

République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biotechnologie et Agroécologie  
Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de



MASTER

Filière : Sciences Agronomique

Option : Sciences forestières

**Thème**

**Essai de régénération *in vitro* de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels)**

**Réaliser par :**

Mr BENZAMOUCHE MEHDI

M<sup>lle</sup> LARIBI NABILA

Date de soutenance : 08 juillet 2025

**Devant le jury composé de :**

Dr AMEDJKOUH H.	MCB/USDB1	Présidente
Dr BACHIR K.	MCB/USBD1	Examinatrice
Dr LEBTAHI F.	MRA/INRF	Encadreur
Dr. OUELMOUHOUB S.	MCB/USBD1	Co-Encadreur
Dr YATTA EL DJOUZI D.	MRB/INRAA	Invitée

**Année Universitaire 2024-2025**

# Dédicaces

Nous souhaitons exprimer, avec tout le respect et la gratitude qui s'imposent, notre profonde reconnaissance envers nos parents.

Par leur engagement, leurs sacrifices et leur bienveillance, ils ont su nous transmettre les fondations solides qui nous permettent aujourd'hui de construire notre propre chemin. Leur présence constante, leur écoute et leur exemple ont été des repères essentiels dans notre parcours personnel et professionnel.

Rien ne remplace l'influence positive de parents dévoués. Leur confiance en nous a été une source de motivation inestimable, et leur soutien, un pilier indéfectible dans les étapes les plus déterminants de notre

A vous, chers parents, nous adressons nos remerciements les plus sincères et notre respect le plus profond.



# Remerciements

Cette étude s'inscrit dans le cadre d'un programme de recherche de l'INRF sur la propagation et la conservation des espèces forestières menacées. Nos expérimentations ont été réalisées au laboratoire en culture *in vitro* de Bainem.

Nous avons l'honneur, en ce jour notre profonde gratitude et à manifester notre vive reconnaissance à **Madame LEBTAHI Fatiha**, Maître de Recherche à l'Institut National de la Recherche Forestière pour avoir dirigé nos travaux. Nous la remercions aussi pour sa présence bienveillante durant l'élaboration de ce mémoire et pour l'aide qu'elle nous a apporté, un grand merci pour son encadrement de qualité.

Nous remercions **Monsieur OUELMOUHOUBSamir**, Enseignant Chercheur et Responsable du Master Sciences Forestières à l'Université de Blida 1, pour son accompagnement permanent et ses orientations utiles depuis le début de ce projet, afin de faire ressortir le meilleur de nous-même, et atteindre nos objectifs...

Nous exprimons nos vifs remerciements à **Madame AMEDJKOUH Hafida**, Maître de Conférences à l'Université de Blida 1, pour son assistance précieuse, pour avoir accepté de présider le jury de soutenance.

Nous tenons à remercier vivement **Madame BACHIR Kamilia** pour l'honneur qu'elle nous accorde en évaluant notre travail, en sa qualité d'examinatrice.

Nous adressons nos sincères remerciements à **Madame YATTA El DJOUZI Djamila** pour son soutien déterminant, tant par la qualité de ses conseils que par les ressources mises à notre disposition, ainsi que pour les nouveaux contacts que nous avons pu établir grâce à elle. Nous la remercions d'avoir accepté notre invitation, malgré ses journées surchargées.

Nous exprimons notre profonde gratitude à **Monsieur SBABDJI Mohamed**, le Directeur Général de l'INRF, de nous avoir accueilli et assuré un cadre agréable pour mener à bien notre étude.

Nous remercions nos enseignants de l'université ainsi que toutes les personnes ayant contribué à notre réussite, que ce soit par un conseil, un geste ou un encouragement. Nous adressons également nos vœux de réussite à nos collègues universitaires dans leurs parcours respectifs, Inshallah.

## RESUME

L'objectif principal de cette étude est de mettre en évidence un protocole de micropropagation de l'arganier, afin de pouvoir tester la multiplication et la conservation de cette essence forestière endémique et d'assurer sa pérennité.

Les essais de germination ont montré que les graines de l'arganier germent sans difficulté sur les différents milieux testés (MS et SH) avec un taux de 97 % et de 84 % respectivement. Cependant, le milieu MS s'est montré meilleur pour la croissance ultérieure des vitrosemis. Pour ce qui est de la micropropagation, les résultats obtenus dans le milieu MS ont montré que la réaction des explants dépend étroitement de l'âge.

En effet, les plantules de 45 jours ont révélé une faculté de réactivité plus rapide que celle des arbres adultes.

La présence d'une cytokinine s'est révélée déterminante pour induire la callogénèse. En effet, la BAP et la kinétine à 0,6 mg/L ont permis le débourrement et le développement des bourgeons axillaires à l'aisselle des feuilles. Cependant, la BAP semble meilleure dans la néoformation des bourgeons induits par rapport à la KIN.

L'adjonction de la GA3 à 1 mg/L dans le milieu de culture favorise un bon allongement en hauteur des pousses.

Concernant l'enracinement, les pousses feuillées ont exprimé leur potentiel rhizogène en présence d'une auxine seule (ANA 7 mg/L) et de charbon actif à 5 g/L, où nous avons relevé un taux de 43 % de plantules enracinées.

L'acclimatation des vitro plants s'est adaptée aux nouvelles conditions extérieures de l'environnement, où nous avons relevé un taux de l'ordre de 80 % de plants acclimatés. Concernant l'embryogénèse somatique, l'étude n'a pas abouti en raison des infections survenues sur les milieux de culture.

Ce travail montre que la micropropagation in vitro est une voie prometteuse pour la multiplication de l'arganier, en produisant des plants sains et homogènes.

**Mot clés :** *Argania spinosa*, micro propagation, débourrement, embryogénèse, organogénèse, régulateur de croissance.

## ملخص

هدف هذا البحث شكلاً أساسياً للبرازبروتوكول للإكثار الدقيق لشجرة الأركان من أجل اختبار إمكانية تكثير هذه الشجرة الغريبة المستوطنة في المنطقة المحيطة بها وضمن استدامتها. وقد أظهرت تجارب الإنبات أن بذور الأركان تنبت بسهولة على الأوساط الغذائية المختلفة التي تم اختبارها بنسبة تبين أنها الأفضل لنمو البادرات لاحقاً داخل المختبر MS 97٪ و 84٪ على التوالي. غير أن وسط الزراعة

أما فيما يخص الإكثار الدقيق، فقد أظهرت النتائج أن استجابة الأجزاء النباتية تعتمد على العمر؛ إذ بينت البادرات ذات 45 BAP يوماً قدرة على التفاعل بشكل أسرع من الأشجار البالغة. كما تبين أن وجود السيروتونين ضروري لتحفيز تكوين الكالس، حيث ساعدتنا فعالية أكبر في تكوين البادرات الجديدة. BAP والكينيتين بتركيز 0.6 ملغ/ل بتحرير البادرات وتطور البادرات الجانبية، بينما أظهرت بتركيز 1 ملغ/ل في استطالة جيدة للبراعم. وبخصوص التجذير، و GA<sub>3</sub> وقد ساهمت إضافة بتركيز 7 ملغ/ل مع 5 غ/ل من الفحم النشط، حيث بلغ معدل التجذير NAA فقد أظهرت الأفرع عالورة قدرة جذرية في وجود الأوكسين 43٪.

وقد تكيفت النباتات المزروعة مخبرياً مع الظروف الخارجية بنسبة تقارب 80٪. أما التجنينا الجسدي فلم ينجح بسبب التلوث في الأوساط الغذائية. وتبرز هذه الدراسة أن الإكثار الدقيق تقنية واعدة لإنتاج شتلات أركان سليمة ومتجانسة

**الكلمات المفتاحية:** الأركان، الإكثار الدقيق، تحرير البراعم، التجنين، التعضي، منظمات النمو

## ABSTRACT

The main objective of this study is to highlight a micropropagation protocol for *Argania spinosa*, in order to test the multiplication and conservation of this endemic forest species and to ensure its long-term sustainability.

Germination trials showed that argan seeds germinate easily on the different media tested (MS and SH), with rates of 97% and 84% respectively. However, the MS medium proved to be more suitable for the subsequent growth of in vitro seedlings. Regarding micropropagation, the results obtained on the MS medium showed that the explants' response depends strongly on age. Indeed, 45-day-old plantlets exhibited a faster reactivity capacity than adult trees.

The presence of a cytokinin proved essential for inducing callogenesis. BAP and kinetin at 0.6 mg/l enabled the breaking of bud dormancy and the development of axillary buds at the leaf nodes. However, BAP appears to be more effective than KIN in the neoformation of induced buds.

The addition of GA<sub>3</sub> at 1 mg/l to the culture medium promoted good shoot elongation. Concerning rooting, leafy shoots expressed their rhizogenic potential in the presence of auxin alone (NAA 7 mg/l) and activated charcoal at 5 g/l, yielding a rooting rate of 43%.

The acclimatization of the in vitro plants was successful, with about 80% of the plants adapting to external environmental conditions. As for somatic embryogenesis, the study was unsuccessful due to contaminations occurring in the culture media. This work demonstrates that in vitro micropropagation is a promising approach for the multiplication of *Argania spinosa*, producing healthy and uniform plants.

**Keywords :** *Argania spinosa*, micropropagation, bud breaking, embryogenesis, organogenesis, growth regulator.

# Table des matières

Introduction générale	01
<b>CHAPITRE 1 : Généralités sur l'arganier</b>	
1- Généralités sur arganier	03
1-1 Aperçu historique	03
1-2 Description de l'espèce	03
1-2-1 Taxonomie	03
1-2-2 Caractéristiques botaniques	04
1-2-2-1 Appareil végétatif	04
A- Tronc	04
B- Feuilles	05
C- Racines	05
1-2-2-2 Appareil reproducteur	06
A- Fleurs	06
B- Fruits	06
1-3 Aire de répartition	07
1-3-1 En Algérie	07
1-3-1-1 Aire de répartition naturelle	07
1-3-1-2 Aire de répartition introduite	08
1-3-2 Au Maroc	09
1-4 Ecologie de l'arganier.	09
1-4-1 Exigences climatiques	09
1-4-2 Exigences édaphiques	09
2- Importance de l'arganier	10
2-1 Rôle socio-économique et environnemental	10
2-1-1 Rôle socio-économique	10
2-1-2 Rôle environnemental	10
2-2 Produits de l'arganier	10
2-2-1 Huile d'argan	10
2-2-2 Les feuilles	10



2-2-3 La pulpe de fruit	11
2-2-4 Le tourteau	11
2-2-5 Le bois	11
3- Régénération et multiplication de l'arganier	11
3-1 Multiplication par voie végétative	11
3-1-1 Bouturage	11
3-1-2 Rejet de souche	12
3-1-3 Marcottage	12
3-1-4 Greffage	12
3-2 Régénération par les techniques de culture in vitro	12
3-2-1 Micro bouturage	13
3-2-2 Cologenèses	13
3-2-3 Embryogenèse somatique	13
3-3 Régulateur de croissance	14
3-5-1 Auxines	14
3-5-2 Cytokinines	14
3-5-3 Gibbérellines	14
3-5-4 Acide ascitique	14
3-5-5 Éthylène	14
3-4 Équilibre hormonale	14
3-5 Micro propagation d'arganier	15

## **CHAPITE 2 : Matériel et Méthode**

1- Matériel végétal	17
2- Méthode d'étude	18
3-Technique de culture <i>in vitro</i>	18
3-1 Stérilisation du matériel végétal	18
3-1-1 Désinfection de la graine	18
3-1-2 Décortication de l'amande	19
3-1-3 Désinfection des amandes	19

3-1-4 Désinfection des rameaux prélevés par arbre adulte	20
3-2 Stérilisation de l'hôte	20
3-3 Stérilisation des instruments de dissection	20
3-4 Milieu de culture	20
3-4-1 Préparation de solution mère	21
3-4-2 Milieux de culture de base et sa composition	21
3-5 Organogenèse	21
3-5-1 Milieu d'initiation	22
3-5-2 Milieu de multiplication et d'allongement	23
3-5-3 Milieu d'enracinement	23
3-6 Mise en culture du matériel végétal	24
3-6-1 Culture de graines	24
3-6-2 Culture des rameaux	24
3-6-3 Culture des fragments de racine, hypocotyle et cotylédons	24
3-7 Multiplication	26
3-8 Enracinement	26
4- Critère d'observations	27
5- Embryogenèse somatique	27
5-1 Callogénèse	28
5-2 Transfert de cals en milieu liquide	28
6- Acclimatation	28
7- Résultats de germinations	29
8- Traitement de données	29

### **CHAPITRE 3 : Résultats et Discussion**

1-Stérilisation sur le matériel végétal	30
2- Germination	31
2-1 Comparaison entre MS et SH	31
3- Micropropagation par organogenèse directe	33
3-1 Initiation du bourgeonnement	33
3-2 Effet de la BAP, KIN et GA3 sur la croissance des tiges	35

3-3 Effet de la BAP, KIN et GA3 sur développement foliaire	36
3-4 Multiplication	37
3-5 Enracinement	38
3-5-1 Effet du charbon actif sur la formation des cals	40
3-5-2 Effet de la ANA, AIB et charbon actif à la formation des racines	41
4- acclimatation	39
5- Embryogenèse somatique	40
5-1 Effet d'obscurité sur le développement des cals	40
5-2 Action de la nature de l'auxine AIB, ANA et 2.4D sur la formation des cals	41
Conclusion	44
Références bibliographiques	
Annexes	

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1 :</b> L'arganier	4
<b>Figure 2 :</b> Feuilles de l'arganier	5
<b>Figure 3 :</b> Fleur de l'arganier	6
<b>Figure 4 :</b> Les différents stades de la formation du fruit	7
<b>Figure 5 :</b> Le fruit	7
<b>Figure 6 :</b> Aire de répartition de l'arganier en Algérie	8
<b>Figure 7 :</b> Les voies de régénération in vitro	16
<b>Figure 8 :</b> vitro-semis âgés de 45 jour	17
<b>Figure 9 :</b> Rameaux prélevés sur des arbres adultes	17
<b>Figure 10 :</b> graines d'arganier en provenance d'adras de l'année 2024	17
<b>Figure 11 :</b> Désinfection des graines dans de l'eau de Javel	19
<b>Figure 12 :</b> Appareil compresseur	19
<b>Figure 13 :</b> Désinfection des amandes	19
<b>Figure 14 :</b> Mise en culture de différents fragments	25
<b>Figure 15 :</b> Décapitation des vitro semi âgés de 45 jours	25
<b>Figure 16:</b> Ensemencement de la graine	25
<b>Figure 17 :</b> Milieu d'enracinement	26
<b>Figure 18 :</b> L'analyse comparative entre milieu MS et SH	31
<b>Figure 19:</b> Différentes phases de la germination des amandes	32
<b>Figure 20 :</b> Développement de la plantule dans le milieu SH	33
<b>Figure 21 :</b> Développement de la plantule dans le milieu Ms.	33
<b>Figure 22 :</b> Influence du BAP, Kin et du GA3 sur le débourrement des bourgeons	34
<b>Figure 23 :</b> Débourrement des bourgeons axillaires chez les nœuds issus de plants adultes	35

<b>Figure 24 :Débourrement des bourgeons axillaires chez les nœuds issus des vitro-semis</b>	35
<b>Figure 25 :Action des combinaisons (BAP+GA3) et (Kin+GA3)</b>	35
Sur l'élongation de la tige	
<b>Figure 26 : Pousse issue de vitro semis</b>	36
<b>Figure 27 : Pousse issue de plants adulte</b>	36
<b>Figure 28 : Influence du BAP, Kin et du GA3 sur le développement des feuilles</b>	36
<b>Figure 29 :Touffe de bourgeons</b>	37
<b>Figure 30 : Formation des racines via un cal</b>	38
<b>Figure 31 :Enracinement direct</b>	38
<b>Figure 32 : Effet d'ANA, AIB et charbon actif sur la formation des racines</b>	38
<b>Figure 33 :Pré Acclimatation des plants</b>	39
<b>Figure 34 : Acclimatation dans des mini serres</b>	39
<b>Figure 35 : L'effet de l'obscurités et du la lumière sur la formation des cals</b>	40
<b>Figure 36 : Action de la nature des auxines AIB, ANA et 2.4 D sur la formation des cals</b>	41
<b>Figure 37 :Cals vitreux</b>	42
<b>Figure 38 : Cals chlorophylliens</b>	42
<b>Figure 39 : Cal Embryogène</b>	42
<b>Figure 40 : Cal friable</b>	42

**Figure 41** : Plaque chauffante

**Figure 42** :Balance

**Figure 43** :Balance de précision

**Figure 44** :Autoclave

**Figure 45** :Hotte à flux laminaire

**Figure 46** :Etuve

**Figure 47** :Stérilisateur à bille

**Figure 48** :PH-mètre

**Figure 49** : Chambre de culture

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1 :</b> concentration des hormones pour le débourrement et la croissance des bourgeons axillaires (MS)	22
<b>Tableau 2 :</b> concentration des hormones pour le débourrement et la croissance des bourgeons axillaires (SH)	22
<b>Tableau 3 :</b> Concentration des hormones pour la multiplication et la croissance des tiges (MS)	23
<b>Tableau 4 :</b> concentration d'hormone (ANA, AIB) testé sur les milieux MS pour l'enracinement	23
<b>Tableau 5 :</b> Effet de la nature des (ANA, AIB, 2,4D) sur le développement de cal.	26
<b>Tableau 6 :</b> concentration d'hormone (AIB) testé sur les milieux liquide Gamborg pour la suspension cellulaire pour calogènes	27
<b>Tableau 7 :</b> Effet des différentes désinfections sur la stérilisation du matériel végétal.	30

## LISTE DES ABREVIATIONS

ANA : Acide  $\alpha$ -Naphthalène acétique.

AIA : Acide Indole Acétique.

AIB : Acide indole butyrique.

KN : Kinétine.

BA : 6- Benzyladénine.

GA3 : Acide Gibbérellique

Mg/l : milligramme par litre.

ml/l : millilitre par litre.

HCL : Acide chlorhydrique

INRF : Institut National de la Recherche Forestière

MS : MURASCHIGE et SKOOG

SH : SCHENK et HILDEBRANDT



# Introduction Générale

## Introduction générale

L'Arganier, *Argania spinosa* (L.) Skeels, est une espèce forestière unique au sein de la famille tropicale des Sapotaceae. C'est un arbre endémique de l'Algérie et du Maroc (Ould Safi, 2014), qui se trouve dispersé dans le sud-ouest de l'Algérie, notamment dans la région de Tindouf, où il s'étend sur une superficie de 50 670 ha (Ayad, 1989). Il est confiné dans les étages bioclimatiques semi-arides, arides et sahariens, d'où sa résistance à la sécheresse et à la chaleur (Charrouf, 1999).

Par ailleurs, l'arganier est un arbre « multi-usage » ; chaque partie (bois, feuilles, fruits et huile) est utilisable et représente une source de revenu, constituant de ce fait une essence d'intérêt socio-économique (Benzeyane, 1995). En effet, l'arganier permet, d'une part, la production de bois, du charbon et fournit l'alimentation aux bétails, et, d'autre part, on extrait de ses graines l'huile d'argan utilisée dans l'alimentation et dans la fabrication de produits cosmétiques et pharmaceutiques. En outre, il constitue la principale source de revenu pour les populations locales. Cet arbre joue également un rôle dans l'équilibre écologique. Il permet de lutter contre l'érosion éolienne et hydrique par le maintien de l'humidité et de la fertilité du sol, et est aussi efficace contre la désertification, d'où son intérêt pour le développement des zones arides (M'Hirit, 1989 ; Ould Safi, 2014).

Cependant, l'arganeraie algérienne connaît actuellement une dégradation et une régression considérable et continue, liés à plusieurs facteurs, tels que les facteurs anthropiques et anthropozoïques, ainsi qu'aux changements climatiques (Bentabet, 2021).

De plus, la régénération naturelle de l'arganier est actuellement menacée, rare voire même absente, car les graines sont récoltées pour l'extraction d'huile. Celles qui échappent à la récolte germent et donnent de jeunes plantules qui seront broutées par le bétail. Les quelques colonies de cet arbre, qui continuent de survivre dans la région de Tindouf, sont confrontées de nos jours à de nombreux problèmes, tels que la surexploitation, le défrichement, les incendies et la sécheresse. En moins d'un siècle, plus du tiers de la forêt a disparu et sa densité moyenne est passée de 100 à 30 arbres par hectare (M'Hirit, 1989).

À cet effet, il est urgent et crucial d'entreprendre des actions en sa faveur, en vue d'améliorer les possibilités de production de l'arganier, pour que cet arbre retrouve la place qu'il occupait jadis. Sa réhabilitation aura non seulement des répercussions sur le plan écologique de la région, mais aussi sur le plan social et économique.

Dans ce contexte, l'INRF a jugé utile et important de lancer un programme de recherche en matière de multiplication végétative in vitro de l'arganier. Il y a lieu de signaler que l'outil biotechnologique constitue une voie prometteuse pour la multiplication en masse et contribuerait ainsi à la restauration et à la régénération de l'arganeraie. Nous l'avons donc exploitée dans notre travail pour mener nos travaux de recherche.

L'objectif recherché par cette étude est de mettre au point une technique ou plusieurs techniques de propagation rapide et intense de cette espèce. Pour ce faire, le présent travail est structuré en trois chapitres :

- Le premier chapitre est consacré à une étude bibliographique.
- Le second chapitre concerne la méthodologie adoptée.
- Le troisième et dernier chapitre regroupe les résultats obtenus ainsi que leurs interprétations.

# CHAPITRE I

Généralités

Sur

L'arganier

## 1-1 Aperçu historique

L'arganier a été mentionné en 1219 par Ibn El-Beïthar dans son traité des simples, traduit par le Docteur Leclerc (1877-1883), une plante récoltée au Maghreb et où l'on décrit le mode d'obtention de l'huile. Il a été cité en 1510 par Jean-Léon l'Africain dans sa *description de l'Afrique*, où il parlait des arbres épineux des Haha qui produisent un fruit appelé "argane", duquel on extrait une huile à très mauvaise odeur servant pour l'alimentation et l'éclairage (Charrouf, 1999 ; M'Hirit *et al.*, 1998).

L'arganier est considéré comme une relique tertiaire, c'est-à-dire une espèce dont l'existence remonte à l'Ère Tertiaire (il y a plusieurs millions d'années), une période de grands changements climatiques et géologiques (Charrouf, 2002).

Il aurait connu une répartition beaucoup plus vaste en Afrique du Nord durant des périodes plus humides, avant de se restreindre à son aire de répartition actuelle sous l'effet de l'aridification du climat. Certains paléobotanistes suggèrent même des liens passés avec la flore des îles Canaries, indiquant une ancienne connexion ou des dispersions de diaspores. Son adaptation remarquable aux conditions arides actuelles témoigne de sa longue histoire évolutive (Radi, 2003).

## 1-2 Description de l'espèce

### 1-2-1 Taxonomie

Selon la classification phylogénétique APGIV Groupe 2016, l'arganier (*Argania spinosa*) se positionne taxonomiquement, comme suit :

- **Règne** : Plantae
- **Clade** : Angiospermes
- **Sous-Clade** : Eudicots
- **Clade** : Astéridées
- **Ordre** : Éricales
- **Famille** : Sapotaceae
- **Genre** : *Argania*

- **Espèce :** *Argania spinosa* (L.) Skeels

(Benkheira, 2009).

## 1-2-2 Caractéristiques botaniques

L'arganier est un bel arbre, typique des régions arides du sud-ouest de l'Algérie. C'est un symbole de résistance et de beauté naturelle dans les zones sèches. C'est un arbre épineux, pouvant atteindre 8 à 10 mètres de haut (Kechairi & Abdoun, 2016). Sa longévité peut atteindre 150 à 200 ans, avec son tronc noueux et ses branches étalées portant un feuillage dense. Il donne au paysage un aspect à la fois sauvage et harmonieux. Sa silhouette imposante, souvent solitaire dans le désert, reflète sa force et sa capacité d'adaptation (Nouaïm, 2005).

C'est un arbre rigoureux par nature. Il résiste au vent, à la chaleur et à la sécheresse, et pousse là où peu d'autres arbres survivent. À la fois utile, solide et esthétique, l'arganier est un symbole de résistance et de beauté naturelle dans les zones sèches (M'Hirit *et al.*, 1998)

### 1-2-2-1 Appareil végétatif

#### A- Tronc

Le tronc est généralement court, noueux et très tortueux, pouvant atteindre 1 mètre de diamètre. Il est souvent composé de plusieurs tiges entrelacées ou de souches multiples, résultant d'un processus de soudure de pousses proches ou de rejets de souches. L'écorce est rugueuse, profondément craquelée, d'une couleur grisâtre à noirâtre. Le bois est réputé pour sa dureté exceptionnelle "bois de fer" et sa densité (M'Hirit *et al.* 1998) (fig. 1).



**Figure 1 :** L'arganier (original, INRF Bainem 2025)

## B- Feuilles

Les feuilles sont vert sombre à la face supérieure, plus claires en dessous(fig.2), glabres, avec une nervure médiane très nette et des nervures latérales très fines et ramifiées. Les feuilles sont courtes et peuvent atteindre 2 à 3 cm de longueur et 0.5 à 1 cm de largeur, Souvent, réunies en fascicules, entières, lancéolées oblongues ou spatulées, atténuées ou plus ou moins nettement pétiolées. Elles sont alternes sur les tiges de l'année apparaissent en touffes(M'Hirit *et al.*,1998).

Le feuillage est persistant, toutefois, en cas de sécheresse sévère et prolongée, l'arbre peut perdre ses feuilles entièrement ou en partie (caractère d'adaptation assez poussé aux mauvaises conditions climatiques tel que le déficit hydrique du substrat) (M'Hirit *et al.*, 1998).



**Figure 2 :** Feuilles de l'arganier (Original,2025)

## C-Racines

L'arganier possède un système racinaire dimorphique remarquablement adapté à son environnement aride. Sa racine principale est de type pivotant, capable de s'ancrer profondément dans le sol et de pénétrer les fissures des roches sous-jacentes, atteignant ainsi

des profondeurs importantes, bien que non précisément mesurées en complément, l'arbre développe un réseau dense de racines superficielles traçantes, caractérisées par une excellente capacité de renouvellement (Faouzi, 2006).

### **1-2-2-2 Appareil reproducteur**

#### **A- Fleur**

La floraison de l'arganier a lieu généralement entre mars et mai, selon le climat et la région. Elle est de petite taille, de couleur blanc-verdâtre à jaune pâle (fig. 3). Les fleurs sont hermaphrodites, actinomorphes et pentamères ; elles sont regroupées en glomérules à l'aisselle des feuilles ou sur des rameaux courts, pouvant contenir jusqu'à 15 fleurs ou plus par glomérule (Bani-Aameur, 2002).



**Figure 3 :** Fleurs de l'arganier (Original, 2025)

#### **B- Fruit :**

Le fruit de l'arganier est une drupe (fig. 4 et 5), qui couvre un noyau ligneux très dur et résistant, ovoïde et allongé, de couleur brunâtre, constitué d'une à trois amandes. Il mesure entre 1,5 et 3 cm de long et 1 à 2 cm de large. La pulpe est amère et contient un latex, ce qui la rend impropre à la consommation humaine. Elle est en revanche très appréciée par le bétail, notamment les chèvres, qui jouent un rôle dans la dissémination des graines (Bani-Aameur, 2002).





**Figure 4 :** Les différents stades de la formation du fruit(Original. 2025)



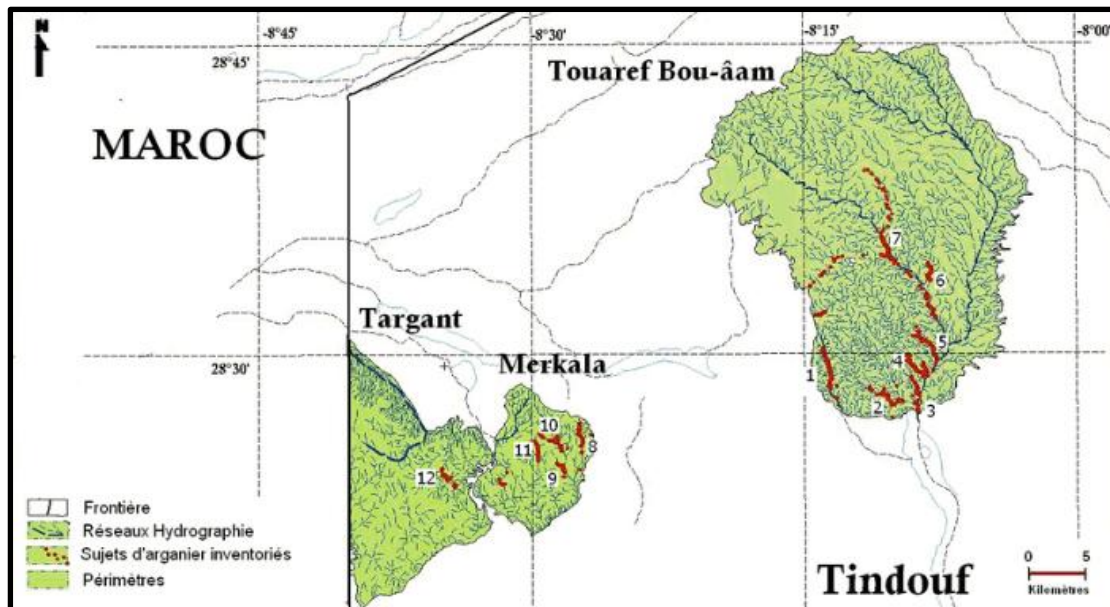
**Figure 5 :**Le fruit (Original, 2025)

### **1-3 Aire de répartition de l'arganier**

#### **1-3-1 En Algérie**

##### **1-3-1-1 Aire de répartition naturel**

*Argania spinosa*, appelé communément l'arganier, couvre un territoire relativement important dans le nord-ouest de la wilaya de Tindouf, où cet arbre constitue la deuxième essence forestière après l'*Acacia radina*. Il forme dans ce territoire (Hamada de Tindouf) des populations dispersées, regroupées selon un mode contracté, le long des berges des oueds, où il trouve les compensations hydriques nécessaires (fig. 6). L'arganeraie de Tindouf formait probablement, à l'origine, une même unité écologique avec celle du Maroc, qui couvrait de vastes territoires (Benkheira, 2009 ; Maiche, 2011).



**Figure 6 :** Aire de répartition de l'arganier en Algérie (Kechairi, 2009).

L'aire de répartition de l'arganier en Algérie est circonscrite au périmètre de la Hamada de Tindouf(Kchairi, 2009) :

- Au Nord-Ouest : les crêtes méridionales du Djebel Tazout et de Djebel Ouarkaziz.
- Au Nord et au Nord-Est : les « Krebs », c'est-à-dire les revers rocheux de la Hamada.
- A l'Ouest : l'extrémité occidentale du « Krebs El Hamada » au-dessus du plateau Merkel.
- Au Sud : la limite méridionale du plateau reliant la tour de Merkel à la dépression de Touareg Bou-Aam.
- A l'Est : la haute vallée d'Oued El-Ma depuis sa jonction avec Oued El-Gahouan.

### **1-3-1-2 Aire de répartition introduite**

L'arganier a été implanté à titre expérimentale en dehors de son aire naturelle dans certaines régions ou il a donné des résultats intéressants à savoir :

- Au plateau de Mostaganem (Stidia).
- Mascara (Oggaz).
- Station INRF Beraki.
- Station INRF Bainem.
- Station INRF Adrar.

### **1-3-2 Au Maroc**

L'arganier occupe environ 830 000 ha dans le Sud-ouest marocain. Il représente la deuxième essence forestière du Maroc en termes de superficie couverte, juste après le chêne vert (Benhammou, 2007).

### **1-4 Écologie de l'arganier**

#### **1-4-1 Exigences climatiques**

L'arganier est une essence à affinité tropicale et se contente d'une tranche pluviométrique qui peut baisser jusqu'à 120 mm/an. Il supporte les températures élevées de l'ordre de 50 °C, mais pas les basses températures, qui limitent son extension en altitude (Benhammou, 2007 in Ziani, 2014).

Les études écophysiologiques montrent que l'arganier est parfaitement adapté aux conditions d'aridité du milieu, du fait de mécanismes régulateurs des variations simultanées du potentiel hydrique foliaire et de la transpiration (Benhammou, 2007 in Ziani, 2014).

#### **1-4-2 Exigences édaphiques de l'Arganier**

Les différents types phytosociologiques et écologiques d'arganeraies existants révèlent l'étage infra-méditerranéen, qui ne répond pas à des critères thermiques, mais à des critères de végétation ; sa valeur est essentiellement biogéographique. Une quinzaine d'associations végétales avec l'arganier ont été définies, dont les plus importantes sont celles à arganier et Euphorbe de baumier au nord d'Agadir, et celle à arganier et Euphorbe oursin dans la terminaison occidentale de l'Anti-Atlas (Benkheira, 2009).

## **2- Importance de l'arganier**

### **2-1 Rôle socio-économique et environnemental**

#### **2-1-1 Rôle socio-économique**

L'arganier ne semble pas être trop exigeant sur le plan pédologique. On le rencontre sur des formations alluvionnaires du Quaternaire et il repose en grande partie sur des calcaires du Crétacé inférieur ou supérieur. Cet arbre pousse sur une diversité de faciès lithologiques, mais semble ne pas tolérer les sols sablonneux, notamment les sables mobiles. Les racines traçantes de cet arbre supportent mal le décapage éolien. Il fuit aussi les sols à forte humidité permanente (Benkheira, 2009).

#### **2-1-2 Rôle environnemental**

Il contribue au maintien et à la conservation des sols et des pâturages, permet la lutte contre l'érosion et la désertification, et assure la protection de la biomasse en répondant à ses besoins à travers les phénomènes (évaporation, condensation) (M'Hirit *et al.*, 1998). De plus, grâce à son effet améliorateur du sol, il assure une production de céréales non négligeable dans les conditions climatiques actuelles (Radi, 2003).

### **2-2 Produit d'arganier**

#### **2-2-1 L'huile d'argan**

Les amandes issues des fruits de l'arganier se caractérisent par leur teneur élevée en matière grasse. Celle-ci est à l'origine d'une huile alimentaire diététique dont les applications sont multiples. Elle est employée en cuisine pour ses qualités nutritionnelles, ainsi qu'à des fins cosmétiques et pharmaceutiques, en raison de ses propriétés bénéfiques (Rammal *et al.*, 2009).

#### **2-2-2 Les feuilles**

Elles jouent un rôle écologique et pharmacologique significatif. Elles constituent un fourrage aérien essentiel pour les populations de ruminants domestiques, notamment les caprins et les camelins, dans les écosystèmes arides.

Sur le plan phytochimique et médicinal, les feuilles sont traditionnellement employées pour leurs propriétés anti-inflammatoires (ElKabous, 1995).

### **2-2-3 La pulpe de fruit**

La pulpe du péricarpe de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) est traditionnellement valorisée en tant que source fourragère pour les caprins, compte tenu de sa richesse en glucides et en protéines (Zarrouck *et al.*, 1987).

### **2-2-4 Le tourteau**

Le tourteau d'arganier est un sous-produit résiduel issu de l'extraction de l'huile ; il est actuellement employé comme complément alimentaire pour les bovins en phase d'engraissement. Ce coproduit se distingue par sa richesse en glucides et en protéines. De plus, il contient un groupe pharmacodynamique significatif, notamment des saponines (M'Hirit *et al.*, 1998).

### **2-2-5 Le bois**

Le bois d'arganier est caractérisé par sa densité élevée, sa dureté et sa résistance mécanique (M'Hirit *et al.*, 1998). Bien que sa dureté limite son emploi en ébénisterie fine, il est couramment utilisé comme bois d'œuvre. Il sert notamment à la confection de charpentes pour les constructions rurales, d'outils agricoles traditionnels et d'autres articles domestiques.

## **3- Régénérations et multiplications de l'arganier**

### **3-1 Multiplication par voie végétative**

La multiplication de cette espèce est effectuée plus particulièrement par semis cependant d'autres méthodes sont utilisées à savoir :

#### **3-1-1 Le bouturage**

Le bouturage consiste à prélever une partie d'une plante tige, racine ou feuille puis à la placer dans des conditions favorables pour qu'elle émette des racines et reconstitue un nouveau plant identique au pied-mère. Toutefois, la capacité d'enracinement varie selon les espèces : certaines boutures s'enracinent aisément, tandis que d'autres y parviennent

difficilement. Ce potentiel dépend principalement du patrimoine génétique, mais aussi de facteurs tels que l'âge, les jeunes plants présentant généralement une aptitude supérieure à l'enracinement (Harrouni, 2002).

### **3-1-2 Les rejets de souche**

Cette essence se régénère bien par rejets de souche, jusqu'à un âge avancé (150 à 200 ans) (Faouzi, 2006 in Ziani, 2014). Selon le même auteur, ce mode de multiplication ne peut être considéré que comme une régénération de fortune, étant donné l'âge limite des rejets de souche. La régénération par des rejets est très rapide après un incendie ou une coupe sévère de l'arbre, mais elle nécessite une mise en défense pendant 6 à 8 ans pour protéger les rejets contre le pâturage.

### **3-1-3 Le marcottage**

Les arbres d'arganier se courbent sous l'effet des vents marins et leurs branches inférieures s'enracinent et forment alors des marcottes terrestres. Des racines adventives, souvent peu nombreuses, apparaissent alors sur ces branches. Il se présente comme impossible de tirer profit de ces marcottes naturelles pour régénérer l'arganeraie (Bellefontaine, 2010). La multiplication de l'arganier via le marcottage semble connaître des difficultés, selon les résultats de l'étude conduite par Mokhtari (2002).

### **3-1-4 Le greffage**

Ce mode de multiplication semble être beaucoup mieux adapté à l'arganier que le bouturage ou le marcottage car, en plus de la possibilité qu'il offre pour conserver les performances des greffons (clones d'arganier sélectionnés), il permet aussi de garder les avantages du semis (racines longues qui épuisent l'eau en profondeur) véhiculés par les portes greffe. (Mokhtari 2002 in Ziani, 2014).

## **3-2 Régénération par culture *in vitro***

La multiplication *in vitro* des plantes, une composante clé des biotechnologies végétales, englobe diverses stratégies permettant la production de matériel végétal à partir de petits fragments de tissu (explants) en conditions stériles et contrôlées. Ces approches

exploitent la totipotence cellulaire végétale et sont classées principalement en trois voies distinctes selon (Zryd, 1988) :

1. **Micro bouturage** : Cette méthode vise à induire et accélérer le débourrement des bourgeons axillaires préexistants sur l'explant. Chaque bourgeon ainsi activé a le potentiel de se développer en une nouvelle plantule génétiquement identique à la plante mère. C'est une forme de propagation clonale accélérée.(Zryd, 1988).
2. **Callogénèse** : La procédure de multiplication des plantes par callogénèse implique, l'induction de cals et le développement des pousses adventives à partir de ces derniers., les concentrations hormonales exogènes peuvent être différentes d'une plante à l'autre. La combinaison hormonale interfère ou influe selon le type d'explant et l'espèce en question (Zryd, 1988)
3. **Embryogenèse Somatique** : L'embryogenèse somatique permet de créer des embryons somatiques à partir de cellules non sexuelles de l'espèce (2n). Cette méthode est particulièrement utile pour multiplier des espèces qui ne produisent pas de graines fertiles ou pour obtenir de nouvelles variétés. Les embryons obtenus peuvent ensuite se développer en plantes entières. (Zryd, 1988).

Les techniques *in vitro* offrent les avantages suivants en matière essentielle (Margara, 1982) :

- La production d'un nombre limité de plants par clone.
- La mise en culture contrôlée fragment végétaux permet un ajustement parfait des différents facteurs nécessaire pour une propagation optimale.
- La propagation est indépendante de la période de la végétation.
- La culture *in vitro* permet la prédiction de plants sains exempts de toutes maladies fongique bactérienne ou virale.
- Le matériel peut être stocké au froid ainsi de base à la création de banque de gène.
- Culture *in vitro* vient en aide à l'amélioration classique par multiplication par génotype supérieur adulte issue de sélection.

Comme toute innovation ses techniques ont leur limite.

- Le nombre élevé de mytose peut entrainer l'apparition de mutant spontané.
- Le cout de production est élevé.
- L'acclimatation est souvent la phase la plus délicate.

### 3-3 Régulateur de croissance

Les régulateurs de croissance ou phytohormones sont des molécules organiques naturelles produites par les plantes. Ils contrôlent et régulent divers processus physiologiques tels que la croissance cellulaire, la division, la différenciation, la germination, la floraison, la formation des racines, ainsi que la réponse au stress. En culture in vitro, l'ajout de ces régulateurs permet de maîtriser la morphogenèse, notamment l'induction de bourgeons, l'enracinement ou la formation de cal (Toribio *et al.*, 2005).

Les principaux régulateurs de croissance sont (Toribio *et al.* 2005) :

**3-5-1 Auxines** : Elles favorisent l'allongement cellulaire, l'enracinement, et la formation de tissus indifférenciés appelés calus. Parmi elles, on trouve l'acide indole-3-acétique (AIA), l'acide indole-3-butyrique (IBA), l'acide naphthalène acétique (ANA), et le 2,4-dichlorophénoxyacétique (2,4-D).

**3-5-2 Cytokinines** : Ces hormones stimulent la division cellulaire, la formation de bourgeons et la multiplication des tissus. Les exemples courants incluent la benzylaminopurine (BAP), la kinétine, la zéatine, et le thidiazuron (TDZ).

**3-5-3 Gibbérellines** : Elles régulent l'élongation des tiges, la germination des graines et la levée de dormance. L'acide gibbéréllique ( $GA_3$ ) est la plus connue.

**3-5-4 Acide abscissique (ABA)** : Cette hormone intervient dans la dormance, la fermeture stomatique et la réponse au stress hydrique.

**3-5-5 Éthylène** : Elle contrôle la maturation des fruits, la sénescence, et certaines réponses au stress.

### 3-4 Équilibre hormonal



L'équilibre hormonal, défini par le rapport entre auxines et cytokinines, joue un rôle décisif dans la morphogenèse des plantes en culture *in vitro*. Un excès d'auxines favorise la rhizogenèse, tandis qu'une dominance de cytokinines stimule la callogénèse. Lorsque les deux hormones sont en proportions équilibrées, cela induit souvent la callogénèse ou l'embryogenèse somatique (Lebtahi, 2017).

### **3-5 Micro propagation de l'arganier**

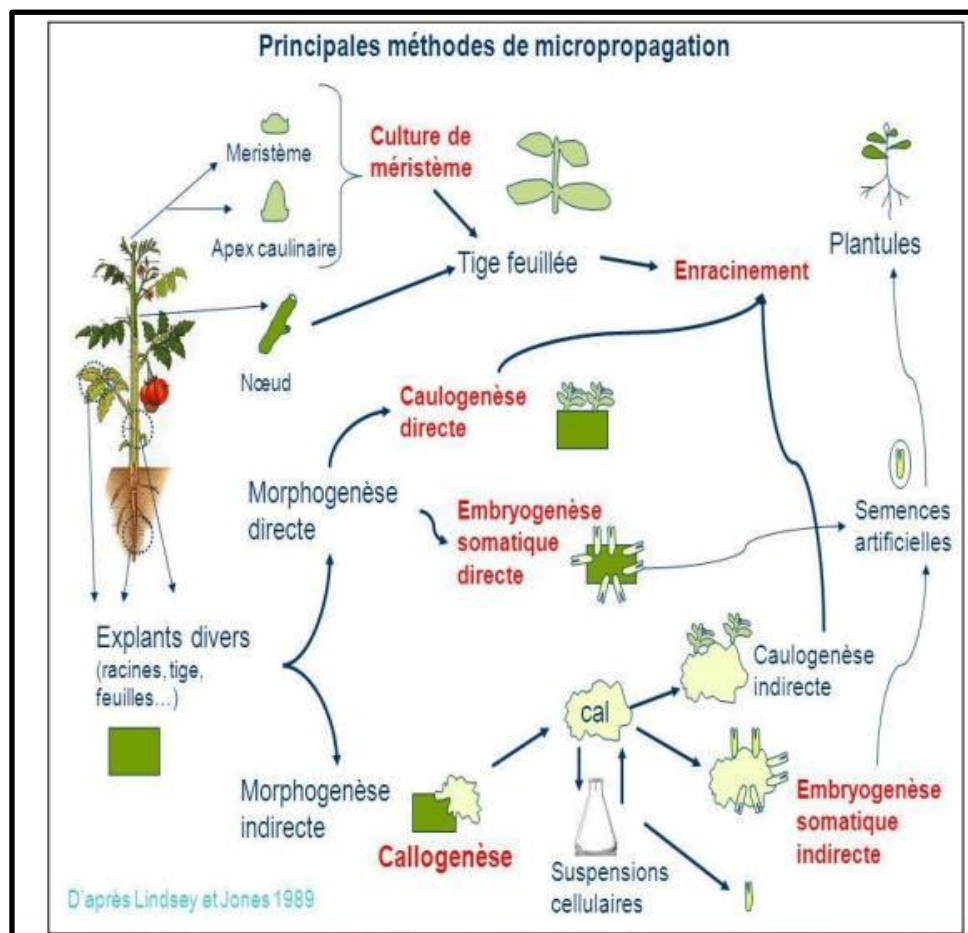
La micropropagation de l'arganier (*Argania spinosa*) est une technique utilisée pour produire des plantes clonales identiques à partir de tissus végétatifs, généralement des explants tels que des fragments de tiges ou des embryons. Bien que l'arganier soit une espèce résistante, sa multiplication par micropropagation reste un défi en raison de sa lente croissance et de sa réponse particulière aux conditions de culture *in vitro* (Nouaïm *et al.*, 1990).

Nous ne citerons que quelques auteurs qui se sont penchés sur la technique de culture *in vitro* de l'arganier.

La première étude sérieuse sur la culture *in vitro* de l'arganier remonte aux années 1990. (El Mousadik *et al.* 1996) ont été parmi les premiers chercheurs à réussir la mise en culture de fragments de tissus d'arganier, ouvrant la voie à la micro propagation de cette espèce réputée difficile à multiplier par voie conventionnelle. Leur travail a posé les bases pour le développement de protocoles adaptés à l'arganier.

Par la suite, (El Mousadik *et al.* 1996) ont amélioré les techniques de multiplication *in vitro* de l'arganier en optimisant les milieux nutritifs et les concentrations en hormones végétales, notamment les cytokinines et auxines. Ces avancées ont permis d'augmenter le taux de multiplication des bourgeons et la qualité des plantules issues de culture *in vitro*.

Plus récemment, (Holiel, *et al.*, 2024) ont exploré différentes méthodes de régénération, incluant la culture de méristèmes et la propagation par organogenèse, en vue d'obtenir des plants sains et vigoureux, mieux adaptés aux conditions environnementales où l'arganier est endémique. Leur étude a contribué à rendre la micropropagation de l'arganier plus efficace et reproductible.



**Figure 7 :** Les voies de régénération *in vitro* (les principales méthodes de la micropropagation)  
(Lindsey, et *al.* 1989).

# CHAPITRE II

Matériel

Et

Méthodes

## 1-Matériel végétal

Trois types de matériel végétal ont été utilisés dans cette étude :

- Des graines d'arganier en provenance d'adrar de l'année 2024.
- Des vitro-semis âgés de 45 jour, obtenus par germination *In vitro* de graines d'arganier.
- Des rameaux prélever sur des arbres adultes implantée dans la région d'adrar.



**Figure 10 :** Graines d'arganier en provenance d'Adrar de l'année 2024(Original. 2025)



**Figure 9 :** Rameaux prélever sur des arbres adultes (Original. 2025)



**Figure 8 :** Vitro-semis âgés de 45 jours (Original. 2025)

## **2-Méthode d'études**

Nous nous sommes intéressés en premier lieu à une étude physiologique de la graine qui a pour objectif de produire des plants mère dont les différents organes vont servir d'explant primaire.

## **3 -Technique de culture *In vitro***

### **3-1 Stérilisation du matériel végétal**

La stérilisation du matériel végétal est une étape décisive lors d'une production primaire afin de minimiser les contaminations. La désinfection se déroule sous hotte à flux laminaire. Les substances stérilisantes utilisées sont les suivantes :

- Alcool 70°
- Bénomyl
- Hypochlorite de sodium 12°
- Chlorure mercurique

#### **3-1-1 Désinfection de la graine**

Les graines sont d'abord rincées à l'eau courante du robinet avec du savon liquide afin d'éliminer toute poussière adhérente à la surface, suite à cette opération elles subissent une désinfection dans les substances stérilisante suivante :

- Immersion dans de l'alcool à 70° pendant 1 minute.
- Trempage dans une solution de benomyl (3 g/L) pendant 30minute.
- Désinfection dans de l'eau de Javel à 12° pendant 1 heure.
- Les graines sont ensuite rinçage trois fois à l'eau distillée stérile pendant 10 minutes chacune.

L'eau distillée servant au rinçage du matériel végétal est stérilisé à l'autoclave 120° pendant 20 minutes.



**Figure 11 :** Désinfection des graines dans de l'eau de Javel(Original. 2025)

### 3-1-2 Décortication de l'amande

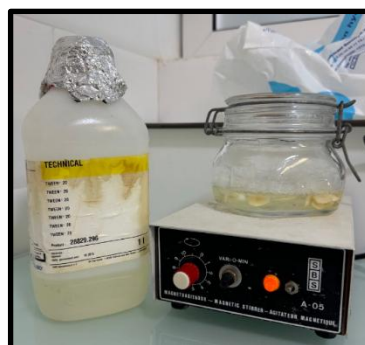
Les graines ont été cassées à l'aide d'un appareil compresseur (fig.12) puis les amandes ont été dégagées délicatement en se servant d'une pince stérilisée.

### 3-1-3 Désinfection des amandes

Les amandes sont d'abord lavées à l'eau du robinet et au savon liquide. La désinfection se fait sous une hotte, en passant les semences dans de l'alcool à 70° pendant 1 minute, suivie d'un trempage dans une solution de Bénomyl à 3g/l pendant 20 minutes, stérilisation dans une solution d'hypochlorite de sodium à 12° pendant 20 minutes. Enfin, elles sont rincées trois fois à l'eau distillée stérile, pendant 10 minutes à chacune.



**Figure 12 :** Appareil compresseur  
(Original. 2025)



**Figure 13 :** Désinfection des  
amandes(Original. 2025)

### **3-1-4 Désinfection des rameaux prélevés à partir d'un arbre adulte**

Les explants commencent par un lavage initial à l'eau courante impuretés. Ensuite, une série de désinfections est appliquée :

- Immersion dans l'éthanol à 70° pendant 30 secondes.
- Trempage au Bénomyl pendant 25 minutes.
- Désinfection avec du chlorure mercurique (HgCl) pendant 30 minutes.
- Rinçage au chlorure de calcium pendant 5 minutes.
- Trois rinçages à l'eau distillée stérile pendant 10 minutes chacun pour éliminer complètement les agents chimiques résiduels.

### **3-2 Stérilisation de la hotte**

La hotte est nettoyée à l'alcool 70°.

### **3-3 Stérilisation des instruments de dissection**

La boîte contenant les instruments de dissection est placée dans une étuve est stérilisée pendant 2 h à 250°C.

### **3-4 Milieux de culture**

Les milieux de culture sont constitués de sels minéraux, vitamines, régulateurs de croissance, source de carbone ainsi que des compléments organiques. Le choix du milieu de culture est l'élément déterminant dans la réussite d'une multiplication *in vitro*.

Dans notre expérience les principaux régulateurs de croissance utilisés sont : pour les cytokinines la Benzyl amino purine (BAP), et la Kinétine (Kin). Quant aux auxines il s'agit du 2,4 Dichlorophénoxyacétique (2,4D) et l'acide naphthal acétique (ANA). Nous avons utilisé des auxines et cytokinines à différentes concentrations, seules ou combinées et ceci afin de tester les réponses morphogénétiques des différents explants mis en culture. La gibbérelline ainsi GA3 est également testés.

### 3-4-1 Préparation des solutions mères

La préparation des milieux de culture en laboratoire débute fréquemment par la confection de solutions mères concentrées, à savoir :

- Solution mère des macroéléments x10
- Solution mère des microéléments x100
- Solution mère des vitamines x100
- Solution mères des régulateurs de croissance 1g/l

- Solution de fer est de composition suivante :

FeSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	5.57g
Na <sub>2</sub> EDTA	7.45g
Eau distillée	1000 ml

### 3-4-2 Milieux de base et sa composition

Le choix des milieux de culture est l'élément essentiel de la réussite de la multiplication *in vitro*.

Dans notre expérimentation deux milieux sont testé à savoir MS et SH auxquelles on a donné une nomination (M1, M2, M3...).

### 3-5 Organogenèse

Chez l'arganier quatre étapes sont nécessaire pour obtenir une plantule *in vitro* :

- Phase d'initiation.
- Phase de multiplications.
- Phase d'allongement.
- Phase d'enracinement.



### **3-5-1 Milieux de culture de la phase d'initiation de multiplication et d'enracinement**

Les différents milieux testés pour la phase d'initiation, de multiplication et d'enracinement sont rapportés dans les tableaux (1.2.3.4).

**Tableau 1 :** Concentration des hormones pour le débourrement et la croissance des bourgeons axillaires sur milieu MS.

<b>Milieu de culture</b>	<b>Régulateur de croissance en mg/l</b>		
<b>MS</b>	Kin	BAP	GA3
M1	0	0,6 mg/l	1 mg/l
M2	0,6 mg/l	0	1 mg/l
M5	0	1,2 mg/l	1 mg/l
M6	1,2 mg/l	0	1 mg/l
M9	0	0	0

**Tableau 2 :** Concentration des hormones pour le débourrement et la croissance des bourgeons axillaires sur milieu SH.

<b>Milieu de culture</b>	<b>Régulateur de croissance en mg/l</b>		
<b>SH</b>	Kin	BAP	GA3
M3	0	0,6 mg/l	1 mg/l
M4	0,6 mg/l	0	1 mg/l
M7	0	1,2 mg/l	1 mg/l
M8	1,2 mg/l	0	1 mg/l
M13	0	0	0

### 3-5-2 Phase de multiplication et d'allongement

**Tableau 3 :** Concentration des hormones pour la multiplication et la croissance des tigelles.

Milieu de culture	Régulateurs de croissance en mg/l		
	Kin	BAP	GA3
MS			
M1	0	0,6 mg/l	1 mg/l
M2	0,6 mg/l	0	1 mg/l
M5	0	1,2 mg/l	1 mg/l
M6	1,2 mg/l	0	1 mg/l
M9	0	0	0

### 3-5-3Phase d'enracinement

Le milieu d'enracinement comprend une gamme de concentration en régulateurs de croissance seul ou combiné tableau (4).

**Tableau 4 :** Concentration d'hormone (ANA, AIB) testé sur milieu MS pour l'enracinement.

Milieu de culture	Régulateurs de croissance mg/l		Charbon actif g/l
	ANA	AIB	
M17	7	0	5
M18	9	9	4
M19	3	3	3
M20	7	3	0
M21	3	3	0
M22	0	40	5
M13	0	0	0

Les milieux de culture sont distribués dans des tubes en verre à raison de 25 ml par tube. Ces derniers sont obturés au moyen de coton et placés dans des paniers protégés avec du papier aluminium. Par la suite à l'autoclave pendant 20 mn à 120°C.

Pour les cultures réalisées dans les boîtes de Pétri stériles, le milieu de culture est stérilisé dans un erlenmeyer à 120°C pendant 20 mn avant d'être coulé sous hotte à flux lumineuse horizontale, à raison de 25 ml par boîte.

### **3-6 Mise en culture**

Toutes les opérations de mise en culture se font sur du papier filtre stérilisé à proximité d'un stérilisateur à billes qui sert à la désinfection des instruments de dissection. Au cours des manipulations, les mains ainsi que la paillasse sont fréquemment nettoyées à l'alcool 70° pour ne pas contaminer le matériel déjà stérilisé. L'introduction du matériel végétal en culture primaire s'effectue toujours de façon individuelle (1 explant par tube) afin d'écarter rapidement tout explant infecté.

#### **3-6-1 Culture des graines**

L'ensemencement des graines sur milieu gélosé se fait à raison d'une graine par tube en position verticale. (Fig.15).

#### **3-6-2 Culture de rameaux prélevés sur des individus adultes**

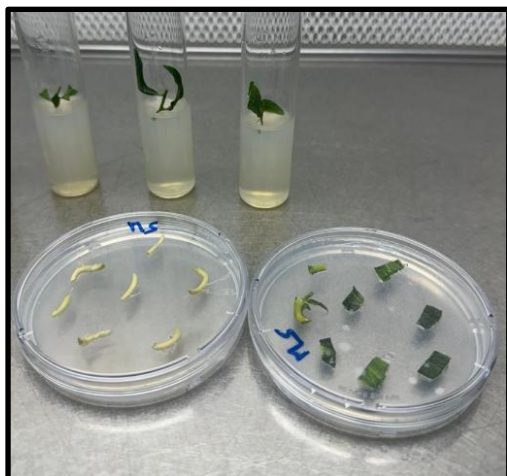
Le matériel végétal est constitué de fragments de rameaux ne dépassant pas les 1,5 cm de longueur et est ensemencé verticalement dans le milieu de culture MS, additionné de régulateurs de croissance soit la (BAP 0,6 mg/l + GA3 1mg/l), soit la (Kin 0,6 mg/l + GA3 1mg/l). Et ceci afin de tester la nature des cytokinines sur le débourrement des bourgeons axillaires.

#### **3-6-3 La mise en culture de fragments de racines, hypocotyles et cotylédons issus de vitro semis âgés de 45 jours**

Les plantules de semis, obtenues par culture d'amande, sont décapitées après stérilisation sur du papier filtre stérilisé, de manière à séparer la racine, la tige et la partie

sommitale (apex entier) Ce dernier comprend une fraction de l'hypocotyle, les cotylédons, et le bourgeon gémellaire. Après fragmentation des organes à l'aide d'une pince et d'un scalpel, les différentes portions sont déposées stérilement dans des boîtes de pétri. Ces dernières sont scellées à l'aide de parafilm nettoyer préalablement à l'alcool 70°. Les organes sont placés soit à l'obscurité totale à une température de 24° soit soumis à une photo période 16h de lumière et 8h d'obscurité (fig.14).

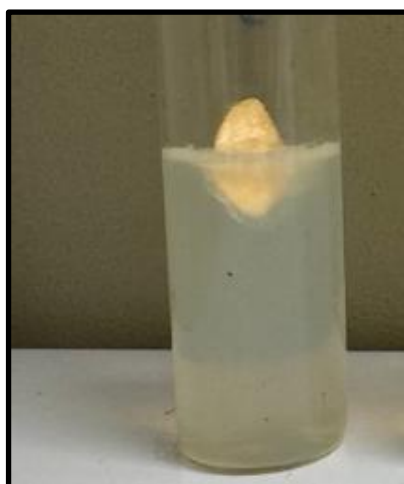
Les cultures sont transférées toutes les 3 semaines sur un même milieu neuf. Des lots de 24 à 50 explants par traitement sont utilisés et chaque essai est répété trois fois sauf dans le cas de certains milieux d'allongement et d'enracinement.



**Figure 14 :** Mise en culture de différents fragments  
(Original, 2025)



**Figure 15 :** Décapitation des vitro semis âgés de 45 jours(Original,2025)



**Figure 16 :**Ensemencement de la graine(Original, 2025)

### 3-7 Multiplication

Les tigelles bien développées obtenues après éclatement du bourgeon axillaire sont soit fragmentées en nœuds et sont placés sur le milieu de multiplication (BAP 0,6 mg/l + GA3 1mg/l) ou (Kin 0,6 mg/l + GA3 1mg/l), soit transférées sur le milieu d'enracinement. Ceci selon que l'on veut multiplier ou obtenir des plantules enracinées (Tableau 3).

### 3-8 Enracinement des plantules

Les pousses en développées sont repiquées isolément sur des milieux rhizogènes afin de provoquer l'apparition des racines et d'aboutir ainsi à l'obtention de plante entière.



**Figure 17 :** Milieu d'enracinement (Original, 2025)

### 4-Critères observés

Les observations tant qualitatives que quantitatives sont réalisées tous les jours les premiers temps afin d'isoler les cultures infectées puis tous les 3 à 4 jours, pour suivre le développement des explants. Pour chaque traitement plusieurs paramètres sont considérés :

- Pourcentage d'infection.
- Nombre de bourgeons néoformés par explant.
- Taux d'explants développant des bourgeons (axillaires, adventifs).
- Nombre d'explants ayant formé une cal.
- Nombre d'explants ayant développé le bourgeon apical.
- Nombre d'explants dégénérés.
- Aspect général des explants (vigueur, couleur, nature, morphogénèse)

- Mesure des cals issues d'embryons matures.
- Le nombre de feuilles produites.
- Le taux de formation de cals.
- Le taux de plantules enracinées.
- Le nombre de racines par explant et leur longueur.

## 5- Embryogenèse somatique

Est une voie de multiplication *in vitro* qu'elle a été abordée dans ce travail. Il diffère des précédents par l'adjonction par les différentes natures d'auxine seule (AIB seule, ANA seule, 2,4D seule) Ou combiné a une cytokinine (BAP+AIB), la quantité de saccharose est doublé à 60g/ l, et le myo-inositol à 1g/l.

Une étude sur la capacité des organes à néoformé des cals a été réalisée (Tableau.5)

**Tableau 5 :**Effet de la nature des (ANA, AIB, 2,4D) sur le développement des cals

Milieu de culture		Régulateur de croissance en mg/l			
		AIB	ANA	2,4D	BAP
MS	M9	0	0	0	0
	M10	0	0	2	2
	M11	2	0	0	2
	M12	0	2	0	2

**Tableau 6 :** Concentration d'hormone (AIB) testé sur les milieux liquide de Gamborg

Milieu de culture	Régulateur de croissance mg/l	
Gamborg	AIB	BAP
<b>E1</b>	1	1
<b>E2</b>	2	2
<b>E3</b>	3	3

### **5-3 Critères observés pour embryogenèse somatique**

- Taux d'explants infecté.
- Taux d'explant réactif (avec cals).
- Taux de nécrose (nombre de plants sans réponse).
- Nature des cals (mou, friable, dur et vitreux).
- Couleur des cals (verte à la lumière et jaune et beige à l'obscurité).

### **5-4 Transfert des cals en milieu liquide**

Les cals développées sur les cotylédons, cultivés sur milieu gélosé en boîtes pétris, ont été transféré dans des erlenmeyer contenant le milieu de culture GAMBORG. (Tableau 6). Ces derniers sont placés sur un agitateur orbital.

## **6-Acclimatation**

Les plantules sont transférées en mini serre pour une acclimatation progressive aux conditions naturelles.

### **6-1 Les étapes d'acclimatation**

- Les jeunes plants sont retirés du milieu de culture. Suite à cette opération le système racinaire est nettoyé délicatement afin de dégager la gélose.
- Les plants sont repiqués dans des pots en plastique contenant la tourbe (stérilisé préalablement par autoclave à 120° pendant 1 heure).
- On place les plants sous une mini serre, muni d'éclairage et de brumisation pour maintenir une humidité élevée (90/100 % au début). Cette humidité est réduite progressivement sur 2 à 3 semaines
- L'arrosage s'effectue dès que le besoin se ressent, une fois les plants ont bien repris et adapté à environnement extérieurs nous les transférons en pépinière.

## 7 -Résultat de germination

Les résultats obtenus lors de la germination sont exprimés en pourcentage et en temps moyen de germination, ce dernier étant calculé à l'aide de la formule suivante :

$$TMG = \frac{N1.T1 + N2.T2 + \dots + Nn.Tn}{N1 + N2 + \dots + Nn} \text{ (Come, 1970)}$$

**TMG** : Temps moyen de germination.

**N1, N2** : Nombre de graines germées au temps T1 et T2.

**Nn** : Nombre de graines germées au temps Tn.

## 8- Traitement des données

Les résultats obtenus sont traités par le logiciel EXCEL 2022.



# CHAPITRE III

Résultats

Et

Discussion

### III-1 Stérilisation du matériel végétal

Pour réduire au maximum les contaminations, nous avons procédé à la stérilisation du matériel végétal en utilisant des substances stérilisantes à différents temps de trempage (Tableau 7).

**Tableau7** :Effet des différents désinfectants sur la stérilisation du matériel végétal

Matériels végétal	Désinfectants	Temps de stérilisation	Contaminations %
Amande	Alcool 70 °	10 secondes	37%
	Bénomyl 3g/l	20 min	
	Hypochlorite de sodium 12°	20 min	
Amande	Alcool 70 °	1 min	22%
	Bénomyl 3g/l	30 min	
	Hypochlorite de sodium 12°	30 min	
Rameaux	Alcool 70 °	10 secondes	52%
	Bénomyl 3g/l	15 min	
	Chlorure mercurique	20 min	
	Chlorure de calcium	5 min	
Rameaux	Alcool 70 °	30 secondes	34%
	Bénomyl 3g/l	25 min	
	Chlorure mercurique	30 min	
	Chlorure de calcium	5 min	

A la lecture du tableau 7, on remarque que le temps de contamination diminue en fonction de l'augmentation du temps de trempage, où nous avons enregistré un taux de contamination de

l'ordre de 22% pour les amandes et 34% pour les rameaux. Les contaminations obtenues sans des champignons et des bactéries.

## III-2 Germination

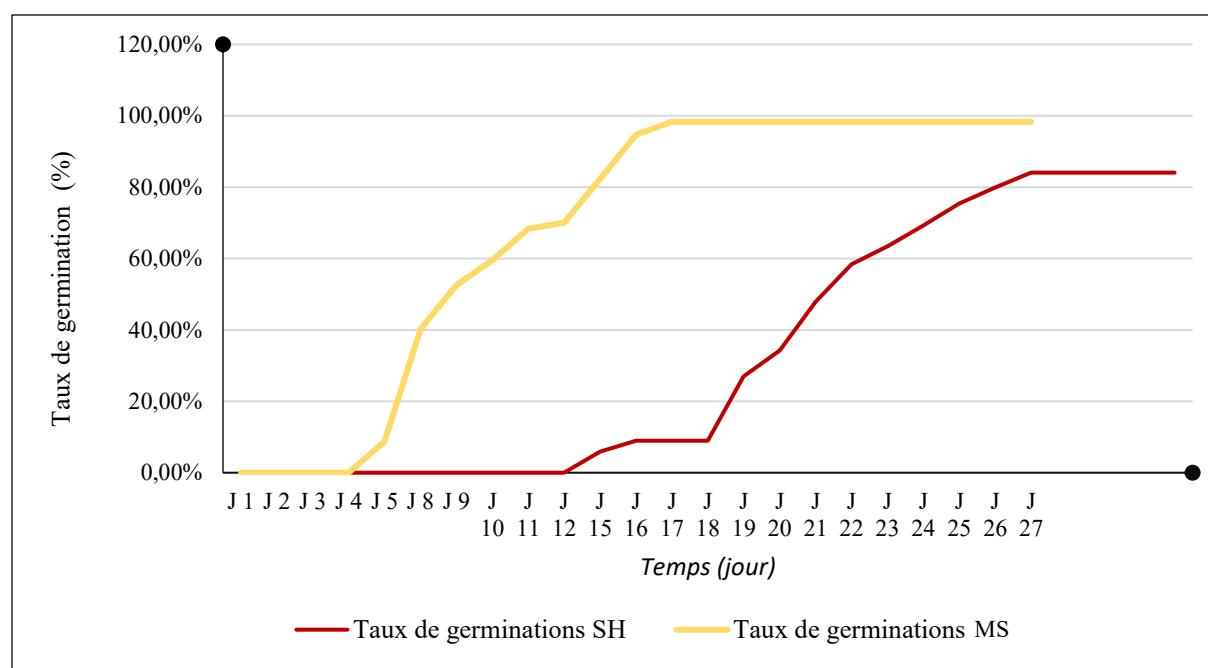
Une étude de la germination des amandes a été réalisée sur deux milieux de culture :

- Murashige et skoog (MS)
- Schenk et hildebrandt (SH)

Afin de déterminer un milieu de culture adéquat à la germination et à la croissance des plantules.

## 2-3 Comparaison des milieux MS et SH

Afin de mettre en lumière le milieu de culture le plus adéquat, un test a été réalisée(fig.18).

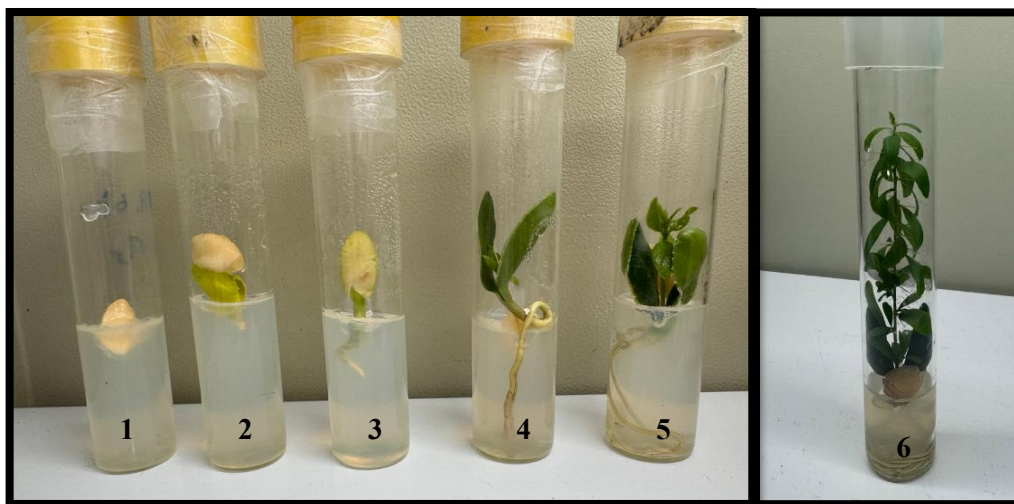


**Figure 18 :** L'analyse comparatif de la germination du milieu MS et SH

La figure 18 montre que les courbes ont la même allure mais ne se déroulent pas à la même vitesse. En effet, la germination dans le milieu SH s'est manifestée au 11<sup>ème</sup> jour et a atteint son maximum au 24<sup>e</sup> jour, avec un taux de germination de 84 % et une vitesse moyenne de

3,02. À l'inverse, la germination dans le milieu MS a débuté le 4<sup>e</sup> jour et a atteint son optimum au 17<sup>e</sup> jour, avec un taux de germination de 97,24 % et une vitesse moyenne de 5,17. Nous constatons donc que la germination est meilleure et plus rapide dans le milieu MS que dans le milieu SH.

Ces différences suggèrent que le milieu MS est plus favorable à la germination des graines et à la croissance des plantules. Nous constatons également que le milieu MS se distingue par une bonne croissance en hauteur par rapport au milieu SH (fig.18).



**Figure 19:** Les différentes phases de la germination des amandes (Original. 2025)

1- Gonflement de la graine et apparition de la racicule.

2 et 3- Croissance de la racicule.

4- Apparition des cotylédons.

5- Croissance de la tige et de la racine.

6- Obtention d'une plantule entière munie de la partie aérienne et racinaire bien développées.



**Figure 20 :** Développement de la  
plantule dans  
lemilieu SH. (Original. 2025)



**Figure 21 :** Développement de la  
plantule dans  
lemilieu MS. (Original. 2025)

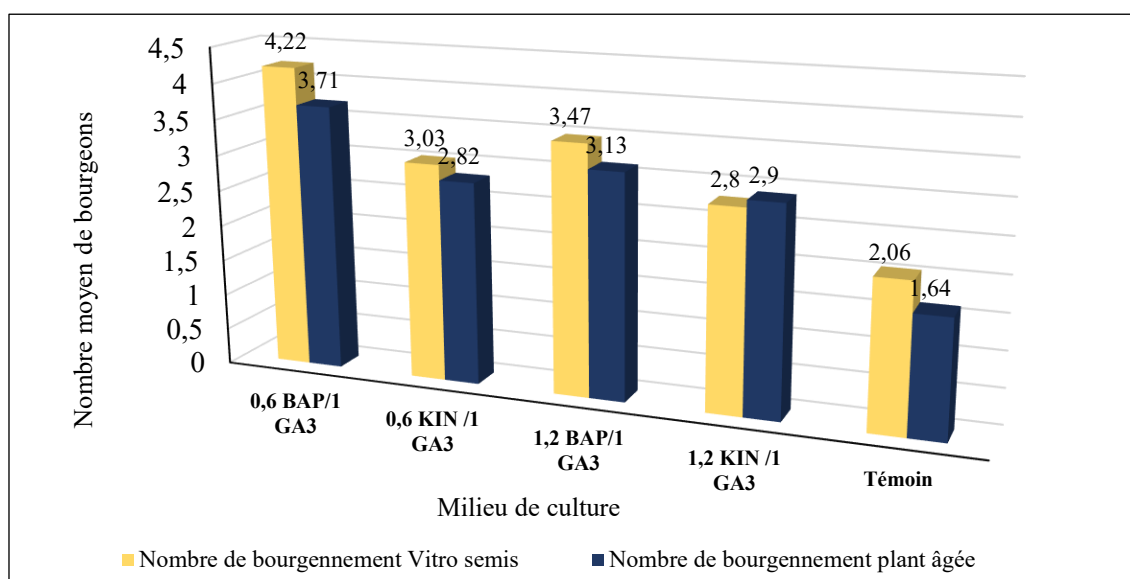
Nos résultats concordent avec ceux de (Bani Ameer et Alouani, 2000) où ils ont relevé un taux de germination n'excédant pas 27 % avec le milieu SH sur les graines d'arganier. Cependant, le milieu de Murashige et Skoog (MS) s'est montré favorable à la germination des graines d'arganier. Nos résultats sont similaires à ceux de (Zahraoui et Mousserati, 2023).

### **III-3 Micropropagation par Organogenèse directe**

#### **3-1 Initiation des bourgeons**

Tous les travaux utilisant la culture *in vitro* rapportent l'importance des régulateurs de croissance dans l'expression de la morphogenèse. David et David(1977), rapportent que la présence des cytokinines dans le milieu de culture est nécessaire à l'expression du bourgeonnement.

Nous avons tenté d'induire le bourgeonnement sur des nœuds issus de vitro-semis et des rameaux prélevés sur des plants adultes en les cultivant soit sur le milieu MS contenant diverses concentrations en BAP additionnée de GA3, soit de Kin supplémentée de GA3. Les résultats enregistrés sont présentés par des histogrammes dans la (fig. 22).



**Figure 22 :** Influence du BAP, de la Kinétine et du GA3 sur le Débourrement des Bourgeons.

L'analyse des histogrammes de la (fig. 22) révèle que l'ensemble des combinaisons testées (0,6mg/l BAP + 1 mg/l GA3) ou (0,6 mg/l KIN + 1 mg/l GA3) sont satisfaisantes. Les résultats montrent également que le nombre moyen de bourgeons en présence de la BAP est également supérieur à celui de la KIN. Nos résultats concordent avec ceux de (Aizer, 2015). Le débourrement des bourgeons axillaires débute à partir de la première semaine. Par ailleurs, les résultats affichent un nombre moyen de bourgeons néoformés, qui est de 4 par explant.

Les résultats rapportés par (Bouchama, 2024) sur la même espèce ont révélé un nombre moyen de bourgeons évalué à 2 par explant.

D'autre part, nous avons également testé l'action de la GA3 associée soit à la BAP soit à la KIN. Les résultats obtenus révèlent une bonne croissance en hauteur des pousses feuillues en présence de cette hormone. L'arganier semble donc apprécier la GA3.

Nous avons également constaté que le débourrement et la croissance de la tigelle chez les nœuds issus de vitro-semis sont plus importants par rapport à ceux issus de plants adultes. Selon (David et David, 1977), les tissus juvéniles sont caractérisés par une capacité accrue de prolifération, une meilleure réactivité aux régulateurs de croissance, une facilité d'enracinement et une plus grande adaptabilité aux conditions *in vitro* et *ex vitro*. En revanche, les boutures provenant de plants adultes ont souvent perdu une grande partie de cette

juvénilité, montrant une réponse réduite au débourrement, une difficulté à l'enracinement, une croissance plus lente et une moindre capacité de régénération.



**Figure 23 :** Débourrement des bourgeons axillaires chez les nœuds issus de plants adultes

(Original. 2025)

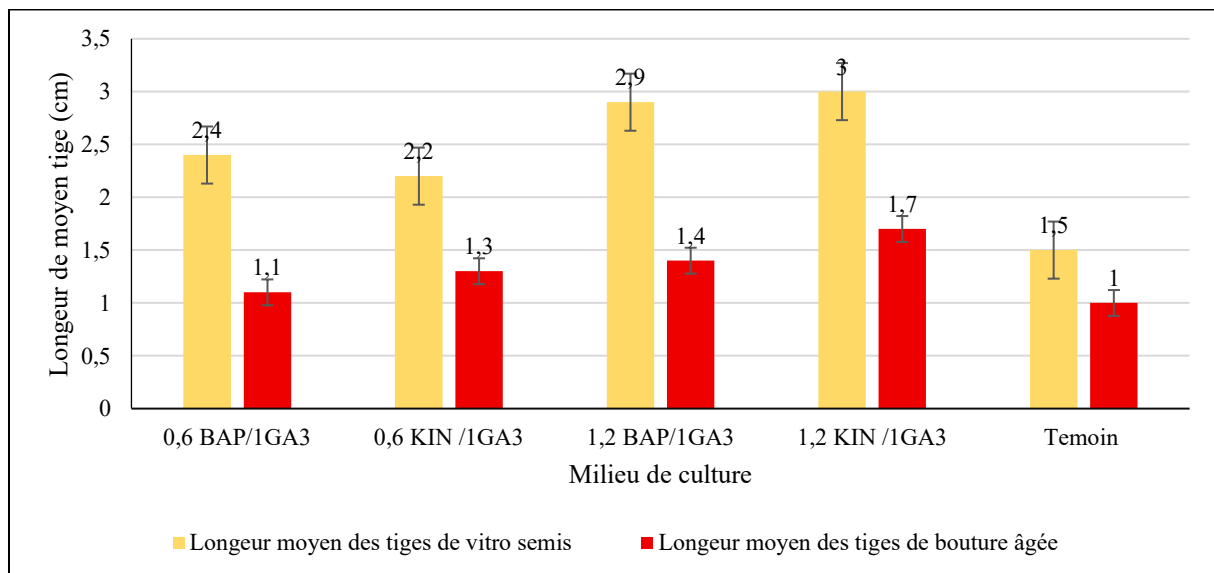


**Figure 24 :** Débourrement de bourgeons axillaires chez les nœuds issus de vitro semis

(Original. 2025)

### 3-2 Effet de la BAP, KIN, et GA3 sur la croissance des tiges

L'étude de la croissance en hauteur des pousses axillaires a été menée en évaluant plusieurs combinaisons de régulateurs de croissance, (GA3/BAP) et (GA3/KIN).



**Figure 25:** Action des combinaisons (BAP+GA3) mg/l et (KIN +GA3) mg/l sur l'élongation de la tige

L'analyse des histogrammes révèle un développement significatif pour l'ensemble des combinaisons étudiées. Les histogrammes illustrent que (1,2 mg/l KIN / 1 mg/l GA3) a permis une bonne croissance des tiges par rapport à (1,2 mg/l BAP / 1 mg/l GA3), pour les deux types d'explants testés, juvéniles et adultes. Quant au témoin, les résultats révèlent une faible croissance en hauteur. Nos résultats sont similaires à ceux de (Bouchama, 2024 ; Ziani 2014).



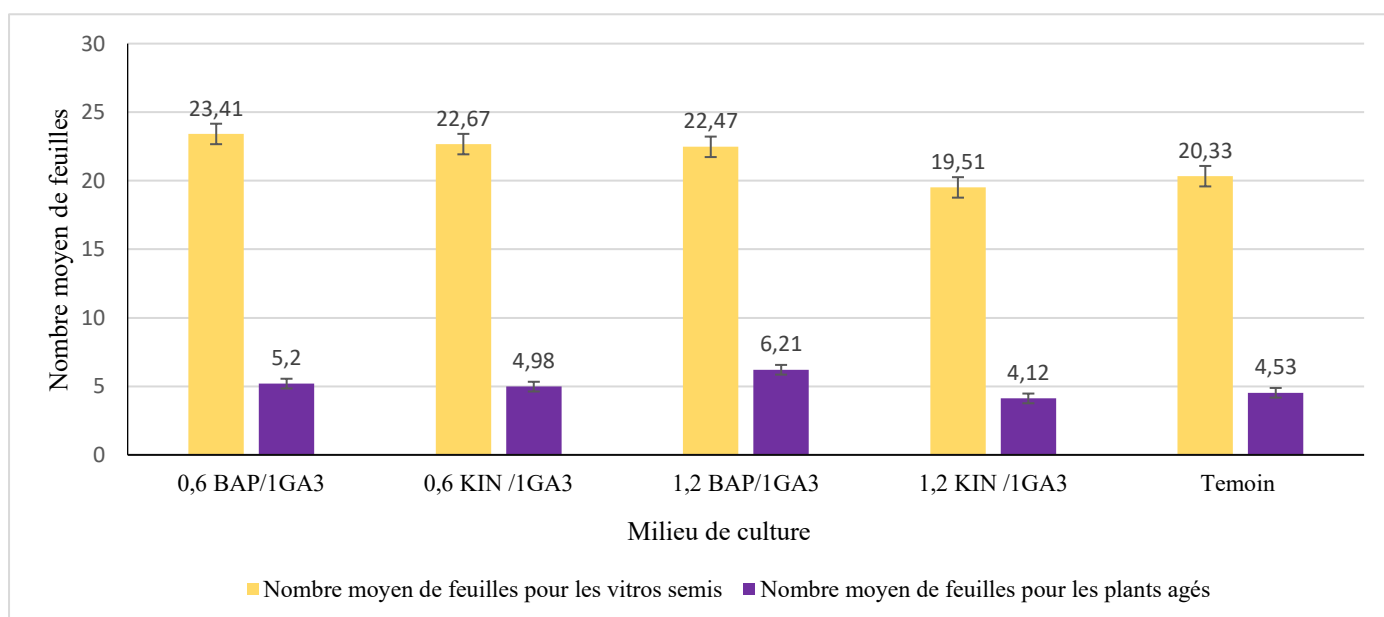
**Figure 26** :Pousse issue de vitro semis  
(Original. 2025)



**Figure 27** :Pousse issue de plants adultes  
(Original. 2025)

### 3.3 Effet de la (BAP+GA3) et (KIN+GA3) sur le développement foliaire

Le milieu de Murashige et Skoog (MS) est le plus couramment utilisé pour l'arganier. Un équilibre entre les macro- et microéléments est fondamental pour une croissance saine des feuilles.



**Figure 28** : Influence du BAP, Kin et du GA3 sur le développement des feuilles



Les résultats obtenus sont satisfaisants pour les vitro semis où nous avons enregistré un nombres moyen de 22.3 feuilles par explant. Nos résultats ne sont pas similaires avec ceux de (Bouchama 2024) qui a enregistré un nombre moyen de 8 feuilles par explant.

### **3-4 Multiplication**

Les pousses bien développées en phase d'initiation sont soit fragmentées pour une nouvelle multiplication soit transférées pour l'enracinement.



**Figure 29 :** Touffe de pousses bien développée  
(Original. 2025)

### **3-5 Enracinement :**

Les pousses feuillées ensemencées dans le milieu d'enracinement ont exprimé leur aptitude rhizogène. Où nous avons relevé un taux de l'ordre 43%.

Par ailleurs, nous avons constaté de la vigueur des plantules en présence du charbon actif. Selon Kulchetschi, (1995), une faible concentration ionique du milieu de base stimule mieux la formation de bourgeons et la prolifération des tiges chez l'explant.

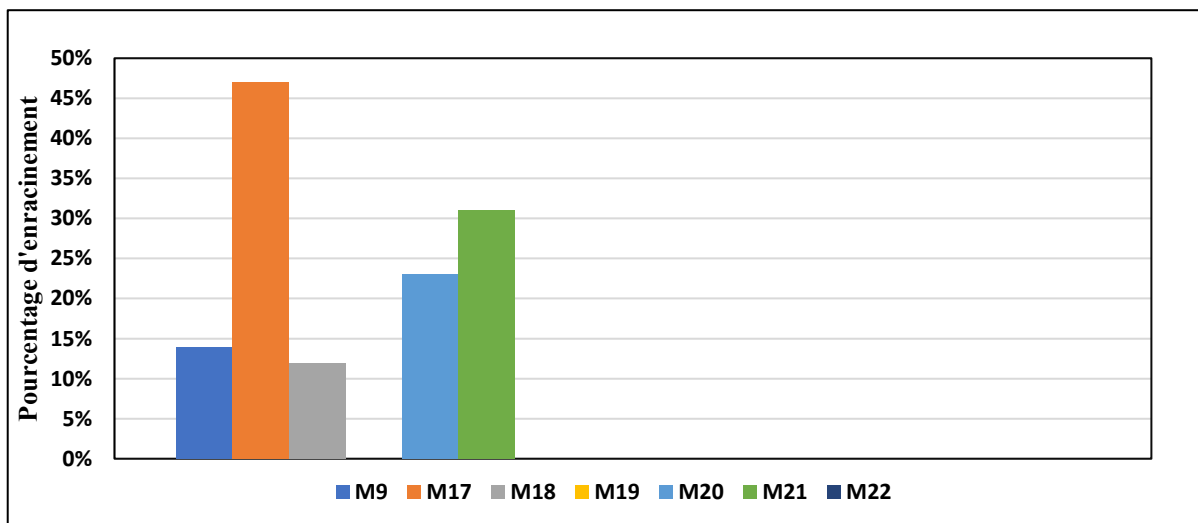
Les pousses ensemencées sur un milieu en absence du charbon actif produisent des racines via un cal basal (fig.30), contrairement à ceux ensemencés en présence du charbon actif où nous avons obtenu un enracinement direct (fig.31). Nos résultats concordent avec ceux de Ziani 2014



**Figure 30 :** Formation des racines via un cal  
(Original. 2025)



**Figure 31 :** Enracinement directe en présence du charbon actif  
(Original. 2025)



**Figure 32 :** Effet d'ANA,AIB et charbon actif sur la formation des racines

#### 4- Acclimatation

Les vitro-plants sortis des tubes ont été repiqués dans des pots contenant un mélange de tourbe et de perlite, et placés dans des mini-serres(fig. 36).

L'arrosage se fait dès que le besoin se fait ressentir.

Les résultats obtenus lors de l'acclimatation sont satisfaisants. Nous avons remarqué que les plantules d'arganier s'adaptent parfaitement aux nouvelles conditions externes. Nous avons enregistré 80% de plants acclimatés.



**Figure 33 :** Pré acclimatation des plants (Original, 2025)

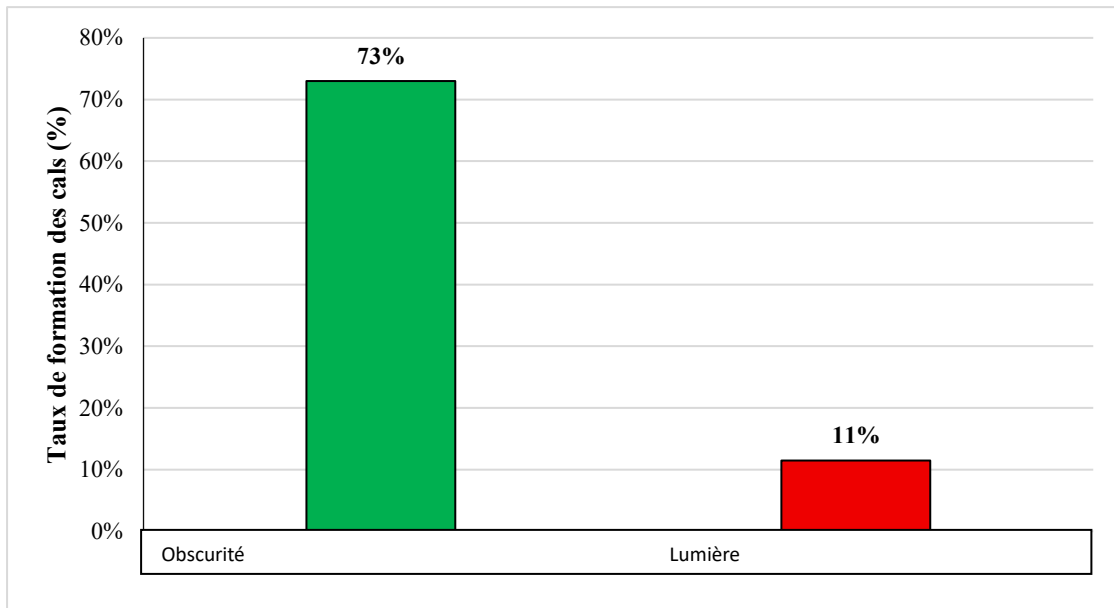


**Figure 34 :** Acclimatation dans des mini serres (Original, 2025)

## 5-Embryogenèse somatique

### 5-1 Effet de l'obscurité et de la lumière sur la formation des cals chez les cotylédons, Hypocotyles et Racines

Ce test vise à déterminer l'influence de l'obscurité et de la lumière sur la capacité des différents organes à développer des cals, les résultats obtenus sont rassemblés dans la (fig.38).



**Figure 35:** Effet de l'obscurité et de la lumière sur la formation des cals

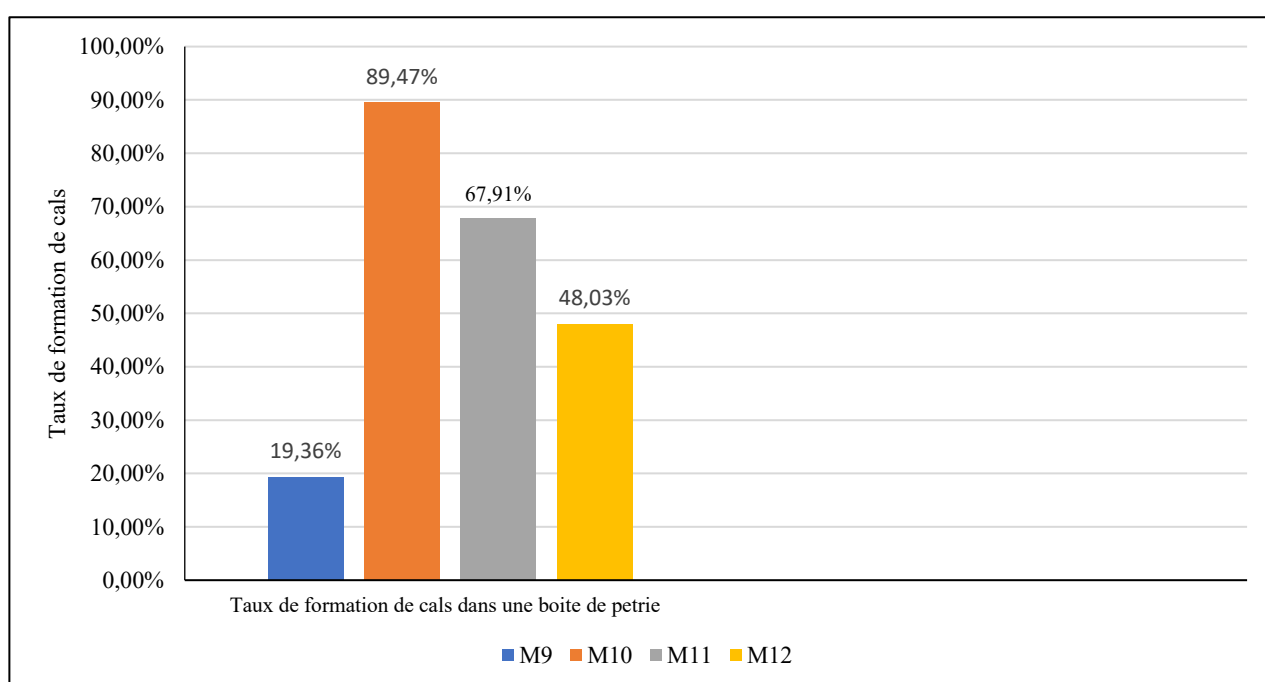
L'examen de l'histogramme révèle que l'obscurité favorise nettement la formation des cals par rapport à la lumière. La lumière semble donc inhiber ou ralentir le processus. Nos résultats sont similaires à ceux de (Morini et *al.* 2000), ces derniers ont rapporté que certaines photos réceptrices sous condition lumineuse (notamment le spectre rouge lointain + bleu) peuvent inhiber la callogénèse.

## 5-2 Action de la nature de l'auxine AIB, ANA et 2.4D sur la formation des cals

L'étude de la nature des auxines sur le développement des cals a été étudiée (Fig. 39).

Quatre milieux de culture (M9, M10, M11, M12) :

- M9 : milieu MS témoin sans hormone
- M10 : milieu MS avec 2 mg/l de 2.4D.
- M11 : milieu MS avec 2 mg/l de AIB.
- M12 : milieu MS avec 2 mg/l de ANA.



**Figure 36 :** Action de la nature de l'auxine AIB, ANA et 2.4-D sur la formation des cals

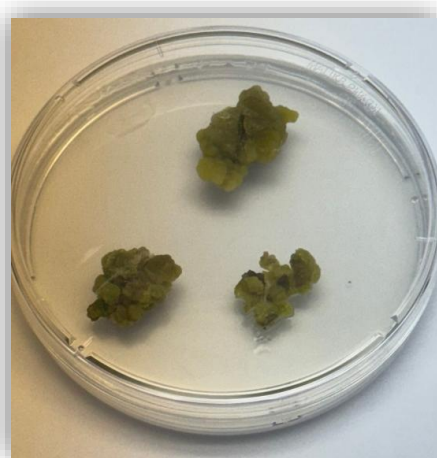
L'histogramme révèle que le milieu M10 présente le taux de formation de cals le plus élevé est de (89,47 %), suivi de M11 (67,91 %), M12 (48,03 %) et M9 (19,36 %).

Cela indique que l'hormone 2.4 D influence fortement la formation des cals. Nos résultats sont similaires à celle de (Budisantoso et *al.* 2017).

Les cals obtenus sont de nature diverse : vitreux, chlorophylliens, embryogène et friables (figs :40,41,42,43).



**Figure 37:** Cal vitreux  
(Original. 2025)



**Figure 38:** Cals chlorophyllien  
(Original. 2025)



**Figure 39:** Cal embryogène  
(Original. 2025)



**Figure 40 :** Cal friable  
(Original. 2025)

# Conclusion Générale

## CONCLUSION GENERALE

Cette étude vise la mise au point d'une technique de micro propagation de l'arganier. Il ressort des résultats obtenus que :

- La méthode de stérilisation du matériel végétal (juvénile et adulte), utilisant l'hypochlorite de sodium à 12° s'est montré efficace tout au long de notre expérimentation.
- Les résultats obtenus lors des essais relatifs à la germination ont révélé que les amandes procèdent une faculté germinative élevée, vu que la capacité de germination enregistrée est importante 97%.
- La multiplication *in vitro* par bourgeonnement axillaire a été réalisée avec succès, ceci confirme l'importance d'accorder à la nutrition minérale et aussi à la balance hormonale utilisée.
- Dans nos essais la solution MS s'est montrée adéquate et l'utilisation de la cytokinines BAP ou KIN ont favorisés la néoformation des bourgeons.
- Les meilleurs résultats ont été obtenus avec la BAP qui a affiché un nombre moyen le plus élevé de bourgeons.
- Il faut toutefois relever que l'association avec la GA3 a permis une bonne croissance des pousses feuillées issue d'un matériel juvénile et adulte.
- L'incorporation dans le milieu de culture d'une auxine (ANA 7 mg/l) a permis l'obtention de 43% de plants enracinés.
- L'acclimatation des plants de l'arganier à réussit et ne semble pas rencontrer de problèmes d'acclimatation aux conditions naturelles en pépinière.
- Pour ce qui est de l'embryogenèse somatique a été abordée succinctement. Nous nous garderons de toutes conclusions hâtives, cette étape n'a pas été poursuivie en raison des infections survenue sur les différents milieux de culture.



# Références bibliographiques

## Références bibliographiques

1. AIZER N., (2015). Essais de détermination des conditions optimales de la callogénèse de l'arganier (*Argania spinosa* (L) Skeels). Mémoire de magister Université Blida 1 157 pages.
2. Angiosperme Phylogénie Group (APG IV) (2016). An update of the Angiosperme Phylogénie Group classification for the orders and families of flowering plants : APG IV. *Botanica Journal of the Linnéan Society*, 181(1) : 1- 420 pages.
3. AYAD A.,(1989). Présentation générale de l'arganier. In : Forestière Continue ; Thème l'arganier. Station de Recherche Forestière Rabat 13-17 (Mars), pp.9-18.
4. BANI AAMEUR F., (2002). *Argania spinosa* (L) Skeels flowering phenology. Genetic resources and crop evolution. 2002 ; 49 : pp.11-9.
5. BELLEFONTAINE R., (2010). De la domestication à l'amélioration variétale de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels). Article de recherche : Sécheresse vol. 21, n° 1, janvier-février-mars 2010. Cirad- UPR Génétique forestière. pp.42-53.
6. BENHAMMOU B.,(2007). Problématique de la conservation et du développement de l'arganeraie ; Colloque international : L'arganier levier du développement humain du milieu rural marocain le 27-28 Avril 2007, Rabat-Maroc. pp.11-21.
7. BENKHEIRA A., 2009. L'arganeraie algérienne. Bulletin d'information, conservation de la biodiversité et gestion durable des ressources naturelles, publication du projet ALG/ G35.
8. BENTABET T., (2021).L'Arganier à Mostaganem : enjeux et perspectives de préservation et de développement, Mémoire master Université Abdelhamid Ibn Badis- Mostaganem 56 pages.
9. BENZYANE M., (1995). Le rôle socio-économique et environnemental de l'arganier. Actes des journées d'études sur l'Arganier. Essouira 29-30 Septembre, pp 115.
10. BOUCHAMA M., (2024). Multiplication de l'arganier (*Argania spinosa*) par culture in vitro, Mémoire master Université Blida 1, 53 pages + annexes.
11. BUDISANTOSO I., AMALIA N., &KAMSINAH K., (2017). In Vitro Callus Induction from Leaf Explants of *Vanda* sp Stimulated by 2,4 D. *Biosaintifika Journal of Biology & Biology Education*, 9(3), p.492–497.
12. CHARROUF Z., (1999). Valorisation des produits de l'arganier pour une gestion durable des zones arides du sud-ouest marocain ; Actes du 4ème Colloque Produits naturels d'origine végétale (Ottawa 26-29 Mai 1999), p. 195-209.

13. CHARROUF Z., (2002). L'huile d'argane, une prodigieuse vitalité née au bord du désert... Paru dans Espérance Médicale. Octobre 2002. Tome 9, p. 87.
14. DAVID A., et DAVID H., (1977). Culture in vitro et micro propagation du pin maritime (*Pinus pinaster* Sol) Afocel. Études et recherches., 12, pp 33-40.
15. EL KABOUSS A., CHARROUF Z., OUMZIL H., FAID M., LAMNAOUER D., MIYATA Y., & MIYAHARA K., (2010). Caractérisation des flavonoïdes des feuilles d'*Argania spinosa* (L.) Skeels et activité antimicrobienne. Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, 21(3), pp.157 162.
16. EL MOUSADIK A., ET PETITR J., 1996. Chloroplast DNA phylogeography of the argan tree of Morocco. Mol. Ecol. 5 :pp.547-555.
17. FAOUZI H., (2006). L'arganier caractéristiques botaniques et phénologiques, Espaces marocains Mars Avril 2006. 11 P.
18. HARROUNI M., Multiplication de l'arganier par bouturage. Bull de transfert de Technologie en Agriculture (2002). 95 :2-4
19. HOLIEL A. M., NASR M. I., HEGAZY A., EL-SHAMY M. A., ZEWIL A. A. M. & IBRAHIM A.I., (2024). *Micropropagation of several genotypes of Argania spinosa L. to selection superior*. Horticulture Research Journal, 2(1), pp.14–27.
20. KECHAIRI R., (2009). Contribution à l'étude écologique de l'Arganier *Argania spinosa* (L) Skeels, dans la région de Tindouf (Algerie). Mémoire de magister, Université des sciences et de la technologie Houari Boumediene. 76 p.
21. LEBTAHI F., (2017). Multiplication Végétative In vitro Du chêne Liégé, (Thèse de doctorat, USTHB Alger 98 p.
22. LINDSEY K., & JONES M. G. K., (1989). Micropropagation and plant tissue culture. Dans : Plant Cell Culture : A Practical Approach (eds. R. A. Dixon & R. A. Gonzales), IRL Press, Oxford University Press, pp. 13-28.
23. M'HIRIT O., et EL HABID A., (1989). L'arganier, une espèce fruitière à usage multiple. In : formation Forestière Continue, Thème « l'arganier ». Station de Recherches Forestières, Rabat. 13-17 Mars 1989, P : 6-8.
24. M'HIRIT O., BENZEYANE M., BENCHEKROUNF., ELYOUCFI M., BENDAANOUN M., (1998). L'arganier : une espèce fruitière-forestière à usage multiple. Edition Mardaga, Sprimont (Belgique), 11p.
25. MAICHE Z. A., (2011). Une espèce endémique en déclin. Séminaire sur l'arganier à Tindouf. El Watan, édition du Samedi 09 Avril 2011.
26. MARGARA J., (1982). Base de la multiplication végétative. INRA. Versailles, 262p.

27. MOKHTARI M., (2002). Le greffage de l'arganier, un challenge pour la multiplication clonale. Bull Mens Info et Liaison du PNTTA (Programme National de Transfert de la technologie en Agriculture, Rabat, Maroc ; 95 : pp.3- 4.
28. MORINI S., D'ONOFRIO C., BELLOCCHI G., & FISICHELLA M., (2000). Effect of 2,4-D and light quality on callus production and differentiation from *in vitro* cultured quince leaves. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 63(1), pp.47–55.
29. NOUAIM R., (2005). L'arganier au Maroc : entre mythes et réalités. Paris, l'Harmattan, 2005), 230 p
30. NOUAIM R., CHAUSSOD R., MANGIN G., et MUSSILLON P., (1990). L'arganier ; système racinaire et microflore. In : colloque « Ligneux des zones arides », Nancy (France). *Forest Genetics*, 7 : pp.333-338.
31. OULD SAFI M., (2014). Caractérisation et état sanitaire de l'arganeraie de Tindouf. Mémoire magister Université Abou Bekr Belkaïd Tlemcen, 62 pages.
32. RADY N., (2003). L'arganier : arbre du Sud-Ouest marocain, en péril, à protéger. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Nantes, 2003. P 22-59.
33. RAMMAL H., BOUAYED J., YOUNOUS C., SOULIMANI R., (2009). Notes ethnobotanique et phytopharmacologique d'*Argania spinosa* L. *Phytothérapie* : 157–160.
34. KULCHETSCHI L., (1995). *In vitro* regeneration of pacific silver fir (*Abies amabilis*) plantlets and histological analysis of shoot formation. *Tree physiology*, 15. (1995), pp 727-739.
35. TORIBIO M, CELESTINO C., MOLINAS M. (2005). Protocol of somatic Embryogenesis in Woody Plants, The Netherlands, *Springer*, 77 : 445-457.
36. ZAHRAOUI M.,et MOUSSERATI R.,(2023). Régénération du sapin de Numidie (*Abies numidica*) par embryogenèse. Mémoire de fin d'étude master Université Blida 1, 61 pages + annexes.
37. ZARROUCK K., SMOUGHEN S., and MAURIN R., (1987). Etude de la pulpe du fruit de l'arganier (*Argania spinosa*) du Maroc : matière grasse et latex, Actes Inst Agro Vêt Rabat, N :7, P : 17-22.
38. ZIANI S., (2014). Multiplication de l'arganier par vitro semis, microbouturage, microgreffage, organogenèse et embryogenèse somatique. Magister de sciences Université Hassiba Ben Bouali Chlef. P 14.
39. ZRYD J. P., (1988). Culture des cellules, des tissus et organes végétaux. Ed. Presse. Polytechnique romande. Suisse. 308p.

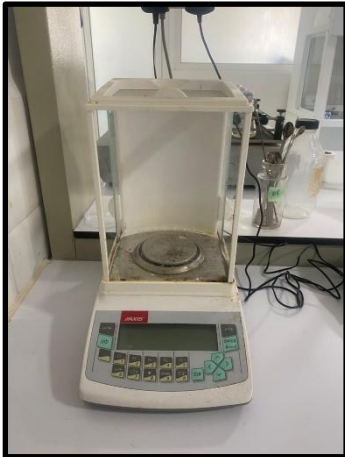
## Annexes



**Figure 41 : Plaque chauffante**  
(Original. 2025)



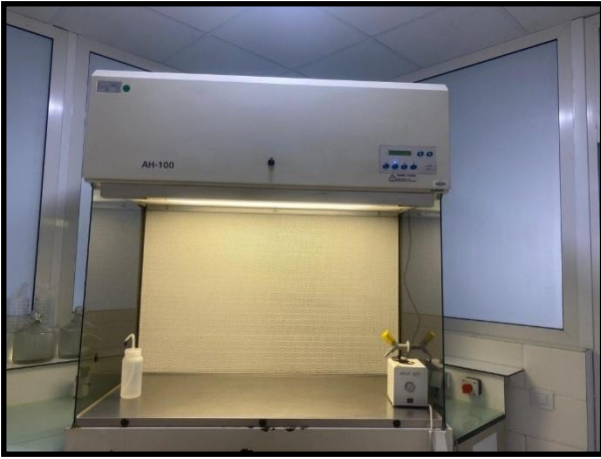
**Figure 42 : Balance**  
(Original. 2025)



**Figure 43 :Balance de  
précision**  
(Original. 2025)



**Figure 44 :Autoclave**  
(Original. 2025)



**Figure 45 :**Hotte à flux  
laminaire  
(Original. 2025)



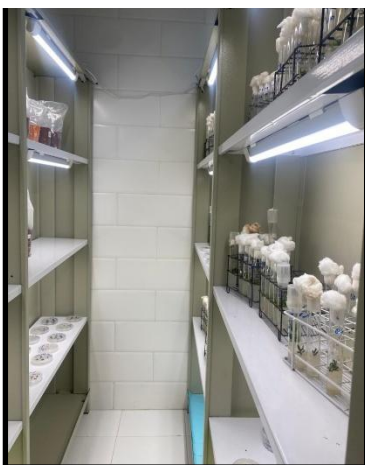
**Figure 46 :** Etuve (Original. 2025)



**Figure 47 :**Stérilisateur à bille  
(Original. 2025)



**Figure 48 :** PH-mètre  
(Original. 2025)



**Figure 49 :**Chambre de culture  
(Original. 2025)

République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université de Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biotechnologie et Agroécologie  
Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de  
MASTER

Filière : Sciences Agronomique  
Option : Sciences forestières

### Thème

Essai de régénération *in vitro* de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels)

Réaliser par :

Mr BENZAMOUCHE MEHDI

M<sup>lle</sup> LARIBI NABILA

Date de soutenance : 08 juillet 2025

Devant le jury composé de :

Dr AMEDJKOUH H.

MCB/USDB1

Présidente

Dr BACHIR K.

MCB/USBD1

Examinatrice

Dr LEBTAHI F.

MRA/INRF

Encadreur

Dr. OUELMOUHOUB S.

MCB/USBD1

Co-Encadreur

Dr YATTA EL DJOUZI D.

MRB/INRAA

Invitée

Année Universitaire 2024-2025