

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES DE
LA NATURE ET DE LA VIE



DOMAINE : Sciences de la Nature et de la Vie
FILIERE : BIOTECHNOLOGIE
OPTION : BIOTECHNOLOGIE VEGETAL

Mémoire présenté pour l'obtention Du diplôme de Master Professionnelle

PAR :

AMARI Sondes nourelhana

BERRA Tourkia

Intitulé :

**Contribution à l'essai de la culture de
l'arganier dans la région de M'sila.**

Soutenu devant le jury composé de :

- **BOUNAR RabeH** Pr **Université de m'sila** **Président.**
- **SMAILI Taher** Pr **Université de m'sila** **Examineur.**
- **GHADBANE mouloude** Pr **Université de m'sila** **Encadreur.**

Année universitaire : 2024 / 2025

Résumé :

L'arganier (*Argania spinosa L. Skeels*) est l'unique espèce appartenant à la famille des *Sapotaceae* et à l'ordre des *Ebenales*. C'est une espèce endémique du sud-ouest de l'Algérie, notamment dans la région de Tindouf (Hamada Ed-Draa, Oued El-Maa), où elle joue un rôle écologique, social et économique important. Cette étude vise à améliorer la culture de cet arbre dans la région de M'sila en évaluant l'effet de différents milieux de culture et traitements préalables sur la germination de ses graines. Les résultats ont montré que le traitement à l'eau oxygénée ($H_2 O_2$) a permis d'atteindre un taux de germination de 100 %, suivi par le nitrate de potassium (KNO_3) avec un taux de 60 %, avec une levée observée dès le deuxième jour après le semis. Cela reflète l'efficacité de ces traitements dans la levée de dormance et la stimulation de la germination. En revanche, les milieux de culture (MS et NPK) ainsi que l'acide borique n'ont donné aucun résultat positif. L'étude recommande donc l'utilisation de l'eau oxygénée ou du nitrate de potassium comme traitements préalables efficaces pour améliorer la culture de l'arganier dans les conditions favorables à la germination des graines d'arganier.

Mots-clés : Arganier, germination des graines, prétraitements, M'sila, milieux de culture, levée de dormance.

المخلص:

شجرة الأركان (*Argania spinosa* L. Skeels) هي النوع الوحيد الذي ينتمي إلى فصيلة Sapotaceae ورتبة Ebenales. تُعد شجرة أصيلة في جنوب غرب الجزائر، خاصة في منطقة تندوف (حمادة الدراع، وادي الماء)، وتلعب دورًا بيئيًا، اجتماعيًا واقتصاديًا هامًا في النظام البيئي المحلي. تهدف هذه الدراسة إلى تحسين زراعة هذه الشجرة في منطقة المسيلة من خلال تقييم تأثير بعض الأوساط الزراعية والمعالجات المسبقة على إنباتش بذورها. أظهرت النتائج أن المعالجة بالماء الأكسجيني ($H_2 O_2$ %) حققت نسبة إنبات بلغت 100%، تليها نترات البوتاسيوم (KNO_3) بنسبة 60%، مع بدء الإنبات في كلا الحالتين بعد يومين فقط من الزراعة، ما يعكس فعاليتها في كسر طور السكون وتحفيز الإنبات. في المقابل، لم تُسجل نتائج إيجابية عند استعمال الأوساط الزراعية (MS و npk) ولا عند استخدام حمض البوريك كمعالجة مسبقة. توصي الدراسة باعتماد المعالجة بالماء الأكسجيني أو نترات البوتاسيوم كخطوة فعالة لتحسين زراعة الأركان في الظروف المناسبة لإنبات بذور الأركان.

الكلمات المفتاحية: شجرة الأركان، إنباتش البذور، المعالجات المسبقة، المسيلة، الأوساط الزراعية، كسر السكون.

Remerciements

Louange à Dieu qui nous a guidés et accordé la réussite dans l'accomplissement de ce travail, et qui nous a permis d'avancer sur le chemin de la science et de la connaissance.

Nous exprimons nos sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce modeste travail.

*Nous adressons notre profonde gratitude à notre encadreur, **Professeur Ghadban**, pour ses orientations précieuses, son suivi rigoureux et son soutien continu tout au long de ce projet.*

Nos remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont soutenus, notamment :

***Professeur Bounar Rabah**, **Monsieur Yacoub Asseloum**, **Monsieur Kamal Sghiri**, ainsi que l'ensemble du personnel du laboratoire, chacun cité en son nom, pour leur aide technique et morale et leur grande collaboration.*

*Nous tenons à remercier tout particulièrement **Monsieur Smaili Taher**, examinateur, et **Bounar Rabah**, président du jury, pour l'honneur qu'ils nous ont fait en acceptant d'évaluer ce travail, ainsi que pour leurs remarques constructives.*

Nous remercions aussi vivement ceux qui nous ont aidés dans la partie de terrain, en particulier :

***Monsieur Walid** et **Monsieur Ismaïl Berra**, de la Conservation des forêts de la wilaya de M'sila, pour leur assistance et leur disponibilité,*

*Ainsi que **Monsieur Berra Essassi**, pour ses conseils avisés et son appui précieux.*

À toutes et à tous, nous exprimons notre profonde reconnaissance.

AMARI Sondes Nourelhana & BARRATourkia

Dédicace

Louange à Allah, par Sa grâce les bonnes choses s'accomplissent, et par Sa miséricorde et Sa générosité, j'ai pu achever ce parcours, en espérant de Lui l'agrément et la réussite dans chaque pas à venir...

À ceux dont les prières ont été la source de ma bénédiction et de ma réussite, à mon cher père **Kamel** et à ma douce mère **Amari Fahima**, qu'Allah vous préserve et m'accorde la piété envers vous, car je ne suis aujourd'hui que le fruit de vos sacrifices, de votre patience et de votre satisfaction.

À mes chères sœurs: **Chaiema, Alaa, Ghofrane**, et à mon unique frère, la prunelle de mes yeux, **Siradj Eddine**, je vous porte dans mes prières, qu'Allah vous protège et vous bénisse, vous avez toujours été mon soutien et ma lumière.

À ma partenaire dans ce travail, ma sœur **Turkia Berra**, notre collaboration a été empreinte d'amour pour Allah et de sincérité dans la quête du savoir. Qu'Allah te récompense pour ta loyauté, ton sérieux et ta présence bienveillante à mes côtés.

Et à mes chères amies **Nermine bourabia, Sarah Nacef et Aya Redaoui**, Allah m'a comblée par la pureté de vos cœurs. Louange à Lui pour votre amitié précieuse, je Lui demande de nous rassembler toujours dans le bien.

À tous ceux qui m'ont soutenue, de près ou de loin, qu'Allah vous récompense amplement, et fasse de ce travail une œuvre sincère pour Sa noble Face, utile pour moi et pour les autres.

Amari Sondes Nour El Hana

Dédicace

À ceux qui ont semé en moi les graines de l'espoir, À ceux qui ont toujours été mon soutien et ma lumière sur le chemin de la vie...

À mon cher père **Brah Boukhalfa**, Et à ma tendre mère **Bouaziz Amal**, Je vous adresse toute ma gratitude et mon amour. C'est par vos prières et votre satisfaction que j'ai pu arriver jusqu'ici.

À mes chers frères : **Saïd, Sadeq, Mohamed et Yahia**, Vous avez toujours été ma motivation et ma force. Merci d'être présents dans ma vie.

Et à ma partenaire dans ce travail, **Sondes Nour El Hanaa Amari**, Je te remercie sincèrement pour ton esprit bienveillant, ta collaboration précieuse et ta sincérité.

Grâce à vous tous, ma joie est complète et mes efforts fleurissent.

Turkia Berra

Table de matière

Table de matière.....	VI
Liste des tableaux.....	IX
Liste des figures	X
Introduction :.....	1

Chapitre I: Synthèse bibliographique

I.1.Généralité sur l'arganier :.....	3
I.1.1.Air géographique Au Algérie :.....	3
I.1.2. Description botanique:.....	3
I.1.2.1. Rameux :.....	4
I.1.2.2. Les feuilles:	5
I.1.2.3. Les fleurs:	5
I.1.2.4. Les fruits :.....	6
I.1.2.5. Grains:	6
I.1.2.6.Tronc :	7
I.1.2.7. Système racinaire:	7
I.1.3. Comparaison morphométrique des graines d'argan issues de cinq régions algériennes : ...	8
I.1.4.Taxonomie de l'arganier :	8
I.2. Phénologie de l'arganier :.....	9
I.3. Ecologie de l'arganier :	9
I.3.1. Facteur édaphique :.....	9
I.3.2. Facteur climatique:	10
I.3.3. Écophysiologie :	10
I.4. Importance de l'arganier, de son huile et de son bois	10
I.4.1. Importance de l'arganier.....	10
I.4.1.1. Importance écologique et environnementale.....	10
I.4.1.2. Importance socio-économique:	11
I.4.1.3. Rôle pastoral et agricole :.....	11
I.4.1.4. Importance de l'huile d'argan :	11
I.4.1.2. Importance du bois et du bois de chauffage de l'arganier :	13
I.5. Multiplication de l'arganier:.....	13
I.5.1. Multiplication par semis:.....	13

I.5.2. Rejets de souches :.....	13
I.5.2.1. Multiplication végétative :.....	13
I.5.2.2. Multiplication par bouturage :.....	13
I.5.2.3. Multiplication par greffage :.....	14
I.5.3. Culture in vitro:	14
I.5.3.1. La germination in vitro (vitro-semis):.....	14
I. 5.3.2. La micropropagation par microboeturage :.....	14
I.5.3.3. L' enracinement in vitro:.....	15
I.5.3.4. Acclimatation:	15

Chapitre II:

Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

II.1. Les composantes naturelles de la région d'étude.....	17
II.1.1. Climat de la zone d'étude.....	17
II.2. Expériences locales de plantation de l'arganier : cas de la wilaya de M'Sila :	25

Chapitre III: Études expérimentales antérieures sur les graines d'argan

III.1. les étapes de base standardisées dans les protocoles de germination de l'arganier.	29
III.2. préparation de matériel végétal (stérilisation) :.....	29
III.3. Le contrôle des conditions environnementales : Température et humidité	32
III.4. L'observation quotidienne des graines cultivées pour l'évaluation de la germination:	33
III.5.1. Les prétraitements physique:	33
III.5.2. Les prétraitement chimiques :.....	38
III.5.3. Les prétraitement hormonal:.....	39
III.5.4. Prétraitement fongicide :.....	41
III.5.5. Les prétraitement biologique:	42
III.5.6. La culture in vitro:	45

Chapitre IV: Matériel et méthode

IV.1. L'arganier de tindouf :.....	49
IV.2. Préparation du matériel végétal (<i>Argania Spinosa</i>) :.....	49
IV.2.1. La biométrie des graines d'arganier :	50
IV.2.2. Mesures des graines avec et sans la coque sèche :	50
IV.3. Mode opératoire:.....	51
IV.4. Première phase expérimentale (mars) :	51

IV.4.1. La culture in vitro:	52
IV.4.1.1. Préparation du milieu:	52
IV.4.1.2. Sérilisation des grains:.....	56
IV.4.1.3. Culture des graines d'arganier :.....	57
IV.4.2. Prétritement chimique :	58
IV.5. Deuxième phase expérimentale (mai) : Prétraitements des graines entières d'arganier:....	59
IV.5.1. Première étape : La preparation des Prétraitement utélisé et le trempage des grains:....	60
IV.5.2. Dernière Étape de semis et de suivi de la germination :.....	63

Chapitre V: Résulta et discussions

V.1. Résultats préliminaires de la germination (Mars) :.....	65
V.2. La Deuxieme partie expérementale (Mais) les prétraitement chimique:	66
V.3. Résultats obtenus après la période d'incubation :	68
V.4. Discussions de Prétraitement chimique:	69
Conclusion :	72
Références bibliographiques	74
Annexes	77
Annexe 01: Données climatiques de la station météorologique de M'sila.....	78

Liste des tableaux

Tableau 1: Phénologie de l'arganier <i>Argania spinosa</i> L (M'HIRI, s.d.)	9
Tableau 2: Moyennes mensuelles et extrêmes des températures enregistrées dans station Météorologique de M'Sila (période 1991-2021).	18
Tableau 3: Précipitations moyennes mensuelles (P) en mm de la région de la région d'étude (1991-2021).....	19
Tableau 4: Le régime saisonnier de la station de la région d'étude (1991-2021).	19
Tableau 5: Humidité mensuelle moyenne en (%) de la région d'étude (2008-2018).	20
Tableau 6: Vitesses mensuelles moyennes du vent (en m/s) de la région d'étude (2008- 2018)	21
Tableau 7: Evapotranspiration mensuelle moyenne en mm de la région d'étude (méthode de Thornthwaite (2008-2018).	22
Tableau 8: Valeurs du quotient pluviométrique d'Emberger de la région de M'sila durant la période (1991-2021).....	24
Tableau 11 : les principaux paramètres germinatifs des graines d'arganier obtenus dans notre étude.....	68

Liste des figures

Figure 1: situation de l'arganier en algérie.....	3
Figure 2: CARACTERES BOTANQUES DE L'ARGANIER	4
Figure 3: Rameaux d'Arganier	5
Figure 4: Composition florale et boutons floraux avec styles apparents (Oueld safi, 2013)	5
Figure 5: fruits d'arganier (faouzi, 2006)	6
Figure 6: Parties du fruit de l'arganier (<i>Argania spinosa</i>)	6
Figure 7: les gaines de l'arganier.	7
Figure 8: Aspect du tronc d' <i>Argania spinosa</i> L (Oueld safi, 2013).....	7
Figure 9: Comportement de broutage arboricole chez les chèvres sur un arganier (faouzi, 2006)	11
Figure 10: extraction manuelle de la pulpe des graines d'argan (CAMPS, 1989)	12
Figure 11: Humidités relatives mensuelles moyenne en (%) de la région d'étude (2008- 2018)	20
Figure 12: Vitesses mensuelles moyennes du vent (en m/s) de la région d'étude (2008- 2018)	21
Figure 13: Evapotranspiration mensuelle moyenne en mm de la région d'étude (méthode de Thornthwaite (2008-2018).	22
Figure 14: Diagramme Ombrothermique pour la région d'étude (1991-2021).	23
Figure 15: Positionnement de la station de M'Sila dans le climagramme d'Emberger durant la période (1991-2021)	25
Figure 16: Photos de l'expérience de culture de l'arganier à Sidi Aïssa, wilaya de M'Sila : à droite, un arganier âgé de 3 mois ; à gauche, un arganier âgé de 3 ans	26
Figure 17: la plantation d'arganiers sur une superficie de 150 hectares Conservation des forêts de la wilaya de M'sila.....	27
Figure 18 : Mesure de la longueur et de la largeur de l'amande d'argan à l'aide d'un pied à coulisse....	50
Figure 19 :Germination des graines d'argan dans différents milieux de culture	56
Figure 20: Sérilisation des grains.....	57
Figure 21 : Culture des graines d'argan dans des conditions optimales	58
Figure 22 : Prétraitement des graines d'argan par différentes méthodes	62
Figure 23 : Culture des graines traitées dans des conditions optimales	63

Figure 24: Développement post-germination d'une plantule d'Argania spinosa : transfert du milieu de culture Murashige et Skoog (MS) vers un pot de culture en terreau".....	65
Figure 25 : Contamination fongique d'une graine d'Argania spinosaensemencée dans le milieu Murashige et Skoog (MS) avant l'initiation de la germination".....	66
Figure 26 : Développement germinatif des graines traitées à h2o2 :.....	66
Figure 27 : Développement germinatif des graines traitées au nitrate de potassium KNO3: ...	67
Figure 28 : Développement germinatif des graines témoins	68
Figure 29 : Taux de réussite de la germination: %	69



Introduction

Introduction :

L'arganier (*Argania spinosa* L.) est une espèce végétale endémique du sud-ouest du Maroc. Il se distingue par son importance écologique et économique majeure. En effet, ses fruits sont utilisés pour produire une huile à haute valeur nutritionnelle et cosmétique (benkheir, 2009). De plus, l'arganier joue un rôle crucial dans la lutte contre la désertification et la protection des sols. En raison de la limitation de son aire de répartition naturelle, des efforts scientifiques soutenus ont été entrepris afin d'étendre sa culture au-delà de son habitat d'origine. Parmi ces nouvelles zones figure la région de M'Sila en Algérie, qui présente des conditions climatiques relativement favorables.

Cependant, l'un des principaux défis à relever pour introduire l'arganier dans de nouvelles régions réside dans la lenteur et la difficulté de la germination de ses graines, dues à la présence d'un tégument externe dur qui limite l'absorption de l'eau et le démarrage de l'activité physiologique de l'embryon. Il devient donc nécessaire d'étudier l'effet de certains traitements physiques et chimiques susceptibles d'accélérer et d'améliorer le taux de germination, en vue d'optimiser les méthodes de multiplication et de réussir les programmes de plantation (Hadjer, et al. 2023).

Cette étude vise à évaluer l'efficacité de plusieurs traitements (comme le trempage dans l'eau chaude, l'utilisation d'acide sulfurique, ou encore l'élimination manuelle du tégument...) pour accélérer la germination des graines d'arganier dans les conditions climatiques de la région de M'Sila. Elle s'appuie sur plusieurs travaux antérieurs ayant traité la problématique de la germination difficile de cette espèce et les moyens d'y remédier.



Chapitre I:

Synthèse bibliographique



I.1. Généralité sur l'arganier :

L'Arganier est un arbre endémique d'Algérie et du Maroc (Charrouf, et al., 2011):

I.1.1. Air géographique Au Algérie :

En Algérie, son habitat géographique s'étend sur une zone assez vaste au nord-ouest de la wilaya de Tindouf. Dans cette région, cette zone représente la seconde forêt importante après celle d'*Acacia radianna*. (benkheirr, 2009)

La population qui réside sur ce territoire (Hamada de Drâa) est éparpillée, avec un regroupement selon un modèle contracté, le long des collines où se situe la compensation d'hydratation indispensable.

Durant un certain temps, on a supposé que l'arganier sauvage était confiné à la région de Touareg Bou-aam, particulièrement à Oued El-Ma. Cependant, on a également constaté la présence d'autres groupes (Merkala, Targant) dont la richesse spécifique est en accord avec la tendance arganière. La superficie couverte par l'arganier de Tindouf est de 50 670 hectares. (kechairi, 2018)

On trouve aussi quelques sujets de plantation de 7 ans dans la zone de *Stidia* sur le plateau de Mostaganem. (kechairi, 2016)

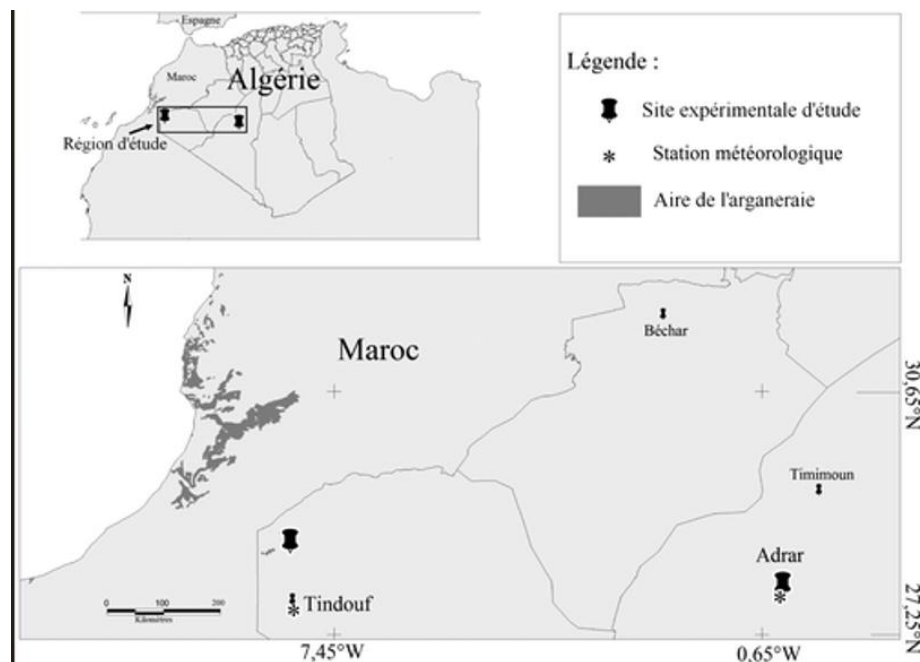


Figure 1: situation de l'arganier en algérie

I.1.2. Description botanique:

L'Arganier, *Argania spinosa* (L.) Skeels (synonymes *Argania sideroxylon* Roem. & Schult., *Sideroxylon spinosum* L.), est le seul membre de la famille tropicale des Sapotaceae que l'on retrouve en Algérie. À l'âge adulte, à moins d'être blessé ou exposé aux troupeaux, ce

qui est rare, c'est un arbre de taille considérable avec un tronc court et tortueux et une couronne très vaste. (Charrouf, et al., 2011)

Dans de nombreuses régions, l'Arganier est réduit à un état de buissons de faible qualité, soumis à un broutage excessif. L'arganier (appelé localement en berbère) possède un bois dense et lourd, une écorce rugueuse et fissurée qui rappelle la « peau de serpent », des branches épineuses aux bouts et des feuilles qui présentent un vert plus clair sur leur face inférieure que sur leur face supérieure.



Figure 2: CARACTERES BOTANIQUES DE L'ARGANIER

A, branche avec inflorescences ; B. rameau avec fruit ; C. fleur ; D. graine. (M'HIRI., s.d.)

I.1.2.1. Rameux :

La ramification est particulièrement dense, les feuilles sont presque persistantes, à la texture coriace, disposées en alternance ou en fascicules, de forme obovale à lancéolée s'amenuisant à la base sur un court pétiole, présentant une nervure centrale bien marquée et des nerfs latéraux très subtils et divisés. (Charrouf, et al., 2011)



Figure 3: Rameaux d'Arganier

I.1.2.2. Les feuilles:

Les feuilles de l'arganier présentent une grande variabilité morphologique. De petite taille, elles sont subpersistantes, coriaces et de couleur vert foncé sur la face supérieure, plus pâle sur la face inférieure. Elles sont généralement alternes, souvent regroupées en fascicules, et prennent des formes allant du lancéolé au spatulé, se prolongeant progressivement en un pétiole plus ou moins distinct. La nervure centrale est bien marquée, tandis que les nervures latérales sont fines et ramifiées. Les rameaux peuvent être épineux ou non, selon les individus (M'HIRI., s.d.).

On distingue deux types de feuilles chez cette espèce : les feuilles simples, portées par les jeunes rameaux, et les feuilles groupées, portées par les rameaux plus âgés.

I.1.2.3. Les fleurs:

Les fleurs, qui émergent en mai-juin et présentent une teinte allant du blanc au jaune-verdâtre, sont gamopétales (leur tube est très court). (Charrouf, et al., 2011)



Figure 4: Composition florale et boutons floraux avec styles apparents (Oueld safi, 2013)

I.1.2.4. Les fruits :

Le fruit se manifeste généralement entre 9 et 16 mois.

Il s'agit d'une baie de couleur vert-jaunâtre, dont la forme et la dimension peuvent varier, allant de celle d'une olive à celle d'une noix. (benkheirr, 2009)



Figure 5: fruits d'arganier (faouzi, 2006)

Parties du fruit de l'arganier (*Argania spinosa*)

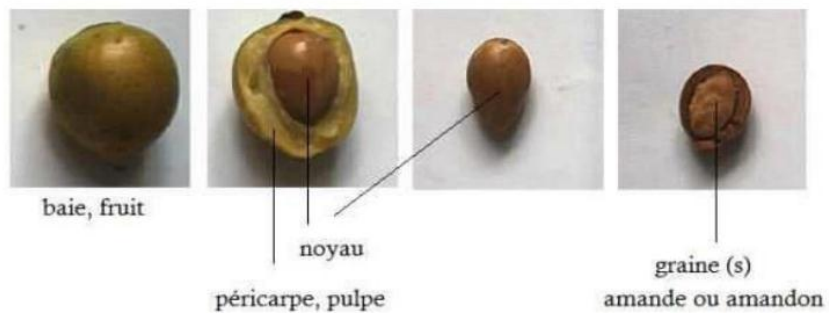


Figure 6: Parties du fruit de l'arganier (Argania spinosa)

I.1.2.5. Grains:

Le fruit a un péricarpe juteux et un noyau central très résistant qui contient une amande ou bien plus, à partir de laquelle est extraite l'huile d'argan. (benkheirr, 2009)



Figure 7: les gaines de l'arganier.

I.1.2.6. Tronc :

La couronne de l'arganier adopte généralement une forme arrondie, large, dense et étalée. Son tronc, bien que court, se caractérise par une apparence vigoureuse, noueuse et tortueuse. Il résulte souvent de l'accolement de plusieurs tiges entrelacées, soit issues d'un même système racinaire, soit formées par la soudure de rejets très rapprochés (Boudy, 1952).



Figure 8: Aspect du tronc d'Argania spinosa L (Oueld safi, 2013)

I.1.2.7. Système racinaire:

Il possède un système racinaire particulièrement profond, mais sans poils absorbants (racines « magniloïdes ») (benkheirr, 2009). Il utilise une symbiose avec divers types de champignons pour compenser cette carence, ces derniers étant les seuls capables de fournir à l'arbre les nutriments nécessaires. L'ensemencement de diverses espèces fongiques dans les

racines de cette plante est donc nécessaire pour sa reproduction artificielle et sa mise en culture (Nouaïm & Chaussod, 2007).

I.1.3. Comparaison morphométrique des graines d'argan issues de cinq régions algériennes :

La comparaison des graines d'argan issues des différentes régions étudiées (Tindouf, Adrar, Timimoun, Béchar, Mostaganem) révèle une variation morphométrique marquée, reflétant l'influence des facteurs géographiques et climatiques. Les graines provenant d'**Adrar** présentent les plus grandes dimensions moyennes, notamment en longueur (25,73 mm) et en poids (3,10 g), ce qui indique une croissance favorable malgré des conditions désertiques extrêmes. En revanche, les graines de **Béchar** sont les plus petites et les plus légères (18,73 mm et 1,92 g), suggérant un environnement plus contraignant pour le développement de l'arbre. Les graines de **Timimoun**, bien que relativement courtes (20,53 mm), se distinguent par le nombre moyen le plus élevé de carpelles (2,27), ce qui pourrait traduire un potentiel reproductif particulier. Les graines de **Tindouf** et de **Mostaganem** occupent une position intermédiaire en termes de dimensions et de poids, avec un climat semi-aride plus tempéré à Mostaganem comparé aux régions sahariennes. Cette diversité des caractéristiques selon les provenances souligne l'importance de prendre en compte l'origine géographique dans les programmes de sélection et de culture de l'arganier afin d'optimiser la productivité et l'adaptation aux différents milieux. (Hadjer, et al., 2023)

I.1.4. Taxonomie de l'arganier :

L'arganier, dont le nom scientifique *Argania Spinosa* ; Relevant de la famille tropicale et subtropicale des Sapotaceae qui regroupe près de 600 espèces, l'Arganier est un arbre endémique d'Algérie et du Maroc (kechairi, 2016), sa taxonomie est le suivent :

- Règne: Plantae (Plantes)
- Embranchement : Spermaphytes (Plantes à graines)
- Sous- Embranchement : Angiospermes (Plantes à fleurs)
- Classe: Dicotylédones (vraies dicotylédones)
- Sous-classe: Gamopétales (fleurs à pétales soudés)
- Ordre: Ebenales (classification classique) ou Ericales (classification phylogénétique moderne)
- Famille: Sapotaceae (famille tropicale et subtropicale comprenant environ 600 espèces et 40 genres)
- Genus: Argania (genre monotypique, c'est-à-dire ne comprenant qu'une seule espèce)
- Espèces: *Argania spinosa*

I.2. Phénologie de l'arganier :

L'arganier se distingue par un comportement phénologique particulier, marqué par la chute de ses feuilles en période de stress climatique. Cette défoliation, qui peut affecter aussi bien des individus isolés que des peuplements entiers, constitue un mécanisme d'adaptation permettant à l'arbre de réduire ses fonctions vitales en attendant des conditions plus favorables. Dès le retour de l'humidité, la reprise de la croissance foliaire est observée. Ce phénomène a été signalé dès les premières recherches sur l'écologie de l'espèce. (Boudy, 1950) (Emberger, 1938).

	O	N	D	J	F	M	A	M	J	J	A	S
foliation	x	x	x	x								
Grossissement de fruits preexistants		x	x		x	x	x	x	x			
Apparition des fleurs	x	x	x									
Croissance des fruits et des jeunes rameaux				x	x	x	x	x	x			
floraison						x	x	x				
Màturation des fruits									x	x		
défoliations											x	

Tableau 1: Phénologie de l'arganier Argania spinosaL (M'HIRI., s.d.)

I.3. Ecologie de l'arganier :**I.3.1. Facteur édaphique :**

L'arganier se développe dans les sols les plus arides et les plus appauvris en eau. C'est une espèce qui n'existe que dans les niveaux climatiques arides et semi-arides (Boudy, 1950). Il croît sans distinction dans tous les types de sols, à l'exception des sables mouvants, et il prospère même dans les sols les plus arides. La majorité des populations d'arganiers se trouvent sur les calcaires du Crétacé (inférieur ou supérieur), bien qu'on puisse également les rencontrer sur les alluvions quaternaires (Boudy, 1950) a mis en évidence que, sur le plan lithologique, l'espèce est adaptable à une grande variété de substrats, à l'exception des sables éoliens profonds et des sols halomorphes présents dans les basses terrasses d'oueds. Il est également à noter que l'Arganier se développe sur tous les types de sols, y compris ceux qui sont salins.

I.3.2. Facteur climatique:

L'écologie de l'Arganier est fortement influencée par le climat. Il privilégie un environnement tempéré. Il est situé dans des régions où les plages de précipitations varient entre 160 et 400mm.

L'Arganier est l'espèce la plus adaptable de l'Afrique du Nord, cependant il nécessite un certain niveau d'humidité dans l'air. C'est pourquoi sa présence s'avère rare à l'intérieur des terres, à plus de 150 km de distance de l'océan (Boudy, 1950). Elle est capable de résister à des températures extrêmes de 50°C et prolongées. En revanche, elle ne pourrait tolérer que de manière exceptionnelle les températures en dessous de 0°C et cela pour une courte période.

Dans la zone saharienne, l'hyperaridité est adoucie par l'effet océanique maintenu par les vents dominants du nord-ouest; les températures et le taux d'humidité sont régulés. Il semble que l'étendue géographique de la zone de croissance de l'arganier dans cette région soit directement liée à la quantité de précipitations (25 mm/an), qui est au moins dix fois inférieure à celle de sa zone privilégiée, la plaine méridionale du Maroc. En termes de précipitations, il se limite à 120mm. Dans ce contexte, la croissance végétale est fortement entravée et cela touche généralement la forme buissonnante. Elle préfère une plage de précipitations d'environ 250mm. (Boudy, 1950) , une largeur de 400 à 500mm favorise un développement optimal associé à une végétation d'excellente qualité.

L'arganier se trouve dans une zone géographique au climat aride ou semi-aride avec une saison sèche et chaude qui s'étend généralement d'avril jusqu'en octobre. L'examen du comportement écophysio-écologique offre un aperçu de certains processus adaptatifs associés à cet emplacement (J.P, et al., 1992.).

I.3.3. Écophysio-écologie :

L'arganier ne soit pas particulièrement économe d'eau mais que sa résistance à la sécheresse sa grâce à sa facilité de récupérer l'eau en profondeur comme en surface grâce a un système racinaire particulièrement efficace (R. & R., 1993). (Boudy, 1950) a mis en évidence la forte probabilité que ses racines profondément ancrées ne supporteraient pas le décapage éolien. Grâce à son système racinaire particulièrement élaboré, cette plante peut survivre sur des terrains superficiels en recherchant de l'eau en profondeur. Toutefois, bien que les arbres adultes puissent survivre sur des sols dégradés, la régénération paraît être un défi (R. & R., 1993).

I.4. Importance de l'arganier, de son huile et de son bois**I.4.1. Importance de l'arganier****I.4.1.1. Importance écologique et environnementale**

L'arganier (*Argania spinosa*) est une espèce endémique du Maroc, particulièrement adaptée aux climats arides et semi-arides. Il joue un rôle essentiel dans la lutte contre la

désertification et l'érosion des sols grâce à son enracinement profond et sa capacité à retenir l'eau. Il constitue un véritable réservoir de biodiversité et un écosystème unique au niveau mondial (M'HIRI., s.d.).

I.4.1.2. Importance socio-économique:

L'arganier est considéré comme une ressource vitale pour les populations rurales, notamment les femmes, à travers les coopératives de production d'huile. Ce système de valorisation a permis de créer des emplois et de maintenir les populations locales sur leur territoire. Il est aussi inscrit au patrimoine mondial de l'UNESCO en tant que système agro-sylvo-pastoral traditionnel (M'HIRI., s.d.).

I.4.1.3. Rôle pastoral et agricole :

Les branches horizontales de l'arganier servent de pâturage aérien pour les chèvres, phénomène rare et emblématique des régions de l'Anti-Atlas. En outre, il est intégré dans des systèmes agroforestiers où il cohabite avec les cultures vivrières comme les céréales (CAMPS, 1989)



Figure 9: Comportement de broutage arboricole chez les chèvres sur un arganier (faouzi, 2006)

I.4.1.4. Importance de l'huile d'argan :

L'huile d'argan :

L'huile d'argan, extraite des amandons de l'arganier, se caractérise par une composition à la fois riche et singulière, ce qui en fait l'une des huiles alimentaires les plus précieuses au monde. Elle est composée à 99 % de glycérides, dont 95 % de triglycérides ; le reste comprend des mono- et diglycérides, des phospholipides ainsi que des traces d'autres composés.

Les acides gras insaturés constituent environ 80 % de sa composition, notamment :

- Acide oléique (C18:1) : 45–50 %
- Acide linoléique (C18:2) : 34–38 %

L'huile contient également une teneur significative en stérols végétaux (environ 220 mg/100 g), dont les principaux sont :

- Schotténol (44–49 %)
- Spinastérol (34–44 %)

Elle est par ailleurs riche en antioxydants naturels tels que :

- Les tocophérols (jusqu'à 90 mg/100 g)
- La mélatonine (60 ng/kg)
- La coenzyme Q10 (20 mg/kg)

La production d'un litre d'huile d'argan nécessite environ 2,5 kg d'amandons, soit l'équivalent de 38 kg de fruits secs. Elle présente une stabilité oxydative remarquable, en particulier chez les variétés riches en acide oléique, telles que *Mazhar*, ce qui la rend idéale pour une conservation prolongée ainsi que pour des applications alimentaires et cosmétiques durables.

1.1.1.1 Usage alimentaire :

L'huile d'argan est très prisée dans la cuisine traditionnelle berbère, notamment chez les Chleuhs. Elle remplace l'huile d'olive dans la préparation des plats et des pâtisseries comme l'amlou (mélange d'amandes grillées, de miel et d'huile d'argan) (CAMPS, 1989).



Figure 10: extraction manuelle de la pulpe des graines d'argan (CAMPS, 1989)

1.1.1.2 Usages cosmétiques et médicinaux :

Grâce à sa richesse en acides gras essentiels et en vitamine E, l'huile d'argan est utilisée comme soin revitalisant pour la peau et les cheveux. Elle possède également des propriétés thérapeutiques et antioxydantes reconnues en médecine traditionnelle (M'HIRI., s.d.).

1.1.1.3 Valeur économique:

L'huile d'argan est devenue un produit d'exportation à haute valeur ajoutée. Sa commercialisation soutenue à l'échelle internationale a transformé l'arganeraie en moteur de développement économique pour plusieurs régions du Maroc (M'HIRI., s.d.).

1.4.1.2. Importance du bois et du bois de chauffage de l'arganier :**Utilisation artisanale et industrielle :**

Le bois d'arganier est très dur et dense. Il est recherché pour la menuiserie fine ainsi que dans l'artisanat local. Historiquement, il servait à fabriquer des outils et objets domestiques (CAMPS, 1989).

Source d'énergie:

En milieu rural, le bois de l'arganier est souvent utilisé comme bois de chauffage. Cependant, cette pratique non contrôlée a contribué à la dégradation de l'arganeraie (M'HIRI., s.d.).

Problèmes liés à l'exploitation:

La coupe excessive des arbres, combinée à leur vieillissement et à l'absence de régénération naturelle (notamment à cause du surpâturage), représente une menace sérieuse pour la pérennité de l'écosystème.

1.5. Multiplication de l'arganier:**I.5.1. Multiplication par semis:**

La multiplication par semis constitue la méthode la plus traditionnelle de propagation de l'arganier, reposant sur la mise en culture directe des graines. Toutefois, cette technique présente des limites majeures, notamment une germination lente et irrégulière, principalement en raison de la dormance des graines et de la dureté de leur coque. Afin de prévenir les risques de contamination, les graines sont généralement désinfectées avant le semis. Les plants issus de cette méthode montrent une variabilité génétique importante et nécessitent une longue période de croissance avant d'atteindre la phase de production, pouvant s'étendre sur plusieurs années. (Mezghenni, et al., 2014)

I.5.2. Rejets de souches :

L'arganier se régénère efficacement grâce à des rejets de souche, même jusqu'à un âge avancé (150 à 200 ans). Cette méthode de reproduction ne peut être qualifiée que de régénération opportuniste, compte tenu de la durée de vie maximale des rejets de souche. Après un feu ou une coupe radicale de l'arbre, la repousse est rapide. Cependant, elle exige une protection pendant 6 à 8 ans pour préserver les rejets du pâturage. (faouzi, 2006)

I.5.2.1. Multiplication végétative :**I.5.2.2. Multiplication par bouturage :**

Le bouturage est une méthode de multiplication végétative qui consiste à prélever des rameaux sur des arbres adultes ou jeunes afin de les faire enraciner. Cette technique requiert généralement une phase préalable de brunissement des boutures, visant à favoriser l'induction racinaire. Selon certaines études, le taux d'enracinement peut atteindre jusqu'à 66,7 %, ce qui

en fait une méthode relativement efficace. Le principal avantage du bouturage réside dans la possibilité d'obtenir des plants génétiquement identiques au pied mère, présentant en outre une croissance plus rapide que celle observée chez les plants issus de semis. (maamar kouadri kaddouri, 2014)

I.5.2.3. Multiplication par greffage :

Le greffage, en particulier le greffage en fente simple, constitue la méthode de multiplication végétative la plus efficace pour la reproduction de l'arganier. Cette technique permet de combiner les qualités du greffon, représentant la partie aérienne de la plante, avec celles du porte-greffe, correspondant au système racinaire. Les taux de réussite peuvent dépasser les 90 %, ce qui en fait une méthode de choix pour la production commerciale de plants homogènes, vigoureux et bien adaptés aux conditions de culture. (Ronald Bellefontaine1, 2010)

I.5.3. Culture in vitro:

La multiplication in vitro de l'arganier (*Argania spinosa*) repose sur l'utilisation de techniques biotechnologiques avancées, dont l'objectif principal est d'optimiser les différentes étapes du développement des plants, notamment la germination, la multiplication végétative et l'enracinement, le tout dans un environnement stérile et soigneusement contrôlé.

I.5.3.1. La germination in vitro (vitro-semis) :

La germination in vitro, ou vitro-semis, constitue la première étape cruciale du processus. Les graines d'arganier sont soumises à une stérilisation rigoureuse avant d'être mises en culture sur un milieu Murashige et Skoog dilué à moitié (MS/2). Les conditions de culture sont précisément régulées, avec une température maintenue autour de 25 °C, une humidité relative de 80 %, et une photopériode de 16 heures de lumière suivies de 8 heures d'obscurité. Cette configuration permet d'atteindre des taux de germination élevés, variant de 74 % à 96 %, selon l'origine des graines. Par ailleurs, un prétraitement à l'acide gibbéréllique à la concentration de 1 mg/l, associé à une période de conservation au froid (4 °C pendant 48 heures), s'est révélé efficace pour améliorer encore davantage le pouvoir germinatif des graines. (Mezghenni, et al., 2014)

I. 5.3.2. La micropropagation par microboeturage :

des microboutures sont prélevées à partir de jeunes plantules cultivées in vitro et âgées d'environ 45 jours. Ces explants sont ensuite transférés sur un milieu Murashige et Skoog dilué à moitié (MS/2), enrichi en régulateurs de croissance afin de favoriser leur développement. Les cytokinines, telles que la kinétine (Kin) ou la benzyladénine (BAP), utilisées à une concentration de 1 mg/l, stimulent efficacement le débournement des bourgeons axillaires, avec un taux pouvant atteindre 100 %. En complément, les auxines comme l'acide indole-3-acétique

(AIA) ou l'acide indole-3-butyrique (AIB), à raison de 0,5 mg/l, favorisent l'initiation de nouvelles pousses. Par ailleurs, l'application de gibbérellines (GA_3), à des concentrations allant de 0,5 à 1,5 mg/l, permet de stimuler l'allongement des pousses, qui peuvent atteindre jusqu'à 5 cm de longueur. Parmi les différentes combinaisons testées, le milieu MS contenant 1 mg/l de Kin et 0,5 mg/l d'AIA s'est révélé particulièrement optimal pour la production de plantules vigoureuses, présentant une bonne croissance foliaire et un nombre élevé de bourgeons. (Nassima, et al., 2019)

I.5.3.3. L'enracinement in vitro:

L'enracinement in vitro représente une étape particulièrement délicate du protocole. Il est généralement réalisé sur un milieu MS supplémenté en auxines, notamment l'acide indole-3-butyrique (AIB) à des concentrations élevées, allant de 10 à 20 mg/l. Afin d'augmenter le taux d'enracinement, des substances complémentaires telles que le nitrate d'argent ($AgNO_3$) et la putrescine peuvent être ajoutées au milieu de culture, permettant d'atteindre des taux de réussite allant jusqu'à 86 %. En moyenne, chaque plantule développe de 4 à 6 racines, d'une longueur variant entre 2 et 3 cm. (Amghar, et al., 2021)

I.5.3.4. Acclimatation:

Les plantules enracinées in vitro sont progressivement transférées vers des conditions ex vitro. Cette phase d'acclimatation nécessite un contrôle rigoureux de l'humidité ambiante et de l'éclairage afin de garantir leur survie et leur adaptation aux conditions naturelles. (LOTMANI, et al., 2002)

.....

Chapitre II:

Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

II.1. Les composantes naturelles de la région d'étude

II.1.1. Climat de la zone d'étude

La connaissance des caractéristiques climatiques est fondamentale et permet mieux évaluer les besoins en eau des différentes cultures et déterminer les facteurs qui affectent négativement le rendement et le rendement.

Les facteurs climatiques représentent un ensemble de facteurs énergétiques, de facteurs hydrologiques et de facteurs mécaniques (**RAMADE, 2009**).

Source de données climatiques

Nous avons les données climatiques récentes de la station météorologique ONM de M'sila sont Les représentants se réfèrent à ces données et nous les utilisons pour faire des déductions Son but est de décrire le climat de notre zone d'étude.

La température et les précipitations représentent les facteurs les plus importants du climat (**FAURIE et al., 2003**) et spécialement en zone méditerranéenne aride.

Pour bien caractériser le climat de notre zone d'étude, nous avons exploité une série de donnés climatiques sur une période de **30 ans**, allant de **1991 à 2021**.

Température

La température est un élément essentiel du climat, et elle joue un rôle déterminant dans l'étude de l'évaporation et de l'évapotranspiration. L'analyse de la température a été faite sur les données recueillies lors de la station météorologique de M'sila (1991-2021).

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Tableau 2: Moyennes mensuelles et extrêmes des températures enregistrées dans station Météorologique de M'Sila (période 1991-2021).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avri	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc
M (°C)	12.8	13.9	16.5	19.6	23	27.1	30.7	30.7	27.1	22.3	17.3	14.1
m (°C)	4.1	4.6	6.3	8.1	11	14.7	17.2	17.4	15.7	11.9	8.2	5.3
(M+m) / 2	8.4	9.2	11.4	13.8	17	20.9	23.9	24	21.4	17.1	12.7	9.7

Source : Station météorologique de M'Sila.

m: Moyennes des températures minimales;
M: Moyennes des températures maximales;
(M+m) / 2: Moyennes des températures.

a- Températures extrêmes

D'après les données des températures (**Tab.1**), il paraît que parmi les mois les plus chauds dans la région d'étude, Juillet et Aout occupe le premier rang avec une température moyenne maximale de **30,7 °C** alors que le mois de Janvier enregistre la valeur la plus basse avec une température de **12 .8 °C**.

b - Températures moyennes mensuelles

Les valeurs des températures moyennes mensuelles enregistrées dans la station météorologique de M'Sila durant la période allant de 2005 à 2015 varient d'un maximum de **24 °C** pour le mois d'Aout alors que le mois de Janvier enregistre une valeur minimale de **8.4 °C**.

Précipitations

Elles constituent un facteur écologique d'importance fondamentale, non seulement pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes limniques (**RAMADE, 2009**) mais pour toute activité notamment photosynthétique des plantes, qui sont la composante biotique la plus importante (**OZENDA, 1982**). Selon **DUBIEF (1953)**, les précipitations ont pratiquement toujours lieu sous forme de pluies

Les précipitations mensuelles enregistrées dans la région d'étude de 1991 à 2021 sont consignées dans **le tableau 2**.

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Tableau 3: Précipitations moyennes mensuelles (P) en mm de la région de la région d'étude (1991-2021).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avri	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc	Total
Précipitation (mm)	25	15	25	17	26	12	5	5	21	22	34	22	229

Source : Station météorologique de M'Sila

La distribution des précipitations mensuelles enregistrées ne se répartissent pas uniformément et accusent une diminution perceptible pour les mois chauds (Juin, Juillet et Août). Ceci en est une caractéristique du climat méditerranéen qui est chaud et sec en Eté et froid et pluvieux en Hiver (HALIMI, 1980).

La quantité d'eau reçue annuellement, restant un facteur essentiel pour la vie végétale en zone aride. Pour les sols, la valeur maximum de précipitation a une grande importance. Elle accentue les processus d'érosion hydrique et favorisent les migrations des éléments les plus solubles (sels, gypse, calcaire) (HALITIM, 1980).

En se référant au **Tableau 2**, le mois le plus pluvieux est le mois de Novembre avec **34 mm** alors que les mois les plus secs est le mois de juillet et Aout avec **5 mm**.

Le total annuel des précipitations enregistrées est égal à **229 mm**.

A. Le régime saisonnier

La distribution des précipitations par saison (**Tab.3**) nous laisse la possibilité de dresser son régime saisonnier.

Tableau 4: Le régime saisonnier de la station de la région d'étude (1991-2021).

Saison	Hiver (Déc, Jan, Fév.)	Printemps (Mar, Avr, Mai)	Eté (Jun, Juil, Aout)	Automne (Sep, Oct, Nov.)	Total
P (mm)	62 mm	68 mm	22 mm	77 mm	229 mm

Source : Station météorologique de M'Sila

Le tableau 3 permet de caractériser le régime pluviométrique en fonction des saisons. Le régime saisonnier des précipitations de la station de M'Sila est de type (**APHE**). En effet, l'Automne est la saison la plus arrosée avec un total de précipitations de 77 mm par contre l'Eté parait la saison la plus sèche avec un total de précipitations de 22 mm.

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Humidité relative

L'humidité est un paramètre climatique important qui, combiné à certaines valeurs de température, favorise de manière directe l'apparition de maladies cryptogamiques tel que l'oïdium. Son contrôle est relativement difficile. En effet, l'interdépendance des paramètres climatiques constitue une difficulté supplémentaire à leur maîtrise, de sorte qu'il est difficile de contrôler l'évolution de l'un sans perturber celle de l'autre. Ainsi, la ventilation naturelle nécessaire au maintien d'une température de consigne influe directement sur l'humidité relative de l'air (ABDERRAHMANI, 2005.).

Les valeurs de l'humidité relative moyennes mensuelles pour un période 2006-2016 dans la région de M'Sila sont portées dans le **tableau 4**.

Tableau 5: Humidité mensuelle moyenne en (%) de la région d'étude (2008-2018).

mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC
Moy	75	70	63	57	47	39	31	35	49	58	70	76

Source : Station météorologique de M'Sila

D'après le tableau 4, la valeur maximale de l'humidité relative moyenne est enregistrées au mois de Décembre soit **76%** par contre la valeur minimale est notée pour le mois de Juillet avec **31%**. Le reste des mois est illustré dans la figure 2 ci-dessous.

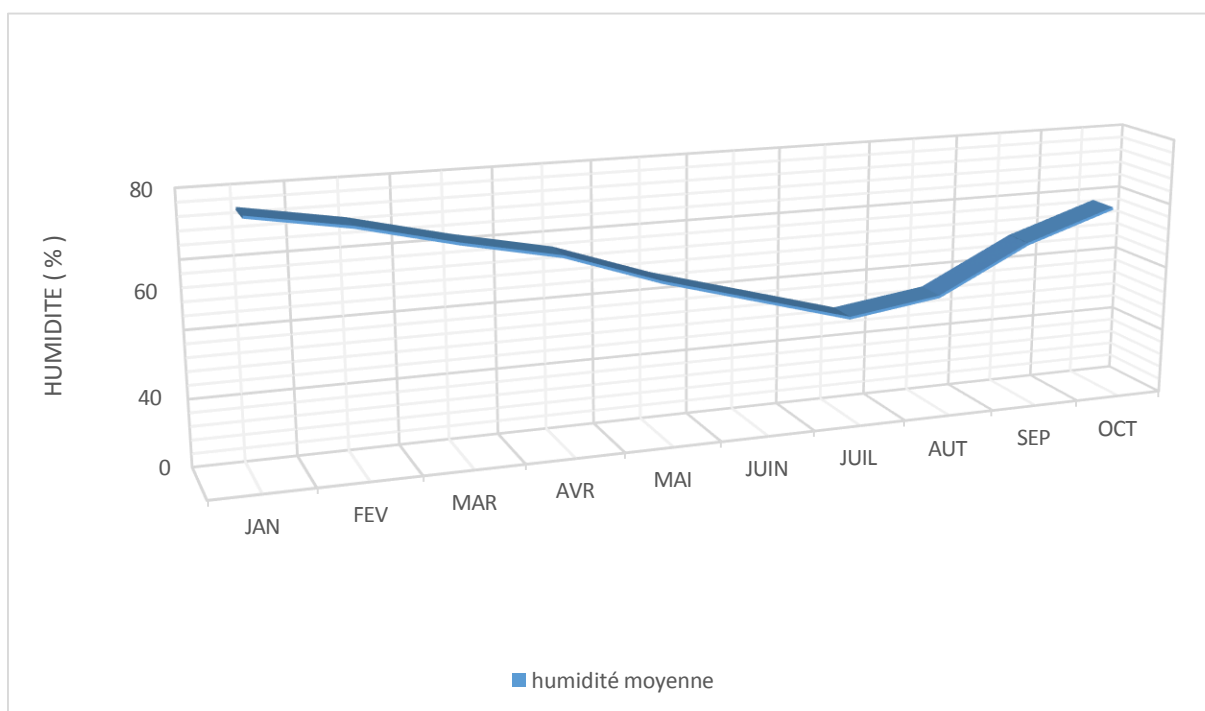


Figure 11: Humidités relatives mensuelles moyenne en (%) de la région d'étude (2008-2018)

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Le Vent

L'analyse du vent intéresse les climatologues qui cherchent à préciser l'atmosphère d'un lieu pour mieux comprendre les liens entre plusieurs faits climatiques (vent et précipitations, vent et température, vent et humidité, etc.), mais il existe aussi des géomorphologues intéressés à déterminer la rôle du vent et les caractéristiques de l'érosion éolienne (SBAI *et al*, 1992).

Le tableau 5 illustre la variation de la vitesse moyenne mensuelle du vent au cours de la période (2008-2018).

Tableau 6: Vitesses mensuelles moyennes du vent (en m/s) de la région d'étude (2008-2018)

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEPT	OCT	NOV	DEC
Vitesse Moyenne du Vent (m/s)	4	5	5	5	5	5	4	4	4	4	4	4

Source : Station météorologique de M'Sila

Les valeurs de la vitesse du vent notées au cours des années 2008- 2018, varient entre 4 m/s et 5 m/s (Fig.3).

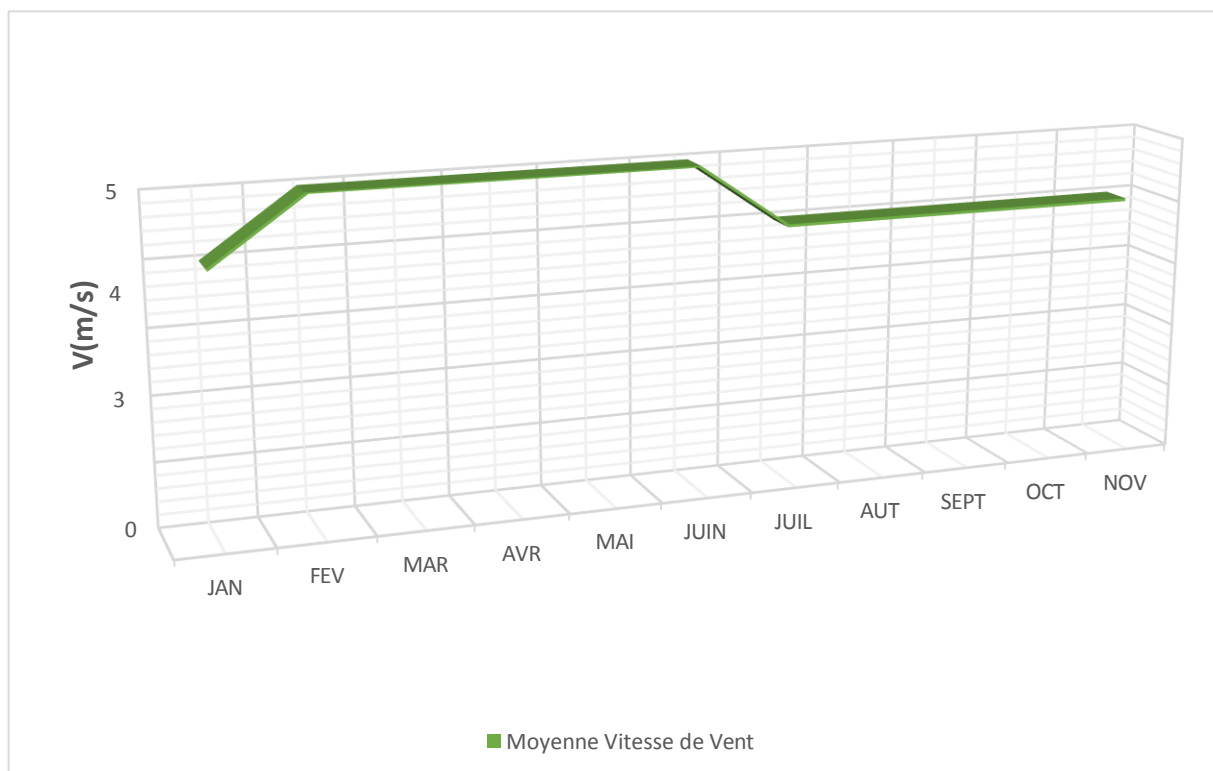


Figure 12: Vitesses mensuelles moyennes du vent (en m/s) de la région d'étude (2008-2018)

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Evapotranspiration

L'évapotranspiration est donc une donnée complexe que certains auteurs ont tenté d'évaluer en établissant des formules empiriques. Ils mesurent l'évapotranspiration potentielle (ETP) d'un lieu, la quantité d'eau qui pourrait être évapotranspirée si le sol disposait toujours d'un approvisionnement suffisant en eau (DELANNOY *et al*, 2016).

Tableau 7: Evapotranspiration mensuelle moyenne en mm de la région d'étude (méthode de Thornthwaite (2008-2018)).

ETP	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC
MOY	0.63	0.92	2.71	7.93	18.53	36.85	56.90	51.78	24.90	11.28	3.33	0.76

Source : Station météorologique de M'Sila

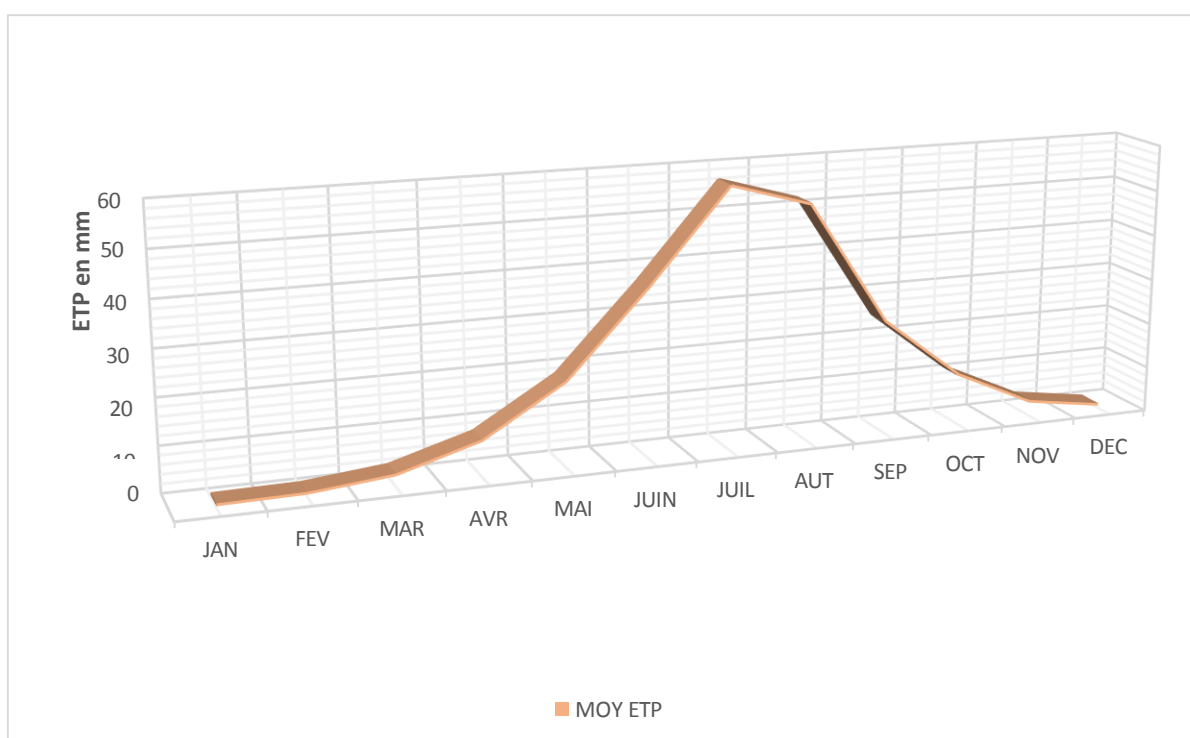


Figure 13: Evapotranspiration mensuelle moyenne en mm de la région d'étude (méthode de Thornthwaite (2008-2018)).

La figure 4 et le tableau 6 ci-dessus ; indiquent que la zone d'étude est caractérisée par une évapotranspiration (elle varie entre 0,63 mm et 2,71 mm).

Synthèse climatique

La synthèse climatique consiste, pour une station donnée, à déterminer les périodes sèches et humides par l'intermédiaire du diagramme ombrothermique de Gausson ainsi que l'étage bioclimatique auquel appartient cette station étudiée dans le climagramme d'Emberger.

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Diagramme pluviothermique de Gaussen et Bagnouls

Le Diagramme pluviothermique de Gaussen et Bagnouls utilisée pour déterminer la période sèche et la période humide de la région d'étude.

Pour Gaussen et Bagnouls le climat sec est celui où la totalité des précipitations en mm est inférieure ou égale au double des températures moyennes ($P \leq 2TC^\circ$). Cette relation permet d'établir un graphique Ombrothermique sur lequel les températures sont portées à l'échelle double des précipitations.

Lorsque la courbe représentant les précipitations passe au-dessus de la courbe de la température ; il s'agit d'une période excédentaire (humide). Alors que si la courbe des précipitations passent au- dessous de celle de la température ; il s'agit d'une période déficitaire (sèche).

C'est à partir du diagramme établi (**Fig. 5**) qui montre pour la région d'étude, pour une période de 30 ans (2008-2018), a deux périodes, humide et sèche. La saison des pluies est courte et dure deux mois et demi (de janvier à février et de mi-octobre à fin décembre). En revanche, la période sèche est longue, elle dure environ 10 mois de début février à mi-octobre.

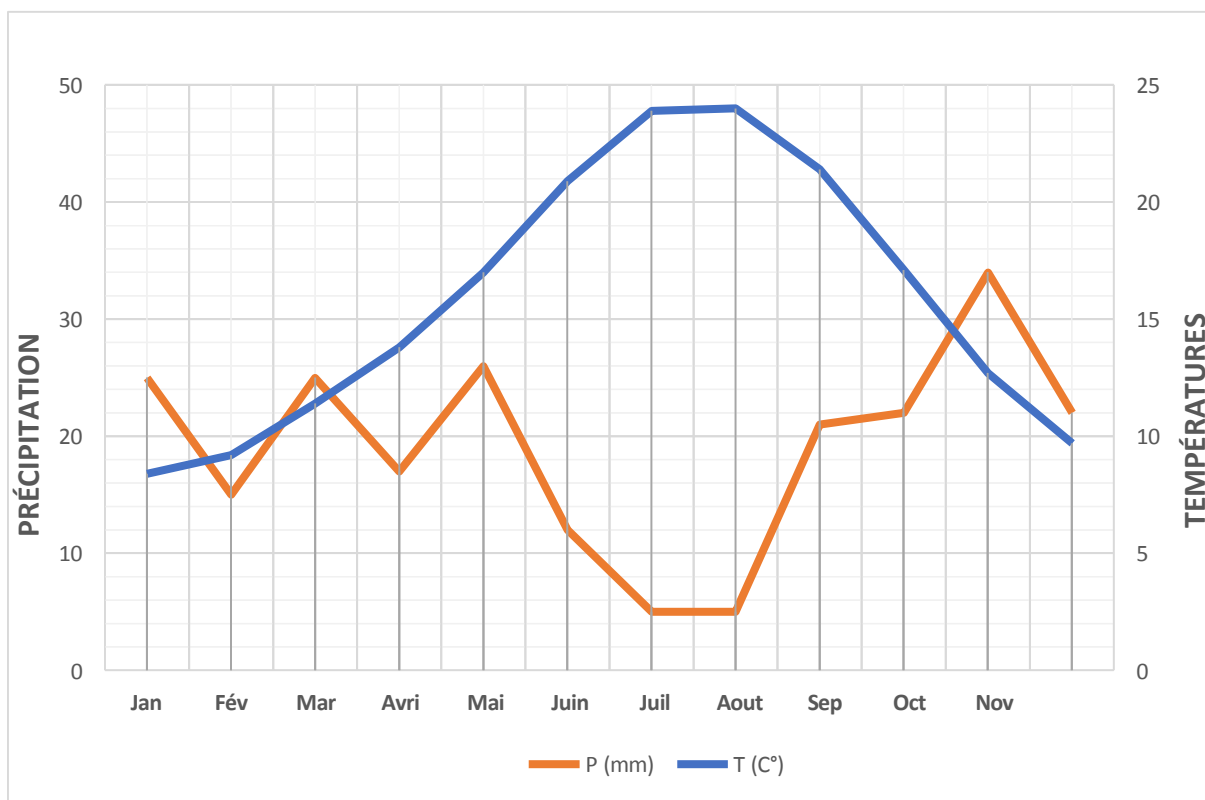


Figure 14: Diagramme Ombrothermique pour la région d'étude (1991-2021).

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)

Climagramme d'EMBERGER

Le quotient pluviométrique Q2 d'Emberger correspond à la performance globale du climat méditerranéen. Il prend en compte les précipitations annuelles moyennes (P) en millimètres, la température moyenne la plus basse (m) du mois le plus froid et la température la plus élevée (M) du mois le plus chaud. Ce quotient Q2 est calculé par la formule suivante :

$$Q2 = (1000 \cdot P) / (M - m) \quad 2 = (2000 \cdot P) / (M2 - m2)$$

D'après la formule de Stewart (1969) applicable au climat algérien, elle s'exprime comme suit:

- $Q2=3,43 P/M-m$
- Q2 : quotient pluviométrique de Stewart
- P : pluviométrie annuelle en (mm)
- M : moyenne maximale du mois le plus chaud
- m : moyenne minimale du mois le plus froid.

Tableau 8: Valeurs du quotient pluviométrique d'Emberger de la région de M'sila durant la période (1991-2021)

Paramètres	P (mm)	M(C°)	m(C°)	M-m	Q2
Valeurs	229	30.7	4.1	26.6	29.52

Source : Station météorologique de M'Sila

D'après le **Tableau 7 et la fig 6**, le quotient d'Emberger Q2 pour la période de 30 ans calculé pour la zone d'étude est égal à 29,52. Cela signifie que la région appartient au stade bioclimatique aride supérieur à hiver tempérée.

Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)



Figure 16: Photos de l'expérience de culture de l'arganier à Sidi Aïssa, wilaya de M'Sila : à droite, un arganier âgé de 3 mois ; à gauche, un arganier âgé de 3 ans


En parallèle, 140 graines d'arganier ont été remises à l'Université Mohamed Boudiaf de M'sila. Elles ont été réparties équitablement entre le Centre de recherche scientifique pour les zones arides et semi-arides, et la Faculté des sciences de la même université. Ces graines proviennent de la wilaya de Tindouf, où elles ont été préalablement mises en pépinière au niveau de Jebel Messaâd, une pépinière de référence dans le domaine de l'arganiculture. Cette dernière utilise une technique de trempage des graines pendant 72 heures avant leur mise en pot dans des conteneurs de 2 kg.

Par ailleurs, un projet d'envergure a été lancé pour la plantation de l'arganier sur une superficie de 150 hectares dans la commune d'El-M'cif (région de Bir arbi), avec une densité de 250 plants par hectare. Les travaux ont débuté le 9 décembre 2024. Malgré la perte d'environ 1600 arbres à cause du gel, une opération de remplacement par de nouveaux plants est prévue prochainement. Le système d'irrigation adopté dans ce projet est le goutte-à-goutte, garantissant une gestion efficiente et durable des ressources en eau.


Chapitre II: Analyse des conditions climatiques de la wilaya de M'sila et contribution de la Conservation des forêts à l'introduction de l'arganier (*Argania spinosa*)



Figure 17: la plantation d'arganiers sur une superficie de 150 hectares Conservation des forêts de la wilaya de M'sila



Chapitre III:
Études expérimentales antérieures sur les
graines d'argan



En raison des obstacles qui inhibent le processus de germination des graines d'argan, de nombreux chercheurs ont réalisé des études expérimentales basées sur de nombreuses méthodes et protocoles scientifiques en laboratoire sur le sujet afin de trouver les méthodes optimales qui facilitent la germination des graines et de trouver des solutions qui accélèrent ce processus et rendent la propagation de l'argan possible et abordable.

Un protocole expérimental pour la germination des graines d'argan est une méthode hautement contrôlée basée sur un ensemble d'étapes de base scientifiquement prouvées et d'étapes expérimentales qui varient d'une étude à l'autre et comprennent des résultats personnalisés pour optimiser les taux de germination.

III.1. les étapes de base standardisées dans les protocoles de germination de l'arganier

III.2. préparation de matériel végétal (stérilisation) :

La stérilisation :La sterilization est recommandée pour éviter la contamination microbienne, qui peut nuire à la germination. Cette étape est essentielle pour maintenir la viabilité des graines et assurer un développement sain des graines (benaouf Zohra, 2014).

Les protocoles efficaces impliquent généralement une combinaison d'agents chimiques et des temps d'exposition spécifiques pour obtenir des résultats optimaux. Les sections suivantes décrivent les principales méthodes de stérilisation et leur efficacité.

Agents chimiques pour la sterilization :

Stérilisation des graines d'arganier à l'éthanol

L'éthanol à 70 % est considéré comme l'un des désinfectants les plus efficaces pour réduire la charge microbienne à la surface des tissus végétaux. Cette solution agit principalement par coagulation des protéines et perturbation de la membrane plasmique des cellules microbiennes. La présence de 30 % d'eau est essentielle pour améliorer sa perméabilité et son efficacité biologique (McDonnell, 1999).

L'utilisation de l'éthanol à 70 % a été intégrée avec succès dans plusieurs protocoles de stérilisation des graines d'arganier. Par exemple, dans une étude de (Nouaim '2002) ,un protocole consistait à exposer les graines décortiquées d'arganier à une solution d'éthanol à 70 % pendant deux minutes, suivie d'un rinçage à l'eau distillée stérile, réduit considérablement la contamination externe sans affecter la capacité de germination, soulignant ainsi l'importance de l'étape alcoolique dans la réduction de la charge microbienne superficielle.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par (Habibah, 2013) , qui ont démontré que l'éthanol à 70 % est efficace pour la stérilisation des feuilles de *Stelechocarpus burahol*, avec une réduction significative de la contamination exogène et endogène après traitement. Ces données suggèrent que l'efficacité de l'éthanol peut être extrapolée aux graines à coque dure comme celles de l'arganier, à condition que la durée d'exposition soit rigoureusement contrôlée pour éviter les dommages tissulaires ou l'inhibition de la germination.

En résumé, l'usage de l'éthanol à 70 % représente une étape cruciale dans les protocoles de stérilisation des graines d'arganier. Il est recommandé de l'intégrer comme élément fondamental dans les protocoles standardisés de désinfection de cette espèce végétale d'importance écologique et économique.

Désinfection des graines d'arganier par différentes concentrations d'hypochlorite de sodium (eau de Javel):

Parmi les méthodes couramment employées pour la désinfection des graines d'arganier (*Argania spinosa*), l'utilisation de l'hypochlorite de sodium (NaOCl), connu sous le nom d'eau de Javel, occupe une place centrale en raison de son efficacité reconnue contre les contaminants microbiens. Cette technique se caractérise par une variabilité importante des concentrations et des durées d'application, adaptées aux exigences spécifiques de la semence étudiée.

Selon (Said Ali, 2022), un traitement court mais intense à une concentration élevée de **16 % de NaOCl pendant 30 secondes** a permis d'obtenir une stérilisation efficace des graines d'arganier tout en préservant leur viabilité, grâce notamment à un rinçage minutieux pour éliminer les résidus chimiques. Ce protocole met en avant l'efficacité d'un traitement à forte concentration sur une courte durée.

En revanche, d'autres études ont privilégié des expositions plus longues à des concentrations légèrement inférieures. Ainsi, (Amarasinghe, 2018) rapportent qu'une immersion des graines dans une solution à **15 % de NaOCl pendant 20 minutes** a permis d'obtenir des cultures exemptes de contamination dans le cas de *Rhododendron wardii*, bien que cette approche nécessite une optimisation rigoureuse afin de minimiser les impacts négatifs potentiels sur les taux de germination.

Ces résultats illustrent que la désinfection des graines d'arganier par l'eau de Javel peut être modulée selon deux axes principaux : la concentration du NaOCl et la durée du traitement. L'ajustement précis de ces paramètres est indispensable pour maximiser l'efficacité de la stérilisation tout en garantissant la viabilité des graines, ce qui souligne l'importance d'une approche personnalisée en fonction du contexte expérimental.

Désinfection des graines d'arganier (*Argania spinosa*) au peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)

Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) est un désinfectant efficace et respectueux de l'environnement, largement utilisé pour la stérilisation des semences dans diverses cultures, y compris l'arganier. Son mode d'action repose sur la libération d'oxygène actif, qui élimine efficacement les micro-organismes pathogènes présents à la surface des graines sans pénétrer profondément dans les tissus internes, minimisant ainsi les effets phytotoxiques potentiels sur l'embryon.

Dans une étude menée par **Said Ali et al. (2022)** (Said Ali, 2022), les graines d'arganier décortiquées ont été désinfectées avec une solution de H_2O_2 à 10 % pendant seulement **5 minutes**. Cette courte durée s'est avérée suffisante pour réduire significativement la charge microbienne sans affecter négativement la viabilité ou la capacité germinative des graines. Ce protocole rapide souligne que le H_2O_2 peut être utilisé efficacement pour désinfecter les semences avant leur mise en culture, sans nécessiter une exposition prolongée.

Cette méthode met en lumière le potentiel du peroxyde d'hydrogène comme alternative sûre et efficace aux désinfectants chimiques plus agressifs, tout en préservant l'intégrité physiologique des graines d'arganier.

Autres agents stérilisants utilisés pour les graines d'arganier (*Argania spinosa*):

Des agents stérilisants tel que le chlorure mercurique ($HgCl_2$) et certains fongicides tels que le captane ont montré une efficacité variable selon les protocoles employés.

Le chlorure mercurique est reconnu pour sa forte action antimicrobienne, capable d'éliminer rapidement une large gamme de contaminants présents sur la surface des graines d'arganier. Cependant, son utilisation est limitée par sa toxicité élevée et les risques environnementaux associés, ce qui requiert une manipulation prudente et un traitement rigoureux des déchets issus de son utilisation.

Les fongicides comme le captane ont été testés en complément pour cibler spécifiquement les agents pathogènes fongiques qui représentent une cause majeure de contamination lors de la germination des graines d'arganier en conditions contrôlées. Ces produits peuvent améliorer le taux de stérilisation tout en préservant la viabilité des graines, à condition que les concentrations et durées d'exposition soient soigneusement optimisées.

L'efficacité de ces traitements dépend étroitement des caractéristiques physiologiques des graines d'arganier, ainsi que des conditions expérimentales, notamment la température et la durée du traitement. Il est donc essentiel d'adapter les protocoles de stérilisation afin de maximiser la désinfection tout en minimisant les dommages potentiels aux graines, ce qui est crucial pour assurer un bon taux de germination et une croissance saine des plantules (Govindaraju Atul Babu, 2022).

Note : Il est également indispensable de procéder à une stérilisation rigoureuse du milieu de culture et du matériel de laboratoire, car cette étape est indissociable de la désinfection des graines elles-mêmes. En effet, la réussite de la germination aseptique repose sur un environnement totalement exempt de germes et de champignons (Rebrov Anton Nikolaevich, 2020). Les techniques de stérilisation couramment utilisées incluent l'autoclavage du milieu sous vapeur sous pression, ainsi que la désinfection des instruments par chaleur sèche, rayonnement ultraviolet ou alcool. Plusieurs études ont confirmé qu'un manque de stérilisation adéquate entraîne une diminution significative des taux de germination et l'apparition de colonies contaminantes compromettant l'expérience (George, 2008).

Tests de viabilité des semences :**1. teste de flottaison (Méthodologie de flottaison):**

Le test de flottaison est utilisé sur les noyaux d'argan pour sélectionner les noyaux viables. Ceux qui coulent sont considérés comme pleins et sains, tandis que ceux qui flottent sont vides ou endommagés et ne peuvent pas germer et doivent être jetés. Le processus consiste à tremper dans de l'eau claire pendant 24 heures. Enlever les grains flottants (Graeme W. Bourdôt, 2025)

2. Le test au tétrazolium :

est utilisé pour évaluer la viabilité des graines, en particulier pour les graines stockées pendant de longues périodes. Cela implique de faire tremper les graines dans une solution de tétrazolium pour évaluer leur viabilité en fonction du changement de couleur, qui indique la présence de tissus vivant.

Comprendre la viabilité des graines grâce à des tests de flottation et au tétrazolium peut améliorer les stratégies de semis, garantir des taux de germination plus élevés et une implantation réussie d'arganiers dans le cadre de projets de reboisement (Abderrahim Ferradous, 2017).

III.3. Le contrôle des conditions environnementales : Température et humidité

Le contrôle des conditions environnementales, notamment la température et l'humidité, constitue un facteur essentiel pour assurer le succès de la germination des graines d'arganier (*Argania spinosa*). Les recherches ont montré que la température optimale pour favoriser la germination de ces graines se situe entre 25°C et 28°C. Des températures inférieures à 20°C ou supérieures à 30°C entraînent une baisse significative des taux de germination, soulignant ainsi l'importance du maintien d'une température modérée pendant cette phase critique (Alouani, 2004).

En ce qui concerne l'humidité, un taux d'humidité relative compris entre 75 % et 80 % est considéré comme idéal. Ce niveau permet d'assouplir le tégument dur des graines, facilitant ainsi l'absorption de l'eau et le démarrage du processus de germination. À l'inverse, une

Chapitre III: Études expérimentales antérieures sur les graines d'argan

humidité insuffisante peut entraîner une réduction notable des taux de germination (Zunzunegui, 2013) .

Les travaux ont également démontré que le contrôle précis de la température et de l'humidité dans les chambres de culture ou les serres améliore non seulement les taux de germination mais accélère également le développement des jeunes plants. Par exemple, des semis placés dans une chambre à température contrôlée de $26 \pm 2^\circ\text{C}$ ont montré une germination plus rapide et plus régulière que ceux cultivés dans des conditions non contrôlées (Alouani, 2004) .

III.4. L'observation quotidienne des graines cultivées pour l'évaluation de la germination:

L'observation quotidienne des graines cultivées *in vitro* constitue une étape essentielle dans tout protocole scientifique dédié à l'étude de la germination. Elle permet au chercheur de documenter les premières manifestations de la germination, de déterminer le pourcentage de graines réactives, ainsi que d'évaluer la vitesse et le mode de croissance. Ce suivi rigoureux ne contribue pas seulement à la détection précoce de problèmes potentiels tels que les contaminations ou l'arrêt de développement, mais offre également une meilleure compréhension des conditions optimales de croissance et de l'interaction des graines avec le milieu de culture. Par ailleurs, les données recueillies quotidiennement sont indispensables pour le calcul d'indicateurs clés tels que le temps de début de germination, le temps nécessaire pour atteindre 50 % de germination, ou encore le taux de germination journalier, tous essentiels pour évaluer l'efficacité des prétraitements ou des compositions du milieu (Bhojwani, 1996). soulignent que la réussite des expériences en culture de tissus végétaux repose sur une surveillance régulière et minutieuse dès les premières phases de développement, afin d'éviter la perte d'échantillons et de garantir la fiabilité des résultats (Asha, 2019).

III.5. Analyse des protocoles expérimentaux et résultats des études antérieures sur la germination des graines d'arganier:

III.5.1. Les prétraitements physique:

1. La scarification manuelle ou mécanique:

La scarification manuelle ou mécanique est une méthode physique simple et largement utilisée pour améliorer la germination des graines d'*Argania spinosa*. Cette technique consiste à affaiblir mécaniquement la coque externe, notamment à l'aide de papier abrasif, en effectuant une petite entaille sur la partie opposée à l'embryon, suivie d'un trempage dans l'eau pendant 24 heures. Une autre méthode consiste à casser la coque de manière manuelle, mais celle-ci s'avère peu pratique. En effet, la dureté extrême de l'enveloppe des graines d'arganier rend cette opération délicate : une pression excessive ou un geste imprécis peut facilement endommager l'amande interne, compromettant ainsi la viabilité de la graine. Cela souligne la

nécessité d'une grande prudence lors de l'application de cette méthode, qui demeure artisanale et peu standardisée du point de vue scientifique

Bien que ce prétraitement ne soit pas toujours la plus efficace, elle permet dans plusieurs cas de réduire significativement le délai de germination et d'améliorer l'homogénéité de la levée. En effet, en absence de tout traitement, les graines d'argan mettent généralement entre 20 et 30 jours pour germer, voire jusqu'à 6 semaines (42 jours) selon les conditions environnementales telles que l'humidité et la température (Nouaim, 2002)

Par exemple, (Amghar, 2016) ont observé une amélioration du taux de germination après scarification par rapport aux graines non traitées. Ces observations sont appuyées par les résultats d'un mémoire de fin d'études intitulé «Effet des prétraitements sur la germination de l'arganier *Argania spinosa* (L.) Skeels , (2024) », où les graines dont la coque a été retirée ont germé en 8 à 9 jours avec un taux atteignant 91 %, tandis que les graines intactes ont nécessité 23 jours pour germer, avec un taux inférieur de 60 %. Meme on constatons également que dans une étude comparative publiée dans le Journal of the International Argan Conference, le même traitement au papier abrasif a été utilisé et que les graines ont commencé à germer à partir du 8e jour, mais à un taux plutôt moyen allant de 49 % à 53 %. (Ouswati S., 2017) Cela confirme l'intérêt de cette méthode accessible pour surmonter les contraintes mécaniques de dormance chez l'arganier (Baskin, 2014).

2. Le trempage dans le de robinée :

Le trempage des graines d'arganier dans de l'eau du robinet tiède est l'une des méthodes les plus simples et les plus anciennes utilisées en pépinière pour améliorer le taux et la vitesse de germination. Ce traitement vise à ramollir l'enveloppe dure de la graine par l'infiltration de l'eau jusqu'à l'amande, ce qui permet de saturer ses tissus en eau suffisante. Ce processus favorise également la diffusion de l'oxygène dans l'amande, un facteur essentiel pour éliminer la dormance physique (la dormance liée à la dureté de l'enveloppe) et stimuler les processus physiologiques nécessaires au démarrage de la germination (Bewley, 2013).

Dans une étude comparative des différents prétraitements sur les semences d'arganier présentée lors de la 4ème édition du congrès d'Agadir en novembre 2017 (Ouswati S., 2017), basée sur les travaux de Nouaimet Chaussoud (1995), les graines ont été trempées dans de l'eau du robinet pendant 48 heures. Les résultats ont montré que la germination débutait entre le 9ème et le 10ème jour avec un taux de germination compris entre 35 % et 55 %.

Ces résultats indiquent que l'efficacité du trempage dans l'eau est moyenne, constituant une méthode peu coûteuse et facile à appliquer pour améliorer la qualité des graines et augmenter les taux de germination, surtout dans les conditions environnementales difficiles où pousse l'arganier. Ces observations concordent avec les études affirmant que le ramollissement

Chapitre III: Études expérimentales antérieures sur les graines d'argan

de l'enveloppe extérieure facilite la levée de la dormance physique et active l'activité métabolique de l'embryon (Maity, 2000).

Remarque: Bien que les traitements de trempage dans l'eau de robiné et de scarification mécanique soient classés parmi les traitements physiques ayant un effet notable sur la germination des graines d'arganier, leur efficacité demeure faible. Par conséquent, ils sont considérés comme des méthodes traditionnelles, largement répandues depuis longtemps dans les pratiques de pépinière pour la culture des graines d'arganier. Il s'agit de techniques préliminaires, utilisées principalement pour préparer les grains (ramollir et élimination du coque) à l'application de protocoles de germination plus spécialisés, tels que les traitements dirigés directement sur l'amande, ou encore les traitements chimiques et biologiques. Ces méthodes servent également comme témoins (échantillons de contrôle) dans les études expérimentales visant à évaluer l'efficacité de traitements scientifiques avancés.

3. Traitement des graines d'arganier à l'eau avec un choc thermique

A _L'eau chaude :

Les traitements thermophysiques, en particulier l'exposition des graines d'argan à l'eau chaude, sont utilisés pour stimuler la germination en ramollissant le tégument de la graine et en brisant la latence mécanique. Cependant, l'efficacité de cette méthode varie fortement en fonction des conditions d'application et des caractéristiques des graines utilisées.

Dans une expérience menée par (Al-Menaie, 2007) au Koweït, des graines d'argan ont été trempées dans de l'eau douce pendant 24 heures, puis exposées à de l'eau chaude à 70°C pendant 5 minutes. Les résultats ont montré que les graines légères n'ont pas du tout germé, tandis que les graines moyennes (2-3 grammes) ont eu un faible taux de germination de seulement 4%. Ces résultats s'expliquent par le fait que le prétrempage dans l'eau douce a saturé la coquille d'eau, la rendant plus perméable et plus molle. Lorsque ces graines ont ensuite été exposées à l'eau chaude, celle-ci s'est facilement déplacée vers l'embryon, provoquant sa mort en raison de la sensibilité des tissus internes à une chaleur excessive. Les graines partiellement germées, en revanche, avaient probablement une coquille plus épaisse (pesant plus lourd) qui empêchait l'eau chaude de pénétrer dans le gésier, épargnant ainsi l'embryon des dommages thermiques.

En revanche, une étude appliquée menée en Algérie dans le cadre d'une thèse de fin d'étude d'Ingénieur d'Etat en Agronomie à l'Université Ammar Thaliji d'Aghoua (Mostefaoui, 2014) a montré des résultats tout à fait différents. Les graines ont été directement trempées dans de l'eau modérément chaude (45°C) pendant 24 heures et comparées à des graines trempées dans de l'eau à température ambiante. Il a été constaté que les graines traitées thermiquement ont commencé à germer dès le 4^e jour à 35 % et ont atteint 100 % de germination au 9^e jour, tandis que le groupe trempé à température ambiante a enregistré 95 % de germination. Ces résultats

suggèrent que le trempage initial dans l'eau chaude uniquement peut ramollir la coquille sans nuire à l'embryon, car la coquille à l'état sec ne permet pas à l'eau chaude de pénétrer facilement. Par conséquent, un traitement thermique modéré avant le trempage peut préserver la vigueur des graines et stimuler une germination précoce.

Ces résultats nous permettent de conclure que le moment de l'application de l'eau chaude et ses conditions thermiques sont des facteurs critiques qui déterminent le succès ou l'échec du traitement. Le trempage des graines dans l'eau chaude avant toute hydratation initiale peut être plus approprié d'un point de vue biologique pour ramollir la coquille dure sans endommager les tissus vivants internes. L'introduction d'eau chaude après que la coquille soit devenue perméable peut présenter un risque pour l'embryon.

B_ l'eau bouillante :

traitement à l'eau bouillante considéré une méthode thermique physique utilisée pour stimuler la germination des graines d'arganier, visant à ramollir l'enveloppe dure entourant la graine et à briser la dormance mécanique qui entrave le démarrage de la germination. Cette méthode est appliquée selon plusieurs protocoles, qui diffèrent par le moment et la durée d'exposition à l'eau chaude, ce qui influence significativement le taux et le délai d'apparition de la germination.

Dans une étude récente menée par (Ouhammou, 2022), les graines d'arganier ont été préparées par la récolte, le séchage et l'épluchage des fruits, suivis d'un test de viabilité et d'une désinfection dans une solution d'hypochlorite de sodium à 16 % pendant 30 minutes, avant d'être trempées directement dans de l'eau bouillante à 100°C pendant 5 minutes. Les résultats ont montré un taux de germination compris 69 %, avec un début de germination observé dès le 4^e jour, indiquant une efficacité relativement élevée de ce traitement pour accélérer et améliorer la germination. Ce succès peut s'expliquer par le fait que l'enveloppe dure des graines n'était pas préalablement imbibée, empêchant ainsi la pénétration de l'eau bouillante jusqu'à l'embryon, ce qui aurait pu le tuer. L'exposition de 5 minutes a suffi à ramollir l'enveloppe et à favoriser la perméabilité à l'eau nécessaire au démarrage de la germination.

Par ailleurs, une autre étude présentée lors de la 4^e édition d'Agadir (Ouswati S., 2017) décrit un protocole différent consistant à tremper d'abord les graines dans de l'eau bouillante pendant 5 minutes, suivi d'un trempage prolongé dans de l'eau du robinet pendant 48 heures. Cette méthode a permis un début de germination à partir du 8^e jour, avec un taux de germination variant entre 40 % et 60 %. Bien que ce taux soit inférieur à celui observé dans la première étude, cette méthode est largement utilisée dans les pépinières, car elle constitue une technique traditionnelle facilitant la préparation des graines à la germination.

Les résultats de l'étude menée par (Ouhammou, 2022) indiquent que l'exposition de graines d'argan non préalablement hydratées à l'eau bouillante pendant une courte durée conduit à des taux de germination élevés et à une levée rapide. Cette efficacité s'explique par le fait que le tégument externe, encore relativement imperméable, empêche la chaleur excessive d'atteindre l'embryon, préservant ainsi sa viabilité. Parallèlement, le ramollissement modéré de l'enveloppe facilite la pénétration de l'eau et de l'oxygène nécessaires à l'initiation du processus germinatif.

En revanche, les résultats de l'étude de (Ouswati S., 2017) montrent que le trempage prolongé après le choc thermique accroît la perméabilité du tégument, mais entraîne également un retard de la levée et des taux de germination plus faibles. Ce traitement pourrait altérer certaines propriétés physiologiques de la graine et ralentir l'activité embryonnaire.

À la lumière de ces observations, la méthode appliquée par (Ouhammou, 2022) semble biologiquement plus appropriée, car elle permet de concilier l'induction de la germination avec la préservation de l'intégrité de l'embryon.

C_ le traitement des graines d'argan par congélation:

Les résultats de l'étude menée par (Ouswati S., 2017) révèlent que le traitement des graines d'argan par congélation à -20 °C pendant 24 heures, après une désinfection préalable, présente une efficacité remarquable en matière de germination. Un taux de germination élevé de 96 % a été enregistré, avec une levée observée dès le 3^e ou 4^e jour. Cette performance peut être attribuée à l'effet du froid extrême sur la structure du tégument, favorisant une meilleure perméabilité à l'eau et activant les processus physiologiques liés à la germination, tout en préservant l'intégrité de l'embryon.

d-Traitements de choc thermique

Les traitements physiques, consistant à faire tremper les graines séparément dans de l'eau glacée ou de l'eau chaude, ont permis d'atteindre un taux de germination allant jusqu'à 82 %. Toutefois, la combinaison du trempage préalable dans l'eau glacée suivi immédiatement d'un trempage dans l'eau chaude pendant une durée n'excédant pas six minutes s'est révélée encore plus efficace, permettant une germination de 100 %. Cette méthode réduit également de manière significative le délai de germination de deux jours par rapport aux graines non traitées ou à celles soumises uniquement à un traitement à l'eau bouillante ou à la congélation. Cela indique que cette combinaison de chocs thermiques est plus performante pour lever la dormance des graines (Ouhammou, 2022) .

L'efficacité de ce traitement peut être expliquée par la formation de microfissures dans le tégument des graines provoquée par le passage brusque du froid intense à la chaleur, ce qui résulte de la dilatation rapide d'un tégument initialement contracté par le gel.

III.5.2. Les prétraitements chimiques :**1 _ l'acide sulfurique :**

L'acide sulfurique (H_2SO_4) est un agent chimique puissant, reconnu pour ses **propriétés corrosives**, ce qui en fait un outil privilégié pour **le traitement des semences à tégument dur**. Il agit en ramollissant ou en fissurant les enveloppes externes des graines, facilitant ainsi l'absorption de l'eau et déclenchant les processus physiologiques nécessaires à la germination (Come, 1970).

Dans le cas de l'arganier (*Argania spinosa*), plusieurs études ont utilisé l'acide sulfurique comme **prétraitement chimique** pour lever la dormance des graines. Une étude menée au Maroc a consisté à plonger les graines dans de l'acide sulfurique concentré pendant deux heures, suivie d'un rinçage à l'eau distillée, puis d'un trempage dans l'eau du robinet pendant 24 heures. Les graines ont ensuite été placées dans des boîtes de Petri contenant du papier Whatman imbibé d'eau distillée stérile. Les résultats ont montré des taux de germination variables entre 40 % et 72 %, selon l'origine géographique des graines. Le meilleur résultat (72,5 %) a été enregistré pour l'écotype « Aouloz », avec un début de germination observé dès le troisième ou le quatrième jour (Ouswati S., 2017).

En revanche, un mémoire de master réalisé en Algérie n'a rapporté aucune germination après trempage des graines dans de l'acide sulfurique à 96 % pendant deux et quatre heures. Ce résultat négatif est probablement dû à l'effet destructeur d'un traitement trop agressif, qui aurait endommagé l'embryon et les tissus internes des graines (Bendaoud, 2024). Cela corrobore les conclusions de (Come, 1970), qui a souligné que des traitements excessifs en durée ou en concentration peuvent compromettre la viabilité des graines.

Par ailleurs, les travaux de (Purohit, 2015) sur une autre espèce (*Zanthoxylum armatum*) ont montré qu'une durée d'exposition modérée et un bon ajustement de la concentration permettent de **créer des microfissures** dans le tégument sans nuire à l'embryon, favorisant ainsi l'imbibition et l'établissement des plantules. De même, une étude publiée dans *Agronomy* (Yang, et al., 2022) sur les graines de *Hovenia dulcis* a démontré qu'un trempage dans l'acide sulfurique pendant une heure augmentait la capacité d'absorption d'eau de plus de 80 %, aboutissant à une germination rapide et homogène.

L'ensemble de ces résultats souligne que l'efficacité du traitement à l'acide sulfurique dépend fortement d'un équilibre entre **la concentration de l'agent chimique** et **la durée du trempage**. Un traitement bien dosé permet de lever efficacement la dormance, alors qu'un excès peut entraîner une inhibition complète de la germination.

Il convient également de noter que la **taille des graines** influence la réponse au traitement : les graines les plus lourdes, souvent dotées d'un tégument plus épais et plus coriace,

nécessitent un temps de trempage plus long, tandis que les graines plus petites, à enveloppe plus fine, réagissent mieux à une exposition plus courte et moins intense.

III.5.3. Les prétraitements hormonaux:

1-l'acide gibbérellique :

Effet de l'acide gibbérellique sur la germination des graines d'arganier (*Argania spinosa* L.)

L'acide gibbérellique (GA_3) est une hormone végétale appartenant au groupe des gibbérellines, qui sont des vitamines de croissance jouant un rôle clé dans la régulation de plusieurs processus physiologiques tels que la germination des graines, l'allongement cellulaire et la levée de la dormance au sein de la graine.

L'acide gibbérellique se distingue par sa capacité à stimuler l'activité métabolique de l'embryon, ce qui active les enzymes responsables de la dégradation des réserves nutritives telles que l'amidon, les protéines et les lipides contenus dans la graine, un phénomène essentiel pour fournir l'énergie et les éléments nécessaires au développement de l'embryon et au démarrage de la germination (Taiz, et al., 2015).

Au Maroc, une étude menée à l'Université Ibn Zohr d'Agadir a évalué l'effet du stockage au froid (stratification froide) et du trempage dans l'acide gibbérellique sur la germination des graines d'arganier. Les résultats ont montré que l'association du trempage dans une solution de GA_3 à 500 ppm et du stockage au froid à 4 °C pendant différentes durées (1 à 3 mois) a permis d'augmenter le taux de germination à environ 60 %, contre 35,5 % chez les graines non traitées. Ce traitement combiné a également accéléré le démarrage de la germination, ce qui suggère que l'acide gibbérellique stimule l'activité métabolique de l'embryon et rompt la dormance limitant la vitesse de germination (El Hajjaji & Amarti, 2014).

Par ailleurs, une étude turque réalisée à l'Université de Harran s'est intéressée à la durée de trempage des graines dans l'eau, avec ou sans addition d'acide gibbérellique à 500 ppm. Les résultats ont révélé qu'un trempage prolongé (96 heures) combiné au traitement GA_3 améliorait le taux de germination à 56,67 %, contre une amélioration moindre en cas de trempage seul. Les auteurs expliquent cet effet par une meilleure hydratation des graines et une stimulation enzymatique accrue par l'acide gibbérellique, ce qui renforce l'activité embryonnaire et accélère la germination (Yildiz & Gul, 2015)

Une autre étude menée au Koweït a porté sur le trempage des graines d'arganier dans des solutions de GA_3 à différentes concentrations (100, 250, 500, 1000, 2000 ppm) pendant 24 heures. Elle a montré que l'acide gibbérellique n'augmentait pas significativement le taux global de germination par rapport au témoin (64 %), mais favorisait un démarrage plus rapide de la germination, survenant dès le 5^e jour, ainsi qu'une atteinte plus rapide de 50 % de

germination. La concentration optimale a été de 500 ppm, avec un taux de germination de 30 %, suivie des concentrations de 100 et 250 ppm avec des résultats similaires. Les chercheurs ont conclu que l'acide gibbérellique active les processus métaboliques embryonnaires, mais n'est pas suffisant à lui seul pour augmenter le taux final de germination (Al-Menaie, 2007).

De plus, une étude marocaine a montré que le traitement des graines par l'acide gibbérellique après stockage au froid améliore non seulement le taux de germination, mais réduit également les problèmes de contamination fongique et de flétrissement des graines avant germination, deux facteurs limitants courants affectant la germination de l'arganier (Alouani & Bani-Aameur, 2004)

Propriétés de l'acide gibbérellique et son effet sur la germination :

L'acide gibbérellique est une hormone hydrosoluble, ce qui permet un transport facile vers les tissus embryonnaires. Il stimule l'expression des gènes codant pour des enzymes telles que l' α -amylase, qui jouent un rôle crucial dans la conversion de l'amidon en sucres simples, utilisés par l'embryon comme source d'énergie. En outre, GA_3 favorise la relaxation des parois cellulaires dans la région de la radicule, facilitant ainsi l'émergence de la racine primaire à travers la graine (Kucera, et al., 2005).

Malgré ces bénéfices, l'efficacité de l'acide gibbérellique pour augmenter le taux final de germination peut être influencée par plusieurs facteurs, tels que la concentration de l'hormone, la durée du trempage, le type de graine et l'état de dormance. Une concentration excessive de GA_3 peut induire des effets négatifs, tels que l'inhibition de la germination ou la toxicité cellulaire (García-Gómez, et al., 2018).

De plus, chez certaines espèces présentant une dormance complexe ou une coque dure, l'acide gibbérellique seul peut être insuffisant pour rompre cette dormance, nécessitant alors des traitements complémentaires tels que la stratification froide ou la scarification mécanique.

Analyse et interprétation:

Ces études convergent pour montrer que l'acide gibbérellique joue un rôle essentiel dans l'amélioration de la dynamique de germination des graines d'arganier, en stimulant le métabolisme embryonnaire et l'activité enzymatique liée à la mobilisation des réserves nutritives. Il contribue également à la levée de la dormance imposée par la coque des graines ou les conditions environnementales défavorables, accélérant ainsi le démarrage et améliorant le taux de germination lorsqu'il est combiné à d'autres techniques telles que le trempage prolongé ou la stratification froide. Toutefois, l'efficacité de GA_3 atteint un seuil au-delà duquel aucune amélioration supplémentaire n'est observée, ce qui souligne l'existence d'un optimum d'application. Par ailleurs, l'acide gibbérellique ne suffit pas toujours à lui seul à augmenter de

manière significative le taux final de germination, mais il constitue un stimulant important dans un protocole intégratif.

Enfin, il demeure nécessaire de poursuivre les recherches afin de définir les protocoles optimaux d'utilisation de l'acide gibbérellique, en tenant compte de la synergie entre facteurs environnementaux et hormonaux, pour obtenir les meilleurs résultats agronomiques, étant donné que cette hormone fait partie des substances les plus efficaces utilisées dans les protocoles d'amélioration de la germination de l'arganier.

III.5.4. Prétraitement fongicide :

Effet du traitement fongicide sur la germination des graines d'arganier (*Argania spinosa*)

Les infections fongiques représentent l'un des principaux obstacles à la germination des graines, en particulier chez des espèces ligneuses comme l'arganier (*Argania spinosa*). Ces champignons, présents soit à la surface des graines, soit dans le substrat de culture, peuvent provoquer la **pourriture ou le flétrissement des graines avant la germination**, entraînant une baisse significative du taux de germination et compromettant les efforts de multiplication végétale. Ainsi, l'utilisation de fongicides constitue une approche préventive essentielle pour limiter la contamination et créer un environnement propice à la levée des graines, notamment en conditions de pépinière ou de culture aseptique.

Plusieurs études ont démontré l'efficacité des traitements fongicides pour améliorer la germination des graines d'arganier. Dans une étude menée par (Alouani & Bani-Aameur, 2004), l'application d'un fongicide de type **Thirame (Thiram)**, en combinaison avec un stockage à froid ou un traitement à l'acide gibbérellique, a permis de **réduire les contaminations fongiques responsables du dépérissement des graines**. Ce protocole a conduit à une **augmentation significative du taux de germination** ainsi qu'à une amélioration de la qualité des jeunes plants produits en pépinière, mettant en évidence l'intérêt d'associer traitements chimiques et stimulateurs de croissance.

Une autre étude plus récente, réalisée par (Khrizi, et al., 2022), a exploré un protocole combinant **le trempage des graines dans une solution de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) à 9% pendant 5 jours**, suivi d'un traitement avec un fongicide commercial **SUMICO®**, en conditions de culture stériles. Les résultats ont révélé une efficacité remarquable : **le taux de germination a atteint 80%**, sans apparition de contamination ou de pourriture, ce qui souligne l'effet synergique entre l'agent oxydant initial et le fongicide dans la protection des graines et l'induction d'une germination saine.

À l'inverse, une étude réalisée au Koweït (Al-Menaie, 2007) a montré que le traitement des graines d'arganier avec un fongicide de type **Benlate®** n'a pas empêché la germination, mais l'a **retardée d'environ une semaine** par rapport au témoin. Le taux de germination n'a

atteint que 52%, contre 69% pour le lot non traité. Ces résultats suggèrent que **l'efficacité du traitement dépend fortement du type de fongicide utilisé**, de sa concentration, et des conditions expérimentales.

Conclusion

Ces travaux mettent en lumière l'importance des traitements fongicides dans **l'amélioration de la germination des graines d'arganier**, en réduisant efficacement la contamination fongique. Les produits comme le **Thirame** ou le **SUMICO®**, notamment lorsqu'ils sont associés à des prétraitements chimiques tels que **l'acide gibbérellique ou le peroxyde d'hydrogène**, se sont révélés particulièrement efficaces. Cependant, **le choix du fongicide et le protocole appliqué** sont déterminants pour garantir des résultats positifs. Ainsi, les traitements fongicides bien planifiés constituent une option prometteuse dans les programmes de propagation de l'arganier, surtout en conditions contrôlées.

III.5.5. Les prétraitements biologiques:

Au cours des dernières années, un intérêt croissant a été accordé aux traitements biologiques préalables appliqués aux graines d'arganier (*Argania spinosa*), en tant qu'approche biotechnologique innovante visant à stimuler la germination et à améliorer la croissance initiale des plantes. Ces traitements reposent sur l'utilisation de micro-organismes bénéfiques, tels que les champignons mycorhiziens ou les bactéries promotrices de croissance, dans le but de favoriser l'établissement de relations symbiotiques dès les premières phases du développement végétal. Plusieurs études récentes ont démontré l'efficacité de ces techniques, en particulier dans des conditions de stress environnemental ou de sols appauvris, en mettant en évidence des améliorations significatives des paramètres morphologiques et physiologiques, ainsi qu'un renforcement de la tolérance des plantes aux conditions défavorables.

Dans cette perspective, le présent chapitre se propose de présenter et d'analyser les principales études ayant évalué l'effet des traitements biologiques préalables sur les graines d'arganier, en mettant l'accent sur les protocoles expérimentaux appliqués et les résultats obtenus:

L'inoculum composite de champignons mycorhiziens :

Sur la base de l'étude réalisée par El Rhoch et al. (2022), intitulée "*Effect of seed treatment by a bioformulation based on arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) on the growth of argan plants*", cette recherche constitue une contribution scientifique importante dans le domaine de l'amélioration biologique de la croissance de l'arganier. Les auteurs se sont intéressés à l'effet d'un prétraitement des graines d'arganier à l'aide d'une bioformulation à base de champignons mycorhiziens arbusculaires. Dans ce cadre, nous avons présenté en détail le protocole expérimental adopté dans cette étude, ainsi qu'une analyse approfondie des résultats obtenus,

Chapitre III: Études expérimentales antérieures sur les graines d'argan

afin de mettre en évidence l'efficacité de ce traitement biologique dans le renforcement de la croissance des plants d'arganier (El Rhoch Mohamed, et al., 2024).

Étapes de préparation de l'inoculum mycorhizien :

Collecte de l'inoculum:

Rassembler un inoculum composite en prélevant différentes espèces endomycorhiziennes issues de la rhizosphère d'arganiers localisés dans plusieurs régions du Maroc.

Choix de la plante piège:

Sélectionner l'orge (*Hordeum vulgare* L.) comme plante hôte pour la multiplication de l'inoculum.

Stérilisation des graines:

Désinfecter les graines d'orge en les plongeant pendant 2 minutes dans une solution de 5 % d'hypochlorite de sodium.

Semis:

Semer les graines stérilisées dans des pots en plastique contenant un mélange stérile de sable et d'inoculum mycorhizien.

Culture:

Maintenir la culture pendant une durée de 4 semaines, sous des conditions appropriées de croissance.

Récolte des racines:

À l'issue des 4 semaines, sectionner les plantes d'orge au niveau des racines.

Nettoyage:

Rincer soigneusement les racines trois fois à l'eau distillée afin d'éliminer les résidus éventuels.

Préparation des fragments:

Découper les racines en petits fragments mesurant entre 1 et 2 mm de longueur.

Utilisation finale:

Utiliser ces fragments racinaires comme inoculum endomycorhizien pour les grains d'arganier.

Traitement des graines d'arganier:

Stérilisation :

Les graines saines d'arganier ont été désinfectées en les immergeant dans une solution de 5 % d'hypochlorite de sodium pendant 2 minutes.

1. Rinçage et trempage:

Après désinfection, les graines ont été soigneusement rincées puis trempées dans de l'eau tiède.

2. Traitement biologique:

Les graines ont ensuite été traitées avec une bioformulation contenant des racines mycorhizées et des additifs.

3. Semis:

Les graines prétraitées ont été semées dans des pots remplis d'un sol de Mamora stérilisé par autoclavage à 250 °C pendant 4 heures.

4. Conditions de culture:

Les pots ont été placés en serre et arrosés régulièrement (2 à 3 fois par semaine) sans ajout d'engrais

5. Analyse des results:

Effets de la pré-inoculation mycorhizienne des graines d'arganier

Cette étude a démontré l'effet bénéfique significatif du traitement biologique des graines d'arganier avec un inoculum mycorhizien. Bien qu'aucune différence de croissance n'ait été observée après un mois de culture en serre, des écarts nets sont apparus au bout de 12 mois. Dans ce qui suit, nous présentons ces différences à travers l'analyse détaillée des résultats :

Croissance végétative et racinaire:

Les plants issus des graines traitées présentaient une longueur moyenne des parties aériennes et racinaires de 65,2 cm et 47,8 cm, contre 20,2 cm et 15,1 cm chez les témoins, soit un gain de 322,77 % pour la partie aérienne et 316,55 % pour la partie racinaire.

Biomasse:

La biomasse moyenne des parties végétatives et racinaires était considérablement plus élevée chez les plants traités (6,86 g / 1,7 g) comparé aux témoins (2 g / 0,21 g).

Nombre de rameaux et diamètre du collet:

Les graines traitées ont généré en moyenne deux fois plus de tiges secondaires, avec un diamètre du collet avoisinant 0,98 cm contre 0,1 cm chez les non traité

Colonisation mycorhizienne:

La fréquence de mycorhization est passée de 20 % après un mois à 100 % après 12 mois. La présence d'arbuscules, de vésicules et d'endophytes a été confirmée au fil du temps, avec une intensité et une abondance en forte progression (vésicules : 2 % à 30 % entre le 3^e et le 12^e mois).

Conclusion:

Ce traitement initial des graines par inoculation mycorhizienne améliore nettement la croissance et la biomasse de l'arganier à long terme. Il favorise également une colonisation fongique progressive et efficace, soulignant ainsi l'intérêt d'un tel protocole en reforestation et en amélioration de la productivité de cette espèce endémique.

III.5.6. La culture in vitro:

La culture in vitro des graines d'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) sur des milieux nutritifs constitue une technique fondamentale dans les programmes de multiplication végétative de cette espèce à forte valeur écologique et économique. En raison de la dormance physiologique et mécanique marquée de ses graines, cette approche permet de créer un environnement entièrement contrôlé, facilitant ainsi le dépassement des contraintes naturelles liées à la lenteur de germination et à ses faibles taux en conditions de champ.

Cette méthode repose sur l'utilisation de milieux artificiels enrichis en macronutriments (tels que NO_3^- , K^+ , Ca^{2+}) et en micronutriments (comme Fe, Zn, Mn), ainsi qu'en vitamines, sucres et régulateurs de croissance ajustés en fonction des besoins des semences. Grâce à un contrôle précis du pH, de la température et de la photopériode, ces milieux favorisent l'activation des processus physiologiques nécessaires à une germination efficace. Par ailleurs, les milieux de culture offrent un environnement favorable qui permet non seulement le déclenchement de la germination, mais aussi la visualisation directe et continue du développement des racines et des pousses pendant les premières phases de croissance (Zheng, et al., 2017).

Dans le cadre de notre étude, nous présentons plusieurs milieux utilisés pour la germination des graines d'arganier et évaluons leur efficacité respective:

1- Le milieu de Murashige et Skoog (MS):

est largement utilisé pour la multiplication des graines d'arganier en raison de son efficacité élevée à favoriser la germination. Cette efficacité est attribuée à la composition du milieu élaborée par (Murashige & Skoog, 1962), qui se caractérise par un équilibre précis entre les macronutriments (azote, phosphore, potassium, calcium, magnésium) et les micronutriments (fer, zinc, manganèse, bore), en plus de vitamines essentielles telles que la thiamine et le *myo*-inositol. Ce milieu est généralement solidifié à l'aide d'agar (7 g/L) et son pH est ajusté à 5,6.

Une étude récente menée par (Bendif, et al., 2024) a démontré l'efficacité du milieu MS pour la germination in vitro des graines d'arganier issues de deux provenances différentes (Tindouf et Mostaganem). Sous des conditions aseptiques contrôlées (25 °C, photopériode de 16/8 h), les graines de Tindouf ont présenté un taux de germination de 90 % en une semaine, avec une croissance moyenne des racines de 47,8 cm et des parties aériennes atteignant 65,2 cm.

En revanche, les graines de Mostaganem n'ont atteint qu'un taux de germination de 6 %, ce qui souligne une interaction positive entre la composition du milieu et l'origine géographique des semences.

Amélioration du milieu MS par l'ajout d'acide gibbérellique (GA₃) :

Au cours des dernières années, plusieurs chercheurs ont apporté des modifications au milieu de Murashige et Skoog (MS) dans le but d'accroître son efficacité. Parmi les ajustements les plus marquants figure l'incorporation de l'acide gibbérellique (GA₃), reconnu pour son rôle dans l'induction de la synthèse de l' α -amylase et la stimulation des processus métaboliques de l'embryon. Dans l'étude de (K., 2019), le GA₃ a été ajouté au milieu MS à une concentration de 1,0 mg/L, ce qui a permis d'accélérer le démarrage de la germination et d'améliorer la croissance des plantules en termes de longueur et de nombre de feuilles, par rapport au milieu MS non modifié.

Un protocole similaire a été appliqué dans l'étude de (Bendif, et al., 2024), où l'ajout de GA₃ s'est révélé particulièrement efficace avec les graines originaires de Tindouf, soulignant l'impact du GA₃ dans la levée de dormance et le déclenchement rapide de la croissance.

Modification des concentrations en régulateurs de croissance : auxines et cytokinines

Certaines études sont allées plus loin en modifiant non seulement le GA₃ mais aussi en combinant différentes concentrations d'auxines (NAA), de cytokinines (BA), et de gibbérellines. À ce titre, (Aizer, et al., 2019) ont conduit une expérimentation visant à identifier la composition hormonale optimale. Ils ont montré que le milieu contenant 0,537 μ M de NAA, 1,445 μ M de GA₃ et 4,44 μ M de BA favorisait un taux de germination de 80 %, avec une moyenne de 1,4 plantule par graine et une hauteur moyenne des parties aériennes de 5,5 cm.

Incorporation du charbon actif dans le milieu MS

Parmi les autres modifications notables, l'ajout de charbon actif (activated charcoal) au milieu MS a démontré un effet significatif sur le développement des plantules. L'étude menée par (Bendif, et al., 2024) a révélé que l'ajout de charbon actif a contribué à l'amélioration de la croissance racinaire et aérienne, à l'augmentation du nombre de feuilles, ainsi qu'à la biomasse des plantules, en particulier chez les graines provenant de Tindouf.

Cette amélioration est attribuée à la capacité du charbon actif à adsorber les composés phénoliques inhibiteurs sécrétés par les graines durant la germination. Il agit également comme agent tampon, en régulant la libération des nutriments et en stabilisant les hormones végétales dans le milieu.

L'analyse des résultats suggère que l'ajout de charbon actif au milieu MS permet de créer un microenvironnement favorable au développement, en réduisant le stress oxydatif et la

phytotoxicité. Cette approche ouvre la voie à son application dans des protocoles de culture in vitro non seulement pour l'arganier, mais aussi pour d'autres espèces réputées difficiles à multiplier.

2_ le milieu knop :

Le milieu de culture Knop est considéré comme un milieu simple et efficace pour la germination in vitro des graines et l'étude des processus physiologiques fondamentaux des plantes. Sa composition minérale définie comprend des sels essentiels tels que le nitrate de calcium ($\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$) apportant calcium et azote, le phosphate de potassium (KH_2PO_4) fournissant phosphore et potassium, le sulfate de magnésium (MgSO_4) pour le magnésium et le soufre, ainsi que le chlorure de potassium (KCl) qui aide à maintenir l'équilibre ionique. Du fer est ajouté sous forme de Fe-EDTA ou FeSO_4 pour assurer un apport suffisant en fer, élément indispensable au métabolisme du germe. En outre, le saccharose est incorporé à une concentration de 30 g/L comme source de carbone essentielle. Le milieu est solidifié avec de l'agar à 7 g/L et son pH est ajusté à 5,8 avant la stérilisation afin de garantir des conditions optimales pour la croissance et le développement.

Comparé au milieu de Murashige et Skoog (MS), plus complexe, le milieu Knop est dépourvu de régulateurs de croissance végétale, ce qui permet d'étudier la germination sans l'influence des hormones exogènes.

Selon l'étude de (Bendif, et al., 2024) . le milieu Knop a démontré une efficacité notable pour la germination in vitro des graines d'arganier (*Argania spinosa* L.) provenant de deux régions différentes, Tindouf et Mostaganem. Pour les graines de Tindouf, le taux de germination a atteint 90 % dès la première semaine, dépassant celui observé dans le milieu MS (73 %) et comparable à celui obtenu dans l'eau stérile (90 %), mais avec un démarrage plus rapide de la germination dans le milieu Knop. En revanche, les graines de Mostaganem ont montré une réponse moindre avec un taux de germination ne dépassant pas 33 % dans ce milieu, soulignant l'importance des facteurs génétiques et géographiques sur la capacité germinative.

Ces résultats indiquent que, malgré sa simplicité, le milieu Knop constitue une alternative efficace pour la germination in vitro des graines d'arganier, particulièrement avec des semences à haute vigueur, en fournissant un environnement équilibré favorable à la reprise de l'activité métabolique sans provoquer de stress osmotique ou de toxicité liés à une concentration excessive de nutriments ou de régulateurs de croissance.

Chapitre IV:

Matériel et méthode

IV.1. L'arganier de tindouf :

L'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) représente l'unique espèce de la famille des Sapotaceae présente dans la région de Tindouf. Il constitue également l'un des taxons eurytropicaux les plus septentrionaux, généralement confinés aux zones tropicales. Cet arbre de taille moyenne se distingue par sa grande capacité d'adaptation aux conditions climatiques extrêmes du Sahara, telles que la rareté des précipitations, la pauvreté des sols et les températures élevées. Son implantation est généralement observée dans les talwegs et les lits d'oueds, où l'humidité relative est légèrement plus favorable, et il préfère les sols profonds, sablo-limoneux, typiques des terrasses alluviales.

Sur le plan écologique et scientifique, *Argania spinosa* revêt une importance particulière. Il est considéré comme une espèce relictuelle, témoin vivant des vicissitudes paléoclimatiques ayant affecté le Sahara depuis le Tertiaire. Par ailleurs, il constitue un modèle biologique privilégié pour de nombreuses disciplines scientifiques : botanique, écologie, foresterie, ethnobotanique et pharmacologie, notamment en raison de ses remarquables capacités d'adaptation et de ses usages médicinaux et alimentaires (notamment son huile aux propriétés exceptionnelles). (KAABÈCHE, et al., 2013)

IV.2. Préparation du matériel végétal (*Argania Spinosa*) :

La première étape de préparation des graines d'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels) a consisté à retirer uniquement la coque externe, devenue sèche, afin de faciliter les traitements ultérieurs. Les graines ont ensuite été soigneusement nettoyées pour éliminer les résidus de pulpe et les impuretés pouvant entraver le processus de germination.

Dans une deuxième étape, la viabilité des graines a été évaluée à l'aide du **test de flottaison**, une méthode largement reconnue pour sélectionner les semences viables. Ce test consiste à immerger les graines dans de l'eau claire pendant 24 heures. Les graines qui coulent sont considérées comme pleines et potentiellement viables, tandis que celles qui flottent sont généralement creuses ou endommagées, et donc éliminées du protocole expérimental. Cette méthode s'appuie sur les travaux de (Bourdôt, 2025), qui ont démontré son efficacité dans la discrimination entre graines saines et non viables.

Ce test a été appliqué séparément à deux lots de graines, chacun composé de 30 unités.

- Pour le **premier lot**, utilisé lors de la première phase des essais (mars), 20 graines ont coulé après immersion et ont été considérées comme viables.
- Pour le **deuxième lot**, destiné à la deuxième phase (mai), 24 graines ont été retenues selon le même critère de viabilité

IV.2.1. La biométrie des graines d'arganier :

Afin de caractériser le matériel végétal utilisé dans l'étude, des mesures biométriques précises ont été réalisées sur 44 graines d'argan (*Argania spinosa*). Un **pied à coulisse** a été utilisé pour mesurer les dimensions (longueur, largeur et épaisseur) des graines, à la fois avec et sans la coque externe sèche, et avec le tégument, et ainsi qu'après le retrait du tégument (coque interne dure).

IV.2.2. Mesures des graines avec et sans la coque sèche :

- **Largeur** : entre 1,3 et 1,9 cm sans coque, et entre 2,0 et 2,8 cm avec la coque sèche.
- **Longueur** : entre 2,4 et 3,2 cm sans coque, augmentant à 3,0–4,0 cm avec la coque sèche, surtout pour les graines à forme pointue.
- Certaines **petites graines sphériques** n'excèdent pas 1,5 cm de diamètre, avec un poids inférieur à 2 g.



Figure 18 : Mesure de la longueur et de la largeur de l'amande d'argan à l'aide d'un pied à coulisse.

Classification des graines selon leur poids (avec tégument) :

Avant d'enlèvement du tégument, les graines ont été pesées à l'aide d'une balance de précision et classées en trois catégories:

Catégorie	Poids (g)	Caractéristiques
Légère	< 2,0	Petites graines, souvent sphériques
Moyenne	2,0 – < 3,0	Graines de taille moyenne
Lourde	3,0 – 3,5	Graines de grande taille

Mesure des amandes après décorticage :

Après cassure des graines, les amandes (embryons internes) ont été mesurées. Il a été observé que certaines graines contenaient plusieurs amandes (1 à 3). Les dimensions enregistrées sont les suivantes :

- **Longueur:** de 1,8 à 2,3 cm
- **Largeur:** de 0,8 à 1,1 cm
- **Poids:** inférieur à 1,6 g dans tous les cas

Ces résultats indiquent que la taille des amandes est relativement plus petite par rapport à celle des graines avec *tégument*, ce qui s'explique par l'épaisseur importante de cette coque interne qui occupe une part notable du volume total de la graine.

IV.3. Mode opératoire:

Le travail expérimental a été réalisé dans les laboratoires de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Mohamed Boudiaf de M'sila, durant la période allant de mars à juin 2025, afin d'assurer un suivi régulier et un contrôle rigoureux des étapes de germination ainsi que de l'évolution des échantillons étudiés.

Cette étude s'est appuyée sur **deux volets expérimentaux distincts dans le temps**. La première phase a été menée au mois de mars en utilisant un **premier lot de graines d'arganier (*Argania spinosa* L.) provenant de la région de Tindouf**, tandis que la seconde phase, réalisée en mai, a porté sur **un deuxième lot de graines du même origine**, mais avec **des protocoles expérimentaux différents** dans chaque cas, dans le but de déterminer le protocole le plus efficace pour induire une germination rapide des graines d'arganier.

IV.4. Première phase expérimentale (mars) :

Dans cette première phase du travail expérimental, le premier lot de graines d'*Argania spinosa* L, composé de vingt (20) graines entières avec leurs tégument, a été utilisé et sélectionné sur la base de leur faculté germinative.

Les téguments des ces graines ont été retirées par scarification mécanique comme décrit par Amghar et al. (2016), dans le but d'extraire uniquement les amandes. Les amandes ont ensuite été soumises à un processus de stérilisation standardisé, puis divisées en quatre (4) groupes expérimentaux, avec cinq (5) amandes dans chaque groupe.

- Les trois premiers groupes ont été affectés à la culture *in vitro*, en utilisant différents milieux nutritifs (milieu morashige et skog , milieu NPK , milieu l'eau gélicifler comme témoin) dans des conditions stériles.
- Le quatrième groupe a été prétraité avec une solution d'acide borique avant d'être placé dans un substrat.

IV.4.1. La culture in vitro:**IV.4.1.1. Préparation du milieu:****Préparation du milieu MS :**

Le milieu de Murashige et Skoog (MS) a été largement utilisé dans des études antérieures portant sur la germination *in vitro* des graines d'arganier (*Argania spinosa*), mais selon des approches variées. En raison de sa popularité et de son efficacité, de nombreux chercheurs l'ont modifié, soit en l'enrichissant avec de l'acide gibbérellique (GA_3), comme dans l'étude de Haouame et al. (2024), soit en ajustant les concentrations de cytokinines et d'auxines pour améliorer les réponses morphogénétiques (• Aizer, 2019). Comme détaillé plus précédemment au **chapitre 3**.

Dans notre étude, nous avons opté pour la formulation originale du milieu MS, sans ajout d'hormones végétales, en raison de son équilibre nutritionnel reconnu et de sa capacité à soutenir la croissance de nombreuses espèces végétales (Murashige, 1962). Ce choix vise à réduire les coûts et à adapter le protocole aux ressources techniques disponibles dans notre laboratoire universitaire, tout en évaluant l'efficacité de ce milieu non enrichi pour induire la germination des graines d'arganier, et déterminer s'il est suffisant en l'état ou si l'enrichissement hormonal demeure nécessaire.

Protocole de préparation du milieu de Murashige et Skoog (MS) sans hormones végétales:

Les produits chimiques utilisés étaient de **qualité analytique (Analytical Grade)**, et le matériel de laboratoire a été stérilisé avant utilisation.

1. Solutions mères (Stock Solutions)

Les solutions mères suivantes ont été préparées pour faciliter la préparation du milieu et minimiser les erreurs de mesure:

a. Solution des macronutriments (10×)

Composé chimiques	Concentration (g/L)	Concentration finale (mg/L)
Nitrate d'ammonium ($NH_4 NO_3$)	16.5	1650
Nitrate de potassium (KNO_3)	19.0	1900
Chlorure de calcium ($CaCl_2 \cdot 2H_2 O$)	4.4	440
Sulfate de magnésium ($MgSO_4 \cdot 7H_2 O$)	3.7	370
Phosphate de potassium ($KH_2 PO_4$)	1.7	170

b. Solution des micronutriments (100×)

Composé chimiques	Concentration (mg/L)	Concentration finale (mg/L)
Acide borique ($H_3 BO_3$)	620	6.2
Sulfate de manganèse ($MnSO_4 \cdot 4H_2 O$)	2230	22.3
Sulfate de zinc ($ZnSO_4 \cdot 7H_2 O$)	860	8.6

Iodure de potassium (KI)	83	0.83
Molybdate de sodium (Na ₂ MoO ₄ · 2H ₂ O)	25	0.25
Sulfate de cuivre (CuSO ₄ · 5H ₂ O)	2.5	0.025
Chlorure de cobalt (CoCl ₂ · 6H ₂ O)	2.5	0.025

c. Solution Fer-EDTA (100×)

Composé chimiques	Concentration (mg/L)	Concentration finale (mg/L)
Sulfate ferreux (FeSO ₄ · 7H ₂ O)	2780	27.8
EDTA disodique (Na ₂ EDTA · 2H ₂ O)	3730	37.3

d. Solution de vitamines (100×) (optionnel)

Composé chimique	Concentration (mg/L)	Concentration finale (mg/L)
Glycine	200	2.0
Acide nicotinique	50	0.5
Pyridoxine HCl	50	0.5
Thiamine HCl	10	0.1
Myo-inositol	10,000	100

Protocole de préparation du milieu de Murashige et Skoog (MS) sans hormones végétales:

Le milieu a été préparé selon les étapes suivantes (Murashige, 1962) :

1. Dilution des solutions mères

- **100 mL** de la solution des macronutriments (10×) ont été ajoutés à **800 mL** d'eau distillée stérile.
- **10 mL** de la solution des micronutriments (100×) ont été incorporés.
- **10 mL** de la solution Fer-EDTA (100×) ont été ajoutés.
- Si nécessaire, **10 mL** de la solution de vitamines (100×) ont été inclus.

2. Ajout du saccharose

- **30 g** de saccharose ont été dissous dans le mélange sous agitation.

3. Ajustement du pH

- Le pH a été ajusté à **5.8** à l'aide de **KOH (1N)** ou **HCl (1N)**.

4. Ajout de l'agent gélifiant (si nécessaire)

- Pour un milieu solide, **8 g/L** d'agar ont été ajoutés, puis chauffés jusqu'à dissolution complète.

5. Complétion du volume

- Le volume a été ajusté à **1 L** avec de l'eau distillée stérile.

6. Stérilisation

- Le milieu a été autoclavé à **121°C** sous une pression de **1.05 bar** pendant **20 minutes**.

7. Coulée et stockage

- Après stérilisation, le milieu a été coulé dans des boîtes de Petri stériles sous flux laminaire.
- Les boîtes ont été conservées à 4°C jusqu'à utilisation.

Préparation du milieu NPK:

En se basant sur les résultats de l'étude de (Haouame, 2024), qui ont montré une similarité des taux de germination des graines d'argan entre le milieu complexe de Murashige et Skoog (MS) et le milieu simple Noub, les chercheurs ont suggéré que l'utilisation de milieux nutritifs alternatifs, contenant uniquement les éléments essentiels, pourrait suffire à assurer une germination efficace et satisfaisante. Cette observation ouvre la voie à l'expérimentation de formulations nutritives plus simples et plus pratiques, à condition qu'elles fournissent les macronutriments nécessaires à la croissance des graines et au développement des plantules.

Sur cette base, nous avons choisi dans cette recherche d'utiliser un engrais NPK 20-20-20 comme source pour préparer un milieu nutritif simple, contenant les trois éléments essentiels : l'azote (N), le phosphore (P) et le potassium (K), afin d'évaluer l'effet de ce milieu sur la germination des graines d'argan (*Argania spinosa L.*).

Ce choix s'appuie sur les fonctions physiologiques bien établies de chacun de ces éléments. L'**azote (N)** est un élément structural fondamental des acides aminés, des protéines et de la chlorophylle, et joue un rôle crucial dans la stimulation de la croissance des tissus embryonnaires ainsi que dans la synthèse des enzymes nécessaires à l'activité cellulaire durant les premières phases de la germination (• Epstein, 2005).

Le **phosphore (P)** joue un rôle essentiel dans le transfert d'énergie (ATP/ADP), contribue au développement et à la croissance des racines, et est indispensable à la synthèse des acides nucléiques ainsi qu'à l'intégrité des composants cellulaires, ce qui en fait un facteur déterminant pour la réussite de la germination (Marschner, 2012). Son importance se manifeste clairement dans l'accélération de la croissance de la racine et la formation d'un système racinaire robuste qui favorise l'établissement rapide des plantules dans leur milieu.

Le **potassium (K)** exerce un rôle clé dans la régulation de l'ouverture et de la fermeture des stomates, dans l'équilibre hydrique et ionique au sein des cellules, ainsi que dans l'activation de nombreuses enzymes, ce qui améliore les processus métaboliques durant la germination. De plus, le potassium est nécessaire pour renforcer les tissus des graines et améliorer l'efficacité de l'utilisation de l'eau, un facteur particulièrement important dans les environnements semi-arides où l'arganier pousse habituellement (Taiz, 2015).

Protocole simplifié de préparation du milieu de culture tissulaire pour les graines d'arganier (*Argania spinosa L.*) à l'aide d'un engrais NPK :

1. Matériel requis

Matériel	Quantité	Usage
Engrais NPK (20-20-20)	1 g	Source des éléments nutritifs (N, P, K)
Saccharose (sucre)	15 g	Source de carbone
Agar	6 g	Agent gélifiant
Eau distillée	1000 ml	Solvant
Solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 1M	Quantité adaptée	Ajustement du pH
Solution d'acide chlorhydrique (HCl) 1M	Quantité adaptée	Ajustement du pH

Étapes de préparation du milieu NPK :**Préparation de la solution nutritive de base :**

Dissoudre 1 g d'engrais NPK dans 500 ml d'eau distillée tout en agitant continuellement avec une tige en verre jusqu'à dissolution complète. Ajouter ensuite 15 g de saccharose et chauffer progressivement la solution à environ 60 °C en continuant à agiter afin d'assurer la dissolution complète.

Ajout de l'agent gélifiant (agar):

Incorporer progressivement 6 g d'agar dans la solution en augmentant la température à environ 90 °C, puis agiter la solution pendant 5 minutes jusqu'à dissolution complète de l'agar et obtention d'un milieu transparent.

Compléter le volume de la solution:

Ajouter de l'eau distillée pour porter le volume final à 1000 ml, puis agiter pendant 2 minutes supplémentaires afin d'assurer une homogénéisation complète.

Ajustement du pH :

Mesurer le pH à l'aide d'un pH-mètre calibré avec précision, puis ajuster la valeur à $5,8 \pm 0,1$ en utilisant une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) 1M pour augmenter le pH ou une solution d'acide chlorhydrique (HCl) 1M pour le diminuer, selon les besoins (Murashige, 1962).

Stérilisation:

Distribuer le milieu dans des récipients en verre appropriés, puis stériliser en autoclave à 121 °C sous une pression de 1,1 bar pendant 20 minutes.

Ce protocole a été préparé sur la base des critères et des méthodes présentés dans (Haouame, 2024) (Murashige, 1962), où les étapes de base ont été adoptées pour préparer un milieu de culture tissulaire efficace et équilibré pour les graines d'argan.

Préparation du milieu gélosé témoin :**Protocole de préparation du milieu gélosé témoin (eau minérale + saccharose + agar) :**

Pour préparer ce milieu, nous suivons les étapes suivantes (Haouame, 2024) :

Matériels utilisés:

1. Eau minérale (eau distillée stérile).
2. Saccharose (30 g/L).
3. Agar (7 g/L).

Procédure de préparation :

1. Ajouter 30 g de saccharose et 7 g d'agar dans 1 litre d'eau minérale.
2. Chauffer le mélange sous agitation jusqu'à dissolution complète.
3. Ajuster le pH à 5,8 en utilisant NaOH ou HCl.
4. Stériliser le milieu en autoclave à 121°C pendant 20 minutes.
5. Couler le milieu stérile dans des boîtes de Pétri stériles (diamètre 9 cm) en conditions aseptiques.



Figure 19 :Germination des graines d'argan dans différents milieux de culture

IV.4.1.2. Sérilisation des grains:

Les graines décortiquées d'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) ont été soumises à un protocole de stérilisation de surface en deux étapes. Dans un premier temps, les graines ont été immergées dans de l'éthanol à 70 % (v/v) pendant **6 minutes**, sous agitation douce, afin d'éliminer la charge microbienne présente à la surface. Ensuite, elles ont été **rincées six fois** consécutivement avec de l'eau distillée stérile, afin de garantir l'élimination complète des résidus d'éthanol.

Cette méthode est inspirée du protocole décrit par (Nouaim, 2002) avec des ajustements concernant la durée d'exposition et le nombre de rinçages, dans le but d'optimiser l'efficacité de la désinfection tout en préservant la viabilité des graines.



Figure 20: Stérilisation des grains

IV.4.1.3. Culture des graines d'arganier :

Après la stérilisation, les amandes d'argan (*Argania spinosa* L. Skeels) ont été semées individuellement dans des boîtes de Pétri contenant un milieu de culture solide. Ce milieu a été préparé dans des conditions strictement aseptiques : tout le matériel a été préalablement stérilisé, et le coulage du milieu a été effectué à proximité de deux bacs Bunsen afin de garantir une atmosphère stérile. Une fois le milieu solidifié, les boîtes ont été retournées pour éviter la condensation, puis les graines désinfectées ont été plantées soigneusement, une par boîte (• Aizer, 2019).

Les boîtes ont ensuite été transférées dans une chambre de culture stérile, maintenue à une température constante de **25 °C** et une humidité relative de **75 %**, des conditions considérées comme optimales pour la germination des graines d'arganier (Elmandouri, 2020). **Un suivi quotidien et rigoureux** a été effectué afin d'observer les premiers signes de germination.



Figure 21 : Culture des graines d'argan dans des conditions optimales

IV.4.2. Prétraitement chimique :

Dans le cadre des recherches sur l'amélioration de la germination des graines par voie chimique, nous avons étudié l'effet de l'acide borique sur la germination des graines décortiquées d'*Argania spinosa*. Cette étude s'appuie sur des résultats antérieurs montrant l'efficacité de ce composé pour stimuler la croissance de plantes telles que la roselle (Lépengué, 2013), le blé (zouzou, 2000) le bananier (benavides, 2000) et le riz (legrand, 2006) . Cette expérience visait à évaluer la capacité de ce composé à améliorer la germination de l'arganier, qui souffre d'une croissance naturelle lente due à la dureté du tégument de ses graines.

Plus précisément, cette expérience a été appliquée au quatrième lot de graines du premier

Protocole expérimental : Traitement des graines d'arganier (*Argania spinosa*) par l'acide borique pour améliorer la germination:

Dans cette expérience, nous avons retenu une concentration de 10^{-6} mol/L d'acide borique, sur la base des résultats rapportés par (Lepengue, 2013), ayant démontré l'efficacité de cette concentration pour stimuler la croissance de la roselle (*Hibiscus sabdariffa L.*). Ce choix repose sur l'hypothèse du rôle potentiel de l'acide borique en tant que régulateur fin de croissance durant les premières phases de la germination.

Préparation de la solution d'acide borique

La solution a été préparée en deux étapes successives :

- **Première étape: préparation de la solution mère (10^{-2} M)** Une masse de **0,6183 g** d'acide borique ($H_3 BO_3$), de masse molaire **61,83 g/mol**, a été dissoute dans **1000 mL**

d'eau distillée stérile. Cette opération a été effectuée dans un flacon en verre propre et stérile, avec agitation continue jusqu'à dissolution complète, afin d'obtenir une solution mère homogène.

- **Deuxième étape: obtention de la solution finale (10^{-6} M)** Par dilution en série, **0,1 mL** de la solution mère a été prélevé et dilué dans **1000 mL** d'eau distillée stérile, en assurant une agitation homogène pour obtenir la concentration souhaitée.

Trempeage des graines

Nous avons sélectionné **cinq (5) graines d'arganier dépourvues de tégument**, afin de faciliter la pénétration des substances actives. Ces graines ont été immergées dans un **flacon en verre brun stérilisé** contenant la solution d'acide borique à 10^{-6} M, et laissées en trempage pendant **9 heures** à température ambiante ($\sim 25^{\circ}\text{C}$). Durant le trempage, le flacon a été agité légèrement toutes les heures pour garantir un contact uniforme entre la solution et la surface des graines.

Semis

À l'issue du trempage, les graines ont été rincées délicatement à l'eau distillée stérile pour éliminer l'excès de solution, puis séchées doucement à l'aide de papier filtre stérile. Chaque graine a été transférée dans des alvies **plastique individuel stérile**, rempli d'un substrat agricole de type **terreaux**, préalablement humidifié avec de l'eau distillée stérile. Les graines ont été semées verticalement à une profondeur d'environ **1 cm**, en prenant soin de ne pas endommager l'embryon.

Les récipients ont été placés dans une chambre de culture réglée à une température de $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, avec une humidité relative de **75%**, dans l'obscurité complète, afin de simuler les conditions favorables à la germination.

Un suivi quotidien a été assuré, comprenant l'arrosage par pulvérisation d'eau stérile et l'enregistrement du temps d'apparition de la germination ainsi que du taux global de germination pendant toute la durée de l'expérience.

IV.5. Deuxième phase expérimentale (mai) : Prétraitements des graines entières d'arganier:

Dans cette deuxième phase du travail expérimental, nous avons utilisé le **deuxième lot de graines d'*Argania spinosa* L.**, composé de **vingt (20) graines entières non décortiquées**, conservant donc leur **tégument externe dur**.

La sélection des graines s'est basée sur leur **potentiel de germination**, évalué à partir de **critères morphologiques tels que la forme, le poids, l'uniformité et l'absence de signes visibles de dessèchement ou de détérioration**, ce qui permet d'assurer une meilleure fiabilité des résultats.

L'échantillon a été divisé en **quatre (4) groupes expérimentaux égaux**, contenant chacun **cinq (5) graines**. Chaque groupe a été soumis à **un prétraitement spécifique**, sans enlever le tégument, dans le but de comparer l'effet de ces traitements sur la **stimulation et l'accélération de la germination**.

Les groupes expérimentaux étaient les suivants :

- **Groupe 1 (KNO₃)** : trempage dans une solution de nitrate de potassium.
- **Groupe 2 (H₃ BO₃)** : trempage dans une solution d'acide borique à une concentration de 10⁻⁶ M.
- **Groupe 3 (H₂ O₂)** : trempage dans une solution de peroxyde d'hydrogène.
- **Groupe 4 (témoin)** : trempage dans de l'eau du robinet sans aucune substance active.

IV.5.1. Première étape : La préparation des Prétraitement utilisé et le trempage des grains:

La préparation des Prétraitement Prétraitement par nitrate de potassium (KNO₃) :

Le nitrate de potassium (KNO₃) est un composé largement utilisé dans les traitements préalables visant à stimuler la germination des graines, en raison de sa capacité à accélérer les processus métaboliques, à favoriser l'absorption d'eau et à activer les enzymes associées à la germination de l'embryon. Cette substance a été appliquée avec succès sur les graines d'arganier (*Argania spinosa*) dans une étude menée sous les conditions environnementales rigoureuses du Koweït, où différentes concentrations de KNO₃ (100, 250, 500, 1000 et 2000 ppm) ont été testées sur des graines importées du Maroc. L'étude a révélé que **la concentration de 500 ppm était la plus efficace**, entraînant une accélération du début de la germination et l'atteinte de 50 % de germination comparé au témoin (64 %), sans affecter le taux final de germination. Son efficacité a surpassé celle de l'acide gibbérélique dans ce contexte, confirmant ainsi son rôle stimulant spécifique sur la réponse de l'embryon (Habibah. S. Al-Menaie, 2007).

Sur la base de ces résultats, et en s'appuyant sur les propriétés reconnues du nitrate de potassium comme source des ions nitrates (NO₃⁻) et potassium (K⁺), qui favorisent l'absorption d'eau et l'équilibre osmotique, ce composé a été choisi pour le protocole de traitement préalable dans cette étude expérimentale. La concentration retenue (500 ppm) correspond à celle utilisée dans l'étude koweïtienne, avec une adaptation du protocole de semis en conditions stériles afin de prévenir la prolifération des micro-organismes.

Protocole expérimental : traitement des graines d'arganier au nitrate de potassium (KNO₃) :

Préparation de la solution de nitrate de potassium à 500 ppm :

Une solution de KNO_3 à 500 ppm a été préparée en dissolvant **0,5 g de nitrate de potassium pur** dans **1 litre d'eau distillée stérile**. La solution a été homogénéisée, filtrée à travers un filtre stérile (0,22 μm) et conservée dans des flacons stériles jusqu'à son utilisation.

Prétraitement des graines (trempage):

Les graines ont d'abord été **désinfectées selon le même protocole rigoureux décrit dans la première partie de l'expérience**, à savoir une immersion dans l'éthanol à 70 % pendant 6 minutes, suivie de six rinçages à l'eau distillée stérile.

Ensuite, elles ont été **trempées dans la solution de KNO_3 (500 ppm) pendant 24 heures à température ambiante**, à l'abri de la lumière (Habibah. S. Al-Menaie, 2007).

Prétraitement par l'Acide borique :

Dans cette partie, le protocole de traitement des graines d'arganier avec l'acide borique utilisé dans la première partie a été reproduit, avec deux différences principales: la téguments des graines n'a pas été retirée, et la durée du trempage a été prolongée à 24 heures. Cette modification vise à réduire l'absorption directe de l'acide borique par l'embryon afin d'éviter tout effet toxique potentiel, tout en permettant à une quantité atténuée de la substance active d'atteindre l'embryon. (Lepengue, 2013)

Prétraitement par peroxyde d'hydrogène ($\text{H}_2 \text{O}_2$) :

Plusieurs études ont montré que le traitement des graines d'arganier (*Argania spinosa*) au peroxyde d'hydrogène ($\text{H}_2 \text{O}_2$) constitue une méthode efficace pour lever la dormance due à la dureté du tégument et ainsi stimuler la germination. Dans une étude menée par Ouswati et al. (2022), les graines ont été immergées dans une solution de peroxyde d'hydrogène pendant sept jours, ce qui a permis d'atteindre un taux de germination de 93,75 %, avec un début de germination observé dès le sixième jour. Une étude antérieure de (Berka, 2001) a confirmé ces résultats, rapportant un taux de germination atteignant 97 % grâce à l'action du $\text{H}_2 \text{O}_2$, qui permet une rupture efficace de la barrière mécanique du tégument et favorise l'accès de l'oxygène à l'embryon. Ce phénomène est particulièrement pertinent dans le cas de l'arganier, dont les graines présentent une dormance marquée liée à la rigidité de leur enveloppe. Le peroxyde d'hydrogène, en tant qu'agent oxydant, joue également un rôle métabolique en activant les processus enzymatiques nécessaires à la germination (Maddi, 2022).

Dans cette optique, nous avons modifié le protocole de trempage utilisé dans les travaux précédents en adoptant une durée, dans le but d'évaluer l'efficacité de ce traitement dans nos conditions expérimentales et de la comparer à d'autres prétraitements, tant sur le plan du taux de germination que de la rapidité d'apparition. Les détails de ce protocole sont présentés ci-après.

Protocole expérimental : traitement des graines d'arganier au peroxyde d'hydrogène ($H_2 O_2$):**Trempage des graines:**

Les Cinq graines d'argan (*Argania spinosa*) ont été immergées directement dans de l'eau oxygénée et laissées en trempage pendant quatre (4) jours à température ambiante. Au cours de cette période, des fissures ont commencé à apparaître sur l'enveloppe externe des graines.

Retrait de tegument:

Après l'observation des fissures, les graines ont été soigneusement retirées de la solution, puis les coques ont été enlevées avec précision à l'aide de la pointe d'une pince, permettant ainsi d'obtenir des amandons intacts, prêts pour les étapes suivantes.

prétraitement par l'eau bouillante " témoin " :**Protocole du traitement thermique (utilisé comme témoin) :****Traitement thermique (eau bouillante) :**

Cinq graines d'argan (*Argania spinosa*) ont été immergées dans de l'eau bouillante pendant six (6) minutes. Ce traitement visait à induire un choc thermique sur la coque externe, afin de faciliter son ouverture sans nuire à la viabilité de l'embryon.

Refroidissement et incubation :

Après ébullition, les graines ont été laissées à refroidir naturellement à température ambiante, puis conservées dans ces conditions pendant quarante-huit (48) heures. Ce protocole a été adopté comme traitement témoin, conformément à la méthodologie décrite par (Ouhammou, 2022) .



Figure 22 : Prétraitement des graines d'argan par différentes méthodes

IV.5.2. Dernière Étape de semis et de suivi de la germination :

Après les prétraitements, les graines d'argan ont été semées dans des boîtes de Pétri stériles, sous hotte à flux laminaire et à proximité de deux becs à alcool, afin de garantir des conditions d'asepsie strictes et d'éviter toute contamination microbienne.

Chaque boîte a été préparée avec une couche de coton stérile humidifié à l'eau distillée stérile, recouverte d'un papier filtre également stérilisé. Ce système constitue un milieu de germination adéquat, permettant de maintenir un niveau d'humidité favorable tout en limitant les risques de contamination, sans favoriser le développement bactérien comme peuvent le faire certains milieux nutritifs.

Le coton et le papier filtre ont été remplacés régulièrement, tous les deux à trois jours, dans les mêmes conditions stériles. L'ensemble a été humidifié quotidiennement à l'aide d'eau distillée stérile.

Les boîtes ont ensuite été placées en étuve dans des conditions environnementales contrôlées : une température maintenue à 25 ± 1 °C et une humidité relative de 75 ± 5 %, conformément aux recommandations de (Berka, 2001). Un suivi quotidien a été assuré pour observer l'apparition des premières germinations et garantir la stabilité des paramètres environnementaux tout au long de l'expérience.

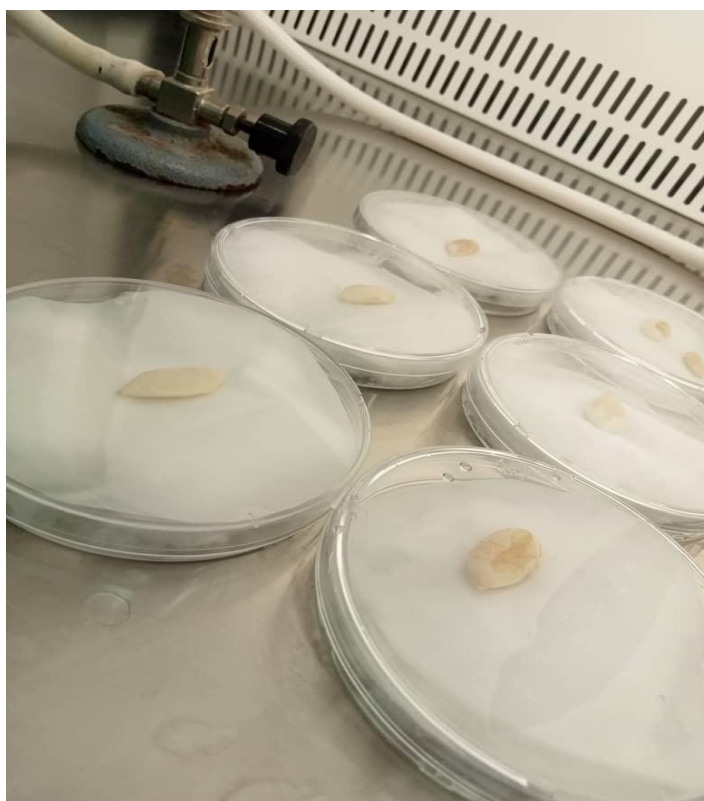


Figure 23 : Culture des graines traitées dans des conditions optimales

Chapitre V:

Résulta et discussions

V.1. Résultats préliminaires de la germination (Mars) :

Les graines d'arganier ont été semées dans trois milieux nutritifs différents : le milieu de Murashige et Skoog (MS), le milieu NPK, et un milieu témoin (eau distillée). Les échantillons ont été placés dans une chambre de culture avec une température contrôlée à 25°C et une humidité relative maintenue à 75 %, sous une surveillance quotidienne.

Au cours de la première semaine, aucun signe de germination n'a été observé dans l'ensemble des milieux, à l'exception d'une seule graine (sur cinq) cultivée dans le milieu MS, qui a commencé à germer au septième jour. Cette graine a été suivie pendant cinq jours supplémentaires, puis transférée dans le milieu Terro après rinçage, afin de poursuivre l'observation.

La surveillance des autres boîtes de Petri a été maintenue jusqu'au treizième jour sans observer de nouvelles germinations. En revanche, une prolifération notable de moisissures a été constatée autour de la majorité des graines, en particulier dans les autres milieux.



Figure 24: Développement post-germination d'une plantule d'*Argania spinosa* : transfert du milieu de culture Murashige et Skoog (MS) vers un pot de culture en terreau "



Figure 25 : Contamination fongique d'une graine d'Argania spinosa ensemencée dans le milieu Murashige et Skoog (MS) avant l'initiation de la germination "

V.2. La Deuxieme partie expérimentale (Mais) les prétraitement chimique:

Germination des graines d'Argania spinosa prétraitées au peroxyde d'hydrogène:

Après la scarification mécanique des noyaux, les graines d'Argania spinosa ont été désinfectées puis soumises à un prétraitement au peroxyde d'hydrogène ($H_2 O_2$), avant d'être mises en culture dans des conditions favorables à la germination.

Taux de germination des graines prétraitées par $H_2 O_2$:

Après une période d'observation de 16 jours, un développement significatif de la germination a été constaté, et ce dès le deuxième jour suivant la mise en culture des graines prétraitées au peroxyde d'hydrogène ($H_2 O_2$).

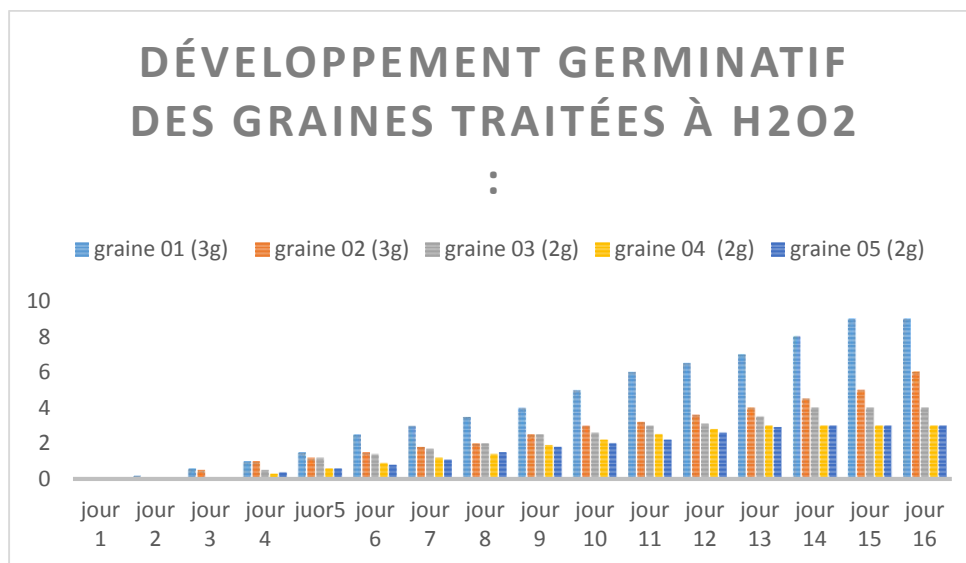


Figure 26 : Développement germinatif des graines traitées à h2o2 :

Germination des graines prétraitées par l'acide borique ($H_3 BO_3$) :

Les graines d'Argania spinosa ont été soumises à un prétraitement à l'acide borique ($H_3 BO_3$) pendant une durée d'une heure, puis mises en culture dans des conditions contrôlées. Une observation continue a été effectuée pendant 23 jours, sans qu'aucun signe de germination ne soit enregistré. À l'issue de cette période, les graines ont montré des signes de détérioration, indiquant l'échec du processus de germination et la mort des embryons.

Germination des graines prétraitées par le nitrate de potassium (KNO_3)

Les graines d'Argania spinosa ont été soumises à une scarification mécanique, suivie d'une désinfection, puis immergées dans une solution de nitrate de potassium (KNO_3) pendant une durée d'une heure. Elles ont ensuite été mises en culture dans des conditions favorables à la germination.

Taux de germination des graines d'Argania spinosa prétraitées par le nitrate de potassium (KNO_3) :

Un suivi de huit jours a été effectué sur les graines d'Argania spinosa prétraitées par le nitrate de potassium (KNO_3). La germination a débuté dès le deuxième jour suivant la mise en culture dans des conditions appropriées. Certaines graines ont montré un développement germinatif notable, traduisant une efficacité partielle du traitement. Toutefois, cette efficacité n'a pas été totale, puisque plusieurs graines n'ont pas germé et ont fini par se nécroser.

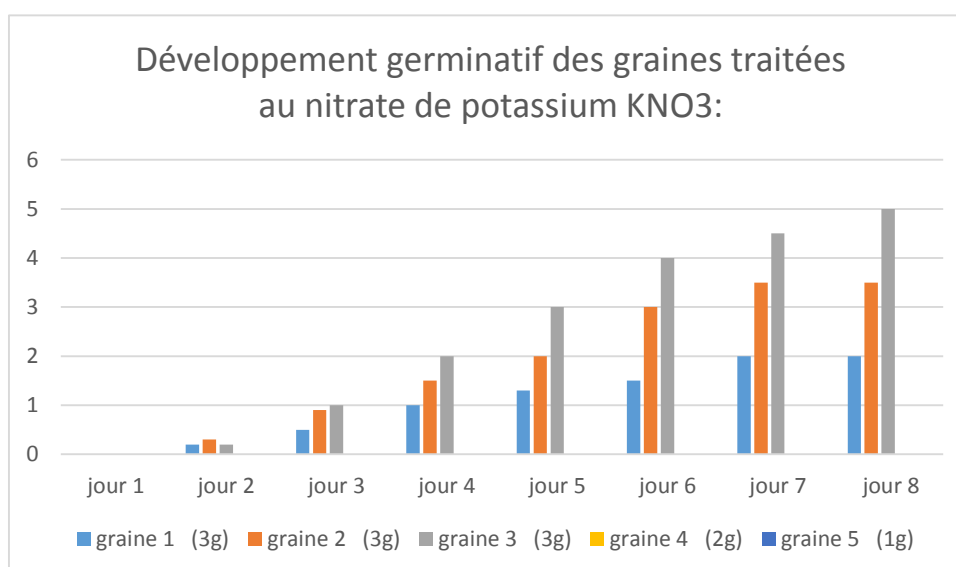


Figure 27 : Développement germinatif des graines traitées au nitrate de potassium KNO_3 :

Germination des graines témoins d'Argania spinosa dans un milieu aqueux simple

Les graines témoins d'Argania spinosa (non prétraitées) ont été désinfectées puis mises en culture dans un milieu aqueux simple, sous des conditions contrôlées de germination. Un suivi régulier a été effectué,

Taux de germination des graines témoins d'Argania spinosa

Les graines témoins (non prétraitées) d'Argania spinosa ont été suivies pendant une période de 16 jours. Aucun signe de germination n'a été observé au cours des neuf premiers jours. La germination a commencé à apparaître lentement à partir du dixième jour. Toutefois, certaines graines n'ont montré aucune activité germinative jusqu'à la fin de la période d'observation, ce qui reflète une faible vitalité en absence de traitement préalable.

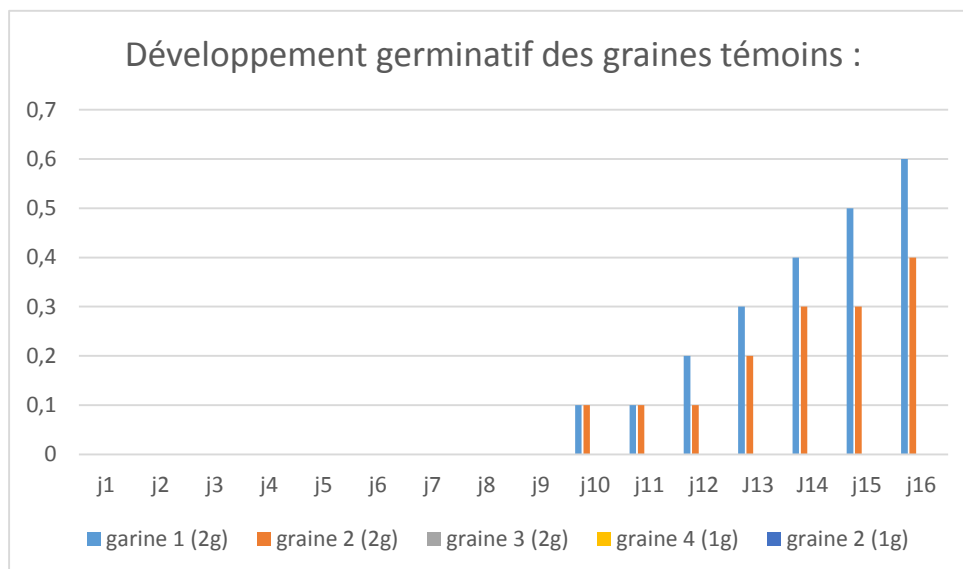


Figure 28 : Développement germinatif des graines témoins

Caractéristiques germinatives:

Le tableau ci-dessous synthétise les principaux paramètres germinatifs des graines d'arganier obtenus dans notre étude, en fonction des différents prétraitements appliqués.

Vétesse de la germination (%/j)	Taux à T50 (%)	T50 (jours)	Durée germination (jours)	TL (jours)	Traitement
10 %	30 %	3	6	2	G1 (KNO ₃)
0%	0%	—	—	—	G2 (Acide borique)
10%	50%	2	5	2	G3 (Eau oxygénée)
~ 3.3%	20%	12	12	11	G4 (Eau bouillante)

Tableau 9 : les principaux paramètres germinatifs des graines d'arganier obtenus dans notre étude

V.3. Résultats obtenus après la période d'incubation :

Après 15 jours de surveillance dans la chambre de culture réglée à une température de 25°C et une humidité relative de 80%, le taux final de germination des graines a été calculé en fonction de leur masse. Les résultats obtenus sont les suivants :

- **Graines de 3 grammes** : un taux de germination de **100%**, avec 5 graines germées sur 5.
- **Graines de 2 grammes** : un taux de germination de **55,55%**, avec 5 graines germées sur 9.

- **Graines de 1 gramme** : aucun signe de germination, soit un taux de **0%** (0/6).

Le taux final de germination a été calculé selon la formule suivante:

Taux de germination final (%) = (nombre de graines germées / nombre total de graines) × 100

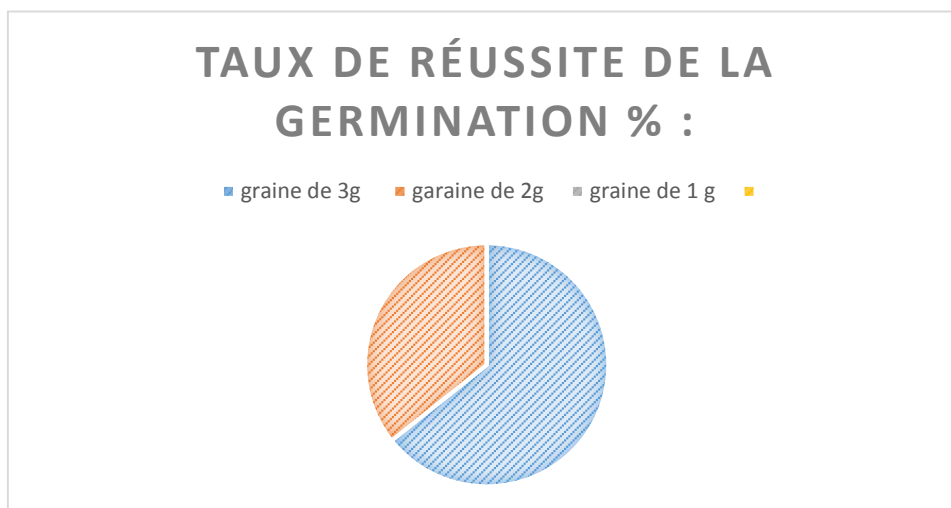


Figure 29 : Taux de réussite de la germination : %

V.4. Discussions de Prétraitement chimique:

Taux de germination:

Les graines d'argan ont été soumises à différentes méthodes de prétraitement et divisées en quatre groupes. Le groupe G1 a été traité par trempage dans une solution de nitrate de potassium pendant 24 heures. Ces résultats sont cohérents avec l'étude de Ouhammou et al. (2022) (Seed germination of Argan (*Argania spinosa* L.). American-, 2007), où les graines d'argan ont été trempées dans une concentration similaire de nitrate de potassium et d'autres concentrations, et un taux de germination de 63% a été enregistré, supérieur aux traitements à l'acide gibbérellique, contrairement aux fortes concentrations qui ont été essayées et qui ont donné des résultats négatifs, et l'apparition des plantules n'a commencé qu'au cinquième jour, ce qui confirme l'efficacité de cette substance dans l'accélération de la germination par rapport à d'autres régulateurs de croissance.

Le groupe G2 a été traité avec de l'acide borique à la même concentration que l'expérience précédente (10-6), sans enlever l'enveloppe de la graine et en laissant tremper pendant 24 heures. Aucune germination n'a été observée, ce qui confirme la toxicité de cette concentration pour les graines d'argan, avec ou sans enlèvement du tégument, indiquant que la concentration utilisée est toxique pour les graines d'argan, bien qu'elle ait permis une nette amélioration sur les graines d'hibiscus (Effet de l'acide borique sur la croissance de la roselle (*Hibiscus sabdariffa* L. var. *sabdariffa*) au Gabon, 2013) .

Le groupe G3, correspondant au trempage dans le peroxyde d'hydrogène pendant 4 jours, a montré les meilleurs résultats. La germination a commencé dès le deuxième jour pour les graines lourdes (3 g), suivie par les graines moyennes le troisième jour, avec un taux de germination de 100%. Nos résultats concordent avec une étude publiée dans les actes de la 4e conférence internationale sur l'arganier selon laquelle le trempage des graines d'argan dans du H₂O₂ pendant sept jours est l'un des prétraitements les plus efficaces, car il a permis d'obtenir des taux de germination élevés et de réduire considérablement le temps de latence, avec le temps de germination moyen le plus court de 12 jours.

(Étude comparative des différents prétraitements sur les semences l'arganier, 2022)

Enfin, le groupe G4 a été trempé dans de l'eau bouillante pendant 6 minutes et laissé dans l'eau pour refroidir pendant 2 jours à température ambiante. Ce traitement, considéré comme un contrôle, a permis la première germination au jour 11 avec un taux de germination de 40%.

Ces résultats indiquent l'efficacité des traitements G1 et G3 pour accélérer la germination des graines d'argan. Ils sont également efficaces pour augmenter le taux de germination.

Conclusion

Conclusion

Conclusion :

La dormance prolongée et la dureté des graines d'arganier représentent un frein majeur à leur utilisation dans les programmes de reboisement hors aire naturelle. Cette étude, menée dans les conditions de la wilaya de M'sila, a permis d'évaluer l'efficacité de plusieurs prétraitements sur la germination des graines, en combinant expérimentations in vitro sur milieu MS et tests en conditions contrôlées.

Les résultats indiquent que la culture in vitro nécessite une stérilisation rigoureuse, un équipement adapté et un protocole de prétraitement spécifique. Parmi les traitements chimiques testés, le nitrate de potassium (60 % de germination) et l'eau oxygénée (100 %) ont significativement amélioré les taux et délais de germination par rapport aux graines non traitées. En revanche, l'acide borique n'a pas donné de résultats probants, en raison de l'absence d'optimisation des concentrations.

Ces résultats soulignent l'importance de poursuivre les recherches dans un cadre spécialisé, en affinant les concentrations et les combinaisons de traitements physiques et chimiques, dans le but d'élaborer un protocole reproductible et applicable aux projets de reboisement dans des zones arides comme M'sila.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

1. Amghar, I., Ibriz, M. & Ibrahim, M., 2021. In Vitro Root Induction from Argan (*Argania spinosa* (L.) Skeels) Adventitious Shoots: Influence of Ammonium Nitrate, Auxins, Silver Nitrate and Putrescine, and Evaluation of Plantlet Acclimatization, s.l.: MDPI.
2. Anon., s.d.
3. benkheir, A., 2009. l'agriculture algérienne. conservation de la biodiversité et gestion durable des ressources naturelles , 6.
4. Boudy, P., 1950. Économie forestière Nord-africaine, France.: Larose.
5. Boudy, P., 1952. Guide du forestier en Afrique du nord, France: La Maison rustique.
6. CAMPS, G., 1989. Arganier, s.l.: Encyclopédie berbère [en ligne].
7. Charrouf, Z., Dubé, S. & Guillaume, D., 2011. L'argan et l'huile d'argan d'Ibn Al-Baytar, aujourd'hui, Paris: Glyphe Paris.
8. Emberger, I., 1938. Les arbres du Maroc et comment les connaître, Paris: Larousse.
9. faouzi, h., 2006. L'arganier caractéristiques botaniques et phénologiques,. Espaces marocains.
10. Hadjer, B. et al., 2023. Morphometric characteristics of Argan seeds *Argania spinosa* (L.) Skeels in Algeria according to provenances. genetics and biodiversity journal, 8 7.
11. J.P, P., A, E.-A., G., C. & B., D., 1992.. Potentiel hydrique et conductance stomatique des feuilles d'arganier (*arganiaspinosa* (L) Skeels) au début et au cours de la saison sèche dans le sous (Maroc occidentale) Bull., s.l.: s.n.
12. KAABÈCHE, M. et al., 2013. L'ARGANERAIE DE TINDOUF : UN PATRIMOINE FLORISTIQUE EXCEPTIONNEL EXCEPTIONNEL !. Algerian journal of arid environment, 12, pp. 24-33.
13. kechairi, R., 2016 . Localisation cartographique de l'arganier *Argania spinosa* (L.) Skeels (Sapotaceae) en Afrique du Nord-Occidentale (Algérie et Sahara occidental). revue internationale d'étude environnementales .
14. kechairi, R., 2018. étude de l'agriculture de tindouf : localisation , contradictions et perspectives de son développement , tlemcen: université d'abou beker belkaid .

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

15. LOTMANI, M., CHOUIEB, M. & BOUDJEMA, 2002. GERMINATION ET POTENTIALITES ORGANOGÈNES DES EMBRYONS D'ARGANIER (*Argania spinosa* L. Skeel) CULTIVÉS IN VITRO. *Sciences & Technologie*, 12, pp. 101-105.
16. maamar kouadri kaddouri, 2014. étude de la germination des graines d'argania spinosa traitées à l'eau chaude et froide, semées en pépinière. 2008, p. 3.
17. Mezghenni, H. et al., 2014. Multiplication de l'Arganier *Argania spinosa* (L.) Skeels. *Journal of New Sciences*, 01 octobre.
18. M'HIRI., O., s.d. L'ARGANIER : UNE ESPÈCE FRUITIÈRE-FORESTIÈRE À USAGES MULTIPLES., s.l.: s.n.
19. Nassima, A., Nabila, A., Fairouz, S. & Cherifa, C., 2019. INITIATION À LA MICROPROPAGATION PAR MICROBOUTURAGE DE L'ARGANIER (*ARGANIA SPINOSA* L. Skeels). *Agrobiologia*, 29.
20. Nouaïm, R. & Chaussod, R., 2007. L'arganier et ses champignons. *Pour la Science*, octobre.
21. Oueld safi, M., 2013. caractérisation et état sanitaire de l'arganeraie de Tindouf Mémoire de magister en foresterie. université Abou Bekr Belkaid, Telemcen.
22. R., N. & R., C., 1993. Spéciale arbres du mois : l'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels (Spatacees) le flanboyant bulletin de liaison de membres du réseau arbres tropicaux., s.l.: s.n.
23. Ronald Bellefontaine¹, A. F., M. A., O. M., 2010. Multiplication végétative de l'arganier, *Argania spinosa*, au Maroc : le projet John Goelet.
24. ABDERRAHMANI BELAID, 2005, Caractérisation sur site du polyéthylène tri-couche alfa 3 utilisé comme couverture de serre agricole. Thèse de Magister, Université d'Oran - Senia.
25. ANNUAIRE STATISTIQUE DE LA WILAYA DE M'SILA, 2021. Edition Avril.
26. FAURIE C, FERRA C, MEDORI P, DEVAUX J. & HEMPTIENNE J.L, 2003, *Ecologie*.
27. Approche scientifique et pratique. 5^{ème} édition, Ed. Tec & Doc. Paris.
28. DELANNOY J, DELINE P et LHENAFF R., 2016. Géographie physique: Aspects et dynamique du géosystème terrestre, De Boeck Supérieur.
29. DUBIEF J, 1953. Essai sur l'hydrologie superficielle au Sahara. Ed : service des études scientifiques. Alger.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

30. HALIMI, A, 1980. L'Atlas Blidéen : Climats et étages végétaux. Ed. OPU, Alger.
31. OZENDA, P, 1982. Les végétaux dans la biosphère, Ed. Doin, Paris.
32. RAMADE F, (2009), Eléments d'écologie – fondamentale. 4^{ème} édition, Dunod, Paris.
33. SBAI A, MOUSSAOUI F et OUALIT N, 1992, Les régimes des vents au Maroc oriental. In: Méditerranée, tome 76.

Annexes

Annexes

Annexe .01 : Données climatiques de la station météorologique de M'sila

Tableau 01 : Valeurs des températures moyennes mensuelles, minimales et maximales de la région de M'sila (1991-2021).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avri	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc
M (°C)	12.8	13.9	16.5	19.6	23	27.1	30.7	30.7	27.1	22.3	17.3	14.1
m (°C)	4.1	4.6	6.3	8.1	11	14.7	17.2	17.4	15.7	11.9	8.2	5.3
(M+m) /2	8.4	9.2	11.4	13.8	17	20.9	23.9	24	21.4	17.1	12.7	9.7

Tableau 02 : Précipitations moyennes mensuelles (P) en mm de la région de M'sila (1991-2021).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avri	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc	Total
Précipitation (mm)	25	15	25	17	26	12	5	5	21	22	34	22	229

Tableau n° 03 tableau de préparation Diagramme pluviothermique de Gaussen et Bagnouls

Mois	Jan	Fév	Mar	Avri	Mai	Juin	Juil	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc
Températures(°C)	8.4	9.2	11.4	13.8	17	20.9	23.9	24	21.4	17.1	12.7	9.7
Précipitation (mm)	25	15	25	17	26	12	5	5	21	22	34	22

Tableau 04 : Valeurs de Q2, P, M, m et M-m pour la région de M'sila durant la période (1991-2021)

Paramètres	P (mm)	M(°C)	m(°C)	M-m	Q2
Valeurs	229	30.7	4.1	26.6	29.52

Tableau 05 : HUMIDITE - MOYENNES MENSUELLES 2008-2018 (%)

mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC
Moy	75	70	63	57	47	39	31	35	49	58	70	76

Tableau 06 : Moyenne Vitesse de Vent mensuelle à la période (2008-2018)

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEPT	OCT	NOV	DEC
Moyenne Vitesse de Vent	4	5	5	5	5	5	4	4	4	4	4	4

Tableau 07 : Données Mensuelles- Evapotranspiration potentielle ETP en mm 2008-2018

ETP	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC
MOY	0.63	0.92	2.71	7.93	18.53	36.85	56.90	51.78	24.90	11.28	3.33	0.76

Tableau 08 : Bilan Vitesse de Vent Moyenne mensuelle en m/s depuis 2008

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC	MOY
2008	4	4	5	5	4	6	3	4	3	4	4	3	4
2009	3	5	5	5	5	5	4	4	3	4	4	5	4
2010	3	4	5	6	5	5	4	3	4	2	3	3	4
2011	4	4	4	4	4	3	4	3	3	3	3	4	4
2012	4	4	4	4	5	4	3	3	4	3	4	3	4
2013	3	5	4	4	5	4	5	3	4	3	4	4	4
2014	4	5	5	6	4	4	5	5	4	5	4	4	5
2015	5	5	7	5	6	5	4	4	4	4	5	3	5
2016	4	4	5	5	5	5	4	4	3	3	4	5	4
2017	5	6	6	4	5	4	4	4	5	4	4	2	4
2018	3	5	5	5	5	5	4	4	4	4	5	4	4
MOY	4	5	5	5	5	5	4	4	4	4	4	4	

Tableau 09 : Evapotranspiration potentielle ETP en mm 2008-2018

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC
2008	0.29	0.48	3.16	10.13	23.75	39.45	53.54	45.50	19.17	13.88	3.02	0.77
2009	0.76	1.71	2.36	6.83	17.45	42.56	57.14	51.79	23.07	10.85	1.73	0.75
2010	0.78	1.64	2.92	9.01	19.11	35.46	62.19	53.71	24.09	8.44	1.62	0.40
2011	0.67	0.59	2.71	3.24	21.35	42.33	58.53	53.60	23.51	10.61	3.01	1.27
2012	0.94	1.44	3.62	8.15	13.27	35.58	61.22	52.32	24.47	8.91	2.46	0.78
2013	0.71	0.75	2.65	9.44	17.50	32.66	56.52	52.25	29.82	8.98	2.68	0.80
2014	0.37	0.19	2.65	4.99	20.29	48.36	64.08	59.25	23.98	9.97	2.67	0.58
2015	0.34	0.23	2.06	5.76	10.22	24.62	46.36	54.22		19.22	11.50	1.27
2016	0.67	1.20	2.07	9.23	17.68	31.55	51.44	52.17	28.52	12.06	3.20	0.55
2017	0.47	0.52	3.09	11.18	25.02	34.81	59.82	48.97	23.28	8.73	2.40	0.58
2018	0.89	1.33	2.46	9.26	18.24	37.99	55.01	45.82	23.16	12.46	2.33	0.62
MOY	0.63	0.92	2.71	7.93	18.53	36.85	56.90	51.78	24.90	11.28	3.33	0.76

Tableau 10 : Humidité - Moyennes Mensuelles 2008-2018(%)

	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUIN	JUIL	AUT	SEP	OCT	NOV	DEC	MOY
2008	76	80	71	51	51	34	38	40	54	51	71	82	58
2009	75	71	69	71	55	46	33	37	59	67	75	76	61
2010	73	63	63	48	49	44	37	41	55	78	80	88	60
2011	86	79	69	72	43	38	30	40	63	60	66	77	60
2012	76	73	65	64	53	42	33	37	46	62	72	65	57
2013	70	68	65	61	54	47	36	35	48	61	76	77	58
2014	79	67	56	71	42	33	25	25	39	57	76	76	54
2015	74	67	57	51	49	39	32	34	48	50	67	81	54
2016	77	64	61	44	43	41	28	31	43	45	64	76	51
2017	71	73	59	46	39	36	28	36	47	62	63	67	52
2018	65	61	53	50	40	30	26	30	42	48	65	69	48
Moy	75	70	63	57	47	39	31	35	49	58	70	76	