794.
- Patra A., Abdullah S., Pradhan R.C., 2022. Review on the extraction of bioactive compounds and characterization of fruit industry by-products. Bioresources and Bioprocessing, 9:14. <https://doi.org/10.1186/s40643-022-00498-3>.
- Perez-Pulido R., Abriouel H., Ben Omar N., Lucas R., Martinez-Canamero M., Galvez A., 2006. Safety and potential risks of enterococci isolated from traditional fermented capers. Food and Chemical Toxicology, (44): 2070–2077.
- Piedallu C., Le Bourgeois 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.
- Pikula K., Zakharenko A., Stratidakis A., Razgonova M., Nosyrevd A., Mezhev Y., Tsatsakis A., Golokhvast K., 2020. The advances and limitations in biodiesel

- production: feedstocks, oil extraction methods, production, and environmental life cycle assessment. *Green chemistry letters and reviews*, 13 (4): 11–30. <https://doi.org/10.1080/17518253.2020.1829099>
- Prakash D., Singh B.N., Upadhyay G., 2007. Antioxidant and free radical scavenging activities of phenols from onion (*Allium cepa*). *Food Chemistry* 102: 1389-1393.
- Qaderi M.M., Martel A.B.; Strugnell C.A., 2023. Environmental Factors Regulate Plant Secondary Metabolites. *Plants*, 12: 447. <https://doi.org/10.3390/plants12030447>.
- Raissi A., Arbabi M., Rasoolizadeh M. A., 2016. *Capparis spinosa* L; An important medicinal plant from Sistan and Baloochestan province, Iran. *Journal of productivity and development*, 2(3):90-101.
- Raja,P.,Rahim,A.,Qureshi,A. & Awang,K. 2014.Green synthesis of silver nanoparticles using tannins. *Materials Science-Poland*, 32(3) 408-413. <https://doi.org/10.2478/s13536-014-0204-2>.
- Rajesh P., Selvamani P., Latha S., Saraswathy A., Kannan V R., 2009. A review on chemical and medicobiological applications of *capparidaceae* family. *Pharmacognosy Reviews*, 3:378-87.
- Rajora OM P., 1990. Marker allozyme genes and alleles for differentiation of *Populus deltoides*, *P. nigra*, *P. maximowiczii*, and their interspecific hybrids. *CAN. J. BOT.*, volume 68.
- Rao K.N., 2004. Plant genetic resources: Advancing conservation and use through biotechnology. *African Journal of Biotechnology*, 3(2): 136–145. <https://doi.org/10.5897/ajb2004.000-2025>.
- Rao R., Hodgkin T., 2002. Genetic diversity and conservation and utilization of plant genetic resources. *Plant cell, tissue and organ culture*, 68, 1-19.
- Rhimi A., Hannachi H., Hjaoujia S. & Boussaid M., 2012. The use of morphological descriptors to study variability in wild populations of *Capparis spinosa* L. (*Capparaceae*) in Tunisia. *African Journal of Ecology*, 51: 47–54. <https://doi.org/10.1111/aje.12012>.
- Rhizopoulou S., Ioannidi E., Alexandredes N., Argiropoulos A., 2006. A study on functional and structural traits of the nocturnal flowers of *Capparis spinosa* L. *Journal of Arid Environments*, 66: 635-647. [doi:10.1016/j.jaridenv.2005.12.009](https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2005.12.009).
- Rivera D., Inocencio C., Obón C., Alcaraz F., 2017. Review of Food and Medicinal Uses of *Capparis* L. Subgenus *Capparis* (*Capparidaceae*).*Economic Botany*, 57 (4): 515-534. [Doi:193.194.87.119](https://doi.org/10.1007/s003340200042).
- Rivera D., Inocencio C., Obón C., Carreño E., Reales A., Alcaraz, F., 2002. Archaeobotany of capers (*Capparis*) (*Capparaceae*). *Vegetation History and Archaeobotany*, 11(4), 295–313. <https://doi.org/10.1007/s003340200042>
- Rodrigo M., Lazaro M.J., Alvarruiz A. et Giner V. (2006). Composition of Capers (*Capparis spinosa*): Influence of Cultivar, Size and Harvest Date. *Journal of Food Science*. 57(5): 1152-1154.

- Romeo V., Ziino M., Giuffrida D., Conduro C., Verzera A., 2007. Flavour profile of capers (*Capparis spinosa* L.) from the Eolian Archipelago by HS-SPME/GC-MS, Food Chemistry, (101):1272–1278.
- Roth, G. D. 2017. Guide de la météorologie. Suisse: Delachaux et Niestlé.
- Saadaoui E., Gómez J.J.M., Cervantes E., 2013. Intraspecific variability of seed morphology in *Capparis spinosa* L. Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica, 55: 99–106. <https://doi.org/10.2478/abcsb-2013-0027>.
- Saifi N., Echchgadda G. & Ibijbijen J., 2010. The morphological characterization of caper plant (*Capparis* spp.) in North Morocco. Journal of Food, Agriculture & Environment, 8: 876–881.
- Saifi N., Echchgadda G., Nassiri L., Ibijbijen J., 2014. Aptitude à la rhizogenèse et à la germination de quelques écotypes marocains du câprier (*Capparis* spp). Science Lib Editions Mersenne: Volume 6, N° 141201.
- Salluca T.G., Peñarrieta J.M., Alvarado J.A., Bergenståhl B., 2008. Determination of total phenolic compounds content and the antioxidant capacity of Andean Tubers and roots (Isaño, Oca, Ulluco and Arracacha). Revista boliviana de química, 25(1): 59-62.
- Sanchez-Moreno C., 2002. Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems; International Journal of Food Science and Technology, 8: 121- 137.
- Sanogo R., Diallo D., Diarra S., Ekoumon C., Bougoudougou F., 2006. Activité antibactérienne et antalgique des deux recettes traditionnelles utilisées dans le traitement des infections urinaires et la cystite au Mali. Mali Medical, 18-24.
- Saraf A., Sankhala S., 2014. Simultaneous Determination of Rutin and Quercetin in Different Parts of *Tecomella undulata*(Seem): An Endangered Medicinal Plant. International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research; 6(3); 434-439.
- Satyanarayana T., Anjana A.M., Vijetha P., 2008. Phytochemical and Pharmacological Review of Some Indian *Capparis* Species. Pharmacognosy Reviews, 2 (4): 36-45.
- Sessiz A., Esgici R., Kızıllı S., 2007, Moisture-dependent physical properties of caper (*Capparis* spp.) fruit. Journal of Food Engineering, (79): 1426–1431.
- Shahrajabian M.H., Sun W., Cheng Q., 2021. Plant of the Millennium, Caper (*Capparis spinosa* L.), chemical composition and medicinal uses. Bulletin of the National Research Centre, 45(1):131. <https://doi.org/10.1186/s42269-021-00592-0>
- Shakrishvili N., Osishvili L., 2013. Sexual phenotype of *Capparis herbacea* (*Capparaceae*). Turkish Journal of Botany, 37(4): 682-689.
- Soltner D., 1989. The bases of the vegetable production. Volume I. Ed. Ground, CSTA, Ange.
- Sonmezdag A.S, Kelebek H., Selli S., 2019. Characterization of Aroma-Active Compounds, Phenolics, and Antioxidant Properties in Fresh and Fermented Capers (*Capparis spinosa*) by GC-MS-Olfactometry and LC-DAD-ESI-MS/MS. Journal of Food Science, 84 (9): 2449-2457.

- Sonmezdag A.S., Kelebek H., Selli S., 2019. Characterization of Aroma-Active Compounds, Phenolics, and Antioxidant Properties in Fresh and Fermented Capers (*Capparis spinosa*) by GC-MS-Olfactometry and LC-DAD-ESI-MS / MS. *Journal of Food Science*, 84 (9).
- Sow A., Cisse M., Faye G., Ayessou N.C.M., Sakho M., Diop C.M., 2017. Influence de l'opération de lavage des graines de Baobab (*Adansonia digitata* L.) sur la qualité de l'huile. *Afrique science*. 13(2) : 190 - 199. <http://www.afriquescience.info>.
- Soyler D., Khawar K.M., 2007. Seed Germination of Caper (*Capparis ovata* var. *Herbacea*) Using α Naphthalene Acetic Acid and Gibberellic Acid. *International journal of agriculture & biology*, 9(1): 35–37.
- Sozzi G.O., Vicente A.R., 2003. Capers and Caper- berries. Chapter 19: 1–48.
- Stefanucci A., Zengin G., Locatelli M., Macedonio G., Wang C.K., Novellino E., Mahomoodally M.F., Mollica A., 2018. Impact of different geographical locations on varying profile of bioactives and associated functionalities of Caper (*Capparis spinosa* L.). *Food and Chemical Toxicology*, 118: 181-189. [doi:10.1016/j.fct.2018.05.003](https://doi.org/10.1016/j.fct.2018.05.003).
- Storz G., Imlay J. A., 1999. Oxidative stress. *Current Opinion in Microbiology*, 188–194.
- Suleiman M.K, Bhat N.R., Abdal M.S., Jacob S., Thomas R.R, Al-Dossery S., D'Cruz G., Bellen R., 2009. Growth of *Capparis spinosa* var. *Inermis* under different irrigation levels. *Journal of Horticulture and Forestry*, 1(2): 017-021.
- Tan, M. C., Tan, C. P. and Ho, C. W., 2013. Effects of extraction solvent system, time and temperature on total phenolic content of henna (*Lawsonia inermis*) stems. *International Food Research Journal*, 20(6): 3117-3123.
- Tchiégang C., Oum M. N., Dandjouma A. A., Kapseu C., 2004. Qualité et stabilité de l'huile extraite par pressage des amandes de Ricinodendron heudelotii (Bail.) Pierre ex Pax pendant la conservation à température ambiante. *Journal of Food engineering*, 62(1), 69-77.
- Tchiégang-Meguéni, C., 2003. Variabilité des caractéristiques physico-chimiques des huiles de extraites des amandes *Balanites aegyptiaca* L. Del. en provenance du Cameroun et du Tchad. *Procédé Biologiques alimentaires*, 1(1) :11.
- Telli A., Mahboub N., Boudjeh S., Siboukeur O. E. K., Moulti-Mati., 2010. Optimisation des conditions d'extraction des polyphenols de dattes lyophilisées (*Phoenix dactylifera* L.) variété ghars. *Annales des Sciences et Technologie. Annales des Sciences et Technologie*, 2 (2).
- Thakur A., Singla R., Jaitak V., 2015. Coumarins as anticancer agents: A review on synthetic strategies, mechanism of action and SAR studies. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 101: 476-495. [Doi:10.1016/j.ejmech.2015.07.010](https://doi.org/10.1016/j.ejmech.2015.07.010).
- Tlili N, Elguizani T, Nasri N, Khaldi A, Triki S., 2010b. Protein, lipid, aliphatic and triterpenic alcohols content of caper seeds "*Capparis spinosa*". *J Am Oil Chem Soc*, [doi:10.1007/s11746-010-1662-2](https://doi.org/10.1007/s11746-010-1662-2).

- Tlili N, Nasri N, Saadaoui E, Khaldi A, Triki S., 2010a. Sterol composition of caper (*Capparis spinosa*) seeds. African Journal Biotechnology, 9:3328–33.
- Tlili N., Elfalleh W., saadaoui E., Khaldi A., Triki S., Nasri N., 2011a. The caper (*Capparis L.*): Ethnopharmacology, phytochemical and pharmacological properties. Fitoterapia, (82): 93-101.
- Tlili N., Mejri H., Anouer F., Saadaoui E., Khaldi A., Nasri N., 2015. Phenolic profile and antioxidant activity of *Capparis spinosa* seeds harvested from different wild habitats. Industrial Crops and Products, 76 : 930–935.
- Tlili N., Munne-Bosch S., Nasri N., Saadaoui E., Khaldi A., Triki S., 2009. Fatty acids, tocopherols and carotenoids from seeds of tunisian caper “*capparis spinosa*”. Journal of Food Lipids 16: 452–464.
- Tlili N., Saadaoui E., Sakouhi F, Elfalleh W., El Gazzah M., Triki S., Khaldi A., 2011b. Morphology and chemical composition of Tunisian caper seeds: variability and population profiling. African Journal of Biotechnology, 10(10): 2112-2118.
- Ung L., Pattamatta U., Carnt N., Wilkinson-Berka J.L., Liew G., White A. J.R, 2017. Oxidative stress and reactive oxygen species: a review of their role in ocular disease. Clinical Science , 131, 2865–2883.
- United State Department of Agriculture (USDA), 2010. National Nutrient Data base for Standard Reference, Release 23. <http://www.ars.usda.gov/Services/docs.htm?docid=8964>
- Ünver A., Arslan D., Özcan M.M., Akbulut M., 2009. Phenolic Content and Antioxidant Activity of Some Spices. World Applied Sciences Journal, 6 (3): 373-377.
- Van Soest, P. J., & McQueen, R. W., 1973. The chemistry and estimation of fibre. Proceedings of the Nutrition Society, 32(3), 123-130.
- Vermerris W., nicholson R., 2006. Phenolic compounds biochemistry. Ed. Springer, pp 7-15.
- Wang Q., Zhang M., Yin L., 2016. Genetic diversity and population differentiation of *Capparis spinosa* (Capparaceae) in Northwestern China. Biochemical Systematics and Ecology, 66: 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2016.02.034>
- Wang Q., Zhang M., Yin L., 2016. Genetic diversity and population differentiation of *Capparis spinosa* (Capparaceae) in Northwestern China, Biochemical Systematics and Ecology, (66):1-7.
- Wolff JP(1968). Manuel d'analyse des corps gras. Paris, Azoulay : 517p. Zangenberg
- Wu Y., Xu J., Liu Y., Zeng Y., Wu G., 2020. A Review on Anti-Tumor Mechanisms of Coumarins, 10:1-10. Doi: 10.3389/fonc.2020.592853.
- Wu Y., Xu J., Liu Y., Zeng Y., Wu G., 2020. A Review on Anti-Tumor Mechanisms of Coumarins. Volume 10.1-10. [doi: 10.3389/fonc.2020.592853](https://doi.org/10.3389/fonc.2020.592853)
- Yadav P., Malpathak N., 2016. Estimation of Antioxidant Activity and Total Phenol, Flavonoid Content among Natural Populations of Caper (*Capparis moonii*, Wight) from

- Western Ghats Region. Indian Journal of Pharmaceutical Education and Research, 50 (3): 495-501. [DOI: 10.5530/ijper.50.3.25](https://doi.org/10.5530/ijper.50.3.25).
- Yahia Y., Benabderrahim M.A., Tlili N., Hannachi H., Ayadi L. Elfalleh W., 2020. Comparison of Three Extraction Protocols for the Characterization of Caper (*Capparis spinosa* L.) Leaf Extracts: Evaluation of Phenolic Acids and Flavonoids by Liquid Chromatography – Electrospray Ionization – Tandem Mass Spectrometry (LC–ESI–MS) and the Antioxidant Activity. Analytical Letters. <https://doi.org/10.1080/00032719.2019.1706546>
- Yang L., Wen K.S., Ruan X., Zhao Y.X., Wei F., Wang Q., 2018. Response of plant secondary metabolites to environmental factors. Molecules, 23(4): 762. Chapitre. <https://doi.org/10.3390/molecules23040762>.
- Zeece M., 2020. Lipids. Introduction to the Chemistry of Food, 127–161. [doi:10.1016/b978-0-12-809434-1.00004-9](https://doi.org/10.1016/b978-0-12-809434-1.00004-9).
- Zhang H., Ma Z.F., 2018. Phytochemical and pharmacological properties of *Capparis spinosa* as a medicinal plant. Nutrients, 10: 1–14. <https://doi.org/10.3390/nu10020116>.
- Zhang, T., Tan D.Y., 2008. Adaptive significances of sexual in andromonoecious *Capparis spinosa* (Capparaceae). J. Syst. Evol., 46: 861-873.
- Zitouni A., Belyagoubi-Benhammou N., Ghembaza N., Toul F., Atik- Bekkara F., 2016. Assessment of Phytochemical Composition and Antioxidant Properties of Extracts from the Leaf, Stem, Fruit and Root of *Pistacia lentiscus* L. International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research; 8(4): 627-633.

Annexes

Annexe 01: Tableaux des comparaisons des moyennes

Les paramètres morphologiques

Tableau 1 : Comparaisons des moyennes de la Longueur des feuilles

Populations	Groupe homogènes		
	A	B	C
Tiaret	28,751		
Mostaganem		31,4133	
Bechar			35,6207

Tableau 2 : Comparaisons des moyennes de la largeur des feuilles

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Bechar	31,8447	
	33,3767	
Mostaganem		39,247

Tableau 3 : Comparaisons des moyennes de la longueur du pétiole

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Tiaret	9,3303	
Bechar	9,6263	
Mostaganem		11,3087

Tableau 4 : Comparaisons des moyennes de poids du fruit

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Tiaret	8,5667	
Mostaganem	8,7	
Bechar		11,0667

Tableau 5 : Comparaisons des moyennes de la longueur du fruit

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Bechar	35,4147	
Tiaret		41,94
Mostaganem		42,4333

Tableau 6 : Comparaisons des moyennes de la longueur de pédoncule

Populations	Groupe homogènes		
	A	B	C
Mostaganem	62,9437		
Tiaret		70,0953	
Bechar			79,5587

Tableau 7 : Comparaisons des moyennes de Poids de mille grains

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Tiaret	9,4107	
Bechar	10,046	
Mostaganem		12,1582

Tableau 8 : Comparaisons des moyennes de Longueur du grain

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Bechar	3,119	
Tiaret		3,3883
Mostaganem		3,4647

Tableau 9 : Comparaisons des moyennes de la largeur du grain

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Bechar	2,5527	
Mostaganem		2,8207
Tiaret		2,8427

Tableau 10 : Comparaisons des moyennes de nombre de grains par fruit

Populations	Groupe homogènes	
	A	B
Tiaret	135,0667	
Mostaganem	152,3	152,3
Bechar		157,2667

Annexe 02 : Tableau des corrélations des différents paramètres avec les deux premiers axes de l'analyse en composante principales (ACP)

Tableau 01 : Corrélations des différents paramètres morphologiques avec les deux premiers axes de l'analyse en composante principales (ACP).

Paramètres	Axe 1	Axe 2	Paramètres	Axe 1	Axe 2
p (mm)	0,861	0,308	Lfe	-0,752	-0,538
T moy	-0,788	-0,601	Lrgfe	0,749	-0,565
TM (C°)	-0,943	0,217	L pt	0,498	-0,556
Tm (C°)	0,177	-0,957	PFr	-0,716	-0,227
Q3	0,932	0,030	LFr	0,749	0,129
I	0,842	0,399	LrgFr	-0,564	-0,131
Altitude	-0,752	0,653	LPd	-0,905	0,220
Ph	-0,152	0,981	PMG	0,398	-0,761
CE	0,753	-0,652	LrgG	0,954	-0,034
CaCO3 T	0,935	0,343	Lrg G	0,936	0,270
MO	0,464	-0,719	NGF	-0,361	-0,559
SABLE%	-0,948	-0,299	Populations	Axe 1	Axe 2
ARGILE %	0,689	-0,719	Bechar	0,771	0,029
LIMON %	0,843	0,523	Mostaganem	0,637	0,203
			Tiaret	0,221	0,678

Annexe 03 : Matrices des corrélations

Tableau 1 : Matrice des corrélations des caractères morphologiques quantitatifs

	Lfe	Lrgfe	Lpt	Pfr	Lfr	Lrgfr	Lpd	PMG	LG	LrgG	NGF
Lfe	1										
Lrgfe	0,211*	1									
Lpt	0,248**	0,482**	1								
Pfr	0,104	-0,276**	-0,189*	1							
Lfr	-0,477**	0,132	0,054	0,266**	1						
Lrgfr	0,068	0,032	0,01	0,332**	0,028	1					
Lpd	0,185*	-0,398**	-0,136	0,166	-0,212*	-0,310**	1				
PMG	-0,108	0,321**	0,259**	0,179*	0,193*	0,071	-0,312**	1			
LG	-0,318**	0,402**	0,086	-0,153	0,242*	-0,019	-0,347**	0,347**	1		
LrgG	-0,339**	0,209*	0,162	-0,052	0,301**	0,062	-0,292**	0,332**	0,597**	1	
NGF	0,162	-0,041	-0,149	0,542**	0,142	0,131	-0,025	0,089	-0,07	-0,048	1

Tableau 2 : Matrice des corrélations entre les analyses physico-chimiques des huiles du câprier

	RdT	IR	IP	IA	AC	IS	IE	TC	TF	PA
RdT	1									
IR	-,657**	1								
IP	-0,147	0,108	1							
IA	,855**	-,656**	0,055	1						
AC	,860**	-,654**	0,051	,997**	1					
IS	-0,291	0,275	,526*	0,05	0,028	1				
IE	-0,383	0,346	,520*	-0,057	-0,079	,994**	1			
TC	,684**	-,544*	-0,2	0,469	0,465	-0,461	-0,511	1		
TF	-,630*	,580*	,578*	-0,496	-0,486	0,445	0,498	-,648**	1	
PA	,908**	-,772**	-0,199	,881**	,879**	-0,396	-0,49	,677**	-,701**	1

** La corrélation est significative au niveau 0.01 (unilatéral).

* La corrélation est significative au niveau 0.05 (unilatéral).

Tableau 3 : Matrice des corrélations entre les métabolites secondaires et l'activité antioxydantes

	Ic50	Polyphénols	Flavonoïdes	Tanins condensés	Rendement en extrait
Ic50	1	-,311**	-,375**	-0,044	-0,016
Polyphénols		1	,621**	,218*	,490**
Flavonoïdes			1	,287**	,367**
Tanins condensés				1	,395**
Rendement en extrait					1

** La corrélation est significative au niveau 0.01 (unilatéral).

* La corrélation est significative au niveau 0.05 (unilatéral).

Annexe 04 : interprétation des analyses du sol

Tableau 1: Classes de pH des sols selon l'extrait 1/5 le pH de l'extrait (Soltner, 1989)

pH	Classes	Désignation
pH 5 à 5,5	Très Acide	
5,5 à 5,9	Acide	
6 à 6,5	Légèrement acide	
6,6 à 7,2	Neutre	Neutre
7,3 à 8	Alcaline	Alcaline
>8 Classes	Très Alcaline	Très Alcaline

Tableau 2: Classification des sols en fonction de la conductivité électrique (Aubert, 1978) Degrés de salinité du sol

Degrés de salinité d sol	CE (mS/cm) 25°C	Désignation
Non salé	0-0.6	Non salé
Peu salé	0.6- 1.2	Peu salé
Salé	1.2- 2.4	Salé
Très salé	2.4- 6	Très salé
Extrêmement salé	6 <	

Tableau 3: Echelle du calcaire (Baize, 1998)

Calcaire CaCO ₃ (%)	Classe de sols	Désignation
≤01	Non calcaire	
01 ≤CaCO ₃ ≤05	Peu calcaire	
05≤CaCO ₃ ≤25	Modérément calcaire	Modérément calcaire
25≤CaCO ₃ ≤50	Fortement calcaire	Fortement calcaire
50≤CaCO ₃ ≤80	Très fortement calcaire	Très fortement calcaire
>80	Excessivement calcaire	

Tableau 4: Norme d'interprétation selon (ITA 1977) Taux de la matière organique

Taux de la matière organique	Classe de sols	Désignation
<1	Très pauvre	Très pauvre
1à2	Pauvre	Pauvre
2 à 4	Moyenne	Moyenne
>4	Riche	

