



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Hassiba Ben Bouali Chlef
Institut des Sciences Agronomiques

Magister en Sciences Agronomiques

Option : Ressources Phylogénétiques et Développement Durable

Mémoire

Sujet :

**Multiplication de l'Arganier (*Argania spinosa* L. Skeels)
par vitro semis, microbouturage, microgreffage,
organogenèse et/ou embryogenèse somatique**

Réalisé par :

M^{me} ZIANI Somia

Devant le jury :

Mr. BOUTHAIABA A. (Professeur, UHB Chlef).....Président
Mr. SAADI A. (Professeur, UHB Chlef).....Encadreur
Mr. ADDA A. (MCA, UIK Tiaret)..... Examineur
Mr. MEZIANE M. (MCA, UHB Chlef)Examinatrice

2013**2014

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

- Mes parents, qui m'ont soutenu et encouragé durant ce travail et qui m'ont offert les bonnes conditions pour poursuivre mes études, que dieu les garde et les protège.
 - Mon mari Mounir, qui m'a toujours encouragé.
 - Ma petite fille Marwa Iness, qui est mon espoir, que Dieu me la garde.
 - Mes frères : Yacine et Abderahmen,
 - Mes sœurs : Amina et Djihed,
 - Mon petit neveux Anas, que Dieu le protège
 - Ma grande mère pour son soutien moral, que dieu la garde.
 - Mes tantes et mes oncles,
 - Mes cousins et cousines,
- Pour leur solidarité et amour.

Somia

Remerciements

Je témoigne, en premier lieu, mon énorme respect et gratitude à Monsieur **SAADI Abdelkader**, Professeur, Doyen de faculté des sciences à l'université Hassiba Ben Bouali Chlef, pour avoir bien accepté de diriger mon travail, pour sa patience et surtout pour tous ce qu'il a apporté à ma formation, un grand merci pour ses précieux conseils, ses remarques pertinentes et ses suggestions, pour tout ce qu'il m'a appris scientifiquement et surtout pour la confiance qu'il m'a accordé.

J'exprime ma reconnaissance à Monsieur **BOUTHAIBA Abdelkader** pour l'honneur qu'il me fait en présidant le jury de ce mémoire. Qu'il trouve la mes profonds respects.

J'adresse mes remerciements à l'ensemble des membres du jury, Mademoiselle **MEZIANE M.** et Monsieur **ADDA A.**, pour avoir accepté d'examiner et de juger mon travail de thèse.

Mes remerciements les plus chaleureux à M^{elle} **GADOUCH Leila**, Ingénieur du laboratoire des Biotechnologies Végétales, Université de Chlef, pour tous les conseils et l'aide qu'elle m'a aimablement fournie.

Je tiens à exprimer mes remerciements à Monsieur **MAZDOUR Djilali**, chef de service à la conservation des forets de la wilaya de Chlef, qui ne s'est jamais abstenus de me permettre d'accéder à la station des services de conservation des forets.

Je suis essentiellement reconnaissante à tous le personnel de la Faculté des Sciences et l'Institut des Sciences Agronomiques de l'Université de Chlef.

A cette occasion, mon témoignage de remerciement va à tous mes collègues de la promotion de magister en Ressources phytogénétiques et Développement Durable

Un grand merci à toutes les personnes qui m'ont aidé de près ou de loin dans mes travaux de recherches.

M^{me} ZIANI Somia

RESUME

L'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels), le seul représentant de la famille tropicale des Sapotaceae est espèce forestière endémique Algero-marocain, parfaitement adaptée au climat aride et semi-aride. Cette espèce est d'une importance écologique, sociologique et économique considérable. Ces derniers temps, les arganeraies sont en régression continues suite au surpâturage et la sur exploitation et la difficulté de régénération et de multiplication par les techniques traditionnelles. Cela impose la maîtrise des nouvelles techniques de la micropropagation *in vitro*.

Les expérimentations entreprises ont pour objectif l'étude de la réponse de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) aux différentes techniques de culture *in vitro* à savoir le vitrosemis et le microbouturage.

La première partie de cette étude était réservée au vitrosemis. Les graines germent à un taux important lorsqu'elles sont prétraitées à l'acide gibbérellique (1 mg/l) et conservées à une température de 4°C pendant 48 heures, puis exposées à la lumière en culture.

La deuxième partie concerne le microbouturage, où les résultats ont montré que l'utilisation la BA et la Kn à 0.5 mg/l s'est montré la plus favorable au débourrement des bourgeons axillaires. L'addition de l'acide gibbérellique à 0.1mg/l dans le milieu de culture permet un bon allongement des pousses d'arganier.

En dernier, l'enracinement, qui est la plus difficile étape de régénération de l'arganier, a été réussi sur un milieu MS contenant 10 et 20 mg/l d'AIB, avec un nombre moyen de 4 à 6 racines de 2 à 3 cm de long.

Il ressort de ces essais que la micropropagation de l'arganier par vitrosemis et microbouturage est faisable, et plus efficace lorsque le matériel végétal utilisé est juvénile. Cette étude nous a permis d'identifier le protocole fiable à la régénération de plant entier d'arganier et de connaître les compositions hormonales propices pour la réussite de nos expérimentations. Des travaux complémentaires doivent être faits pour pouvoir acclimater ses plants d'arganier obtenus.

Mots clés :

Arganier, régénération *in vitro*, vitrosemis, microbouturage, débourrement, élongation des pousses, cals, rhizogenèse.

SOMMAIRE

Introduction générale	01
 Partie I : Synthèse bibliographique	
 Chapitre 1 : Monographie de l'arganier.....	04
1.1. Aperçu historique.....	04
1.2. Description de l'espèce.....	05
1.2.1. Taxonomie	05
1.2.2. Caractéristiques botaniques	05
1.2.3. Phénologie de l'arganier.....	11
1.3. Aire de répartition géographique	12
1.4. Ecologie de l'arganier	13
1.4.1. Conditions climatiques	13
1.4.2. Particularités édaphiques	14
1.4.3. Ecophysiologie de l'arganier	14
I.5. Contraintes liées au développement de l'arganier.....	14
 Chapitre 2 : Importance de l'arganier.....	16
2.1. Rôles socio-économiques environnementales.....	16
2.1.1. Rôles socio-économiques	16
2.1.2. Rôles environnementales.....	17
2.2. Les produits de l'arganier.....	17
2.2.1. Le bois.....	17
2.2.2. Les feuilles.....	18
2.2.3. La pulpe du fruit.....	18
2.2.4. L'amande.....	18
2.2.5. Le tourteau.....	18
2.3. L'huile d'argan.....	19
2.3.1. Composition de l'huile.....	19
2.3.2. Les différentes utilisations de l'huile d'argan.....	20

Chapitre 3 : Régénération et multiplication de l'arganier	22
3.1. Multiplication par voie sexuée.....	23
3.2. Multiplication par voie végétative.....	24
3.2.1. Le bouturage.....	25
3.2.2. Les rejets de souches.....	26
3.2.3. Le marcottage.....	26
3.2.4. Le greffage.....	27
3.3. Régénération par les techniques de culture <i>in vitro</i>	28
3.3.1. Généralités.....	28
3.3.2. Micropropagation de l'arganier.....	29

Partie II : Etude expérimentale

Chapitre 1 : Matériel et méthodes	32
1.1. Matériel végétal.....	32
1.1.1. Choix et provenance.....	32
1.1.2. Préparation et stérilisation.....	33
1.2. Choix et préparation des milieux de culture.....	35
1.3. Préparation des explants et mise en culture.....	35
1.3.1. Graines.....	35
1.3.2. Boutures.....	36
1.3.3. Conditions de cultures.....	37
1.4. Suivi des cultures et analyses des données.....	37
Chapitre 2 : Résultats et discussion	38
2.1. Germination des graines.....	38
2.2. Microbouturage de l'arganier	41
2.2.1. Débourrement des bourgeons axillaires.....	41
a. Effet des régulateurs de croissance.....	41
b. Effet du génotype....	47

c. Effet de l'origine des explants.....	49
2.2.2. Elongation des pousses.....	50
a. Effet de la composition du milieu et provenance d'explants.....	50
b. Effet génotypique.....	52
2.3. Enracinement.....	53
Conclusion	59
Références bibliographiques	
Annexes	

LISTE DES ABREVIATIONS

Ha : Hectare.

ANA : Acide α -Naphthalène acétique.

AIA : Acide Indole Acétique.

AIB : Acide indole butyrique.

KN : Kinétine.

BA : 6- Benzyladénine.

GA3 : Acide Gibbérellique

°C : degré Celsius.

Cm : Centimètre.

mg/l : milligramme par litre.

ml/l : millilitre par litre.

M₁ : milieu MS additionné de 0.5 mg/l de BA.

M₂ : milieu MS additionné de 1 mg/l de KN.

M₃ : milieu MS additionné de 1 mg/l de BA.

M₄ : milieu MS additionné de 0.5 mg/l de KN.

pH : pouvoir Hydrogène.

N : Normalité.

ml : millilitre.

MS : Murashig et Skoog.

LISTE DES FIGURES

Partie I : Synthèse bibliographique

Figure 01 : Aspect général de l'arganier (A) et de ses tiges entrelacées (B) poussant dans la région de Mostaganem.....	06
Figure 02 : Floraison en glomérules (A et B) et fruits (C et D) d'arganier	09
Figure 03 : Différentes formes de fruits d'arganier.....	09
Figure 04 : Système racinaire d'arganier.....	10
Figure 05 : Cycle phénologique d'arganier.....	11
Figure 06: Aire de répartition des arganeraies Algériennes (A) et Marocaines (B).....	13

Partie II : Etude expérimentale

Chapitre 1 : Matériel et méthodes

Figure 07 : Noyaux (ou graines) mure d'arganier provenant de Tindouf (A) et de Mostaganem (B).....	32
Figure 08 : Aspect des boutures herbacées (A) et vitroplant (B) d'arganier utilisés lors de ce travail.....	33
Figure 09 : Récupération de noyaux d'arganier après dépulpage (A) et de graines après concassage (B).....	33
Figure 10: Elimination des téguments d'une graine d'arganier (A) et sa mise en germination (B).....	36
Figure 11 : Microbouture d'arganier préparée pour la mise en culture	36

Chapitre 2 : Résultats et discussion

Figure 12 : Les différentes étapes de développement d'une graine mise en germination : apparition de la radicule (A), apparition de la première feuille (B) et formation d'un vitro semis (C).....	40
Figure 13 : Germination des graines provenant de Tindouf (A) et de Mostaganem (B).....	40
Figure 14 : Débourrement de deux bourgeons, d'une bouture prélevée de plante adulte, cultivée sur milieu à cytokinines (après 30 jours de culture).....	42

Figure 15 : Effet de la composition du milieu de culture sur le taux de débourrement des bourgeons d'arganier.....	43
Figure 16 : Formation de pousses à partir de bourgeons axillaires d'arganier maintenus sur des milieux à cytokinines pendant 40 jours.....	43
Figure 17: Evolution de débourrement des bourgeons axillaires : Gonflement du bourgeon après 5 jours (A), apparition des primordia foliaires après 15 jours (B) et une touffe de feuilles après 30 jours (C) d'une microbouture d'arganier.....	46
Figure 18 : Evolution du taux de débourrement des bourgeons axillaires d'arganier sur les différents milieux à cytokinines en fonction du temps.....	46
Figure 19 : Apparition d'une touffe de jeunes feuilles verdâtres sur milieu à auxines après 30 jours de culture.....	47
Figure 20 : Variation du taux de débourrement des bourgeons axillaires d'arganier selon les génotypes sur les différents milieux à cytokinines.....	48
Figure 21 : Débourrement des bourgeons chez un vitro plant de 1 ^{ère} subculture.....	49
Figure 22 : Effet de l'origine de l'explant sur le taux de débourrement des bourgeons d'arganier.....	50
Figure 23 : Comparaison des taux d'élongation de pousses d'explants issus de plantes-mères et vitro plants.....	51
Figure 24 : Elongation de pousses sur milieu à GA3 (A) et à cytokinines (B).....	52
Figure 25 : Aspect des vitro pousses obtenues à partir de trois génotypes G1 (A), G2 (B) et G3 (C).....	53
Figure 26 : Formation de cals (A) et de racines (B) sur un milieu à auxines (20 mg/l d'AIB).....	56
Figure 27 : Aspect de cals obtenus sur des milieux à ANA seule (A) ou combinée à la Kinétine (B).....	56
Figure 28 : Jeunes plantules d'arganier âgées de 75 jours provenant de la culture <i>in vitro</i> d'un bourgeon axillaire.....	57

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Caractéristiques morphologiques spécifiques des trois géotypes d'arganier.....	34
Tableau II : Effet de plusieurs paramètres sur le taux de germination des graines d'arganier après 30 jours de culture.....	39
Tableau III: Pourcentage de reprise des bourgeons cultivés sur des milieux contenant différentes hormones.....	44
Tableau IV : Taille moyenne des pousses obtenues à partir de micro boutures de plantes-mères et vitro-plants.....	52
Tableau V : Effet du géotype sur le taux et la taille des pousses obtenues à partir d'élongation des bourgeons axillaires d'arganier.....	53
Tableau VI : Effet des régulateurs de croissance sur l'enracinement des microboutures d'arganier après 15 jours d'induction et 30 jours d'expression.....	55

INTRODUCTION GENERALE

La région méditerranéenne abrite une diversité biologique de première importance. La plupart des espèces de la flore spontanée sont remarquablement résistantes et bien adaptées à la sécheresse et à la salinité. En Afrique du Nord, cette flore constitue une part très importante des ressources génétiques locales à valeurs pastorales, fourragères, alimentaires, aromatiques et médicinales (AMIROUCHE, 2008).

En raison de sa situation particulière en région méditerranéenne et de l'impressionnant gradient bioclimatique Nord-Sud qui la caractérise, l'Algérie offre des opportunités exceptionnelles pour l'évaluation et pour la compréhension des processus et mécanismes impliqués dans la diversification et l'adaptation des plantes en relation avec l'évolution de leur environnement. La flore est aujourd'hui très sérieusement menacée en raison de la forte régression des milieux naturels et aussi parce que notre région est l'une des plus exposée aux changements climatiques globaux (AMIROUCHE, 2008).

L'Algérie a une importante source de richesse en ressources phytogénétiques et cela grâce à sa situation géographique et à sa diversité pédoclimatique (les zones côtières, les zones plaines, les zones de montagne, les zones steppiques et les zones sahariennes). Ces ressources sont importantes pour l'économie algérienne et pour le maintien de l'équilibre écologique de ces zones (FELIACHI, 2006).

L'Algérie, pays aride et semi-aride est sensible à la variabilité climatique. Cette sensibilité se traduit par le risque grave de dégradation ou de dommage subit par les ressources et le rapport avec l'action de l'homme et l'évolution aggravante du climat (FELIACHI, 2006).

Une bonne partie de nos ressources phytogénétiques est menacée d'extinction à terme comme c'est le cas pour le Cyprès de Tassili, le sapin de Numidie, le pin noir de Djurdjura, certaines acacias sahariennes ainsi que l'arganier. La dégradation des peuplements forestiers a un impacte direct sur la richesse floristique du pays (FELIACHI, 2006).

Jouissant d'une multitude de caractéristiques toutes spécifiques, l'arganier, *Argania spinosa* (L.) Skeels (famille des Sapotacées), est une espèce endémique d'Algérie (région de Tindouf) et du sud ouest du Maroc. En situation d'isolement écologique, ce taxon constitue un véritable relique, et dévoile peu à peu de remarquables aptitudes intrinsèques, à travers une forte adaptation et un potentiel de résilience sans pareils dans le contexte biogéographique

INTRODUCTION GENERALE

hautement austère, que représente la Hamada du Draa. Il possède des mécanismes écophysiologiques limitant fortement les situations de stress hydrique à travers la fameuse stratégie d'évitement, qui consiste dans la chute des feuilles (BENKHEIRA, 2009).

Dans son contexte actuel, l'aire géographique de l'arganier bénéficie d'une importante nébulosité estivale, accompagnée d'une fraîcheur conséquente et d'une humidité relative, toutes dues à l'influence des apports de l'océan Atlantique, que l'arganier piège et restitue au sol. Au plan bioclimatologique, l'arganeraie de Tindouf se situe dans l'étage inframéditerranéen appelé aussi type océanique de l'étage thermo méditerranéen inférieur (BENKHEIRA, 2009).

Comme partout en Algérie, cette essence a connu au fil des temps, d'importantes perturbations liées essentiellement au climat et à l'action essentiellement anthropozogène se traduisant par des coupes massives et l'utilisation sauvage du bois d'arganier pour la production de charbon : la découverte de charbonnières atteste d'une persistance de pratiques dégradantes dans l'aire de l'arganier. D'autres pratiques d'exploitation favorisent, également, le surpâturage qui a transformé profondément la physionomie de ce fragile écosystème, induisant ainsi une modification profonde dans la répartition spatiale de cette essence (BENKHEIRA, 2009).

Au Maroc, l'arganier est indiscutablement l'essence la plus importante du Sud marocain. C'est un arbre très précieux qui joue un rôle inégalé dans la vie culturelle, socio-économique et écologique des habitants du Sud-Ouest marocain. De cet arbre aux multiples usages ; les habitants puisent leur huile alimentaire, leur bois de chauffage et d'outillage, ainsi que des remèdes contre leurs maladies. Par sa grande présence dans le paysage et la mémoire collective des populations du Sud marocain, les dérivés de l'arganier sont utilisés à plusieurs fins thérapeutique et cosmétique (MOUKAL, 2004).

Dans notre pays la situation de l'arganier est catastrophique puisque son existence se trouve réellement menacée. Les quelques colonies de cet arbre, qui continuent de survivre dans la région de Tindouf, sont confrontées actuellement à de nombreux problèmes tels : la surexploitation, le défrichement, les incendies, 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. Pourtant, tous les travaux de recherche montrent que l'arganier n'est pas un fossile en voie de disparition mais, au contraire, un arbre d'avenir pour certaines zones arides. Aussi est-il

INTRODUCTION GENERALE

essentiel d'améliorer les possibilités de production de l'arganier pour que cet arbre retrouve sa place dans les systèmes agraires de la région. Il est urgent et primordial d'entreprendre des actions en sa faveur pour d'abord le préserver. Sa réhabilitation et sa promotion, n'auront pas des répercussions uniquement sur le plan écologique de la région mais aussi sur le plan social et économique comme c'est le cas chez nos voisins Marocains.

La régénération de l'arganier en forêt naturelle est actuellement très faible voire absente car toutes les noix sont précieusement ramassées pour l'extraction de l'huile. Les jeunes plantules issues de graines qui échappent à la récolte sont systématiquement broutées par les animaux.

L'élaboration d'une stratégie nationale pour la conservation de cet arbre s'avère donc indispensable. Elle doit reposer d'abord sur la mise en place d'un système de protection dissuasif et efficace devant protéger l'arbre de ses agresseurs. L'intensification du reboisement est un autre volet sur lequel il faut agir pour reconstituer les colonies perdues. Néanmoins, il y a lieu de rappeler que la multiplication (bouturage et transplantation) de cette espèce n'est pas chose facile à atteindre et elle constitue, en ce moment, un réel problème entravant sérieusement sa propagation (OTTMANI, 1995 ; ALOUANI et BANI-AAMEUR, 2003). En Algérie, très peu d'études de recherche ont été menées sur le sujet (BAIOU, 2000). La plupart de ces études, entrant dans le cadre des projets de fin d'étude (PFE) ou des thèses de magister, sont restées vaines.

Pour concourir à l'amélioration de la régénérabilité de l'arganier, nous proposons dans le cadre de cette étude une contribution qui introduira les techniques de micropropagation dans la régénération de l'arganier. L'étude ambitionne de régénérer des plantes entières d'arganier *in vitro* par microbouturage, en partant de microboutures d'origines diverses (prélevées à partir plantes poussant dans la nature, des vitrosemis et des vitoplants). Plusieurs paramètres influençant le débourrement des bourgeons et la croissance des pousses végétatives seront testés (l'effet régulateurs de croissance, génotypes, source des boutures, etc. De même, quelques expériences ont été conduites sur la phase d'enracinement des boutures obtenues.

1.1. Aperçu historique

L'arganier, au Maroc, date de l'ère tertiaire, à l'époque où vraisemblablement existait une connexion entre la côte marocaine et les îles Canaries. Certaines sources révèlent que les Phéniciens, au X^{ème} siècle avant J.C., ont utilisé son huile dans les comptoirs qu'ils ont fondés tout au long de la côte atlantique et en particulier dans la région d'Essaouira (Maroc) (BENZYANE, 1995). L'arganier a été mentionné en 1219 par Ibn El-Beïthar dans son « Traité des simples », traduit par le Docteur **Lecterc** (1877-1883), une plante récoltée au Maghreb et en 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, 2002 ; M'HIRIT et *al*, 1998).

L'arganier a été répertorié pour la première fois par le célèbre botaniste Suédois Charles Linné en 1737, qui n'avait eu à sa disposition que de rameaux séchés et sans fleur, il en a donné la description spécifique dans son « Hortus Clifor Tianus » sous le nom de *Sideroxylon spinosum* L. En 1791, **Hosst** mentionne l'utilisation de l'huile d'argan pour la fabrication de savon dans les usines de Marseille (NOUAIM et *al*, 1992).

En 1801, **Schousbone** (Consul Danois au Maroc) publie ses observations sur la flore marocaine et en particulier sur l'arganier. De nombreux auteurs reprendront ses écrits et complètent sa description de l'arbre (Correa de Serra (1806), de Candolle (1844), le Vicomte de Noé (1853) et Engler (1897)). **Hooker**, en 1878, décrit par ailleurs le mode d'obtention de l'huile. En 1888, **Cotton** isole un principe actif à partir du tourteau du fruit de l'arbre et l'identifie comme un mélange de saponines et l'appelle arganine (RADI, 2003).

En 1924, le secteur de l'arganier est cité par **Brlum – Banquet** et le Maire dans leur mémoire « les études sur la végétation et la flore marocaine ». La même année, **Benberger** annonce l'existence d'arganier dans la haute vallée de l'Oued Grou entre Tedders et Rommani. Découvrant un autre îlot d'arganier sur le versant nord du massif montagneux de Beni Snassen au nord d'Oujda, il précise en 1925 l'extension ancienne de l'espèce (RADI, 2003).

En 1929, **Battino** s'intéresse à l'huile d'argan et à d'autres produits de l'arganier notamment l'arganine isolée par Cotton et à laquelle il prête une action hémolytique *in vivo* et *in vitro*. On attribue actuellement à l'arganier un nom scientifique *Argania spinosa* Skeels, d'après l'index Kewensis (1911) (RADI, 2003).

1.2. Description de l'espèce

1.2.1. Taxonomie

Le genre *Argania* appartient au phylum des Ebénales et à la famille tropicale et subtropicale des Sapotacées qui englobent 600 espèces environ, réparties en une cinquantaine de genre. *Argania spinosa* (L.) Skeels, est la seule espèce représentant ce genre au Maroc et en Algérie. Sa taxonomie est la suivante :

Règne : Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous classe : Gamopétales

Ordre : Ebenales

Famille : Sapotaceae

Genre : *Argania*

Nom scientifique : *Argania spinosa* (L.) Skeels, 1911

Noms vernaculaires : Arganier, argane, bois de fer (OZANDA, 1983).
(BENKHEIRA, 2009).

1.2.2. Caractéristiques botaniques

a. Tronc et feuillage

A l'état adulte, l'arganier est un arbre à tronc court et tourmenté et de très grande couronne, lorsqu'il n'est pas mutilé ou soumis à l'action des troupeaux (ALAOUI, 2009 ; BENKHEIRA, 2009) (Figure 01, A). Sa taille peut atteindre 8 à 10 m de hauteur. Son port est variable, il peut être dressé ou pleureur. Son tronc est tortueux et souvent formé par plusieurs tiges entrelacées (Figure 01, B). Les rameaux sont épineux d'où le nom d'espèce *spinosa* (FAOUZI, 2006). Dans beaucoup d'endroit, l'arganier est réduit à l'état de buissons médiocres, broutés à outrance. L'argan possède un bois très dur et lourd, une écorce rugueuse, craquelée en « peau de serpent » (BENKHAIRA, 2009).

La croissance de l'arganier est très lente. Selon BELLEFONTAINE (2010), l'accroissement annuel moyen en hauteur durant les vingt premières années varie entre 0,2 et 0,3 m par an en terrain ordinaire.

L'arganier est un arbre polymorphe. Ce polymorphisme n'est important que chez les arbres obtenus par semis. En effet, on distingue des individus épineux à feuilles larges et longues et des individus épineux à feuilles larges et courtes. Individus à aspect « pleureur » avec rameaux flexueux et retombants, dépourvus d'épines, feuillage d'un vert plus terne (FAOUZI, 2006).

La ramification de l'arbre est très dense. 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). Souvent, réunies en fascicules, entières, lancéolées oblongues ou spatulées, atténuées ou plus ou moins nettement pétiolées, les feuilles sont vertes sombres à la face supérieure, plus claires en dessous, glabres avec une nervure médiane très nette et de nervures latérales très fines et ramifiées. Les feuilles peuvent atteindre 2 à 3 cm de longueur et 0.5 à 1 cm de largeur (M'HIRIT et al, 1998).



Figure 01 : Aspect général de l'arganier (A) et de ses tiges entrelacées (B) poussant dans la région de Mostaganem.

b. Floraison et pollinisation

Les fleurs d'arganier, de type gamopétales et de couleur blanche à jaune-verdâtre, sont regroupées en minuscules glomérules (2 à 4 mm), composées chacune de quinze fleurs et plus, localisées à l'aisselle des feuilles en position axillaire sur les rameaux de l'année ou des années précédentes (BANI AAMEUR, 2002 ; FARRADOUS et *al*, 1996) (Figure 2 : A et B). La fleur comprend cinq (05) sépales poilus, cinq (05) pétales verdâtres fortement séparées, autour d'un ovaire velu qui donne à maturité, une année après la fécondation, une drupe vert-jaunâtre, veiné de rouge à maturité, de la taille d'une grosse olive, appelée argan (BAUMER et ZERAIA, 1999 ; FAOUZI, 2006).

Chez l'arganier, on distingue deux types de floraison : une première floraison pauciflore, peu abondante, sur les rameaux âgés lignifiés et une seconde floraison très abondante et plus tardive sur les nouvelles pousses (FARDOUS et *al*, 1996 ; BANI AAMEUR, 2002).

Chez les génotypes précoces, les fleurs apparaissent vers la fin du mois de Septembre. Alors que chez les génotypes tardifs, la floraison démarre lentement à partir du mois de Décembre. Le pic de la floraison tardive se situe en Mars. Cependant chez certains arbres, la floraison peut s'échelonner sur presque toute la saison humide. Après chaque pluie, de nouvelles fleurs apparaissent, ce qui se traduit par des fruits de tailles différentes sur le même arbre (BANI AMMEUR, 2002).

L'arganier est une espèce monoïque. Les fleurs sont protogynes (fleur bisexuée dont le gynécée et donc le stigmate arrive à maturité avant que les anthères ne s'ouvrent), ce qui empêche l'autogamie (auto-fécondation) (BELLEFONTAINE, 2010). L'émission des grains de pollen a lieu bien avant l'épanouissement des structures femelles, ce qui rend l'autopollinisation presque impossible. Son mode de reproduction est essentiellement allogame (BANI AAMEUR, 2002).

La pollinisation de l'arganier, d'après M'HIRIT et *al* (1998) est anémophile à 80 % et entomophile à 20 %. La transmission des allèles dépend entre autre de la disponibilité du pollen, de son transport, de la réceptivité du stigmate. Le style de la fleur est plus réceptif au stade « fleur épanouie » (BENLAHBIL et BANI AAMEUR, 1999). La pollinisation anémophile a lieu sur des distances très courtes. La pollinisation croisée et libre (7-9 %) donne des résultats supérieurs par rapport à l'autofécondation (0,5 %) (NERD et *al*, 1998).

Selon une étude menée par BENLAHBIL (2003) sur l'autopollinisation et l'allopollinisation contrôlées pendant trois années consécutives chez plusieurs génotypes, de nombreuses constatations ont été faites. Dans tous les croisements, le nombre moyen de fruits obtenus par autopollinisation est cinq fois moins important que le nombre de fruits issus d'allopollinisation. Le taux de réussite de pollinisation ne dépasse pas 10 % en moyenne dans les meilleurs des cas chez les fleurs autopollinisées alors qu'il atteint 78 % en moyenne chez les fleurs allopollinisées. L'auto incompatibilité semble partielle chez certains génotypes et complète chez d'autres (BENLAHBIL, 2003).

c. Fructification

Le fruit apparaît au bout de 9 à 16 mois. C'est une drupe vert-jaunâtre, de forme et de dimension variables (Figure 02 : C et D). Sa longueur peut varier de 2,5 à 4 cm et sa largeur de 1,40 à 2cm (FAOUZI, 2006). Selon l'arbre, le fruit peut prendre différentes formes fusiforme, ovale apiculée, ovale, goutte, arrondie et globuleuse (Figure 03) (BANI AAMEUR, 2002). Il possède un péricarpe charnu avec un noyau central osseux (très dur) comprenant une amande riche en huile d'Argan (FAOUZI, 2006 ; BENKHEIRA, 2009).

La productivité en fruits de l'arganier, poussant à l'état sauvage, dépend en grande partie des conditions climatiques notamment de la pluviométrie qui règne au moment de la floraison et de la croissance des fruits. En effet, les précipitations au printemps favorisent une bonne floraison et les précipitations à l'automne favorisent le grossissement du fruit, mais globalement, la productivité en fruits dépend de la fréquence des arbres fructifères au cours de l'année de récolte des fruits (BANI AAMEUR, 2002).

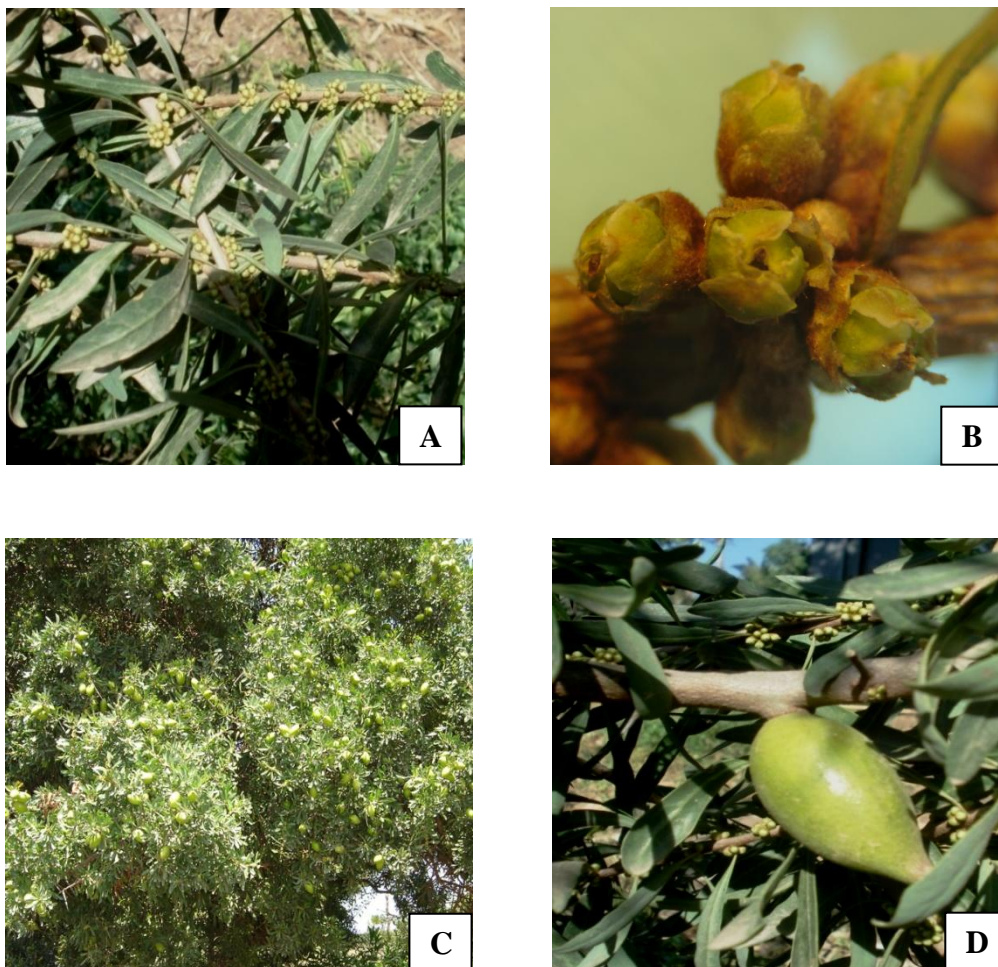


Figure 02: Floraison en glomérules (A et B) et fruits (C et D) d'arganier

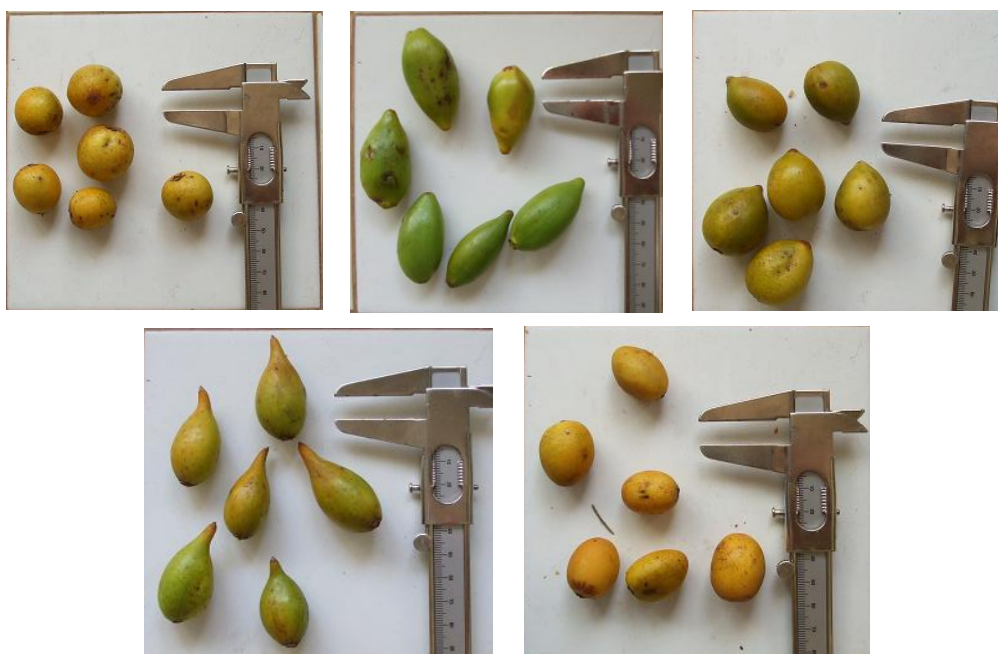


Figure 03: Différentes formes de fruits d'arganier

d. Racines

La racine de l'arganier est de type pivotant. Elle peut descendre en pénétrant les fissures des roches sous-jacentes jusqu'à une profondeur inconnue. L'arbre possède un réseau très dense de racines superficielles traçantes ayant une bonne capacité de renouvellement (Figure 04) (FAOUZI, 2006 ; BENKHEIRA, 2009). L'alimentation en eau se fait, au moins en partie, par les racines les plus profondes (80 cm et plus) (FAOUZI, 2006).

Un autre paramètre qui peut contribuer fortement à l'amélioration de la nutrition et de la croissance des plantules d'arganier est la gestion des symbioses racinaires. Plusieurs études ont en effet montré que les symbioses mycorhiziennes améliorent le développement des plantules en leur offrant une bonne alimentation en eau et en éléments minéraux. Ceci est d'autant plus important que le milieu est pauvre et sec, ce qui est le cas des sols d'arganeraies. Au moment de la transplantation, ces champignons portés par l'arganier de type endomycorhizes à arbuscules, peuvent éviter le stress hydrique à la plantule. Le mycélium s'étend beaucoup plus vite que les racines et peut explorer des volumes de sol plus importants et compenser au moins en partie l'effet de l'arrachage des racines (NOUAIM et CHAUSSOD, 1991).

D'après NOUAIM et CHAUSSOD (1994), à l'âge de six mois de croissance, la longueur moyenne des plants mycorhizés est 3 à 4 fois supérieure à celle des témoins. La symbiose racinaire favorise la réussite des plantules dans des sols secs et pauvres.



Figure 04: Système racinaire d'arganier (BENKHEIRA, 2009)

1.2.3. Phénologie de l'arganier

Chez l'arganier, la foliation débute en Octobre après les premières pluies, elle est complète en Janvier. C'est à ce moment que débute la croissance des jeunes rameaux. Au mois de Février les rameaux continuent à pousser et les fleurs apparaissent de plus en plus nombreuses sur les anciens rameaux et sur les rameaux en croissance. De Mars à fin Mai, le maximum de floraison est atteint et les jeunes fruits issus de cette floraison, restent incomplètement développés jusqu'aux premières pluies de l'automne suivant. Leur grossissement se fait alors d'Octobre à Mai, ils commencent à jaunir en Juin, en Juillet, leur maturation est presque totale. En Juin, la croissance des rameaux s'arrête avec jaunissement des fleurs de l'année précédant. En Août, la défoliation de l'arganier commence par rapport à cette chronologie (FAOUZI, 2006).

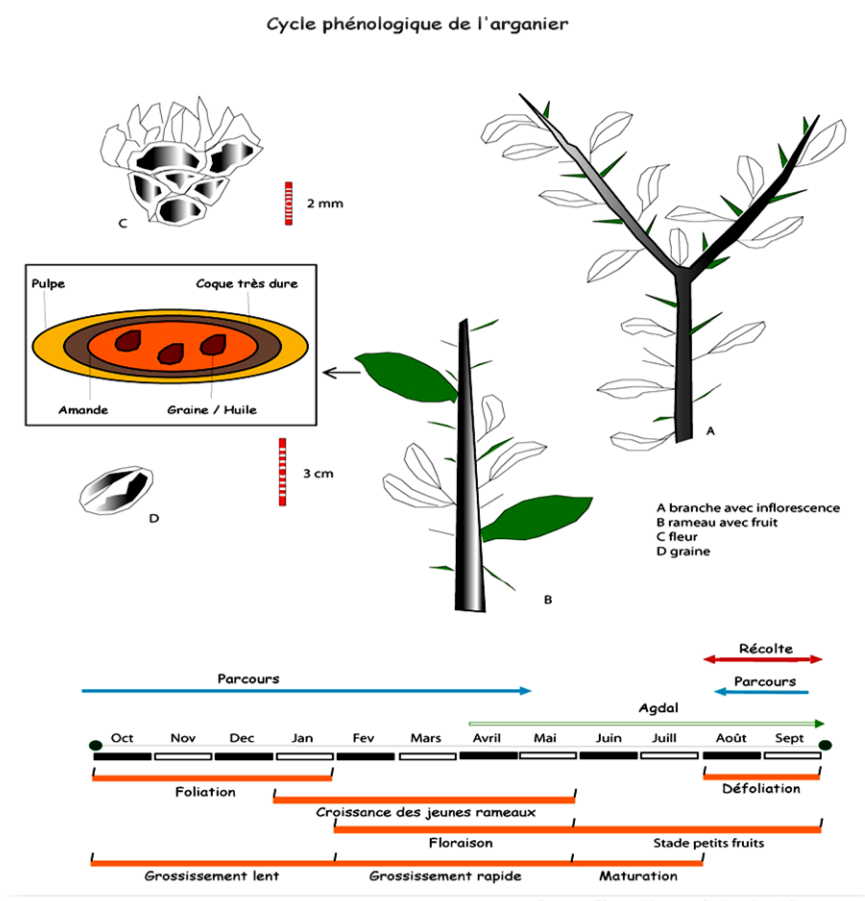


Figure 05 : Cycle phénologique d'arganier (FAOUZI, 2006)

1.3. Aire de répartition géographique

L'arganier (argan) est un arbre endémique Algéro-Marocain. Son aire de répartition géographique, en Algérie, couvre un territoire relativement important dans le Nord-ouest de la wilaya de Tindouf (figure 06, A) où cette espèce constitue la deuxième essence forestière après l'*Acacia radianna*. 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 (BENKHEIRA, 2009 ; MAICHE, 2011). L'Arganeraie de Tindouf formait, probablement, à l'origine une même unité écologique avec celle du Maroc qui couvrait de vastes territoires.

Les prospections faites par la direction générale des forêts évaluent l'aire de répartition potentielle de l'arganier d'environ 3000 ha (MILAGH,2010).

La répartition de l'arganier dans la région n'est pas homogène. Sa particularité est qu'elle se présente sous deux différents aspects liés à priori à la géomorphologie et à des valeurs climatiques situationnelles : l'arganeraie des lits d'oued et celle des zones rocheuses (ANONYME, 2012).

Un riche patrimoine floristique méconnu, estimé à environ 3 000 ha, une zone couverte d'arganiers dans la wilaya de Tindouf (Figure 06, A), depuis le Djbel Ourkiz jusqu'à la hamada de Tindouf ainsi que Oued el Ma et ses trois (03) importants affluents Oued Targanète, Oued Bouyadine et Oued el Gahouène (MILAGH, 2010).

Au Maroc, l'arganier représente la deuxième essence forestière après le chêne-vert (figure 06.B). Elle couvre environ 870 000 ha, représentant près de 17% de la superficie forestière du pays, avec une densité allant de 10 à 50 arbres/ha (BENHAMMOU, 2007 ; ALAOUI, 2003). La surexploitation et l'abattage abusif exercé tout au long du siècle dernier par l'homme ont conduit à une déforestation annuelle évaluée à 600 ha (ALAOUI, 2009). L'espace à arganier s'étale essentiellement sur le territoire des provinces d'Essouira (130 000 ha), Agadir (37 000 ha), Chtouka Ait Baha (90 000 ha), Tiznit (140 000 ha), Taroudant (360 000 ha) et Inzeguane Ait Melloul (13 000 ha) (BENHAMMOU, 2007). L'aire principale de répartition de l'arganier se situe entre 29° et 32° de latitude Nord (Figure 06, B) (DEBBOU et CHOUANA, 2003).

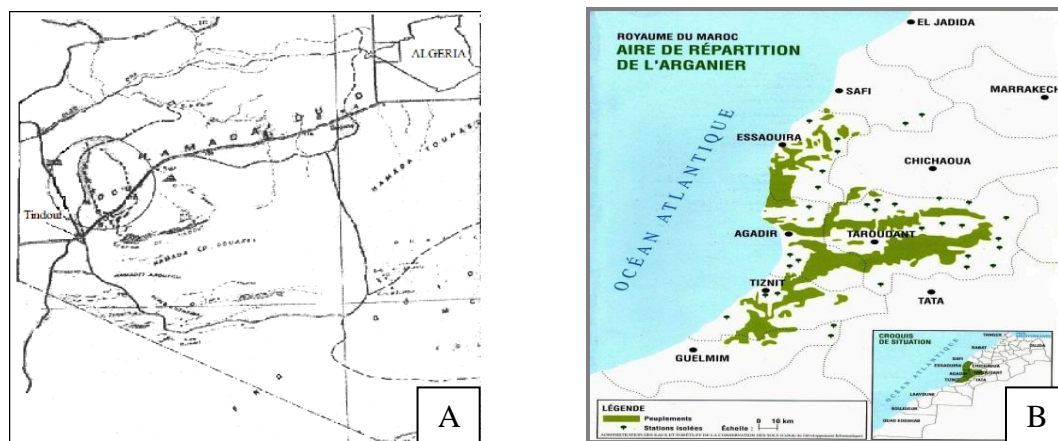


Figure 06 : Aire de répartition des arganeraies Algériennes (A) et Marocaines (B)

1.4. Ecologie de l'arganier

1.4.1. Conditions climatiques

Bien que l'arganier soit une essence thermophile et xérophile et qui peut vivre dans des conditions très strictes de températures et humidité, il exige un climat doux en général. La situation géographique de l'arganeraie marocaine est d'une particularité, telle que, le faible éloignement de la côte atlantique (à peine 200 Km) fait profiter cet écosystème des conditions d'humidité océanique, par le biais des influences océaniques, (embruns marins), couvrant la zone tout au long de l'année. (BENKHEIRA, 2009). Ce n'est pas le cas de l'arganeraie algérienne qui se trouve carrément dans un climat aride très sévère ayant contribué en partie à limiter son extension dans la région.

Le bioclimat de l'arganier marocain correspond à celui de l'étage méditerranéen semi aride à influence océanique. L'étage aride, fortement teinté de l'influence océanique (variante tempérée), recouvre la plus grande partie de la région de l'arganier (ANONYME, 2001).

Les études éco-physiologiques 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. Plus au Sud, les pluies diminuent sous la barre de 100 mm/an, ce qui marque la limite entre l'aride et le saharien (BENKHEIRA, 2009).

L'arganier est une essence à affinité tropicale, elle 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 et pas les basses températures qui limitent son extension en altitude (BENHAMMOU, 2007).

1.4.2. Particularités édaphiques

L'arganier ne semble pas être trop exigeant sur le plan pédologique. On le rencontre sur des formations alluvionnaires de quaternaire et 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).

L'arbre semble être aussi indifférent à la nature physico-chimique du sol. Il se développe en peuplements sur les substrats les plus variés : sol calcaire, argile, grès, schistes, quartzites, etc. Il colonise différents types de sols tant superficiels, ou squelettiques à forte pente, que moyennement profonds à profonds dans les cuvettes et vallées (M'HIRIT *et al*, 1998).

Le semis des graines d'arganier sur des sols à différents pH (de 4,6 et 7,5) a montré que l'arganier est peu sensible à cela (NOUAIM et CHAUSSOD, 1995).

1.4.3. Ecophysiologie d'arganier

Les différents types physiologiques et écologiques d'arganeraies existants révèlent de l'étage infra-méditerranéenne, 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 (ANNONYME, 2001).

1.5. Contraintes liées au développement de l'arganier

L'arganier est une espèce en voie de disparition surtout dans notre pays l'Algérie où rien n'est fait pour le sauvegarder. Au Maroc, les scientifiques ont noté, qu'en moins d'un siècle, plus du tiers de la forêt d'arganier a disparu et sa densité moyenne est passée de 100 à 30 arbres par hectare. Pourtant, tous les travaux de recherches montrent que l'arganier n'est pas un fossile en voie de disparition mais, au contraire un arbre d'avenir pour certaines zones arides (CHARROUF et DUBÉ, 2000).

Les raisons de la régression de l'arganeraie, que ce soit au Maroc ou en Algérie sont multiples. L'intensification de l'agriculture en plaine, le surpâturage et l'exploitation abusive du bois sont les principaux facteurs qui ont contribué à cela. Cette régression augmente le risque d'érosion des sols, de l'avancée de la désertification et de la disparition des écosystèmes locaux.

En Algérie, nous comptons quelques 60 000 ha qui auraient régressé pour des raisons de conjugaison de facteurs naturels et de pacages illicites (MAICHE, 2011).

A ces actions entropiques, s'ajoutent aussi les dégâts qui peuvent être occasionnés par les attaques de certains insectes nuisibles comme la mouche du fruit (*Ceratitis capitata*), qui représente un véritable ravage de la pulpe. On note aussi la présence des lichens sur l'arganier notamment sur le côté nord des arbres, depuis 1 km de l'océan jusqu'à 10 à 15 km. Ces lichens broutés par les chèvres viennent sur les rameaux et provoquent la disparition des feuilles (M'HIRIT et al, 1998).

2.1. Rôles socio-économique et environnemental

L'arganier est un arbre "multi usage". Chaque partie de l'arbre ou production est utilisable et constitue une source de revenu ou de nourriture pour l'utilisateur. Au Maroc, il est qualifié par les autochtones comme étant l'arbre à tout faire. En effet, il peut jouer plusieurs rôles à la fois : écologique, économique et social (CHARROUF et GUILLAUME, 2007).

2.1.1. Importance socio-économique

L'arganier joue un rôle socio-économique primordial. L'exemple du Maroc dans ce domaine est édifiant. En effet, l'écosystème « arganier » semble être intimement lié à la vie quotidienne des populations de la région à travers les produits qu'il procure. Son bois donne un excellent charbon mais son principal intérêt réside dans son fruit qui donne de l'huile d'argan, base de l'alimentation des populations, et dans son feuillage, qui sert à la nourriture des animaux durant une grande partie de l'année (CHARROUF, 2002). L'arganier assure ainsi la subsistance d'environ trois millions de personnes (CHARROUF et DUBÉ, 2000).

C'est surtout autour de la valorisation des produits de l'arganier (particulièrement l'huile) que se sont créées les différentes coopératives féminines. Selon, ELKHIDER *et al.* (2009), il existe plus de 25 coopératives féminines regroupant près de 1 000 adhérentes. Soit 200 ménages, produisent près de 100 000 litres d'huile par an. Le revenu familial (dont l'arganeraie participe à hauteur de 25 à 45 % selon les zones), varie de 9 000 à 15 000 Dirham/an/ménage (CHARROUF, 2007).

Selon GUYON (2008), le secteur de l'arganier au Maroc a permis d'atteindre plusieurs objectifs comme : la procuration de 7 millions de journées de travail familial par an; la production de 80 000 tonnes de coques utilisées comme combustible; la production de 5 400 tonnes de tourteau utilisé dans l'engraissement des bovins.

L'huile d'argan est considérée actuellement comme l'huile alimentaire la plus chère au monde. Son prix est encore exorbitant lorsqu'elle est vendue sous forme de produit cosmétique (ROMAGNY et GUYON, 2010). Au Maroc, la production d'huile d'argan a été estimée à 4 000 tonnes /an en moyenne (CHAUSSOD *et al.*, 2005). Au tarif actuel de l'huile, sur les marchés internationaux, cela représente au moins un chiffre d'affaire total de 680

millions d'euros à partager entre différents acteurs : producteurs intermédiaires, industriels et commerçants (ROMAGNY et GUYON, 2010).

2.1.2. Importance environnementale

En plus de son grand rôle sur le plan socio-économique, l'arganier joue aussi un rôle vital dans le maintien de l'équilibre écologique et dans la préservation de la biodiversité et de l'environnement. Grâce à son système racinaire puissant, il contribue au maintien du sol et permet de lutter contre l'érosion hydrique et éolienne qui menace de désertification une bonne partie de la région (CHARROUF, 2007). De plus, grâce à son effet ombrage et améliorateur du sol par son enrichissement en matière organique (chute des feuilles), il peut permettre une production agricole non négligeable dans les conditions climatiques délicates (CHARROUF, 2000). Ainsi, l'arbre est considéré comme un rempart naturel pour lutter contre la désertification (OTTMANI, 1995).

Enfin, de nombreux organismes vivants (faune et flore) sont directement liés à sa présence. La disparition de l'arganier entraînerait la disparition de plusieurs espèces, provoquant une diminution de la biodiversité dans la région, donc une réduction du patrimoine génétique, aussi bien pour l'arbre que pour les autres espèces végétales animales, ou microbiennes (CHARROUF, 2000 ; CALONNE, 2007).

2.2. Les produits de l'arganier

Comme nous l'avons rappelé précédemment, l'arganier est un arbre à multi-usages. C'est l'unique essence qui fournit une exploitation rationnelle de tous ces produits. En effet, chaque partie de l'arbre est utilisée à des fins économiques. Les divers usages de l'arganier encouragent à la production et à l'exploitation de cette essence (RADI, 2003).

2.2.1. Le bois

Le bois de l'arganier est un bois dur et résistant, de ce fait, il est appelé bois de fer. Il constitue un très bon bois combustible dont le rendement dépasse un quintal de charbon pour une stèle de bois. Il est aussi utilisé pour les besoins de la petite industrie familiale (porte, perches, perchettes,...), et pour la fabrication d'objets ménagers et d'instruments agricoles (araires, charrues,...). Son étude phytochimique a révélé sa richesse en nombreux saponines triterpéniques (CHARROUF, 2002).

2.2.2. Les feuilles

Les feuilles servent de pâturage suspendu pour le bétail (caprins et camélins). Elles sont aussi utilisées en médecine traditionnelle pour leurs propriétés anti-inflammatoires (ELKABOUS, 1995). Elles sont très riches en composés triterpéniques, similaires à ceux décrites chez la pulpe. Les études portées sur la fraction flavonoïque ont montré la présence de la quercitrine, la myricétine et leurs hétérosides. En plus de leur activité antioxydante, ces deux flavonols présentent des propriétés antifongiques et antibactériennes remarquables (CHARROUF, 2002).

2.2.3. La pulpe du fruit

La pulpe du fruit de l'arganier est utilisée comme aliment pour les caprins. Elle est riche en glucides et en protéines. L'extrait de la pulpe est constitué de glycérides, d'un latex (caoutchouc et gutta percha) et d'une fraction insaponifiable. La composition chimique de cette dernière fraction est riche en stérols et en alcools triterpéniques tels : l'erythordioliol, le lupéol, l' α et la β -amyrine. Ces alcools pourraient subir des transformations par voie chimique ou par bioconversion pour conduire à d'autres produits à forte valeur ajoutée (ZARROUCK et *al.*, 1987).

2.2.4. L'amande

Le fruit d'arganier renferme une graine composée, appelée vulgairement noyau. Ce dernier est très dur et contient une à trois amandes. Les amandes du noyau représentent environ 3 % du poids du fruit frais et renferment à leurs tours 50 à 60 % d'huile qui reste la principale richesse de l'arganier (CHARROUF et GUILLAUME, 2007).

2.2.5. Le tourteau

Le tourteau (résidu d'extraction de l'huile) est utilisé actuellement comme aliment pour les bovins soumis à l'engraissement. Il est riche en glucides et en protéines et renferme un important groupe pharmacodynamique constitué de saponine (M'HIRIT et *al.*, 1998). Sept saponines ont été isolées et identifiées du tourteau de l'arganier dont cinq sont de nouvelles substances naturelles identifiées pour la première fois. Les saponines ont un large spectre d'activités biologiques. Ils sont connus comme, analgésiques, anti-inflammatoires, stimulant

diurétiques, anti tumoraux, antifongiques et antibactériennes (CHARROUF, 1991 ; CHARROUF, 2002).

2.3. Huile d'argan

Les amandes des fruits sont riches en matière grasse et elles produisent une huile alimentaire diététique utilisée aussi bien en cuisine qu'à des fins cosmétiques ou pharmaceutiques (RAMMAL et *al*, 2009). L'extraction des huiles à partir des amandes passe par plusieurs étapes : le dépulpage (séparation de la pulpe de la noix) ; le concassage des noix ; la torréfaction des amandes ; l'écrasement des amandes ; le malaxage et le pressage de la pâte. Les techniques d'extraction peuvent avoir une influence sur le rendement en huile. D'autres facteurs conditionnent le rendement comme l'effet génotypique, l'âge des arbres, la période de récolte, les facteurs pédoclimatiques, etc. La production fruitière (en noix d'argan) varie en fonction de l'âge et de la densité (20 à 100kg/arbre) avec une moyenne de 40 kg/arbre/ an. Sous la base de la densité moyenne des peuplements d'arganier (environ 50 arbres/ha) et du rendement en huile d'argan (3L pour 100 kg de noix d'argan sèches), la production potentielle est estimée à 32 000 tonnes d'huile d'argan/ an (BENHAMMOU, 2007). En moyenne, le broyage puis le malaxage de la pâte obtenue à partir de 6,5 kg d'amandons permet d'obtenir 2 litres à 2,5 litres d'huile d'argan et demande 3 heures de travail (CHARROUF et GUILLAUME, 2007).

2.3.1. Composition de l'huile

L'huile d'argan est composée de deux fractions chimiques : une fraction saponifiable représentée essentiellement par les acides gras (AG) et les triglycérides et une fraction insaponifiable.

Les études de la composition de l'huile en AG révèlent qu'il y a une prédominance des acides gras insaturés (AGI), notamment l'acide oléique et l'acide linoléique (vitamine E) qui sont présents respectivement à hauteur de 45 % et de 35 % des AG totaux (CHARROUF, 1984). La teneur en acide gras saturé (AGS) est relativement faible (16 %) par rapport aux AGI. Ils sont représentés essentiellement par l'acide palmitique à 14 % et l'acide stéarique à 6 % (RAHMANI, 2005). Les acides gras saturés sont représentés par l'acide palmitique (environ 13%) et l'acide stéarique (environ 5%). Les autres acides gras rencontrés sont présents à l'état de traces (CHARROUF et GUILLAUME, 2007 ; NOUI, 2013).

Comme nous venons de le voir, la spécificité de l'huile d'argan est sa forte teneur en acide linoléique (acide gras essentiel de la série oméga 6) dont les bienfaits pour la santé humaine sont bien connus. La teneur en acide linoléique de l'huile d'argan peut, dans certains cas être 10 fois supérieure à celle de l'huile d'olive, une teneur proche de celle rencontrée pour l'huile d'arachide ou de sésame. Il est établi qu'une protection maximale des risques de survenue des accidents cardiovasculaires est obtenue lorsque l'alimentation en lipide contient un rapport acide gras oméga 6/acide gras oméga 3 entre 3 et 5. La forte teneur en acide gras oméga 6 de l'huile d'argan justifie donc sa consommation régulière à côté d'une source d'acides gras omégas 3 (poisson gras ou huile de lin) (CHARROUF et GUILLAUME, 2007 ; NOUI, 2013).

La fraction insaponifiable de l'huile d'argan renferme en quantité égale (20%) des stérols et des triterpènes. Le schotténol et le spinastérol sont les deux stérols majoritaires et ces molécules semblent posséder des propriétés protectrices pour l'épiderme. Enfin, l'huile d'argan est riche en dérivés phénoliques parmi lesquels les composés majoritaires sont les tocophérols (7,5 %), composés aussi appelés vitamines E. La teneur en tocophérols de l'huile d'argan est deux fois supérieure à celle de l'huile d'olive. C'est surtout le γ -tocophérol (le tocophérol le plus protecteur contre les radicaux libres) qui se présente à des teneurs élevées. Les tocophérols participent sans aucun doute à la conservation de l'huile d'argan et à ses propriétés anti-oxydantes (CHARROUF et GUILLAUME, 2007 ; NOUI, 2013).

2.3.2. Les différentes utilisations de l'huile d'argan

L'huile d'argan peut être utilisée à des fins diverses. Et c'est peut être l'une des raisons qui ont fait sa réputation. Elle peut servir à l'alimentation humaine, à des usages cosmétiques et même thérapeutiques.

L'huile est le seul produit de l'arganier utilisé dans l'alimentation humaine. Elle peut être consommée seule avec du pain au petit déjeuner ou en collation. Elle peut également servir d'huile d'assaisonnement aux différentes préparations culinaires, dont elle relève le goût. Pour certains ménages, l'huile d'argan constitue un ingrédient principal des tagines, couscous, harira, soupe, salades ou dans des recettes plus originales. Elle est également utilisée pour le sevrage des enfants fragiles avec la bouillie de farine cuite, des œufs et de l'ail (MOUKAL, 2004).

L'huile d'argan est utilisée aussi à des fins cosmétiques. Elle est préconisée comme huile hydratante pour le visage, les mains et les pieds. Elle est prescrite aussi comme antirides, contre l'acné juvénile, la desquamation de la peau. Elle est conseillée aussi pour les traitements des cheveux, puisqu'elle permet de les nourrir et de les empêcher de chuter tout en préservant leur éclat. Elle est également utilisée comme huile solaire et pour le bronzage par les pêcheurs et les estivants de la région (CHERNANE *et al*, 1998).

L'huile d'argan est également utilisée à des fins thérapeutiques. Seulement, dans ce cas, elle est toujours associée à d'autres ingrédients. Les principales indications de cette huile seule sont : les rhumatismes, la convalescence après traumatismes, l'hypercholestérolémie, la cicatrisation des brûlures, l'eczéma, comme aphrodisiaque et spermatogène (MOUKAL, 2004).

Le constat général qu'on peut faire sur la situation actuelle de la forêt d'arganier que ce soit au Maroc (où la population est importante) ou en Algérie, est qu'elle connaît une dégradation, de plus en plus alarmante. La régénération de l'arganier en forêt naturelle est actuellement très faible voir absente car toutes les noix sont précieusement ramassées pour l'extraction de l'huile (principale source de revenus pour les populations locales). Les jeunes plantules issues de graines qui échappent à la récolte sont systématiquement broutées par les animaux (M'HIRIT et *al*, 1998). Les efforts de reboisement déployés par les pouvoirs publics en vue de restaurer cette forêt, sont confrontés aux difficultés de reprise végétative à la transplantation.

La sauvegarde de la diversité génétique constatée chez certains arbres forestiers et particulièrement chez l'arganier, nécessite une multiplication des efforts pour assurer une meilleure propagation, et réduire l'ampleur de la régression quantitative et qualitative de l'arganier.

Durant les toutes dernières années, les connaissances sur les divers modes de régénération de l'arganier ont favorablement évolué, ce qui laisse enfin présager de réelles possibilités pour rajeunir l'arganeraie vieillissante. Les espèces ligneuses sont, sauf exception, des espèces peu ou non domestiquées.

Dans la nature, toutes les plantes ne se propagent pas de la même manière, certaines ayant la caractéristique de pouvoir se multiplier de plusieurs façons. La voie la plus courante est la régénération sexuée, qui fait intervenir un organe mâle (pollen) et un organe femelle (ovule) qui, après fusion, donneront naissance à un nouvel individu. Il existe également d'autres possibilités qui ne font pas appel à la fusion de deux gamètes, on parle alors de multiplication asexuée. Les nouveaux individus résultent de formations plus ou moins spontanées tels que : les drageons, stolons, bulbilles, rejets, etc.

L'arganier n'échappe pas à ces règles, c'est une espèce qui se régénère par plusieurs modes : semis, rejet de souche, bouturage, greffage et également par les nouvelles techniques de culture *in vitro*.

3.1. Multiplication par voie sexuée

La multiplication par graines est la voie la plus utilisée pour reproduire les espèces forestières. Cette voie, dite sexuée, est caractérisée par une grande variabilité dans la descendance et ne permet pas ainsi la conservation des caractéristiques génétiques de la plante mère (MOKHTARI, 2002).

La régénération de l'arganier par semis naturels est possible mais exceptionnelle en raison des conditions délicates de la germination des graines et surtout de la survie des plantules après germination. Le semis ou direct, très pratiqué autrefois, a été abandonné et déconseillé en raison des échecs répétés et des difficultés de germination et de développement et des risques de destruction par les rongeurs et les caprins (BENZYANE, 1989 ; NOUAIM et CHAUSSOD, 1993). D'après NOUAIM et CHAUSSOD (1993), cette voie pourrait conduire à des résultats satisfaisants dans la mesure où les terrains de semis soient bien préparés.

Il n'est pas inutile de rappeler que la germination des semences d'arganier est faible à cause de l'effet combiné de non viabilité et de dormance (des graines). Elle peut atteindre des pourcentages élevés (plus de 80 %) si on procède à l'identification des génotypes performants. La conservation des noyaux au froid à 4°C (le froid lève la dormance embryonnaire), le traitement par un fongicide, la scarification des graines et l'application de l'acide gibbérellique sont tous des procédés qui peuvent aider à améliorer le pourcentage de germination (BANI AAMEUR et ALOUANI, 1999).

La régénération, par semis artificiel, reste l'une des possibilités qui puisse assurer la pérennité de l'espèce. La germination et l'élevage dans la pépinière sont relativement résolus, mais la transplantation des plantules s'est toujours soldée par échecs presque absolus (NOUAIM et CHAUSSOD, 1993).

Actuellement, au Maroc, les plants d'arganier sont produits en pépinières à partir de graines. Seulement, la variabilité génétique et la germination non synchrone des noix d'arganier, pour un même lot de semences, constituent un problème majeur en matière de production de plants d'arganier en pépinières forestières. Et pour résoudre ce problème, certains chercheurs ont adopté une technique de stratification humide des noix d'arganier de différents types de compost (à base de branches de différentes essences forestières) et à une température moyennant les 28°C. Ce procédé a permis d'obtenir un taux moyen de germination de 79 % (BARKY *et al.*, 2006).

Les fruits immatures récoltés directement de l'arbre présentent un taux de germination pratiquement nul. L'aptitude à la germination des graines s'élève pour les fruits chutés. Par ailleurs, la différence d'aptitude à la germination observée chez les graines des différents arbres met en relief l'interférence du génotype dans la croissance de la graine connue par sa grande diversité génétique (BENISMAIL, 2002).

Les plantules produites par semis possèdent un système racinaire pivotant avec un développement rapide et puissant. Sous ces conditions, l'émission de radicelles le long de l'axe principale se trouve limitée. L'étêtage de cette racine stimule sa ramification latérale. Un important chevelu racinaire s'est ainsi formé près du collet. Au bout de trois semaines suivant l'intervention, le nombre de ramifications chez les racines habillées a augmenté (BENISMAIL, 2002).

Les plantules obtenues sous les conditions contrôlées sont très fragiles et nécessitent ainsi une acclimatation avant de les placer sous les conditions naturelles du champ. Après dix (10) jours suivant l'habillage des racines, les plantules sont retirées de l'alvéole avec leurs petites mottes racinaires et plantées dans des pots en plastique de 20 cm de hauteur et 9 cm de diamètre. Ces pots sont ensuite placés sous abris-tunnel en plastique blanc transparent. Les plants ont séjourné pendant 30 jours sous les conditions d'acclimatation. Durant les dix (10) derniers jours, les plants sont placés en plein air. Le substrat utilisé est constitué de terreau d'arganier mélangé avec du sable aux proportions égales, il est maintenu humide par des arrosages quotidiens (BENISMAIL, 2002).

3.2. Multiplication par voie végétative

A l'inverse du semis, la multiplication par voie végétative n'entraîne aucune recombinaison génétique. Le génome de la plante fille est identique à celui de la plante mère (BOUTHERIN et BRON, 2002).

La multiplication de l'arganier par voie végétative connaît, ces dernières années, une avancée notable. Plusieurs techniques d'obtention de plants d'arganier sont actuellement empruntées notamment le bouturage herbacé, le greffage et le marcottage aérien (BELLEFONTAINE, 2010). Ces techniques de multiplication sont très efficaces puisqu'elles permettent de conserver certains caractères désirables comme la teneur en huile, la valeur fourragère ou la tolérance au stress abiotiques (HARROUNI, 2002).

3.2.1. Le bouturage

Le bouturage est une technique qui consiste à prélever une partie de plante (tige, racine ou feuille) et de la mettre dans des conditions particulières pour qu'elle produise des racines et reconstituer en suite un plant avec une conformité génétique avec le pied-mère. Toutefois, l'aptitude à l'enracinement diffère d'une plante à une autre. Certaines plantes s'enracinent facilement alors que d'autres n'arrivent pas à émettre des racines. Le potentiel d'enracinement des boutures dépend donc tout d'abord du potentiel génétique de l'espèce ou de la variété et aussi d'autres facteurs comme l'âge par exemple (un jeune plant possède plus d'aptitude à s'enraciner qu'un plant adulte) (HARROUNI, 2002).

Les premiers travaux de multiplication de l'arganier par bouturage se sont faits à partir de boutures herbacées issues d'arbre adulte. Les boutures ont été conduites sous nébulisation. Les résultats obtenus étaient faibles (17% d'enracinement) (HARROUNI, 2002).

Des essais de bouturage ont été menés dans une serre à environnement contrôlé, avec une humidité relative de l'air supérieur de 60% et une température de l'ordre de 30°C. Des boutures de tête de 5 cm de longueur ont été prélevées sur différents rejets d'arganiers et effeuillées à la base pour dégager la partie du rameau à insérer dans le substrat. Elles ont ensuite été disposées dans des plateaux alvéolés contenant un mélange de 50% de tourbe noir et de 50% de sable grossier. Les boutures ont été trempées dans différentes concentrations d'AIB (solution auxinique) pendant 5 secondes. Les résultats ont montrés que l'AIB a un effet inducteur très important sur la rhizogenèse de l'arganier mais jusqu'à une certaine limite (HARROUNI, 2002).

Les différents travaux sur le bouturage démontraient les limites techniques et physiologiques du bouturage de l'arganier. Sa réussite reste tributaire de plusieurs paramètres tels : l'effet génotypique, l'âge de la plante mère, la nature de la bouture, la nature et la concentration des auxines employées, etc. Mis à part les résultats très souvent faibles et variés, il est commun que pour réussir l'opération de bouturage de l'arganier adulte, il faut absolument commencer par un matériel végétal rajeuni (pousses de souche rabattue) et avoir des conditions qui permettent la formation de cal. Ces cellules rajeunies acquièrent la compétence pour induire la rhizogénèse. Ce procédé de retour à l'état juvénile, prend beaucoup de temps et ne peut avoir lieu que très difficilement à cause de la pourriture et la sénescence des boutures (MOKHTARI, 2002).

Pour l'arganier, la plupart des racines proviennent de la périphérie de la bouture (au niveau du cal) et sont alors fragiles. Ceci entrave la reprise des plants à la transplantation. Aussi, les plants issus de boutures sous conditions contrôlées se dessèchent une fois transférés aux conditions du champ. C'est ainsi que même si le bouturage donne des résultats d'enracinement élevés, les plants issus de ces boutures périssent en pratique dans tous les cas, ce qui amène à rechercher d'autres techniques sûres (MOKHTARI, 2002).

3.2.2. Les rejets de souche

L'arganier se régénère bien par rejets de souche, jusqu'à un âge avancé (150 à 200 ans). Ce mode de multiplication ne peut être considéré que comme une régénération de fortune étant donné l'âge limite de 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 (FAOUZI, 2006).

3.2.3. Le marcottage

Dans l'arganeraie marocaine, cette forme de propagation végétative se révèle plus fréquente que le drageonnage, notamment en bordure d'oued, en plaine et dans les sites très venteux. Dans ce dernier cas, les arbres d'arganier se font courber 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 semble impossible de tirer profit de ces marcottes naturelles pour régénérer l'arganeraie (BELLEFONTAINE, 2010).

La technique de marcottage aérien la plus courante consiste à entailler l'écorce de branches fines de 1 à 2 cm de diamètre, puis à badigeonner le cambium mis à nu avec une hormone (AIB 0,4 %). Le type d'entaille ou de blessure varie selon les espèces, de l'incision légère à l'annulation complète. En effet, certains auteurs préconisent une annulation corticale complète sur 1 à 4 cm de long et très peu profonde (MOKHTARI et ZAKRI, 1998), d'autres recommandent de pratiquer une incision légère sur 3 cm tout en laissant l'écorce en place, ou encore une double incision sur le haut et le bas du rameau (MOKHTARI, 2002).

La multiplication de l'arganier via le marcottage semble connaître des difficultés. Selon les résultats, de l'étude conduite par MOKHTARI (2002), toutes les marcottes avec incision complète de l'écorce se sont desséchées (48 sur 144) après 45 jours. Seules les

marcottes, avec incision partielle, restent vivantes avec certaines d'entre elles qui forment des cals et arrivent à se souder. Après 5 mois d'entretien, seules 2 marcottes sur 144 ont produits chacune une racine unique (une racine par marcotte sur deux arbres différents).

Pour le marcottage de l'arganier, beaucoup de questions restent posées sur le pourquoi de ce dessèchement rapide des marcottes incisées complètement (MOKHTARI, 2002). Le Marcottage n'exige ni serres, ni nébulisation, ni substrat spécial, et donc mérite des recherches pour contourner ces difficultés et parvenir à l'enracinement d'un grand pourcentage de marcottes, surtout que les racines obtenues sont souvent longues et solides.

3.2.4. Le greffage

Le greffage est un processus qui consiste à rassembler les performances de deux sujets ; le greffon et le porte greffe. L'opération doit aboutir à la connexion des systèmes vasculaires des deux symbiotes. 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 le porte greffe.

Pour l'arganier, les portes greffes peuvent être soit un sujet adulte (un arbre de forêt) ou un sujet issu de semis, de 6 à 8 mois d'âge, planté en conteneur. Les greffons utilisés sont, de préférence, des pousses de l'année, qui sont choisis selon des critères de performance tels que la résistance, le rendement, la forme, l'absence d'épines. Pour être facilement insérés, les greffons doivent être de taille inférieur à celle des portes greffes (3 à 4 cm de diamètre) (MOKHTARI, 2002).

Les différents types de greffes testées sur l'arganier sont : l'écussonnage, la perforation latérale et apicale, la fente apicale, la greffe par approche simple ou compliquée. La greffe en fente apicale simple et la greffe par perforation latérale ou apicale sont les plus faciles et donnent de meilleures résultats. Les autres formes de greffes se dessèchent ou se décollent (MOKHTARI, 2002).

La maîtrise des conditions écologiques est une condition primordiale pour la réussite du greffage. En définitif, quatre (04) stades sont déterminants pour le greffage : préparation

du matériel végétal, l'opération du greffage, contact et union de la greffe et l'acclimatation des plants greffés (MOKHTARI, 2002).

Les raisons qui amènent à pratiquer le greffage chez l'arganier sont les suivantes :

- Conserver les avantages offerts par les plants semis (racines profondes, la non transmission des virus). Ces critères ne peuvent pas être obtenus par bouturage.
- Multiplier certains clones qui ne peuvent être multipliés par d'autres méthodes végétatives.
- Changer des plants indésirables déjà établis (greffe sur pied). Ceci peut aider à créer des zones d'arganier fruitier ou ornemental, en fonction des caractères à intérêts d'usage.
- Réunir les performances dans le plant greffé, par la combinaison des caractères de résistances aux maladies et aux stress, de vigueur et de productivité, à la fois du porte greffe et du greffon.
- Changer les phases de croissance en vue d'accélérer l'entrée en maturation et augmenter son rendement quantitatif et qualitatif.
- Domestiquer l'arganier en reproduisant certaines de ses performances (rendement, qualités des fruits et précocité, qualité médicinale).

3.3. Régénération par les techniques de culture *in vitro*

3.3.1. Généralités

Les biotechnologies constituent, depuis quelques années, une imposante composante de toutes stratégies de recherche relatives à la multiplication et/ou à l'amélioration génétique des espèces végétales. En effet, devant une demande quantitative toujours croissante et qualitative de plus en plus restrictive, les techniques classiques encore employées aussi bien pour la multiplication que pour l'amélioration génétique des végétaux sont relativement lentes et toujours limitées (CHAARI KHRIS et al, 2008).

La technique de culture *in vitro* (appelée aussi micropropagation), une branche de la biotechnologie végétale, est un mode de multiplication végétative artificielle des plantes. Il s'agit d'un ensemble de méthodes faisant intervenir d'une part l'asepsie (stérilisation du matériel, désinfection des explants) et d'autre part des conditions de culture parfaitement contrôlées (milieux de culture définis pour chaque type de plante, température, lumière, humidité, etc.).

Théoriquement, n'importe quel type d'organe (bourgeon, feuille, racine...) ou fragment d'organe, prélevé sur une plante, peut être cultivé sur milieu nutritif synthétique approprié et produire la plante mère de départ.

La micropropagation est une technique qui présente d'énormes avantages comparativement aux méthodes de multiplication classiques. Parmi ces avantages nous pouvons citer :

- Son applicable à un large éventail de plantes (arbres fruitiers, forestiers, vignes, rosiers, etc.) ;
- L'obtention d'un grand nombre de plantes (un bourgeon de rosier par exemple, peut produire entre 200 000 et 400 000 descendants en une année contre 40 pieds produits par les méthodes classiques) ;
- Intérêts économiques : coût d'entretien des pieds mères moins important, rapidité des récoltes avec ce processus ;
- obtention de plantes saines, indemnes de maladies ;
- faible encombrement des cultures ;
- facilité dans le contrôle des facteurs du milieu ;
- souplesse de la production vis à vis de la demande ;

Ce sont aussi des cultures qui se pratiquent indépendamment des saisons.

La multiplication *in vitro* des plantes peut emprunter des voies très différentes soit en provoquant et en accélérant le débourrement axillaire normal des explants (chaque bourgeon constitue potentiellement une nouvelle plantule : c'est le microbouturage), soit en provoquant l'apparition des bourgeons adventifs en des endroits inhabituels (caulogénèse), soit en favorisant la différenciation d'embryons (embryogénèse somatique) comparables aux embryons zygotiques des graines (ZRŮD, 1988).

3.3.2. Micropropagation de l'arganier

L'intégration de la micropropagation à l'arganier peut contribuer considérablement à sa préservation (conservation) mais aussi à sa valorisation. En effet, la maîtrise de la multiplication de cet arbre endémique (actuellement menacée de disparition) par des techniques modernes, est inéluctablement à sa sauvegarde et aussi à sa valorisation.

L'intégration des techniques de culture *in vitro*, dans des programmes visant la multiplication de l'arganier, est récente et aussi très limitée. A travers la synthèse bibliographique faite sur le sujet, nous avons constaté que l'essentiel des travaux (limités à deux ou trois articles) ont porté sur la régénération de plants via le microbouturage et / ou l'organogénèse.

C'est surtout le microbouturage qui semble réussir le mieux avec l'arganier mais pas l'organogénèse. Plusieurs tentatives de culture *in vitro* de l'arganier via l'organogénèse ont été entreprises mais en vain. L'ensemble des résultats ont conduit surtout à l'obtention de calcs et / ou de racines sans qu'il y ait induction de bourgeons néoformés ou d'embryons somatique (CHAKEUR et YOUSFI, 2007 ; DJOUDI et DJELLOULI, 2009).

Cependant, HAFES, (1998) semble avoir réussi l'obtention de calcs et des racines à partir d'explants de bourgeons terminaux (prélevés d'arbres âgés de deux ans). Le milieu testé, lors de cette étude, contenait les sels minéraux de GAMBORG dilués à moitié (B₅/2) et un mélange hormonal composé de 0.5 mg/l d'ANA et de 0.5 mg/l de BA.

D'autres études réalisées avec des explants d'embryons zygotiques mûrs (BENARADJ, 1999) et immatures (DJOUDI et DJELLOULI, 2009) n'ont pu donner que des calcs et des racines néoformées.

Une optimisation des milieux de culture et des conditions d'environnement est nécessaire pour améliorer le rendement, en quantité et en qualité, des différentes étapes de micro propagation de l'arganier. En outre, la mise au point d'un système de micro propagation à partir d'arbres adultes est primordial pour insérer cette technique dans des éventuels programmes de reboisement, de sélection et d'amélioration génétique de l'espèce.

À l'Institut National de la Recherche Agronomique (I.N.R.A) de Dijon, les essais ont porté sur du matériel végétal non lignifié provenant de pieds-mères âgés de 1 à 3 ans, cultivées sous serre. Ces pieds-mères proviennent de 28 géotypes sélectionnés au Maroc. Le protocole de production de microboutures (NOUAIM, 2005) préconise le milieu de culture de Murashige et Skoog (MS) qui induit un bon développement de pousses de plus de 5 cm chez certains clones (NOUAIM et *al.*, 2002). D'autres clones montrent des taux de multiplication plus faibles avec des symptômes de nécrose sur les apex.

Lors de cette étude NOUAIM et *al.* (2002) ont constaté que le taux d'enracinement des microboutures est meilleur lorsqu'ils utilisent du « terragreen » comme substrat à la place de l'agar. Ceci atteste que la phase d'enracinement de l'arganier est très sensible aux propriétés du substrat qu'à sa composition chimique (NOUAIM et *al.*, 2002).

Récemment, une étude, faite dans le cadre des projets de fin d'étude, a montré la possibilité de régénération de l'arganier via le microbouturage et cela à partir d'un matériel végétal adulte (bouture prélevées d'arbres adultes) ou bien d'un matériel juvénile (vitro plant ou vitrosemis). Le milieu favorable pour le débourrement des bourgeons axillaires était celui de Murashig et Skoog (MS), additionné de 0.5 mg/l de BA, l'élongation des pousses a eu lieu sur un milieu contenant le GA₃ (0.1 mg/l). L'enracinement était faisable mais à un taux très faible sur un milieu d'induction combinant 5mg/l de ANA et de AIB chacune. Les racines apparaissent à partir de cals, elles étaient de petite taille et d'une grande fragilité, de ce fait, la transplantation des plants d'arganier obtenus se termine par un échec (NAAS et ZIANI, 2008).

La multiplication *in vitro*, en particulier le microbouturage à partir de pieds adultes, a été proposé comme une alternative intéressante soit à des fins de recherche, soit pour une production accélérée et en masse d'arganiers sélectionnés. Les résultats rapportés par certains auteurs ont montré, lors du microbouturage de l'arganier à partir de matériel végétal juvénile, un arrêt de croissance des microboutures dès les premiers stades de culture (THEWYS (1987), AAOUINE et BAZAGRA (1990). Le microbouturage de l'arganier à partir d'arbres adultes est caractérisé par un faible taux d'enracinement n'excédant pas les 30 % (BAKKALI KACIMI, 1997). De plus, les racines secondaires ne se développent pas et par voie de conséquence aucun vitroplant n'a pu être acclimaté en serre (BOUSELMAME et *al.*, 2001).

Les principales difficultés rencontrées dans la manipulation *in vitro* des ligneuses tiennent :

- Aux fortes contaminations des explants et à la difficulté d'obtenir une culture axénique.
- A la libération de substances phénoliques dans le milieu de culture.
- Au statut de la plante-mère (son génotype, son état nutritionnel).
- Au statut physiologique de l'explant (WALALI LOUDLY, 1993).

La présente étude a été menée au laboratoire de Biotechnologie Végétale de l'Université Hassiba Ben Bouali, Chlef. Le protocole expérimental mis en place comprend : la germination des graines, le microbouturage et l'enracinement.

1.1. Matériel végétal

1.1.1. Choix et provenance

Le choix du matériel végétal a été effectué selon la voie de multiplication empruntée lors de cette étude. Dans l'ensemble, deux modes de multiplication ont été expérimentés sur l'arganier.

Le matériel végétal destiné à la réalisation des expérimentations est constitué de :

- Noyaux murs (graines) collectés sur des arbres adultes de la wilaya de Tindouf et de Mostaganem (Figure 07).
- Boutures herbacées (ou de jeunes pousses non lignifiées) d'une longueur de 5 à 6 cm (Figure 08, A), prélevées sur la partie terminale des nouvelles tiges ou des rejets de souches d'arbres adultes d'arganier, âgés d'environ 11 ans, cultivés dans la station expérimentale des services de la conservation des forêts de la wilaya de Chlef. La période de prélèvement des boutures est entre le mois de Février et le mois d'Avril. Les boutures prélevées sont mises dans des boîtes de pétrie contenant du papier buvard humecté. Une fois au laboratoire, elles sont soit immédiatement utilisées, soit conservées au réfrigérateur à une température de 4 °C.
- Vitro-plants obtenus suite au développement de bourgeons axillaires des boutures de départ (celles récoltées des arbres adultes) dans des tubes à essais contenant des milieux à cytokinines (Figure 08, B).



Figure 07 : Noyaux (ou graines) murs d'arganier provenant de Tindouf (A) et de Mostaganem (B)

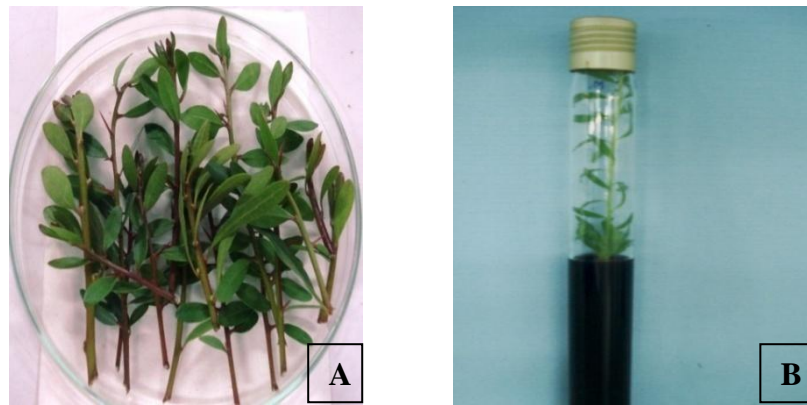


Figure 08 : Aspect des boutures herbacées (A) et vitro-plant (B) d'arganier utilisés lors de ce travail.

1.1.2. Préparation et stérilisation

a. Graines

Avant la mise en germination, nous procédons d'abord au dépulpage des fruits pour récupérer les noyaux (Figure 09, A). Ces derniers seront lavés à l'eau savonneuse et rincer à l'eau courante. Les amandes récupérées après concassage des noyaux (Figure 09, B) subissent deux principaux prétraitements : un trempage pendant 48 heures soit dans l'eau distillée à une température ambiante soit dans une solution d'Acide Gibbérellique (1 mg/l) à 4°C.

Après la phase de prétraitement, les amandes sont désinfectées en les trempant d'abord dans une solution d'alcool (l'éthanol 70°) pendant 10 à 15 secondes puis dans une solution contenant de l'hypochlorite de Sodium (20%), quelques gouttes de savon liquide et de Tween 20, pendant 10 minutes, avec une agitation continue. Les amandes rincées plusieurs fois à l'eau distillée stérile, sont maintenues dans l'eau du dernier rinçage pour faciliter l'enlèvement des téguments qui les enveloppent.









Figure 09 : Récupération de noyaux d'arganier après dépulpage (A) et des graines après concassage (B)

b. Boutures

Les boutures utilisées étaient prélevées de trois pied-mères d'arganier sélectionnés (des arbres adultes cultivés dans la station expérimentale des services de la conservation des forêts de la wilaya de Chlef) représentant chacun un génotype (G1, G2 et G3), ayant des caractéristiques morphologiques différentes (Tableau I).

Les extrémités basales de ses boutures sont obstruées par du paraffine afin d'éviter la pénétration des substances désinfectantes. L'élimination des bactéries, des champignons et d'autres micro-organismes qui vivent en parasite avec les plantes nécessite une stérilisation de surface. Elles sont essuyées avec du coton imbibé de Tween 20 puis lavées pendant quelques minutes, sous l'eau courante.

Tableau I : Caractéristiques morphologiques spécifiques des trois génotypes d'arganier

Génotype	Caractéristiques morphologiques		
	Feuille	Fruit	Epines
G ₁	Petite		- Peu apparentes - Réduites
G ₂	 Allongée		- Apparente - Grandes
G ₃	 Petite		 - Apparente - Grandes

Les boutures sont immergées cinq (05) secondes dans l'éthanol 70 ° puis 20 minutes dans une solution d'hypochlorite de Sodium (20%) additionné de quelques gouttes de savon liquide (ISIS) et de Tween 20, avec une agitation continue du mélange. Les explants sont ensuite rincés trois (03) fois dans l'eau distillée stérile pour éliminer les traces des détergents.

1.2. Choix et préparation des milieux de culture

Lors de cette étude, nous nous sommes servis de milieux de culture comprenant le milieu de base MS (Murashige et Skoog, (1962)) (Composition en Annexe 01), du saccharose à 30 g/l et du charbon actif apporté à une concentration de 5g/l.

Les tissus présentent des besoins spécifiques vis-à-vis des régulateurs de croissances (phytohormone). Ces substances ont une influence très sensible sur la croissance (AUGE, 1984).

Les régulateurs de croissance utilisés lors de cette étude sont des auxines et des cytokinines et des gibbérellines (GA₃) apportées soit seuls ou soit en combinaison dans les milieux de culture. Les cytokinines utilisées sont : la BA (6-benzyladénine) et la Kinétine (6-furfuryl-aminopurine). Elles sont testées à différentes doses (0,1 - 0,5 et 1 mg/l). Les auxines sont représentées par l'ANA (Acide α - Naphtalène Acétique), l'AIA (acide indole acétique), l'AIB (Acide Indole Butyrique) et le 2,4-D (2,4- dichlorophénoxyacétique), employées aux doses de 0.5, 1, 2, 4,10 et 20 mg/l.

Le pH est ajusté à 5,7 à 5,8 à l'aide d'une solution de NaOH (1N) et de HCl (1N), puis solidifié par 7 g/l d'agar-agar, qui n'est dissoute que par chauffage jusqu'à ébullition. Une fois le milieu préparé, il est reparti dans des tubes à essai, puis stériliser dans l'autoclave (à 120 °C pendant 20 minutes).

1.3. Préparation des explants et mise en culture

1.3.1. Graines

Les amandes d'arganier sont maintenues dans l'eau distillée stérile (sous hotte stérile) pendant deux (02) heures en vue d'attendrir le tégument entourant l'embryon. Par l'application d'une incision, à l'aide d'une pince et un scalpel, au niveau du tégument couvrant l'amande et en exerçant une légère pression sur celle-ci, l'embryon et ses cotylédons sont ainsi expulsés (Figure 10, A). Les embryons attachés à un fragment d'un cotylédon sont par la suite mis en germination des tubes à essais contenant des milieux de

culture, à raison d'un embryon par tube (Figure 10, B), les explants séjournent pendant 30 jours dans le même milieu.

Durant cette partie, nous avons testé l'effet de plusieurs paramètres sur le taux de germination des d'arganier. Ces paramètres sont : la provenance des graines (Tindouf et Mostaganem), le pré traitement (GA_3 + froid et l'eau distillée à une température ambiante), l'état de l'explant utilisé (graine entière et axe embryonnaire avec un fragment de cotylédon) ainsi que l'exposition des cultures (lumière ou obscurité).

1.3.2. Boutures

Cette étape est réalisée sous hotte stérile à flux laminaire. Les jeunes boutures d'arganier prélevées et stérilisées sont sectionnées en petits segments (ou petites boutures) pourvus de 2 à 3 nœuds. Après élimination des jeunes feuilles et des épines à l'aide d'un scalpel et d'une pince (préalablement stérilisés dans l'étuve), les petites boutures sont ensemencées dans des tubes à essais contenant des milieux de culture (Figure 11).

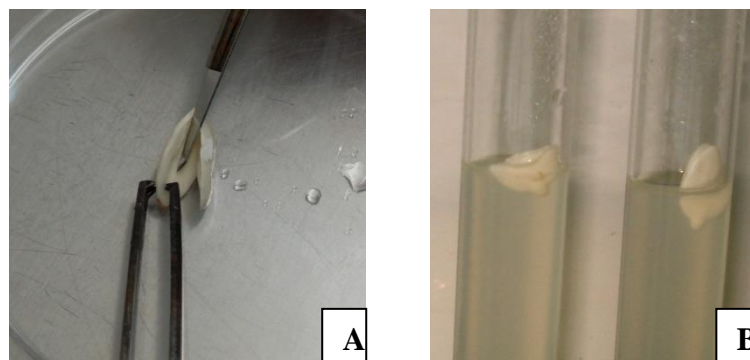


Figure 10 : Elimination des téguments d'une graine d'arganier (A) et sa mise en culture (B)



Figure 11 : Microbouture d'arganier préparée pour la mise en culture

1.3.3. Conditions de culture

Toutes les cultures ont été placées dans une chambre de culture, exposées à une température avoisinant les $23 \pm 2^{\circ}\text{C}$ et une photopériode de 16/8h, pendant des durées (jours) variées.

I.4. Suivi des cultures et analyse des données

Les mesures des paramètres expérimentés sont été faites en fonction du temps (après 5, 10, 20 et 30 jours) de culture. Un dispositif complètement aléatoire a été adopté et 33 explants ont été utilisés par traitement avec trois (03) répétitions pour chaque traitement.

Les traitements ont été discriminés par comparaison multiple des moyennes après analyse de variance suivie du test de Tukey's HSD (Honest Significant Difference), pour son efficacité, au seuil de confiance $\alpha = 5 \%$.

L'objectif de la présente étude vise, comme nous l'avons rappelé en introduction, à régénérer des plantes entières d'arganier (*Argania spinosa* Skeels) par microbouturage. Deux principaux paramètres connus pour leur influence sur ce processus morphogénétique ont été testés. Il s'agit de l'origine des explants (microboutures) et de la composition hormonale des milieux de culture.

Dans ce chapitre, nous présenterons d'abord les résultats des essais préliminaires que nous avons entrepris dans le but de maîtriser la phase de germination des graines *in vitro* (vitrosemis). Une étape que nous avons jugé utile d'inclure dans ce travail. Elle nous a permis d'avoir une source de microboutures à partir de vitrosemis. Puis, nous présenterons les résultats relatifs au microbouturage et aux effets d'un certain nombre de paramètres sur ce processus.

2.1. Germination des graines

La propagation *in vitro* de l'arganier par semi est confrontée à des problèmes liés aux faibles pourcentages de germination des semences à cause de l'effet combiné de la non viabilité et la dormance des graines.

Les résultats des essais sur la germination montrent que les graines d'arganier des deux lots (Tindouf et Mostaganem), soumises aux différentes conditions de culture, germent après cinq (05) jours de leur mise en culture (Figure 12, A). La première feuille apparaît à partir du quinzième jour (Figure 12, B), au bout de 30 jours, on obtient une plantule entière (Figure 12, C).

D'après les résultats présentés dans le tableau II, nous relevons que l'aptitude de germination des graines varie en fonction de provenance des graines. En effet, les graines de Mostaganem semble présenter des aptitudes germinatifs présentent un pouvoir germinatif meilleur que celles de Tindouf (Figure 13) quelque soit le prétraitement appliqué, l'état de la graine employée (axe embryonnaire avec ou sans cotylédon) ou la condition photopériodique (sous lumière ou obscurité) (Tableau II).

Nous relevons aussi que pour les taux de germination des graines de même provenance changent en fonction du prétraitement appliqué, de l'état de la graine et la condition photopériodique testée.

A titre d'exemple, le taux de germination des graines de Mostaganem a atteint les 100% lorsqu'on applique des prétraitements impliquant le GA₃ et une température à 4°C, sur des graines à cotylédons cultivées en lumière continue (Tableau II). Avec l'emploi d'un prétraitement à l'eau distillée, ces mêmes graines à cotylédons donnent des taux de germination de l'ordre de 70%.

Avec les graines de Tindouf, ces mêmes conditions (prétraitement en GA₃ + graine avec cotylédon + lumière), ont conduit à l'obtention d'un taux de germination de 57.14% (Meilleur taux enregistré avec les graines de Tindouf).

Tableau II : Effet de plusieurs paramètres sur le taux de germination des graines d'arganier après 30 jours de culture.

Provenance	Prétraitement	Explant utilisé	Exposition	Taux de germination (%)
Tindouf	Solution de GA ₃ + 4°C	Axe embryonnaire avec cotylédon	Lumière	57.14
			Obscurité	33.33
		Axe embryonnaire	Lumière	00.00
			Obscurité	00.00
	Eau distillée + Température ambiante	Axe embryonnaire avec cotylédon	Lumière	00.00
			Obscurité	00.00
		Axe embryonnaire	Lumière	00.00
			Obscurité	00.00
Mostaganem	Solution de GA ₃ + 4°C	Axe embryonnaire avec cotylédon	Lumière	100
			Obscurité	38.33
		Axe embryonnaire	Lumière	00.00
			Obscurité	00.00
	Eau distillée + Température ambiante	Axe embryonnaire avec cotylédon	Lumière	73.46
			Obscurité	00.00
		Axe embryonnaire	Lumière	00.00
			Obscurité	00.00

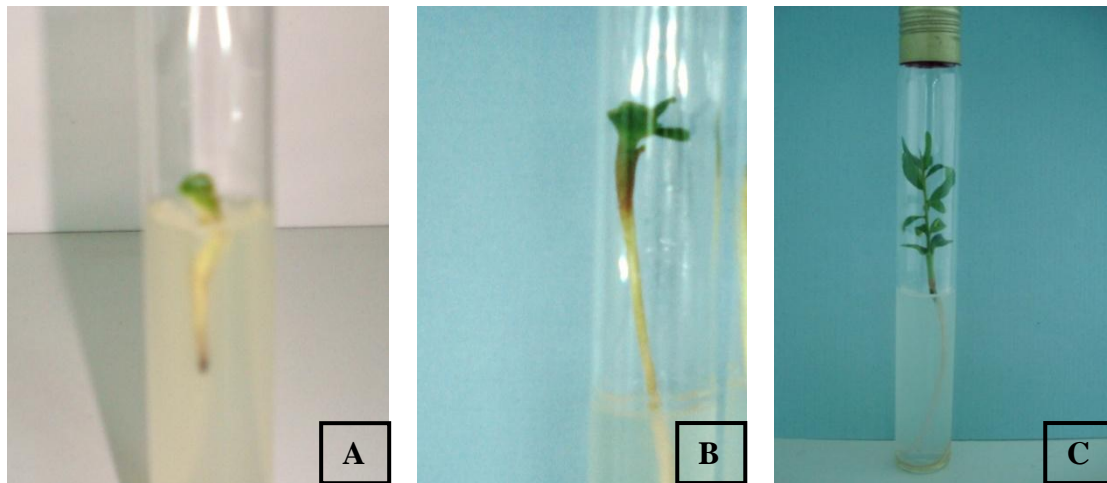


Figure 12 : Les différentes étapes de développement d'une graine mise en germination : apparition de la radicule (A), apparition de la première feuille (B) et formation d'un vitro semis (C).

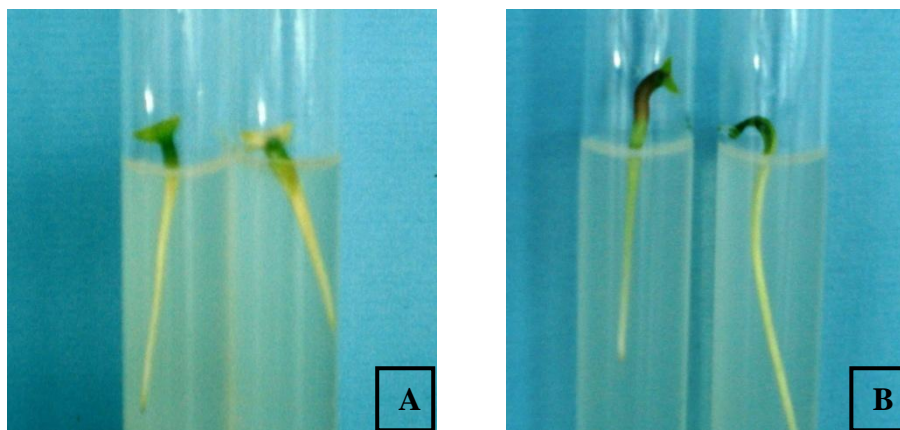


Figure 13 : Germination des graines provenant de Tindouf (A) et de Mostaganem (B).

A travers ses résultats, nous pouvons dire que le facteur prétraitement, dans lequel nous avons utilisé les GA_3 , semble stimuler fortement le processus de germination des graines d'arganier. Les autres facteurs comme l'excision des cotylédons ou les conditions photopériodiques, ont aussi leur part d'influence sur la germination. Les différences d'aptitudes de germination enregistrées entre les graines de Tindouf et celles de Mostaganem peuvent être liées soit à un facteur génotypique soit à un facteur lié à la viabilité des graines (âge des graines). Concernant ce dernier facteur, nous avons constaté que la cueillette des graines de Mostaganem était plus récente que celle de Tindouf. L'âge, dans ce cas pourrait jouer un rôle déterminant sur le taux de germination des graines. La perte de viabilité des graines, peut dans certains cas apparaître après à une longue dormance comme le confirme certains auteurs (MAZLIAK, 1982 et HELLER, 2000).

Selon une étude faite par BANI AAMEUR et ALOUANI (1999), le pourcentage de germination des graines d'arganier ne dépassait pas les 27 %, à cause de la dormance tégumentaire et embryonnaire, de la viabilité des semences. Les plantules produites sont de mauvaises qualités et très hétérogènes.

Il est à déduire que la dormance rencontrée chez les graines d'arganier peut être levée par l'usage de GA₃ et le stockage au froid, sachant que l'acide Gibbérellique accélère la germination tout en évitant une longue exposition des semences à la contamination (ALOUANI et BANI AAMEUR, 2004).

L'acide gibbérellique exogène a été appliqué chez plusieurs espèces pour couvrir les besoins de l'embryon afin de stimuler la germination, pour augmenter le potentiel de développement de l'embryon ou pour réduire la sensibilité au froid des graines (BRADBEER, 1988 ; GENEVE, 1991 ; EVAN et *al*, 1996).

Les résultats de cette expérience préliminaire, nous ont permis d'adopter l'emploi des GA₃ comme prétraitement pour obtenir les meilleurs taux de germination, autrement dit le maximum de vitro semis (matériel végétal nécessaire à la poursuite de nos expériences).

2.2. Microbouturage d'arganier

2.2.1. Débourrement des bourgeons axillaires

Le débourrement désigne le moment où les bourgeons des boutures se développent pour laisser apparaître leur bourre (terme désignant le duvet et les jeunes feuilles et fleurs enfouies dans les bourgeons de nombreux arbres). La réussite de la phase d'établissement se base principalement sur la bonne maîtrise du débourrement des bourgeons. Lors de ce travail, plusieurs facteurs, pouvant influencer le pourcentage de débourrement, ont été testés. Nous présentons les résultats de l'effet génotypique, des régulateurs de croissance (particulièrement les cytokinines) et de l'origine des explants sur le pourcentage de débourrement.

a. Effet des régulateurs de croissance

Les régulateurs de croissance testés, lors de cette étude, sont de deux types : cytokinines (BA et Kinétine) et auxines (ANA, AIA, AIB, 2,4-D). Leur apport dans les milieux de culture s'est fait séparément.

Les résultats obtenus ont montré des réactions très différentes du comportement des explants vis-à-vis la composition hormonale des milieux. Le taux de débourrement a significativement été affecté par la composition hormonale du milieu de culture.

Les résultats du tableau III révèlent que l'emploi de cytokinine seule, dans le milieu de culture, quelle que soit leur nature, est efficient sur le débourrement des bourgeons. La moyenne des bourgeons ayant débourré par bouture varie entre 1 à 2 (figure 14).

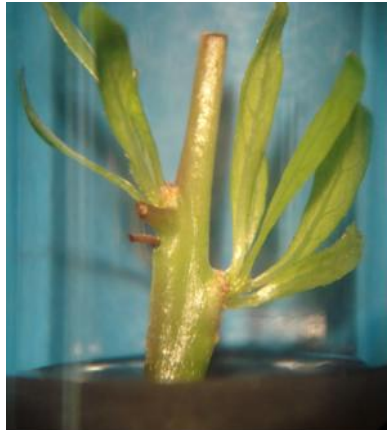


Figure 14 : Débourrement de deux bourgeons, d'une bouture prélevée de plante adulte, cultivée sur milieu à cytokinines (après 30 jours de culture).

Le taux le plus élevé a été obtenu dans les milieux à 0.5mg/l de BA et de Kn (96,96% et 90,90% respectivement) (Figure 15). L'addition de ces deux cytokinines à de faibles concentrations a permis d'obtenir des explants caulogène après 40 jours de culture (Figure 16).

Comme le montre les résultats de la figure 04, le pourcentage de débourrement varie, pour une même cytokinine, d'une concentration à une autre. S'agissant de la BA qui s'est montrée performante lors de ce travail, c'est avec les doses de 0.5 et 1 mg/l que les meilleures réponses au débourrement ont été obtenues.

L'emploi de la BA à 0,5 mg/l favorise surtout le démarrage des bourgeons axillaires secondaires de nos boutures initiales en formant des touffes denses de feuilles. Il semble d'après notre recherche bibliographique que cette hormone provoque la levée de dormance des bourgeons axillaires d'où leur développement (BOXUS, 1995). C'est une hormone très recommandée pour la micropropagation des ligneux (BOXUS, 1995, AUGÉ, 1984 et ZRYD, 1988).

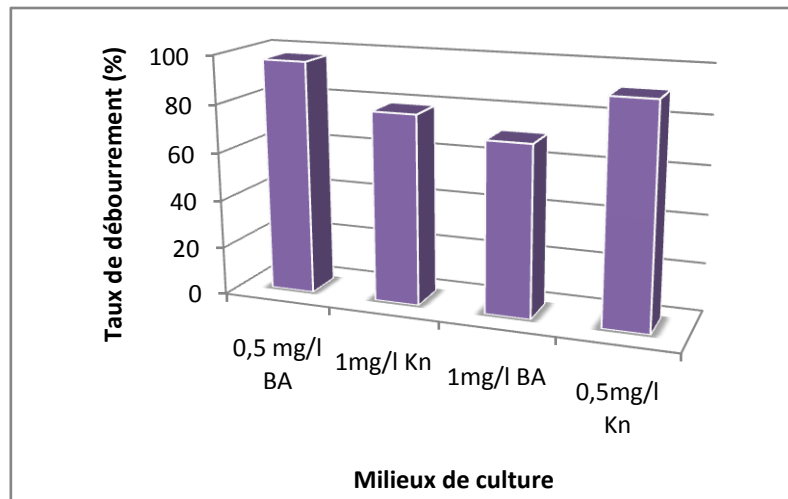


Figure 15 : Effet de la composition du milieu de culture sur le taux de débournement des bourgeons d'arganier



Figure 16 : Formation de pousses à partir de bourgeons axillaires d'arganier maintenus sur des milieux à cytokinines pendant 40 jours.

Tableau III: Pourcentage de reprise des bourgeons cultivés sur des milieux contenant différentes hormones

Nature du régulateur de croissance	Concentration (mg/l)	Pourcentage de reprise après 30 jours (%)
BA	0,5	96,96
	1	70,70
Kinétine	0,5	90,90
	1	78,78
ANA	0	25
	0,5	8,33
	1	25
	2	8,33
	4	0
AIA	0	25
	0,5	0
	1	0
	2	33,33
AIB	4	8,33
	0	25
	0,5	83
	1	75
2,4-D	2	50
	4	41,66
	0	25
	0,05	16,66
2,4-D	0,1	16,66
	0,5	0
	1	0

Les cytokinines sont l'une des composantes essentielles capables d'influencer le débourrement des bourgeons et leurs développement en tiges feuillées (ZRYID, 1988 ; AUGÉ, 1984 ; MARGARA, 1989). L'incorporation des cytokinines dans le milieu de culture initie le développement des pousses axillaires. Celles-ci prolifèrent d'autant plus qu'elles sont soustraites à l'inhibition corrélative du bourgeon apical. Les pousses ainsi multipliées sont isolées et mises à enraciner *in vitro* ou *in vivo* (WALALI LOUDLY, 1993).

Lors de cette étude, la BA, comparativement aux autres cytokinines, s'est révélée elle aussi d'une efficacité moyenne à bonne. La bonne action de cette hormone sur le débourrement des bourgeons s'est exprimée aussi chez le chêne-liège (EL KBIACH, 2002) et l'Acacia (SANE et al., 2001).

Selon la littérature, la BA été la cytokinines la plus communément utilisée en micro bouturage soit seule ou en combinaison avec la Kinétine, mais son usage en concentration élevées peut avoir un effet inhibiteur de développement des bourgeons axillaires et cause des anomalies de formation comme la vitrification (MENDOSA DE GYVES *et al.*, 2007). Compte tenu des résultats obtenus, concernant le débourrement des bourgeons axillaires, nous pouvons dire que la cytokinine (BA) doit être présente dans le milieu de culture pour le développement des explants, cette même constatation a été faite chez *Quercus suber* (MANZANERA *et al.*, 1990).

La kinétine a favorisé les meilleurs débourrement et le meilleur développement des bourgeons axillaires chez *Irvingia gabonensis* (DMOKOLO *et al.*, 2003).

Concernant l'effet de la durée d'exposition des cultures sur le taux de débourrement, nous avons suivi l'évolution de ce taux (chaque 5 jours) pendant une période de 30 jours. Les microboutures testées sont maintenues en culture sur milieu contenant 0.5 mg/l de BA (milieu ayant donné les meilleures réponses).

On a constaté que la reprise d'activité des bourgeons sur les différents milieux (le débourrement) a commencé, après cinq (05) jours de mise en culture, sous forme de gonflement (Figure 17, A), on remarque que les bourgeons ne débourrent pas au même temps, certains n'arrivent pas à se gonfler qu'après 10 jours et même plus. Les premières ébauches foliaires apparaissent nettement au sein du bourgeon dans les 15 jours qui suivent (Figure 17, B). Après 30 jours de culture, la touffe de feuilles est complètement formée et chlorophylée (Figure 17, C).

Selon le graphe (figure 18), on déduit que l'étalage de la durée de culture sur le même milieu avait un effet supplémentaire ; le taux de débourrement évolue en fonction du temps.



Figure 17: Evolution de débourement des bourgeons axillaires : Gonflement du bourgeon après 5 jours (A), apparition des primordiaux foliaires après 15 jours (B) et formation d'une touffe de feuilles après 30 jours (C) d'une microbouture d'arganier

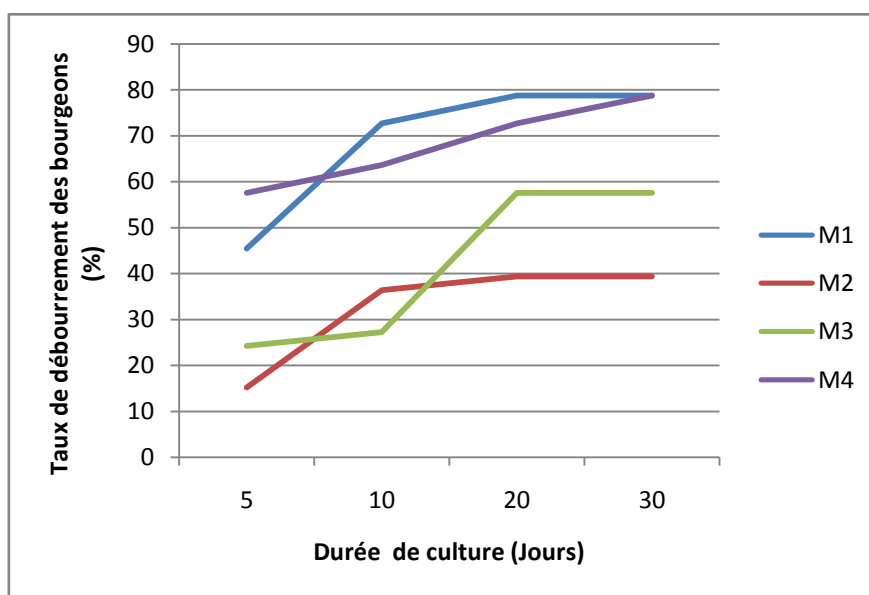


Figure 18 : Evolution du taux de débourement des bourgeons axillaires d'arganier sur les différents milieux à cytokinines en fonction du temps.

Globalement il y a eu un bon développement de tous les explantsensemencés avec quelques pertes dues au brunissement des explants et la contamination fongique avec un taux qui est resté dans les limites acceptables (14%).

Les nécroses rencontrées sur certains explants durant la phase de débourement des bourgeons axillaires d'arganier sont expliquées par le fait que l'atmosphère des tubes à essai

était saturée d'eau, ce qui entraîne une non remobilisation du calcium dans les tissus, donc une carence de calcium, causant par la suite une nécrose des tissus en activité (WALALI LOUDLY, 1993).

L'oxydation du milieu de culture par les polyphénols exsudés par l'explant est souvent une cause d'échec des premières phases de culture. L'utilisation de substances anti-oxydantes ou adsorbants a été autant le traitement appliqué dans ce cas pour surmonter les difficultés de cette première phase. Dans notre cas, l'ajout de charbon actif dans le milieu de culture a diminué la perte d'explant.

Parlant de l'usage d'auxines seules à différentes concentrations, il a permis le débourrement de bourgeons axillaires, mais à des proportions faibles (Tableau III). Ce sont les milieux à AIB qui semblent stimuler le plus le débourrement des bourgeons (figure 19). En effet, la plupart des concentrations utilisées permettent des taux de débourrement ayant atteint les 40 %. Avec la dose de 0.5 mg/l, ce taux a pu être grimé jusqu'à atteindre les 83 % (tableau III).

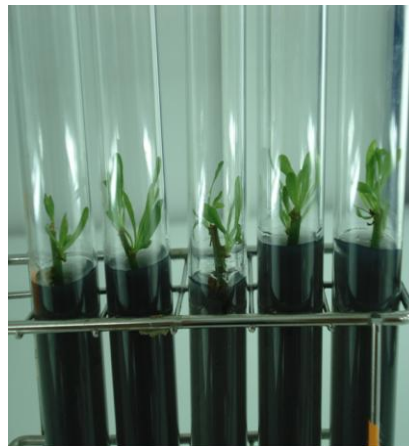


Figure 19 : Apparition de touffes de jeunes feuilles verdâtres sur milieu à auxines après 30 jours de culture.

b. Effet du génotype

Dans cette partie expérimentale, nous avons testé l'effet du génotype de l'explant sur le taux de débourrement des bourgeons axillaires. L'expérience a été conduite avec des boutures prélevées de trois arbres (trois génotypes différents dénommés : G1, G2 et G3), cultivés en plein champ de la station expérimentale des services de forêts de Chlef. Les explants étaient ensemencés sur quatre (04) milieux, contenant la BA et la Kn à 0.5 et 1mg/l chacune, apportées séparément.

Les résultats, représentés dans la figure 20, mettent en évidence l'existence d'une différence génotypique notable. C'est avec les génotypes G1 que les meilleures aptitudes de débournement des bourgeons ont été obtenues. Les taux de reprise a pu atteindre 78 % sur le milieu à 0,5 mg/l de Kn après 30 jours de culture. Les bonnes performances affichées par ce génotype se manifestent aussi avec les trois autres milieux.

La composition de milieu de mise en culture joue un rôle très important dans l'organogénèse. L'effet d'un milieu de culture résulte de l'ensemble des interactions des différents éléments qui les composent. Certains d'entre eux stimulent le processus du développement *in vitro*, d'autres, par contre, ont peu d'influence sur le débournement (BRHADDA *et al*, 2003; GRIGORIADOU *et al*, 2002).

En ce qui concerne notre choix du milieu de culture MS pour la réalisation de nos expérimentations, il a été généralement admis que les tissus des plantes ligneuses se développent mieux sur le milieu de culture MS de Murashige et Skoog et ses milieux dérivés. Certains auteurs utilisent simplement une dilution au 1/2 ou au 1/4 des macroéléments de MS. Aussi, il a été constaté qu'il est le plus efficace pour le débournement des bourgeons et le développement normal des plantules de *Dittrichia viscosa* (BOONNE *et al* ; 1992).

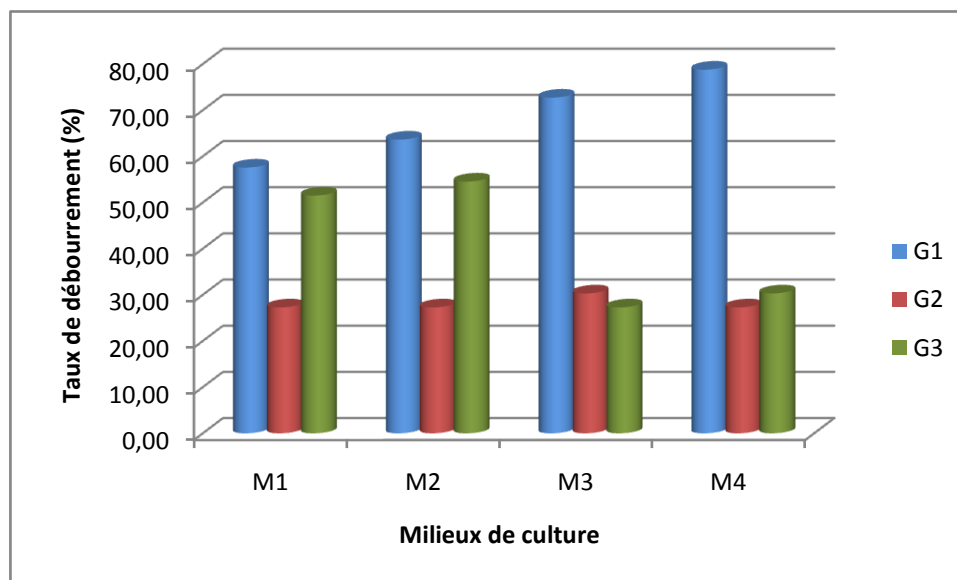


Figure 20 : Variation du taux de débournement des bourgeons axillaires d'arganier selon les génotypes sur les différents milieux à cytokinines

c. Effet de l'origine des explants

Dans cette expérience, nous avons testé l'effet que peut procurer l'origine des explants (microboutures) sur le pourcentage de débourrement des bourgeons. Par origine des explants nous désignons la provenance du matériel végétal choisies : des micro boutures prélevées soit à partir de plantes adultes (G1), soit à partir de vitroplants. Les pousses sont sectionnées en fragments de deux (02) bourgeons et remis en culture sur les milieux à cytokinines, dans ce cas la on parle de première subculture (Figure 21).

D'après les résultats (figure 22), nous constatons que le taux de débourrement des bourgeons axillaires provenant de plantes mères, après 30 jours de culture et sur les quatre (04) milieux à cytokinines, varie globalement entre 70 % et 96 % . Quant aux bourgeons issus de vitro plants, leurs taux de débourrements ont atteint les 100%.

Comme nous l'avons pu constater, les explants issues de vitroplants semblent plus réactifs à l'égard du débourrement que ceux provenant d'arbres adultes. Des observations, de même type, ont été faites par NAGHMOUCHI et *al.*, (2007) sur le caroubier.

Les microboutures obtenues après plusieurs subcultures, sur milieux riches en cytokinines, présentent souvent des aptitudes de débourrement plus performantes (caractères juvéniles) (JONES, 1991).

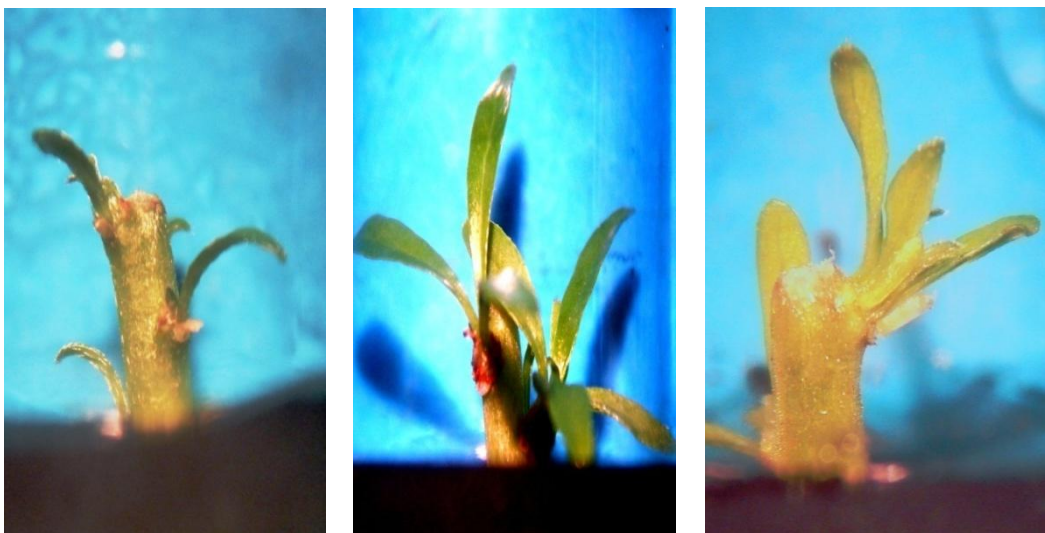


Figure 21 : Débourrement des bourgeons chez un vitro plant de 1^{ère} subculture

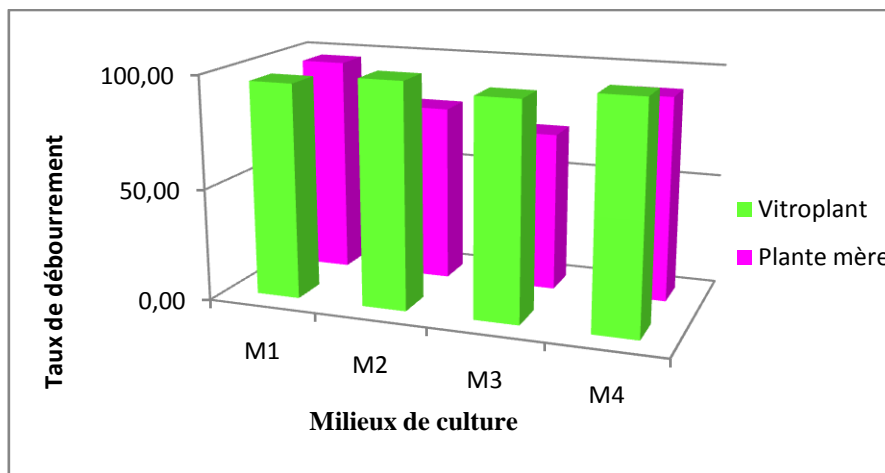


Figure 22 : Effet de l'origine de l'explant sur le taux de débourrement des bourgeons d'arganier

2.2.2. Elongation des pousses

a. Effet de la composition du milieu et provenance d'explants

Pour stimuler le développement des pousses à partir des bourgeons débouffrés (lors de la phase précédente), nous avons transféré ces derniers sur des milieux frais, de même composition que le milieu de départ. Ces milieux sont pourvus de cytokinines ou d'acide Gibbérellique. La durée de culture dans ces milieux était de 30 jours.

Les résultats, présentés dans la figure 23, révèlent que la composition hormonale du milieu influence fortement le processus d'élongation des pousses régénérées. Que ce soit avec les bourgeons issus de plantes adultes ou de vitro plants, les meilleurs résultats sont toujours obtenus avec l'usage des GA_3 , à la dose de 0,1 mg/l (47 et 50 % respectivement). Avec ce milieu, la taille moyenne des pousses développées à partir de bourgeons de plantes adultes était de 1,14 cm alors qu'avec les bourgeons issus de vitro plants a atteint les 1,32cm (Tableau IV). Par ailleurs, il y a lieu de rappeler que les pousses obtenues sur milieu à GA_3 sont plus vigoureuses que celles obtenues sur milieux à cytokinines (Figure 24).

L'amélioration de l'élongation des pousses, avant leur enracinement en micropropagation, est souvent induite par l'apport de gibbérellines dans les milieux de culture d'après ZRYID (1988) et AUGÉ (1984).

Parfois, l'addition des Gibbérellines dans le milieu de culture ne conduit pas forcément à l'amélioration de l'élongation des pousses, elle joue plutôt un rôle défavorable comme c'est le cas chez le Chêne-liège (EL KBIACH, 2002)

L'acide gibbérellique, employé comme stimulant de la croissance des pousses, est considéré aussi comme un excellent activateur de l'enracinement comme la signalé NEMETH, 1979 chez le *Prunus myrobolan* et *Prunus mogho*. Il peut aussi jouer le rôle d'inhibiteur, comme c'est le cas chez le pêcher (MOSELLA et al, 1980).

Quant à l'emploi de la BA à 0,5 mg/l, il favorise surtout le démarrage des bourgeons axillaires secondaires de nos boutures initiales en formant des touffes denses de feuilles (figure 14). Il semble d'après certains auteurs que cette hormone provoque la levée de dormance des bourgeons axillaires d'où leur développement (BOXUS, 1995). C'est une hormone très recommandée pour la micropropagation des ligneux (BOXUS, 1995, AUGE, 1984 et ZRYD, 1988).

On note par ailleurs (figure 23), que les bourgeons issus de vitro plants de 1^{ère} subculture réagissent mieux en donnant des taux élevés de pousses par rapports aux bourgeons issus de plantes adultes quelque soit le milieu testé.

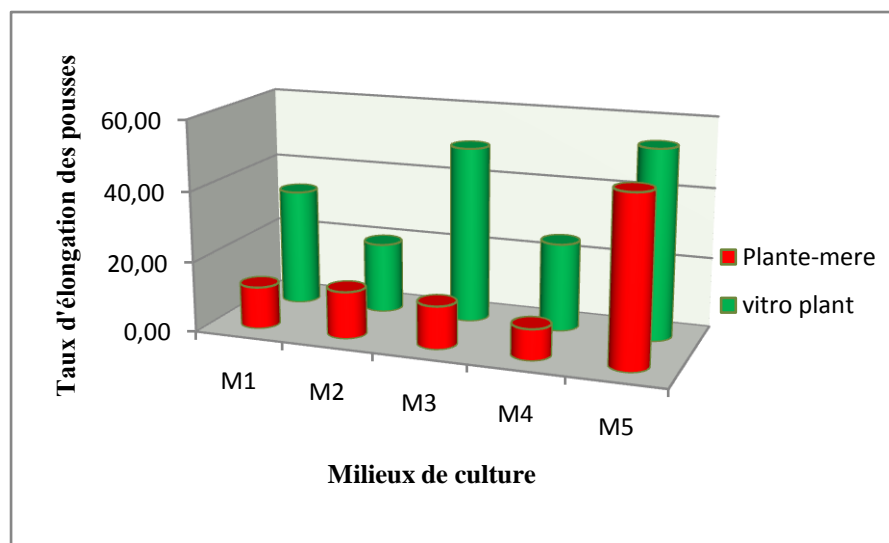
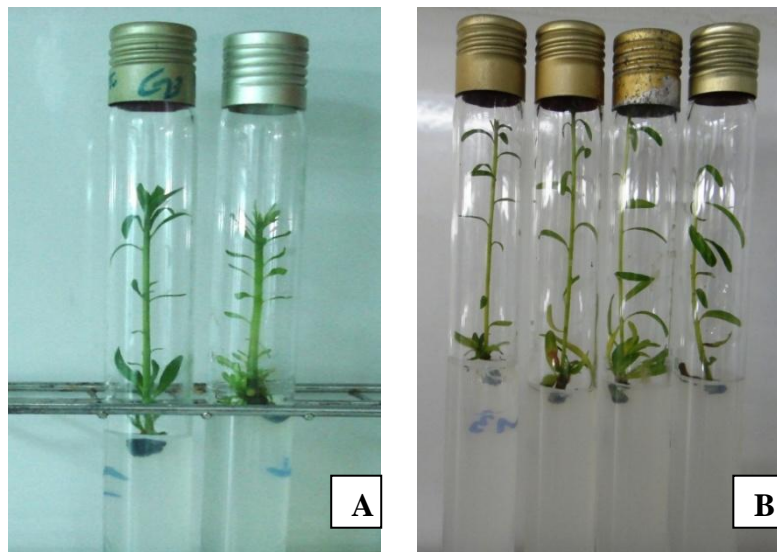


Figure 23 : Comparaison des taux d'élongation de pousses d'explants issus de plantes-mères et vitro plants selon la composition des milieux de culture

Tableau IV : Taille moyenne des pousses obtenues à partir de micro boutures de plantes-mères et vitro-plants

Milieu	Plante-mère	vitro plant
M1	1,80	3.00
M2	1,57	2.32
M3	2,04	3.42
M4	1,90	3.80
M5	1,14	1.32

**Figure 24** : Elongation de pousses sur milieu à GA_3 (A) et à cytokinines (B)

b. Effet génotypique

Les bourgeons axillaires des trois génotypes ayant débourré sur les milieux à cytokinines, ont été transférés sur un milieu à GA_3 pour permettre l'allongement des pousses et pour comparer la performance de chacun d'entre eux. Les résultats obtenus nous révèlent l'existence d'une différence significative en ce qui concerne les taux et taille de pousses régénérées (figure 25). Les meilleures performances d'élongation ont été obtenues par le génotype G_1 où nous avons enregistré un taux de 88.23% et une taille moyenne de pousses de 2.59 cm (Tableau V).

Tableau V : Effet du génotype sur le taux et la taille des pousses obtenues à partir d'élongation des bourgeons axillaires d'arganier

Génotype	Taux (%)	Taille (cm)
G1	88,23	2,59
G2	40,00	1,25
G3	60,00	2,00

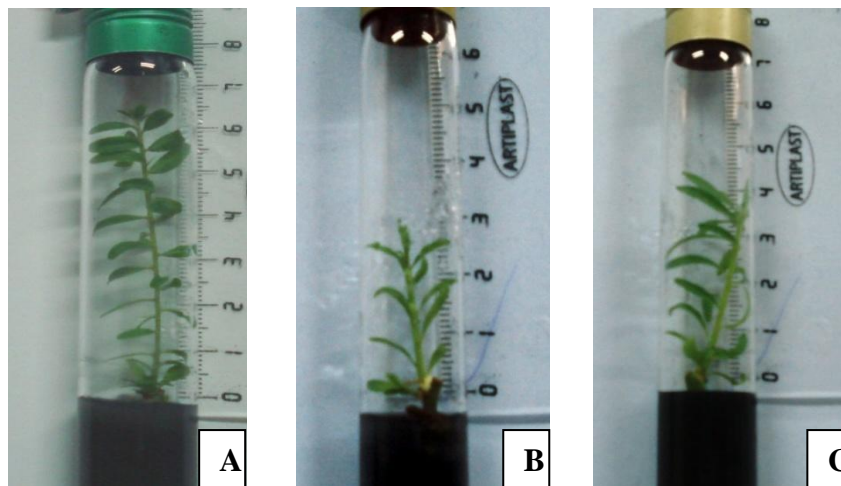


Figure 25 : Aspect des vitro pousses obtenues à partir des trois génotypes G₁ (A), G₂ (B) et G₃ (C)

2.2.3. Enracinement

L'enracinement est une étape essentielle, mais difficile, de la multiplication végétative *in vitro* pour beaucoup de plantes ligneuses. Malgré les résultats acquis dans la compréhension du mécanisme de la rhizogénèse, cette phase présente toujours des difficultés chez les ligneux. C'est une phase qui se déroule en trois (03) étapes : l'induction, l'activité cellulaire et l'organisation des primordia puis l'expression racinaire (WALALI LOUDLY, 1993).

La réalisation de la phase d'enracinement, conduite avec les pousses régénérés précédemment, s'est déroulée en deux phases : Phase d'induction sur milieu MS pourvu d'auxine et la phase de développement sur milieu MS /2 sans hormone. Seul l'effet des régulateurs de croissance, particulièrement des auxines (ANA et AIB) employées souvent seules mais parfois combinées à une cytokinine (Kn, employée à faible concentration). Le milieu d'induction de racine est un milieu MS e culture employé

L'observation des résultats obtenus (Tableau VI), montre que les réponses étaient très variées en fonction des milieux testés. Ces réponses sont souvent des cals mais parfois des cals avec racines (rhizogenèse indirecte). Tous les milieux permettent l'obtention de cals. Cependant sur certains milieux à AIB, il y a eu formation de cals avec racines (Figure 26). Pour le pourcentage d'enracinement, nous avons relevé qu'il varie entre 12 et 37 %. Le taux d'enracinement le plus élevé a atteint 37.50 % avec l'emploi de l'AIB comme auxine seule à 10mg/l, suivi par le traitement à l'AIB à 20mg/l (25%). Même, l'usage d'un mélange AIB + kinétine, favorise l'enracinement mais à des taux moins importants (12.50%). Nos résultats montrent que l'emploi de l'ANA n'induit pas la formation de racines mais favorise par contre le développement de cals (Figure 27).

L'application de régulateurs de croissance est nécessaire au développement des racines des micro boutures mais le développement visible des racines ne commence qu'après le transfert des explants sur le milieu sans hormone et cela quelle que soit la durée du traitement inductif appliqué. L'ANA et l'AIB sont donc des hormones nécessaires pour induire la formation de primordiums racinaires, mais inhibent leurs développements comme l'a souligné SANE *et al.*, (2001) chez l'*Acacia raddiana*.

HAFES (1998) quant à lui signale d'avoir obtenu des ébauches racinaires en cultivant des microboutures d'arganier sur milieu contenant une forte teneur d'ANA (5 mg/l). Dans notre cas, au contraire, de très fortes concentrations ont été employées (10 et 20 mg/l), n'ont pas donné des résultats très satisfaisant.

L'ANA est considérée comme une auxine forte, très stable, fréquemment utilisée en particulier pour provoquer la rhizogénèse (MARGARA, 1989). Son efficacité à l'égard de l'enracinement s'est exprimée sur de nombreuses espèces : Chêne (EL KBIACH, 2002), Acacia (SANE *et al.*, 2001), chose que nous n'avons pas pu obtenir en micropropagation.

Les vitroplants enracinés après un traitement à base d'AIB présentent une à deux racines, alors que ceux ensemencés sur un milieu contenant un mélange AIB + Kinétine permettent l'émergence de trois à cinq racines. La taille moyenne des racines ainsi formées était de 1.75cm seulement et dans certains cas 3 cm (Figure 28).

Dans l'étape de formation et expression racinaire, l'ajout du charbon actif (5 g/l) est nécessaire car SANCHEZ *et al.* (1996), rapportent qu'il était bénéfique pour le développement du système racinaire et de l'organogenèse. L'effet du charbon est similaire a

celui de l'obscurité car ce dernier noircit le milieu. La formation de cals est un préalable à l'induction à la rhizogenèse. Selon HAMMERSCHLAG et *al* (1987), la période d'obscurité précédant l'induction racinaire est stimulatrice de la rhizogenèse.

La dilution de moitié du milieu MS est souvent avantageuse pour induire la formation des racines (BENDERRADJI et *al*, 2007). En effet, selon KULCHETSCHI et *al*. (1995), une faible concentration ionique du milieu de base stimule mieux la formation de bourgeons et la prolifération des tiges chez l'explant.

Une faible concentration ionique du milieu de base conduit à une grande capacité de formation de racines chez les tiges. Une faible prolifération racinaire peut avoir comme origine, la production par l'explant ; ou la présence dans le milieu de base, des substances chimiques inhibitrices de la morphogenèse telles que les substances phénoliques. Ce phénomène est réduit par ajout du charbon actif qui exerce son effet par l'absorption des substances toxiques produites et rejetées par l'explant dans le milieu (KULCHETSCHI et *al*, 1995). Un second effet est que le charbon actif absorbe les substances nocives associées aux minéraux entrant dans la composition du milieu (GRANT et HAMMATT, 1999).

Tableau VI : Effet des régulateurs de croissance sur l'enracinement des microboutures d'arganier après 15 jours d'induction et 30 jours d'expression

Milieu	Réaction	Taux (%)	Nbre moyen de racines	Taille des racines
10 mg/l (ANA)	Cal	100	-	-
	Racine	-	-	-
20 mg/l (ANA)	Cal	63,63	-	-
	Racine	18,18	2	1,25
10 mg/l (AIB)	Cal	62,5	-	-
	Racine	37,5	4 à 6	2,16
20 mg/l (AIB)	Cal	62,5	-	-
	Racine	25	2	3
10 mg/l (ANA) 0,1 lg/l (Kn)	Cal	100	-	-
	Racine	-	-	-
20 mg/l (ANA) 0,1 lg/l (Kn)	Cal	100	-	-
	Racine	-	-	-
10 mg/l (AIB) 0,1 lg/l (Kn)	Cal	50	-	-
	Racine	12,5	5	1,75
20 mg/l (AIB) 0,1 lg/l (Kn)	Cal	75	-	-
	Racine	12,5	3	0,5

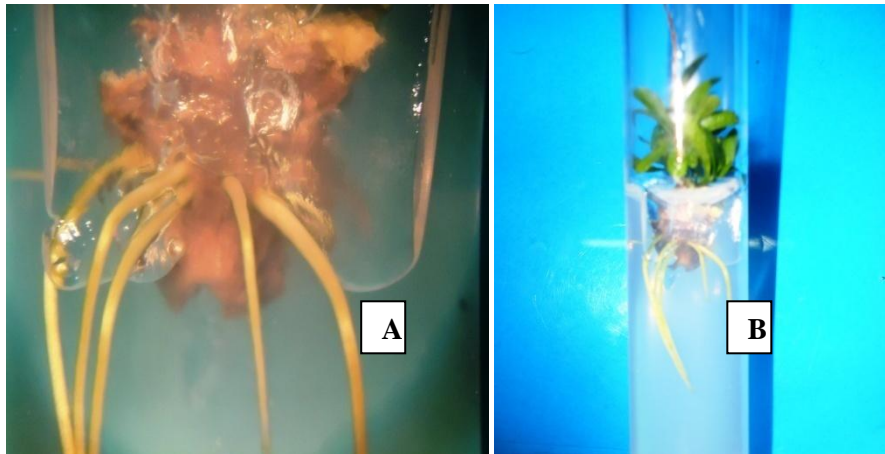


Figure 26: Formation de cals (A) et de racines (B) sur un milieu à auxines (20 mg/l d'AIB)

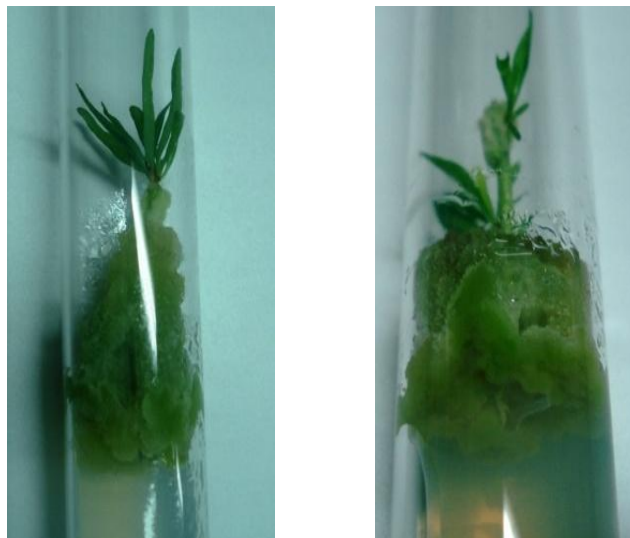


Figure 27 : Aspect de cal obtenu sur des milieux à ANA seule (A) ou combinée à la Kn (B)

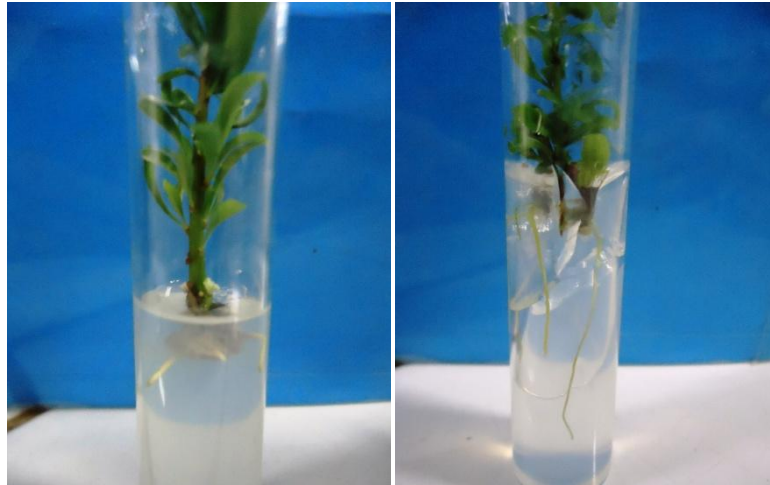


Figure 28 : Jeunes plantules d'arganier âgées de 75 jours provenant de la culture *in vitro* d'un bourgeon axillaire

Malgré les résultats encourageants que nous avons obtenus, la rhizogénèse est une étape difficile à obtenir en culture des tissus *in vitro* et particulièrement chez les ligneux (AUGE, 1984 ; GASPER, 1988 ; MARGARA, 1989). Le problème de croissance racinaire est difficile à résoudre chez l'arganier. Cela pourrait être attribué à l'absence de mycorhizes (endomycorhize à arbuscule) qui souvent aident les racines à mieux se développer (NOUAIM et CHOSSOD, 1991).

Les conditions et particulièrement les températures auxquelles sont soumises nos cultures, peuvent avoir une influence sur le programme morphogénétique des tissus cultivés *in vitro*. D'après GASPAR (1988), une température élevée (± 30 °C) peut favoriser l'initiation des primordia racinaires, alors qu'une température plus basse (± 25) favorise plutôt leur développement. Dans nos conditions de travail, la température de la chambre de culture était maintenue constamment à 25°C, ce qui pourrait avoir des effets inhibiteurs sur l'induction ou le développement des racines.

CONCLUSION

L'objectif visé par cette contribution, qui entre dans le cadre d'un projet de recherche, est de régénérer des plants entiers d'arganier (*Argania spinosa* L.) en empruntant la voie des cultures *in vitro*. Une bonne partie de cet objectif a pu être réalisée.

La première tranche de cette étude qui consistait à la germination des graines *in vitro*, qui échoué souvent à l'état naturel, a été bien maîtrisée. L'usage de graines fraîches, les soumettre à un prétraitement à l'acide gibbérellique et le froid permet de lever la dormance tégumentaire rencontrée chez les graines d'arganier et améliorer le taux de germination.

Concernant le microbouturage de l'arganier et grâce aux différentes hormones utilisées, nous avons réussi à optimiser le taux de débourrement des boutures. C'est avec l'usage de la BA à 0.5 mg/l que les meilleures réponses, en termes de taux de débourrement des bourgeons, ont été obtenues. Aussi, lorsque le milieu est pourvu de GA₃ (0,1 mg/l) il favorise l'élongation de pousses.

Outre les régulateurs de croissance, l'origine des boutures (plantes adultes, vitroplants), la variable génotypique, la durée de culture, sont tous des paramètres sur lesquels nous avons joué pour améliorer davantage la production de pousses végétatives d'arganier. En effet, les boutures prélevées à partir de plantules de vitroplants de 1^{ère} génération ont manifesté des potentialités de débourrement très fortes (100 %).

La deuxième tranche de ce travail s'est portée sur l'enracinement des pousses végétatives régénérées. La plante d'arganier s'est révélée très récalcitrante à l'égard de la rhizogenèse. En effet, l'emploi de l'AIB à 10 et 20 mg/l, en milieu d'enracinement semble déclencher l'enracinement des boutures sans que le processus (d'enracinement) ira jusqu'à sa fin. Les ébauches racinaires formées sur les cals poursuivent leur croissance en les faisant transférer sur milieu sans hormone.

Arrivé au terme de cette étude, nous pouvons dire que la régénération chez l'arganier via le microbouturage est possible. Il reste cependant, quelques problèmes, liés essentiellement à la phase d'enracinement, qui reste à résoudre pour que la technique soit exploitable à grande échelle. En vue d'une meilleure maîtrise, même la phase de débourrement mérite d'être creusée davantage. Pour toutes ces considérations.

CONCLUSION

Il ressort de ses essais que la micropropagation de l'arganier est possible à partir de matériel mature et plus satisfaisante à partir d'un matériel juvénile. Les résultats acquis nous permettent d'avoir une information sur les milieux et les conditions propices à la régénération *in vitro* de l'arganier. Le présent travail mérite d'être poursuivi et encouragé pour une meilleure connaissance du processus de microbouturage de l'arganier Algérien qui peut avoir un avenir florissant devant lui.

Malgré les résultats satisfaisants acquis à partir de ce travail, la production de plantes entières et de bonne qualité d'arganier dépend énormément de la réussite de reprise. L'itinéraire technique qu'on vient de présenter permet non seulement de produire une quantité de plants mais aussi de raccourcir la durée de leur obtention grâce aux conditions particulières de culture.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **AAOUINE A., et BAZAGRA B., (1990).** Capacité de régénération du cal de différents explants d'arganier **In** BOUSSELMAME et *al* ; 2001.
- **ALAOUI K., (1998).** Toxicité aigue et chronique, action analgésique et anti inflammatoire des saponines du tourteau d'*Argania spinosa* L. Thèse de doctorat, Université Ain Chock. Casablanca. Maroc.
- **ALAOUI K., (2009).** L'arganier ou la richesse d'un patrimoine. *Phytothérapie* (2009) 7: 150–156. Springer 2009.
- **ALOUANI M., BANI AAMEUR F., (2000).** Germination des semences d'arganier : effet des conditions de récolte **In** 4^{ème} Colloque International sur l'arbre. Jardin Botanique de Montréal 20-26 Aout 2000. p. 25.
- **ALOUANI M., BANI AAMEUR F., (2004).** Argan (*Argania spinosa* (L) Skeels) seed germination under nursery conditions : Effect of cold storage, gibberillic acid and mother tree genotype. *Ann. For. Sci.* 61 (2004) 191 – 194.
- **AMERSON H.V. et MOTT R.L. (1982).** *Forest Sci.* 28: 822-825.
- **AMIROUCHE R., (2008).** Flore spontanée d'Algérie et ressources phytogénétiques : caractérisation et stratégie de conservation. 11^{ème} journées Scientifiques du réseau "Biotechnologies végétales / Amélioration des plantes et sécurité alimentaire" de l'Agence Universitaire de la Francophonie (AUF). 30 juin au 3 juillet 2008.
- **ANONYME (2001).** L'arganier : particularité écologique, importance socio-économique et principales contraintes. *Terre et vie* N° 51, Novembre/Décembre 2001.
- **AUGE R., (1984).** La culture *in vitro* et ses applications horticoles. *Edition Lavoisier.* pp.17-35.
- **BADJI S., MAIRONE Y., NDIAYE I., MERLIN G., COLONNA J. P., DANTHU P. et NEVILLE P. ()**. Multiplication végétative *in vitro* du gommier : *Acacia senegal* L. (Wild.).
- **BAIOU B., (2000).** Essai de multiplication générative et transplantation des plants d'arganier (*Argania spinosa* L. skeels) dans le plateau de Mostaganem. Mémoire d'ingénieur d'état en agronomie. Univ. Mostaganem. 77p
- **BAKKALI KACIMI M., (1997).** Contribution à la nutrition minérale *in vitro* de l'arganier (*Argania spinosa* L.) **In** BOUSSELMAME et *al* ; 2001.
- **BANI AAMEUR F., (2002).** *Argania spinosa* (L) Skeels flowering phenology. Genetic resources and crop evolution. 2002 ; 49 : 11-9.

- **BANI AAMEUR F., et ALOUANI M., (1999).** Limitations actuelles de la production et de la transplantation des plants d'arganier **in** : BANI AAMEUR et ALOUANI : la production et la qualité de plants d'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) produits dans trois (03) types de conteneurs.
- **BARKY M., LAMHAMED M. S., MARGOLIS H., ZIN EL ABIDINE A., BELLAKA M., (2006).** Optimisation de la germination des noix d'arganier (*Argania spinosa* L Skeels) par stratification dans différents substrats. Les premières assises des la recherche forestière Essaouira (Maroc) 25 et 26 Mai 2006.
- **BASBAA A. (1991).** Thèse Doct. Univ. Aix-Marseille IIf. **In** BADJI et al, ().
- **BAUMER M., et ZERAIA L., (1999).** La plus continentale des stations de l'arganier en Afrique du Nord. Rev. For. Fr. Li 1999-3 : 446-50.
- **BELCADI. R., (1994).** Etude des variations du système antioxydant cellulaire en fonction de l'âge et de l'apport alimentaire d'acides gras polyinsaturés, chez le rat. Influence particulière de l'ingestion de l'huile d'argan. Thèse 3ème cycle. Univ. Ibnou Zohr Agadir, 1994.
- **BENARADJ (1999).** Contribution à l'étude de la germination et la multiplication *in vitro* de l'arganier. Mémoire d'Ingénieur d'état en Agronomie. Univ. Mostaganem. pp.48-89.
- **BENCHEKROUN F., (1990).** Un système typique d'agroforestrie au Maroc : l'arganeraie **In** RAMMAL et al ; 2009.
- **BENDERRADJI L., BOUZERZOURA H., YKHLEF N., DJEKOUN A., et KELLOU K., (2007).** Réponse à la culture *in vitro* des trois variétés de l'olivier (*Olea europea* L.).
- **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.
- **BENISMAIL M. C., (2002).** Production rapide de plantes d'arganier aptes à la transplantation. Transfert de technologie en Agriculture. Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA, Août 2002.
- **BENKHEIRA A., (2009).** L'arganeraie algérienne. N° 9 Juin 2009, Numéro spécial.
- **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.
- **BENLAHBIL S. et BANI AAMEUR F., (1999).** La pollinisation de l'arganier est surtout entomophile **In** BANI AAMEUR (éd). Colloque international sur les ressources végétales : L'arganier et les plantes des zones arides et semi arides, Faculté des sciences d'Agadir, 23 25 avril 1998 : 119 120.

- **BENLAHBIL S., (2003).** Pollinisation naturelle et artificielle de l'arganier (*Argania spinosa* (L.) Skeels). Thèse, faculté des sciences, université Ibn Zohr, Agadir, 2003.
- **BENZYANE M., (1989).** Estimation de la biomasse et étude de la croissance de l'arganier (*Argania spinosa* L. skeels) dans le plateau de Haha (Essouira), mémoire de 3^e cycle I.A.V.Hassan II, Rabat. 115p.
- **BENZYANE M., (1995).** Le rôle socio-économique et environnemental de l'arganier. Actes des journées d'études sur l'Arganier. *Essouira 29-30 Septembre*.
- **BOONNE C., WACQUANT J.P., et JONARD R., (1992).** *In vitro* cloning of *Dittrichia viscosa* for screening nutritional ecotypes. *Plant and soil* 142 : 323 – 328.
- **BOULAY M., (1980).** Annales Afocel 1979: 49-56 **In** BADJI et al, ().
- **BOUSSELMAME et al., (2001).** Optimisation des conditions de culture pour l'enracinement *in vitro* de l'arganier (*Argania spinosa* L.); 2001 Académie des Sciences/Éditions scientifiques et médicales Elsevier SAS ; C.R. Acad. Sci. Paris, Sciences de la vie / Life Sciences 324 (2001) 995–1000.
- **BOUTHERIN et BRON (2002).** Multiplication des plantes horticoles. 2^{ème} édition. *Ed. Tec et Doc*, Paris. 238p.
- **BOUZEMOURI B., (2007).** Problématique de la conservation et du développement de l'arganeraie. Colloque international. 27-28 avril 2007 - Rabat.
- **BOXUS P., (1995).** Multiplication végétative : micropropagation, embryogenèse somatique. *Biotechnologie végétale C. R. A.- Gembloux* (Belgique).
- **BRADBEER J. W., (1988).** Seed dormancy and germination **In** ALOUANI et BANI AAMEUR ; 2004.
- **BRHADDA N., ABOUSSALIM A., WALALI L. D. M., (2003).** Effet du milieu de culture et la lumière sur l'embryogenèse saumatique de l'olivier (*Olea europea* L.) cv Picholine marocaine. *Fruit* 85 (3), P. 1 – 14.
- **CALONNE (2007).** Maroc : l'huile d'argan, une affaire de femmes, magazine de voyage reçu (*Absolute travail Mag*), N : 88.
- **CHAARI-RKHIS A., MAALEJ M. et DRIRA N., (2008).** Utilisation de la micropropagation par bourgeonnement axillaire pour la multiplication des variétés tunisiennes d'olivier. 11^{ème} journées Scientifiques du réseau "Biotechnologies végétales / Amélioration des plantes et sécurité alimentaire" de l'Agence universitaire de la Francophonie (AUF). 30 juin au 3 juillet 2008.
- **CHAKEUR F., et YOUSFI F., (2007).** Contribution à la régénération via l'organogenèse et ou l'embryogenèse somatique de l'Arganier (*Argania spinosa* L. Skeels). Mémoire d'Ingénieur d'état en biologie. Univ. Chlef. 53p.

- **CHALUPA Y., (1978).** *In vitro* multiplication of woody species. Publié par la station des cultures fruitières et maraichères. Bambloux Belgique, 300 p. **In** : DORION et al (1987).
- **CHALUPA V., (1988).** *Biologia Plantarum (Praha)* 30 (6): 414-421.
- **CHARROUF M., (1984).** Contribution à l'étude chimique de l'huile d'*Argania spinosa* (L.) (Sapotaceae). Thèse Sciences Univ. de Perpignan.
- **CHARROUF (1991).** Valorisation d'*Argania spinosa* (L.) Sapotaceae : étude de la composition chimique et de l'activité biologique du tourteau et de l'extrait lipidique de la pulpe. Thèse sciences, université Mohammed-V, Rabat.
- **CHARROUF Z., (1995).** Valorisation des produits de l'arganier **In**: Actes des journées d'étude sur l'arganier, Essaouira, 29,30 Septembre 1995.
- **CHARROUF Z., (1999).** Valorisation des produits de l'arganier pour une gestion durable des zones arides du sud-ouest marocain ; Actes du 4^{ème} Colloque Produits naturels d'origine végétale (Ottawa 26-29 Mai 1998), p. 195-209.
- **CHARROUF Z., (2000).** L'arganier est vital à l'économie du sud-ouest de Maroc, *Biofutur*, Mars, N : 220, Pp 54-57.
- **CHARROUF Z., (2002).** Valorisation de l'arganier : Résultats et perspectives. Actes du 5^{ème} Colloque Produits naturels d'origine végétale (Québec 07-09 Aout 2001), p. 261-270.
- **CHARROUF Z., (2002).** L'huile d'argane, une prodigieuse vitalité née au bord du désert... Paru dans *Espérance Médicale*. Octobre 2002. Tome 9, N° 87.
- **CHARROUF Z., (2007).** 20 ans de recherche-action pour faire de l'arganier un levier du développement durable du milieu rural marocain. Colloque international • 27-28 avril 2007. Rabat.
- **CHARROUF Z., et DUBÉ S., (2000).** Légende : L'arganier est vital à l'économie du sud-ouest du Maroc.
- **CHARROUF Z., GUILLAUME D., (2007).** Huile d'argan une production devenue adulte. Article de thèse : Les technologies de laboratoire, N° 6 Septembre – Octobre 2007.
- **CHERNANE H., HAFIDI H., HADRANI I. et al, (1998).** Composition phénologique de la pulpe des fruits d'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) et relation avec leurs caractères morphologiques. Colloque international sur les ressources végétale « L'arganier et les plantes des zones arides et semi arides ».
- **CHOUANA T., et DEBBOU B., (2003).** Extraction et caractérisation biochimique de l'huile d'argan (*Argania spinosa* L. skeels). Mémoire d'ingénieur d'état en science agronomique. Univ. EL HARRACH. INR Algérie. 67p.

- **DEPOMMIER D., (1981).** In: Colloque international sur la culture *in vitro* des essences forestières. IUFRO-AFOCEL, Fontainebleau France, pp 127-132.
- **DHAWAN V., et BHOJWANI S. S., (1985).** Plant Cell Reports 4: 315-318.
- **DORION N., DANTHU P., et BIGOT C., (1987).** Multiplication végétative *in vitro* de quelques espèces d'ormes. Ann. Sci. For. 1987, 44 (1), 103-118.
- **DUHOUX E., GALIANA A., AHEE J., et FRANCHE C., .** Application des cultures *in vitro* dans le genre *Acacia*.
- **DUHOUX E. et DAVIS D. (1985).** J. Plant Physiol. 121: 175-180 .
- **DUHOUX E., SOUGOUFARA B. et DOMMERGUES Y. (1986).** Plant Cell Reports 3: 161-164.
- **EL KBIACH M. L., (2002).** Culture *in vitro* des bourgeons axillaires de Chêne-liège (*Quercus suber* L.). Bull. Soc. Pharm. Bordeaux. 141 (1-4). Pp.73-88.
- **EL KBIACH M. L., LAMARTI A., et BADOUC A., (2001).** Culture *in vitro* de chêne liège (*Quercus suber* L.). Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, 2001, 140, 89-110.
- **EL KHIDER A., EL BOUHADI A. et KCHIRID E., (2009).** La croissance économique est-elle pauvre dans le milieu rural au Maroc ?, Actes du -10th Mediterranean research Meeting-, Workshop 4, 25-28 Mars 2009, Florence.
- **EVAN A. S., et al (1996).** Morphological side effects of using gibberellic acid to induce germination In ALOUANI et BANI AAMEUR ; 2004.
- **FARINES M., CHARROUF M., et SOULIER J., (1981).** The sterols of *Argania spinosa* seed oil, Phytochemistry, 20, 2038-39.
- **FARINES M., CHARROUF M., SOULIER J., et CAVE A., (1984).** Etude l'huile des graines d'*Argania spinosa* (L.) Sapotaceae. - Stérols, alcools triterpéniques et méthylstérols de l'huile d'argan, Rev. Franç. Corps Gras, 31, 443-448. 15-13/01/2006.
- **FARDOUS et al, (1996).** Climat stationnel, phénologie et fructification de l'arganier. Actes de l'institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II 17 : 51 60
- **FAOUZI H., (2006).** L'arganier caractéristiques botaniques et phénologiques, Espaces marocains Mars Avril 2006.
- **FELIACHI K., (2006).** Rapport national sur l'état des ressources phylogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture. INRAA, Juin 2006.
- **GASPAR T., (1988).** Multiplication végétative des plantes supérieures par culture *in vitro*. Presse polytechnique ROMANDES (Laussane, SUISSE).
- **GENEVE R. L., (1991).** Seed dormancy in eastern redbud (*Cercis canadensis*).

- **GHARNIT N. et ENNABILI A., (2009).** Essais préliminaires de culture *in vitro* du caroubier (*Ceratonia siliqua* L.) originaire du Nord-Ouest du Maroc. Biomatec Echo, Vol 3, N° 06, pp 18-25, Septembre 2009.
- **GOSWAMI H., KING C. L. et TEA C. K. H., (1999).** In vitro shoot multiplication of *Tectona grandis*. J. Biosci. (Penang, Malaisie) 10 47-54, 1999.
- **GRANT N.J. et HAMMATT H., (1999).** Increasing root and shoot production during micropropagation of cherry and apple rootstocks : Effet of subculture frequency. Tree physiology, 19 (1999), pp 899-903.
- **GRIGORIADOU K., VASILAKAKIS M., ELEFThERIEU E. P., (2002).** *In vitro* propagation of the greek olive cultivar Chondrolia Chalkidikis. Plant Cell, tissue Org. Cult. 71 (1), p 47 – 54.
- **GUYON M, (2008).** Analyse socio-territoriale de la filière argan dans la province d'Essaouira (sud-ouest marocain) – La valorisation économique d'une ressource naturelle est-elle garante d'un développement socialement durable ? – Mémoire de Master 2 recherche, Mondialisation et développement, Université de Province, 78P.
- **HABIBA H., AL MENAIE S., BHAT N.R., ABO EL NIL M., EL DOSERY S. M., EL SHATTI A. A., GAMALIN P., et SURES H. N., (2007).** Seed germination of Argan (*Argania spinosa* L.). American – Eurasian Journal of Scientific Research 2 (1): 01 – 04, 2007.
- **HAFES K., (1998).** Essai de micropropagation *in vitro* de l'arganier (*Argania spinosa* L. skeels) culture de microboutures à partir de plante en plein champs et à partir de graines germées (hypocotyles, cotylédon, bourgeon apicale). Mémoire d'ingénieur d'état en Agronomie. Université de Mostaganem. pp.61-65.
- **HAMMERSCHLAG et al (1987).** Voir article WALLALI LOUDYI, 1993
- **HARROUNI M. C., (2002).** Multiplication de l'arganier par bouturage. Transfert de technologie en Agriculture. Maroc, Aout 2002.
- **HELLER R., (2000).** Physiologie végétale 2. Développement. Edition de l'Abrégé DUNOD.
- **JONES O. P., (1991).** The role of biotechnology in the multiplication and improvement of woody plant. Acta. Horticulture; 289: 35-44 **In** WALLALY LOUDYI (1993).
- **KULCHETSCHI L., et al (1995):** *In vitro* regeneration of pacific silver fir (*Abies amabilis*) plantlets and histological analysis of shoot formation. Tree physiology, 15. (1995), pp 727-739.
- **MAICHE Z. A., (2011).** Une espèce endémique en déclin. Séminaire sur l'arganier à Tindouf. El Watan, édition du Samedi 09 Avril 2011.

- **MANZANERA J. A., et PARADOS J. A., (1990).** Micropropagation of juvenile and adult *Quercus suber* L. plant Cell, Tissue and Organ culture, 21: 1 – 8.
- **MARGARA J., (1989).** Bases de la multiplication végétatives : les méristèmes organogénèse. Ed. INRA, Paris, (France). 262p.
- **MAZLIAK P., (1982).** Physiologie végétale II. Croissance et développement. Hermann. Paris.
- **MENDOSA DE GYVES E., ROYANI J. I. et RUGINI E., (2007).** Efficient method of propagation and *in vitro* rooting of teak (*Tectona grandis* L.) focusing on large-scale industrial plantations. Ann. For. Sci. 64 (2007) 73-78. Ed. INRA, EDP Sciences.
- **MESLEM H., (2010).** Contribution à l'étude de la germination de l'Arganier (*Argania spinosa* L. Skeels). Séminaire International en Biologie Végétale et Ecologie le 22-25 novembre 2010 ; Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Mentouri Constantine.
- **M'HIRIT O., BENZEYANE M., BENCHEKROUN F., ELYOUCFI M., BENDAANOUN M., (1998).** L'arganier : une espèce fruitière-forestière à usage multiple. Edition Mardaga, Sprimont (Belgique), 11p.
- **MILAGH M., (2010).** L'arganier, une espèce forestière aux vertus multiples. La route de l'arganier. Le quotidien indépendant El Watan. Edition du 17/08/2010.
- **MIRANDA S., (2008).** Encyclopedie visuelle de la multiplication des plantes. Ed : Artémis.
- **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 : 3- 4. 2002.
- **MOKHTARI M., et ZAKRI B., (1998).** Limites phytotechniques et physiologiques au bouturage, marcottage et greffage de l'arganier (*Argania spinosa* L.). Colloque international sur les ressources végétales « L'arganier et les plantes des zones arides et semis arides », Agadir, 23-25 Avril 1998.
- **MOSELLA et al., (1980).** Les conditions du microbouturage *in vitro* du pécher (*Prunus persica*) : influences combinées des substances de croissance et de divers composés phénoliques. Physiol Veg ; 18 : 587-608.
- **MOUKAL A., (2004).** L'arganier, *Argania spinosa* L. (skeels), usage thérapeutique, cosmétique et alimentaire. Phytothérapie (2004) Numéro 5: 135-141.
- **MSANDA F., (1993).** Ecologie et cartographie des groupements végétaux d'Anzi (Anti-Atlas occidental, Maroc) et contribution à l'étude de la diversité génétique de l'arganier (*Argania spinosa* L.) Thèse de Doctorat Université Joseph Fourier, Grenoble.

- **NAAS A. et ZIANI S., (2008).** Contribution à la régénération de l'arganier (*Argania spinosa* L. Skeels) via le microbouturage et/ ou l'organogenèse. Mémoire d'Ingénieur d'état en biologie. Univ. Chlef.
- **NAGHMOUCHI S., KHOUJA M. L., REJEB M. N., et BOUSSAID M., (2007).** Effet of growth regulators and explant origin on *in vitro* propagation of *Ceratonia siliqua* L. via cuttings. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, vol.12. N° 3. pp.251-258.
- **NAVARO et al, (1975).** Improvement of shoot-tip grafting *in vitro* for virus-free Citrus. *J Am Soc Hortic Sci* 100, 471-479.
- **NEMETH G., (1979).** Benzyladenine – stimulated rooting in fruit-tree rootstocks cultured *in vitro*. *Z Pflanzen Physiol* ; 95 : 389-396.
- **NERD A., IRIJIMOVICH V., et MIZRAHI Y., (1998).** Phenology breeding system and fruit development of argan (*Argania spinosa*, Sapotaceae) cultivated in Israel. *Econ. Botany* 1998; 52: 161- 7.
- **NOUAIM R., (1991).** Biologie de l'arganier. Communication présentée au colloque international sur l'arganier à Agadir 11 – 14 Mars 1991.
- **NOUAIM R., (2005).** L'arganier au Maroc : entre mythes et réalités. Paris, l'Harmattan, 2005)
- **NOUAIM R., et CHAUSSOD R., (1991).** Les mycorhizes de l'arganier **In** Colloque International « L'arganier, recherches et perspectives ». Agadir (Maroc), 05/03/1991.
- **NOUAIM R., et CHAUSSOD R., (1993).** L'arganier : *Argania spinosa* L. Skeels. (Sapotacées). *Le Flamboyant bulletin de liaison des membres du réseau arbres tropicaux.* N° 27-Septembre 1993. pp.3-8.
- **NOUAIM R., et CHAUSSOD., (1995).** Apport des biotechnologies à l'optimisation des systèmes agroforesteries : modèle "Arganier". *Colloque international sur l'Arganier. Agadir 26-28 Octobre 1995.* pp.100-103.
- **NOUAIM R., CHAUSSOD R., EL ABOUDI A., SCHNABEL C., PELTIER J. P., (1992).** L'arganier. Essai de synthèse de connaissance sur cet arbre. **In** : Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi arides. Groupe d'étude de l'arbre (Paris) pp 373- 388.
- **NOUAIM R., MANGIN G., BREUIL M.C. et CHAUSSOD R., (2002).** The argan tree (*Argania spinosa*) in Morocco : Propagation by seeds, cuttings and *in vitro* techniques. *Agrofor. Syst.* 2002 ; 54 : 71 – 81.
- **NOUI A., (2013).** Identification de la fraction insaponifiable (tocopherols, sterols, polyphenols) de l'huile d'argan (*Argania spinosa* L. skeels). Thèse de magister en ressources phytogénétiques et développement durable. Université Hassiba Ben Bouali de Chlef. Algérie.
- **OTTMANI N. E.,(1995).** Etude sur l'arganier et la lutte contre la désertification. *Actes des journées d'étude sur l'arganier. Essouira 29-30 septembre.*

- **OZONDA P., (1983).** La flore de Sahara. *Ed. CNRS. 2^{ème} Edition.* 622p.
- **PAWLICHI N. et WELANDER M., (1995).** Influence of carbohydrate source, auxin concentration and time of exposure on adventitious rooting of apple rootstocks Jork 9, *Plant Sci.* 106 (1995) pp 167-176.
- **PALMA – LUTJENS B., (1990).** Contribution à l'étude de certains aspects de la multiplication de *l'Acacia senegal* (L) Willd. Thèse de doctorat en sciences, université de droit d'économie et des sciences d'Aix-Marseille, France.
- **RADI N., (2003).** L'arganier : arbre du Sud Ouest marocain, en péril, à protéger. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Nantes, 2003.
- **RAHMANI M., (1989).** L'huile d'argan : un produit alimentaire et diététique de qualité. Formation forestière continue. *Publ. Stat. Rech. For.* 8-25, Rabat pp 74-81.
- **RAHMANI M., (1994).** Production, technologie et commercialisation des noix d'argan. Aménagement sylvopastoral et agro-forestier de l'arganeraie et de la tétraclinaie de la commune rurale Ida Trhouma, Essaouira AEFCS/ Aboukassim Sa 43p.
- **RAHMANI M., (2005).** L'arganier. Programme pour l'Afrique du Nord. Projet Education et conservation de la biodiversité. Maroc.
- **RAMMAL H., BOUAYED J., YOUNOUS C., SOULIMANI R., (2009).** Notes ethnobotanique et phytopharmacologique d'*Argania spinosa* L. *Phytothérapie* (2009) 7: 157–160.
- **ROMAGNY et GUYON (2010).** Des souks aux marchés internationaux-La valorisation économique de l'huile d'argan marocaine : un cas d'école des contradictions du développement durable-, colloque "localiser les produits", 16p.
- **SANCHEZ et al, (1996).** Requirements for *in vitro* rooting of and *Quercus rubra* shoot derived from mature trees. *Tree physiology*, 16 (1996), pp 672-680.
- **SANE D., BORGEL A., VHEVALIER M. H., et GASSAMA-DIA Y. K. (2001).** Induction *in vitro* de l'enracinement d'*Acacia tortilis subsp. raddiana* par traitement transitoire à l'auxine ; *Ann. For. Sci.* 58 (2001) 341- 347.
- **SKIM F., (1997).** Contribution à l'étude pharmacologique de certaines plantes réputées antidiabétiques dans la wilaya d'Agadir et la province de Taroudant « Etude chez le rat ». Université Ibnou Zohr, Agadir. Maroc.
- **SKOLMAN R.G. et MAPES M. (1976).** *J. Hered.* 67: 114-115 in S. BADJI et al,
- **THEWYS B., (1987).** Connaissances générales de l'arganier et participations aux possibilités de multiplication *in vitro* **In** BOUSSELMAME et al ; 2001.

- **THI-HOA N., (1995).** L'arganier et le beurre de karité, deux sapotacées : Etude botanique et utilisation cosmétologique. Thèse de doctorat en pharmacie, université Paris XI.
- **THOMAS V. et METHA A.R. (1983).** Basic Life Sciences 22: 451-457
- **WALALI LOUDYI D., (1993).** La multiplication *in vitro* des espèces ligneuses : état actuel et perspectives de développement. Le progrès génétique passe-t-il par le repérage et l'inventaire des gènes ? Ed. AUPELF-UREF. John Libbey Eurotext, Paris 1993, pp. 399-409.
- **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 Vet Rabat, N :7, Pp17-22.
- **ZRYD J. P., (1988).** Culture des cellules, des tissus et organes végétaux. Ed. Presse. Polytechnique romande. Suisse. 308p.

ANNEXE

Annexe I : Composition minérale et organique du milieu de culture MS (Murashige et Skoog, 1962)

Elément		Concentration (mg/l)	Concentration (mg/l)
Macroéléments			05 fois
Ammonium nitrate	NH ₄ NO ₃	1650	33 000
Potassium nitrate	KNO ₃	1900	38 000
Chlorure de calcium	CaCl ₂ , 2H ₂ O	440	8 800
Sulfate de magnésium	MgSO ₄ , 7H ₂ O	370	7 400
Dihydrogénophosphate de potassium	KH ₂ PO ₄	170	3 400
Microéléments			20 fois
Acide borique	H ₃ BO ₃	6.2	166
Sulfate de manganèse	MnSO ₄ , H ₂ O	16.9	1 240
Sulfate de zinc	ZnSO ₄ , 7H ₂ O	8.6	4 460
Potassium iodure	KI	0.83	1 720
Molybdate de sodium	Na ₂ MoO ₄	0.25	50
Sulfate de cuivre	CuSO ₄ , 5H ₂ O	0.025	5
Chlorure de cobalt	CoCl ₂ , 6H ₂ O	0.025	5
Fer EDTA			100 fois
EDTA sodique	Na ₂ EDTA	37.3	3 730
Chélate de fer	FeSO ₄ , 7H ₂ O	27.8	2 780
Vitamines			100 fois
Thiamine HCl		0.1	100
Acide nicotique		0.5	500
Chlorhydrate de pyridoxine		0.5	500
Glycine		2	2000
Méso-inositol		0.1	100
Agar-agar		7	7000
Saccharose		30	30000
Charbon actif		5	5000

Annexe II : Composition hormonale des milieux de culture *in vitro* d'arganier, codées de M₀ à M₂₅, additionnés au milieu de culture MS.

Régulateurs de croissance ajoutés					
Code	BA (mg/l)	KN (mg/l)	GA ₃ (mg/l)	ANA (mg/l)	AIB (mg/l)
M ₀	-	-	-	-	-
M ₁	0.5	-	-	-	-
M ₂	-	1	-	-	-
M ₃	1	-	-	-	-
M ₄	-	0.5	-	-	-
M ₅	-	-	0.1	-	-
M ₁₈	-	-	-	10	-
M ₁₉	-	-	-	20	-
M ₂₀	-	-	-	-	10
M ₂₁	-	-	-	-	20
M ₂₂	-	0.1	-	10	-
M ₂₃	-	0.1	-	20	-
M ₂₄	-	0.1	-	-	10
M ₂₅	-	0.1	-	-	20

XLSTAT 7.5.2 - ANOVA - le 10/05/2013 à 23:26:32

Variable(s) dépendante(s) : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourrement / plage = \$K\$4:\$K\$15 / 12 lignes et 1 colonne

Pondération uniforme (par défaut)

Variables qualitatives : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourrement / plage = \$I\$4:\$J\$15 / 12 lignes et 2 colonnes

Aucune donnée manquante détectée

Contraintes : a1 = 0

Type I SS, III SS

Les interactions sont prises en compte

Effectuer des tests de comparaisons multiples

Intervalle de confiance (%) : 95,00

Modélisation de la variable Taux de bourgeon :

Résumé pour la variable dépendante :

Variable	de valeurs.	de valeurs utilis.	de valeurs ignoré	omme des poi	Moyenne	Ecart-type
Taux de bourgeon	12	12	0	12	45,703	19,614

Résumé pour les variables qualitatives :

Variable	ure de mo	Modalités	Fréquences
Milieu	4	M2 ~ M3 ~ M4	3 ~ 3 ~ 3 ~ 3
Genotype	3	G1 ~ G2 ~ G3	4 ~ 4 ~ 4

Coefficients d'ajustement :

R (coefficient de corrélation)	0,945
R ² (coefficient de détermination)	0,894
R ² aj. (coefficient de détermination ajusté)	-0,169
SCR	449,864

Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables ($H_0 = Y = \text{Moy}(Y)$) :

Source	ddl	omme des carré	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	10	3781,766	378,177	0,841	0,699
Résidus	1	449,864	449,864		
Total	11	4231,630			

Analyse du modèle (Type I SS) :

Source	ddl	omme des carré	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	39,019	13,006	0,029	0,990
Genotype	2	3361,740	1680,870	3,736	0,344
Milieu*Genotype	6	616,523	102,754	0,228	0,919

Analyse du modèle (Type III SS) :

Source	ddl	omme des carré	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	-410,845	-136,948	-0,304	
Genotype	2	2911,875	1455,938	3,236	0,366
Milieu*Genotype	6	381,007	63,501	0,141	0,963

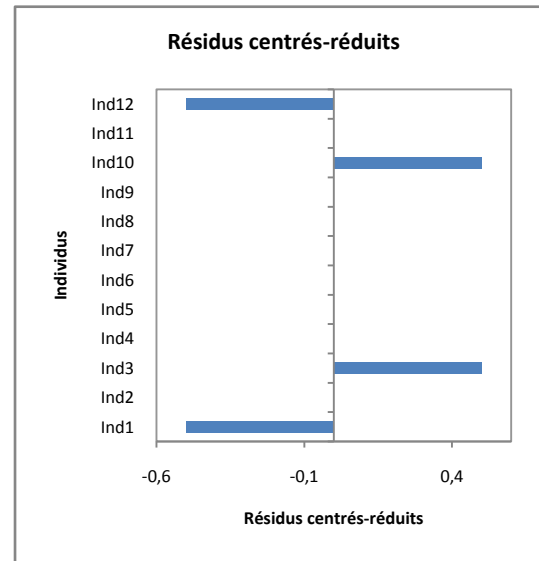
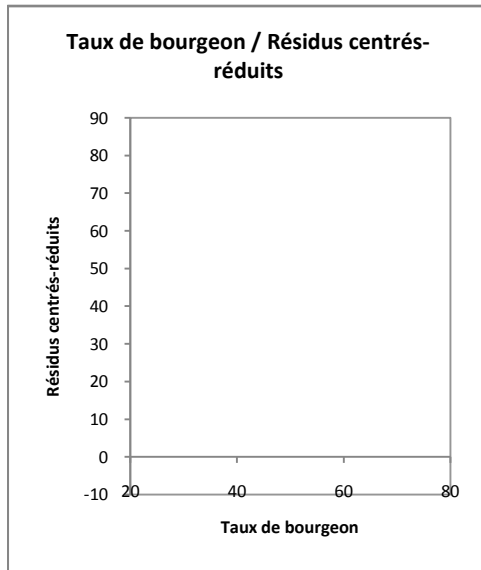
Paramètres du modèle :

Paramètre	Valeur	Ecart-type	t de Student	Pr > t	Borne inf 95 %	Borne sup 95 %
Constante	68,175	18,368	3,712	0,168	-165,218	301,568
Milieu-M1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2	-4,545	28,058	-0,162	0,898	-361,058	351,968
Milieu-M3	4,545	28,058	0,162	0,898	-351,968	361,058
Milieu-M4	0,000	21,210	0,000	1,000	-269,499	269,499
Genotype-G1	0,000	-	-	-	-	-
Genotype-G2	-40,905	28,058	-1,458	0,383	-397,418	315,608
Genotype-G3	-27,270	21,210	-1,286	0,421	-296,769	242,229
Milieu-M1*Genotype-G1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M1*Genotype-G2	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M1*Genotype-G3	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2*Genotype-G1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2*Genotype-G2	4,545	41,073	0,111	0,930	-517,337	526,427
Milieu-M2*Genotype-G3	18,180	36,737	0,495	0,707	-448,605	484,965
Milieu-M3*Genotype-G1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M3*Genotype-G2	-1,515	41,073	-0,037	0,977	-523,397	520,367
Milieu-M3*Genotype-G3	-18,180	36,737	-0,495	0,707	-484,965	448,605
Milieu-M4*Genotype-G1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M4*Genotype-G2	0,000	36,737	0,000	1,000	-466,785	466,785
Milieu-M4*Genotype-G3	0,000	-	-	-	-	-

Prédictions, résidus, et intervalles de confiance :

Individus	Poids	taux de bourgeons de bourgeon (Mod	Résidus	lus centrés-ré	Interv. Inf. Moy.	Interv. Sup. Moy.	Interv. Inf. Ind.	Interv. Sup. Ind.	
Ind1	1	57,570	68,175	-10,605	-0,500	-165,218	301,568	-288,338	424,688
Ind2	1	27,270	27,270	0,000	0,000	-242,229	296,769	-353,859	408,399
Ind3	1	51,510	40,905	10,605	0,500	-192,488	274,298	-315,608	397,418
Ind4	1	63,630	63,630	0,000	0,000	-205,869	333,129	-317,499	444,759
Ind5	1	27,270	27,270	0,000	0,000	-242,229	296,769	-353,859	408,399

Ind6	1	54,540	54,540	0,000	0,000	-214,959	324,039	-326,589	435,669
Ind7	1	72,720	72,720	0,000	0,000	-196,779	342,219	-308,409	453,849
Ind8	1	30,300	30,300	0,000	0,000	-239,199	299,799	-350,829	411,429
Ind9	1	27,270	27,270	0,000	0,000	-242,229	296,769	-353,859	408,399
Ind10	1	78,780	68,175	10,605	0,500	-165,218	301,568	-288,338	424,688
Ind11	1	27,270	27,270	0,000	0,000	-242,229	296,769	-353,859	408,399
Ind12	1	30,300	40,905	-10,605	-0,500	-192,488	274,298	-315,608	397,418



Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	différence réduit	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
M2 ~ M3	5,050	0,292	12,706	0,819	Non
M2 ~ M1	3,030	0,175	12,706	0,890	Non
M2 ~ M4	3,030	0,175	12,706	0,890	Non
M4 ~ M3	2,020	0,117	12,706	0,926	Non
M4 ~ M1	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
M1 ~ M3	2,020	0,117	12,706	0,926	Non

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalités	Moyenne	Regroupements
M2	48,480	A
M4	45,450	A
M1	45,450	A
M3	43,430	A

Tests de comparaisons multiples pour la variable Genotype :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	différence réduit	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
G1 ~ G2	40,148	2,677	12,706	0,228	Non
G1 ~ G3	27,270	1,818	12,706	0,320	Non
G3 ~ G2	12,878	0,859	12,706	0,548	Non

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalités	Moyenne	Regroupements
G1	68,175	A
G3	40,905	A
G2	28,028	A

Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu*Genotype :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	différence réduit	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	51,510	1,836	12,706	0,318	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	51,510	1,836	12,706	0,318	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	51,510	1,836	12,706	0,318	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	51,510	1,836	12,706	0,318	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	48,480	1,728	12,706	0,334	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	48,480	2,286	12,706	0,263	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	21,210	1,000	12,706	0,500	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	15,150	0,540	12,706	0,685	Non
Milieu-M4*Genotype-G1 ~ M	6,060	0,216	12,706	0,865	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	45,450	1,515	12,706	0,371	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	45,450	1,515	12,706	0,371	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	45,450	1,515	12,706	0,371	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	45,450	1,515	12,706	0,371	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	42,420	1,414	12,706	0,392	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	42,420	1,512	12,706	0,372	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	21,210	0,756	12,706	0,588	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	18,180	0,606	12,706	0,653	Non
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	15,150	0,540	12,706	0,685	Non

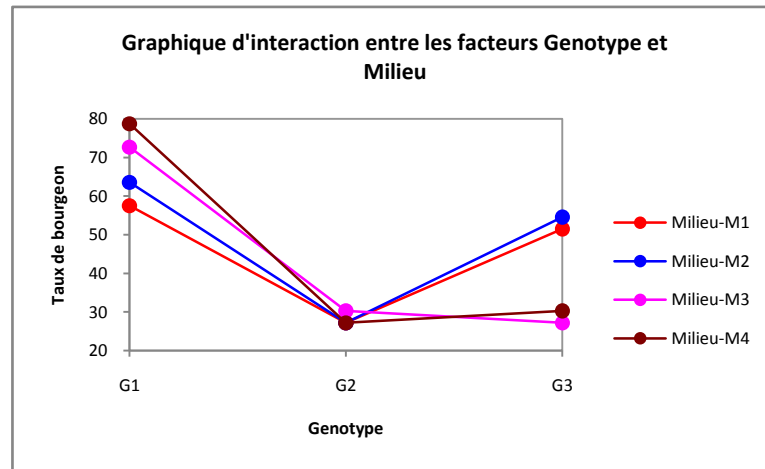
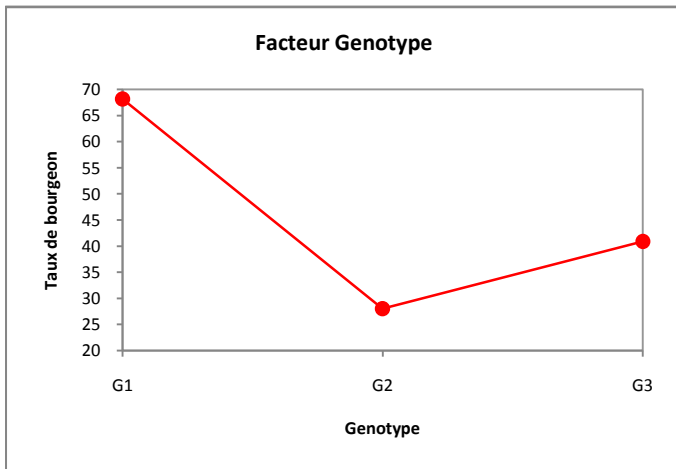
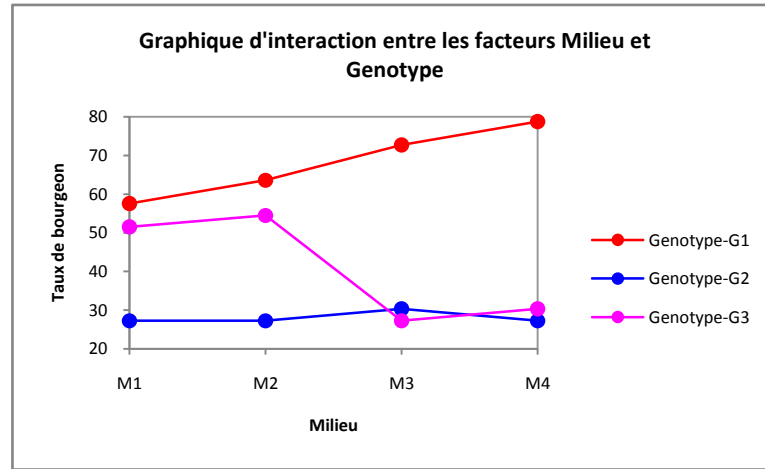
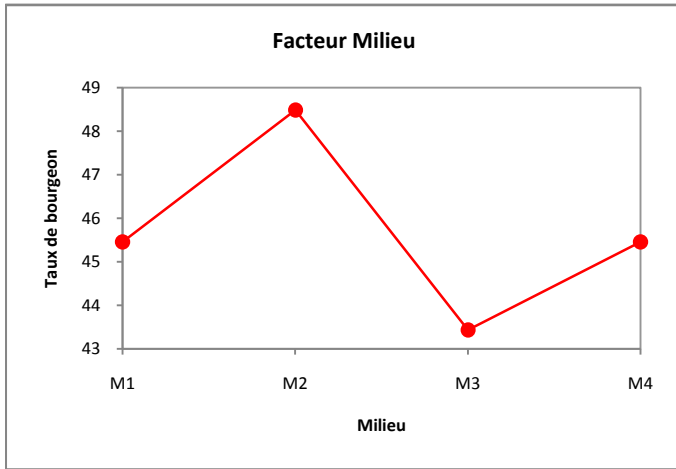
Milieu-M3*Genotype-G1 ~ M	9,090	0,303	12,706	0,813	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	36,360	1,212	12,706	0,439	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	36,360	1,212	12,706	0,439	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	36,360	1,212	12,706	0,439	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	36,360	1,212	12,706	0,439	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	33,330	1,111	12,706	0,467	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	33,330	1,188	12,706	0,445	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	12,120	0,432	12,706	0,740	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	9,090	0,303	12,706	0,813	Non
Milieu-M2*Genotype-G1 ~ M	6,060	0,216	12,706	0,865	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	30,300	1,080	12,706	0,476	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	30,300	1,080	12,706	0,476	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	30,300	1,080	12,706	0,476	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	30,300	1,080	12,706	0,476	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	27,270	0,972	12,706	0,509	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	6,060	0,286	12,706	0,823	Non
Milieu-M1*Genotype-G1 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	27,270	0,909	12,706	0,530	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,808	12,706	0,567	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M2*Genotype-G3 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	24,240	0,864	12,706	0,546	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	21,210	0,756	12,706	0,588	Non
Milieu-M1*Genotype-G3 ~ M	21,210	1,000	12,706	0,500	Non
Milieu-M4*Genotype-G3 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non
Milieu-M4*Genotype-G3 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non

Milieu-M4*Genotype-G3 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non
Milieu-M4*Genotype-G3 ~ M	3,030	0,108	12,706	0,932	Non
Milieu-M4*Genotype-G3 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M3*Genotype-G2 ~ M	3,030	0,101	12,706	0,936	Non
Milieu-M3*Genotype-G2 ~ M	3,030	0,101	12,706	0,936	Non
Milieu-M3*Genotype-G2 ~ M	3,030	0,101	12,706	0,936	Non
Milieu-M3*Genotype-G2 ~ M	3,030	0,101	12,706	0,936	Non
Milieu-M4*Genotype-G2 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M4*Genotype-G2 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M4*Genotype-G2 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M3*Genotype-G3 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M3*Genotype-G3 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
Milieu-M2*Genotype-G2 ~ M	0,000	0,000	12,706	1,000	Non

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalités	Moyenne Regroupements	
Milieu-M4*Genotype-G1	78,780	A
Milieu-M3*Genotype-G1	72,720	A
Milieu-M2*Genotype-G1	63,630	A
Milieu-M1*Genotype-G1	57,570	A
Milieu-M2*Genotype-G3	54,540	A
Milieu-M1*Genotype-G3	51,510	A
Milieu-M4*Genotype-G3	30,300	A
Milieu-M3*Genotype-G2	30,300	A
Milieu-M4*Genotype-G2	27,270	A
Milieu-M3*Genotype-G3	27,270	A
Milieu-M2*Genotype-G2	27,270	A
Milieu-M1*Genotype-G2	27,270	A

Graphiques des moyennes :



Variable(s) dépendante(s) : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourrement / plage = \$B\$22:\$B\$25 / 4 lignes et 1 colonne

Pondération uniforme (par défaut)

Variables qualitatives : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourrement / plage = \$A\$22:\$A\$25 / 4 lignes et 1 colonne

Aucune donnée manquante détectée

Contraintes : a1 = 0

Type I SS, III SS

Effectuer des tests de comparaisons multiples

Intervalle de confiance (%) : 95,00

Modélisation de la variable Taux (%) :

Résumé pour la variable dépendante :

Variable	de valeurs	br. de valeurs utilisés	Nbr. de valeurs ignorées	omme des poi	Moyenne	Ecart-type
Taux (%)	4	4	0	4	97,915	2,408

Résumé pour les variables qualitatives :

Variable	re de mo	Modalités	Fréquences
Milieu	4	M1 ~ M2 ~ M3 ~ M4	1 ~ 1 ~ 1 ~ 1

Coefficients d'ajustement :

R (coefficient)	0,707
R ² (coefficient)	0,500
R ² aj. (coefficient)	-0,500
SCR	8,694

Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables ($H_0 = Y = \text{Moy}(Y)$) :

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	2	8,694	4,347	0,500	0,707
Résidus	1	8,694	8,694		
Total	3	17,389			

Analyse du modèle (Type I SS) :

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	11,593	3,864	0,444	0,769

Analyse du modèle (Type III SS) :

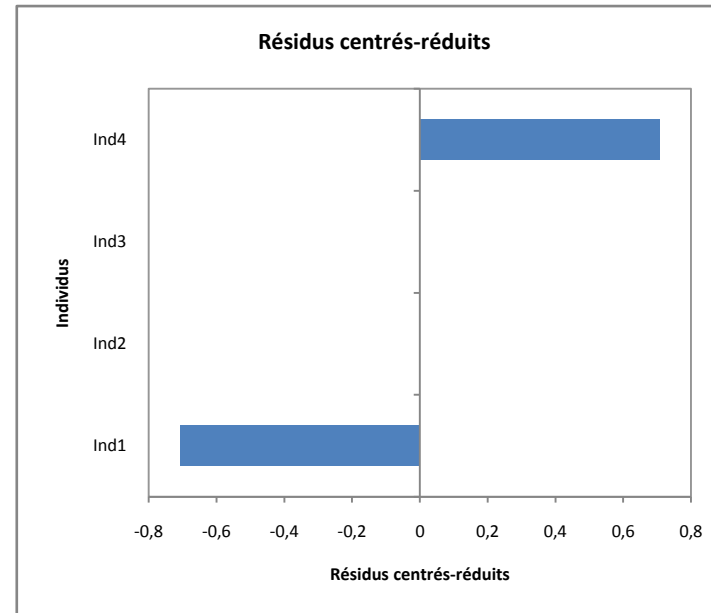
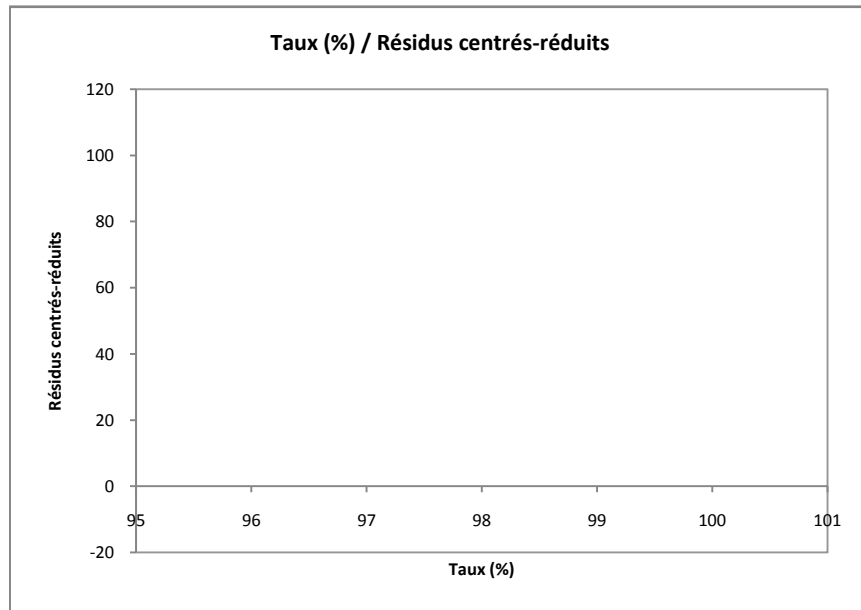
Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	11,593	3,864	0,444	0,769

Paramètres du modèle :

Paramètre	Valeur	Ecart-type	t de Student	Pr > t	ne inférieure 95 %	ne supérieure 95 %
Constante	97,915	2,085	46,962	0,014	71,423	124,407
Milieu-M1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2	2,085	3,611	0,577	0,667	-43,801	47,971
Milieu-M3	-2,085	3,611	-0,577	0,667	-47,971	43,801
Milieu-M4	0,000	-	-	-	-	-

Prédictions, résidus, et intervalles de confiance :

Individus	Poids	Taux (%)	Taux (%) (Modèle)	Résidus	us centrés-ré	nterv. Inf. Moy	nterv. Sup. Mo	nterv. Inf. Ind.	nterv. Sup. Ind.
Ind1	1	95,830	97,915	-2,085	-0,707	71,423	124,407	52,029	143,801
Ind2	1	100,000	100,000	0,000	0,000	62,534	137,466	47,015	152,985
Ind3	1	95,830	95,830	0,000	0,000	58,364	133,296	42,845	148,815
Ind4	1	100,000	97,915	2,085	0,707	71,423	124,407	52,029	143,801

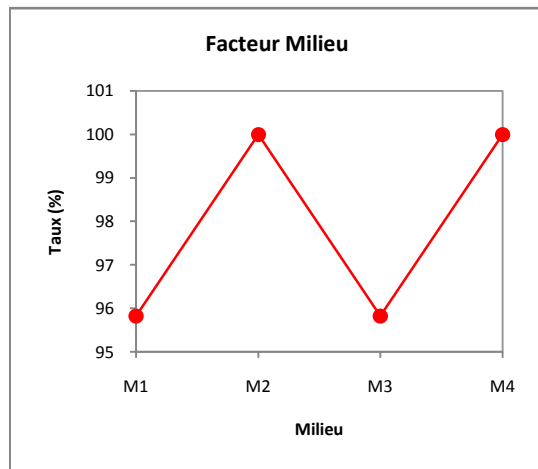


Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	Différence réduite	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
M4 ~ M1	4,170				
M4 ~ M3	4,170	1,155	12,706	0,454	Non
M4 ~ M2	0,000	0,000	12,706	1,000	Non
M2 ~ M1	4,170	1,155	12,706	0,454	Non
M2 ~ M3	4,170	1,000	12,706	0,500	Non
M3 ~ M1	0,000	0,000	12,706	1,000	Non

Graphique des moyennes :



XLSTAT 7.5.2 - ANOVA - le 10/05/2013 à 23:25:27

Variable(s) dépendante(s) : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourement / plage = \$G\$4:\$G\$15 / 12 lignes et 1 colonne

Pondération uniforme (par défaut)

Variables qualitatives : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Débourement / plage = \$F\$4:\$F\$15 / 12 lignes et 1 colonne

Aucune donnée manquante détectée

Contraintes : a1 = 0

Type I SS, III SS

Effectuer des tests de comparaisons multiples

Intervalle de confiance (%) : 95,00

Modélisation de la variable Débourement des bourgeons (Taux) :

Résumé pour la variable dépendante :

Variable	r. de valeurs	tc de valeurs	utilde valeurs	ignomme des poi	Moyenne	Ecart-type
Débourement	12	12	0	12	72,047	15,714

Résumé pour les variables qualitatives :

Variable	nbre de modal	Modalités	Fréquences
Milieu	4	M2 ~ M3 ~ M4	3 ~ 3 ~ 3 ~ 3

Coefficients d'ajustement :

R (coefficient	0,581
R ² (coefficient	0,337
R ² aj. (coefficient	0,089
SCR	1800,136

Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables ($H_0 = Y = \text{Moy}(Y)$) :

Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	916,050	305,350	1,357	0,323
Résidus	8	1800,136	225,017		
Total	11	2716,186			

Analyse du modèle (Type I SS) :

Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	916,050	305,350	1,357	0,323

Analyse du modèle (Type III SS) :

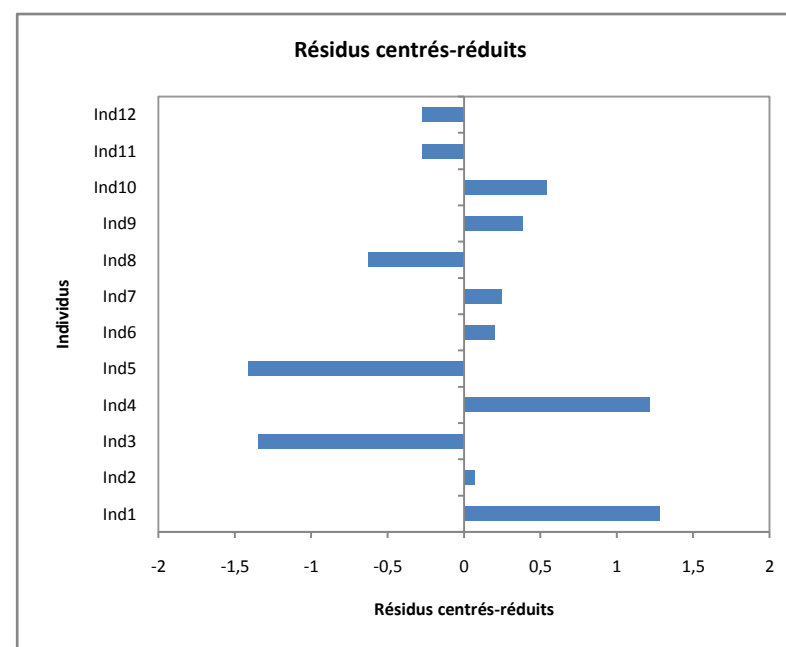
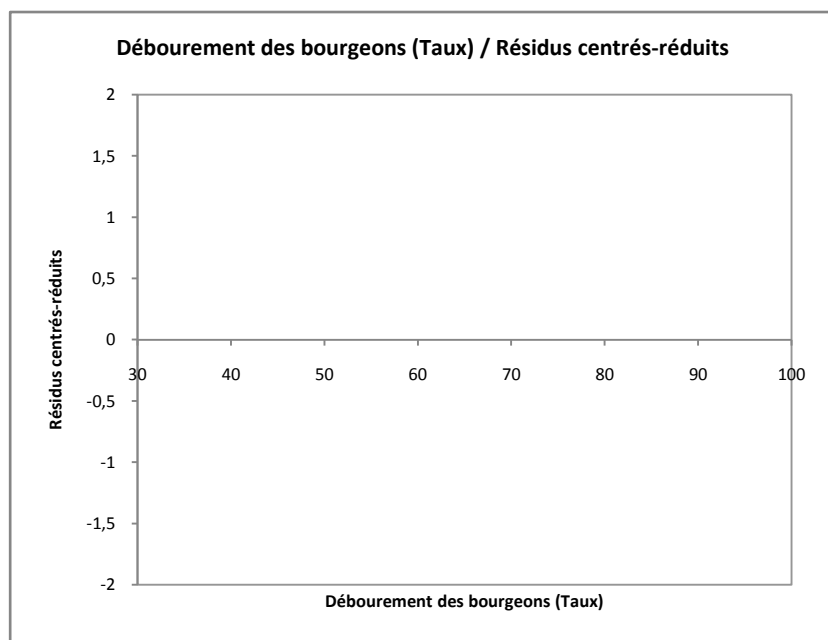
Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	3	916,050	305,350	1,357	0,323

Paramètres du modèle :

Paramètre	Valeur	Ecart-type	t de Student	Pr > t	ne inférieure 95 %	ne supérieure 95 %
Constante	77,770	8,661	8,980	< 0,0001	57,799	97,741
Milieu-M1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2	-17,170	12,248	-1,402	0,199	-45,414	11,074
Milieu-M3	-10,773	12,248	-0,880	0,405	-39,017	17,470
Milieu-M4	5,050	12,248	0,412	0,691	-23,194	33,294

Prédictions, résidus, et intervalles de confiance :

Individus	Poids	ent des bourg	es bourgeons	Résidus	us centrés-ré	nterv. Inf. Moy	nterv. Sup. Mo	nterv. Inf. Ind	nterv. Sup. Ind.
Ind1	1	96,960	77,770	19,190	1,279	57,799	97,741	37,827	117,713
Ind2	1	78,780	77,770	1,010	0,067	57,799	97,741	37,827	117,713
Ind3	1	57,570	77,770	-20,200	-1,347	57,799	97,741	37,827	117,713
Ind4	1	78,780	60,600	18,180	1,212	40,629	80,571	20,657	100,543
Ind5	1	39,390	60,600	-21,210	-1,414	40,629	80,571	20,657	100,543
Ind6	1	63,630	60,600	3,030	0,202	40,629	80,571	20,657	100,543
Ind7	1	70,700	66,997	3,703	0,247	47,025	86,968	27,054	106,939
Ind8	1	57,570	66,997	-9,427	-0,628	47,025	86,968	27,054	106,939
Ind9	1	72,720	66,997	5,723	0,382	47,025	86,968	27,054	106,939
Ind10	1	90,900	82,820	8,080	0,539	62,849	102,791	42,877	122,763
Ind11	1	78,780	82,820	-4,040	-0,269	62,849	102,791	42,877	122,763
Ind12	1	78,780	82,820	-4,040	-0,269	62,849	102,791	42,877	122,763



Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu :

Tukey (HSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

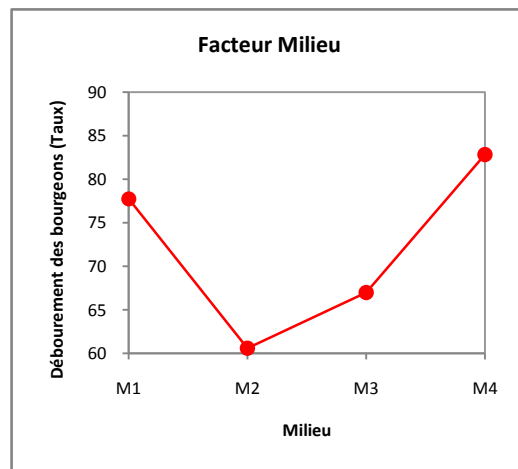
Modalités	Différence	fférence rédui	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
M4 ~ M2	22,220	1,814	3,202	0,334	Non
M4 ~ M3	15,823	1,292	3,202	0,592	Non
M4 ~ M1	5,050	0,412	3,202	0,975	Non
M1 ~ M2	17,170	1,402	3,202	0,532	Non
M1 ~ M3	10,773	0,880	3,202	0,815	Non
M3 ~ M2	6,397	0,522	3,202	0,951	Non

Valeur critique du d de Tukey : 4,529

Classement et regroupements des groupes non significativement différents :

Modalités	Moyenne	Regroupements
M4	82,820	A
M1	77,770	A
M3	66,997	A
M2	60,600	A

Graphique des moyennes :



Variable(s) dépendante(s) : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Elongation / plage = \$B\$4:\$C\$8 / 5 lignes et 2 colonnes

Pondération uniforme (par défaut)

Variables qualitatives : classeur = Resultat pour logiciel.xlsx / feuille = Elongation / plage = \$A\$4:\$A\$8 / 5 lignes et 1 colonne

Aucune donnée manquante détectée

Contraintes : a1 = 0

Type I SS, III SS

Effectuer des tests de comparaisons multiples

Intervalle de confiance (%) : 95,00

Modélisation de la variable Taux (%) :

Résumé pour la variable dépendante :

Variable	r. de valeurs	tc de valeurs	utilde valeurs	ignomme des poir	Moyenne	Ecart-type
Taux (%)	5	5	0	5	18,848	16,284

Résumé pour les variables qualitatives :

Variable	nbre de modal	Modalités	Fréquences
Milieu	5	M3 ~ M4 ~ M5	1 ~ 1 ~ 1 ~ 1

Coefficients d'ajustement :

R (coefficient)	0,629
R ² (coefficient)	0,395
R ² aj. (coefficient)	-1,419
SCR	641,536

Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables ($H_0 = Y = \text{Moy}(Y)$) :

Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	419,197	139,732	0,218	0,878
Résidus	1	641,536	641,536		
Total	4	1060,733			

Analyse du modèle (Type I SS) :

Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	4	11,513	2,878	0,004	1,000

Analyse du modèle (Type III SS) :

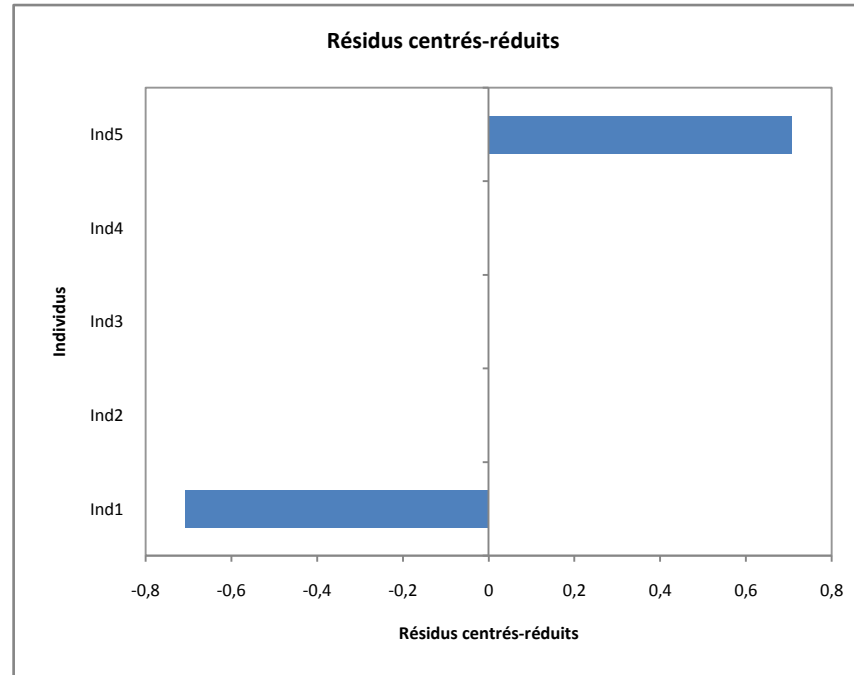
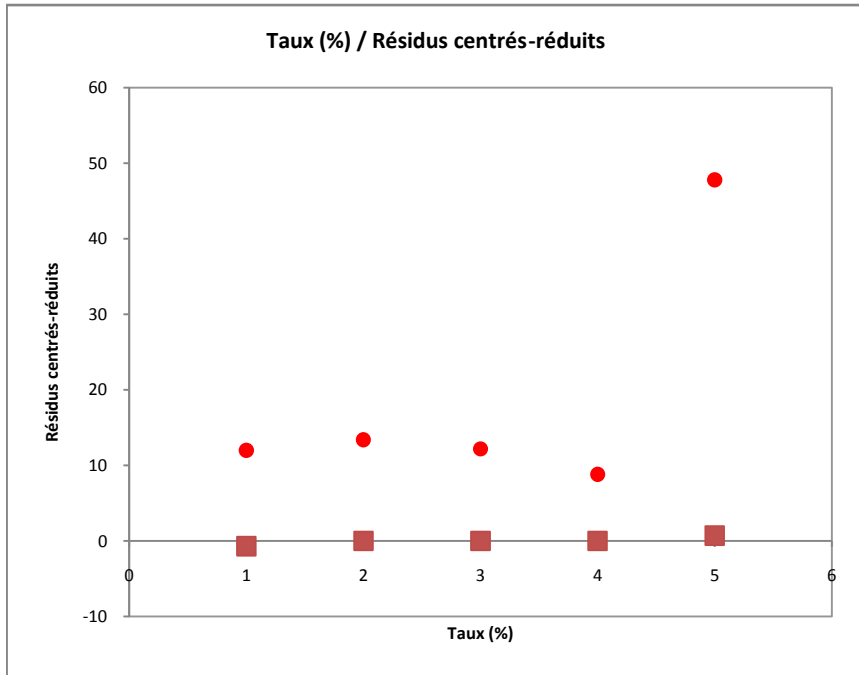
Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	4	11,513	2,878	0,004	1,000

Paramètres du modèle :

Paramètre	Valeur	Ecart-type	t de Student	Pr > t	ne inférieure 95 %	ne supérieure 95 %
Constante	29,910	17,910	1,670	0,343	-197,658	257,478
Milieu-M1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2	-16,500	31,021	-0,532	0,689	-410,660	377,660
Milieu-M3	-17,720	31,021	-0,571	0,670	-411,880	376,440
Milieu-M4	-21,090	31,021	-0,680	0,620	-415,250	373,070
Milieu-M5	0,000	-	-	-	-	-

Prédictions, résidus, et intervalles de confiance :

Individus	Poids	Taux (%)	Taux (%) (Modèle)	Résidus	Résidus centrés-réduits	Inf. Moynterv.	Sup. Moynterv.	Inf. Indnterv.	Sup. Indnterv.
Ind1	1	12,000	29,910	-17,910	-0,707	-197,658	257,478	-364,250	424,070
Ind2	1	13,410	13,410	0,000	0,000	-308,420	335,240	-441,726	468,546
Ind3	1	12,190	12,190	0,000	0,000	-309,640	334,020	-442,946	467,326
Ind4	1	8,820	8,820	0,000	0,000	-313,010	330,650	-446,316	463,956
Ind5	1	47,820	29,910	17,910	0,707	-197,658	257,478	-364,250	424,070

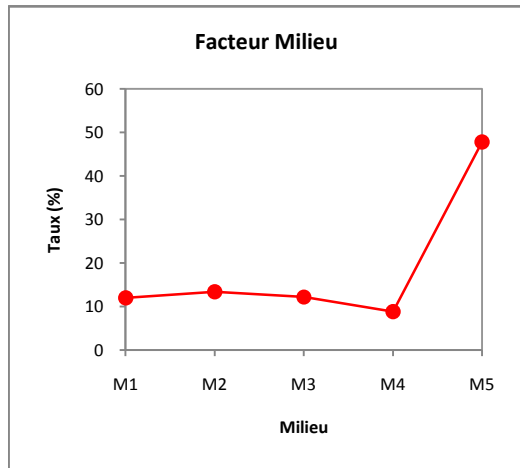


Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	fférence rédui	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
M5 ~ M4	39,000	1,257	12,706	0,428	Non
M5 ~ M1	35,820				
M5 ~ M3	35,630	1,149	12,706	0,456	Non
M5 ~ M2	34,410	1,109	12,706	0,467	Non
M2 ~ M4	4,590	0,128	12,706	0,919	Non
M2 ~ M1	1,410	0,045	12,706	0,971	Non
M2 ~ M3	1,220	0,034	12,706	0,978	Non
M3 ~ M4	3,370	0,094	12,706	0,940	Non
M3 ~ M1	0,190	0,006	12,706	0,996	Non
M1 ~ M4	3,180	0,103	12,706	0,935	Non

Graphique des moyennes :



Modélisation de la variable Taille (cm) :

Résumé pour la variable dépendante :

Variable	r. de valeurs	tc de valeurs	utilde valeurs	ignomme des poir	Moyenne	Ecart-type
Taille (cm)	5	5	0	5	1,690	0,352

Résumé pour les variables qualitatives :

Variable	nbre de modal	Modalités	Fréquences
Milieu	5	M3 ~ M4 ~ M5	1 ~ 1 ~ 1 ~ 1

Coefficients d'ajustement :

R (coefficient	0,749
R ² (coefficient	0,561
R ² aj. (coefficient	-0,758
SCR	0,218

Evaluation de la valeur de l'information apportée par les variables ($H_0 = Y = \text{Moy}(Y)$) :

Source	ddl	omme des carr	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	0,278	0,093	0,425	0,777
Résidus	1	0,218	0,218		
Total	4	0,496			

Analyse du modèle (Type I SS) :

Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	4	0,117	0,029	0,135	0,947

Analyse du modèle (Type III SS) :

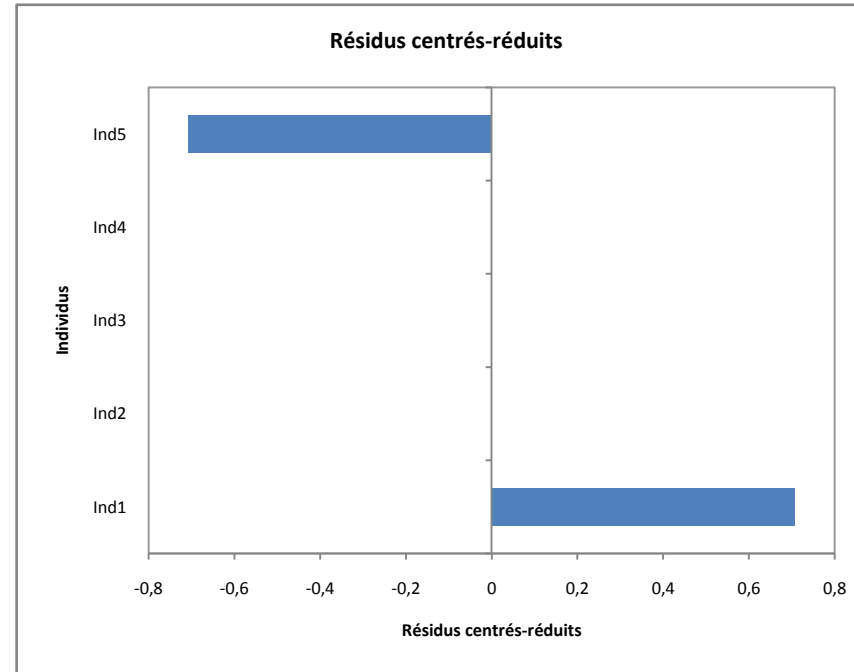
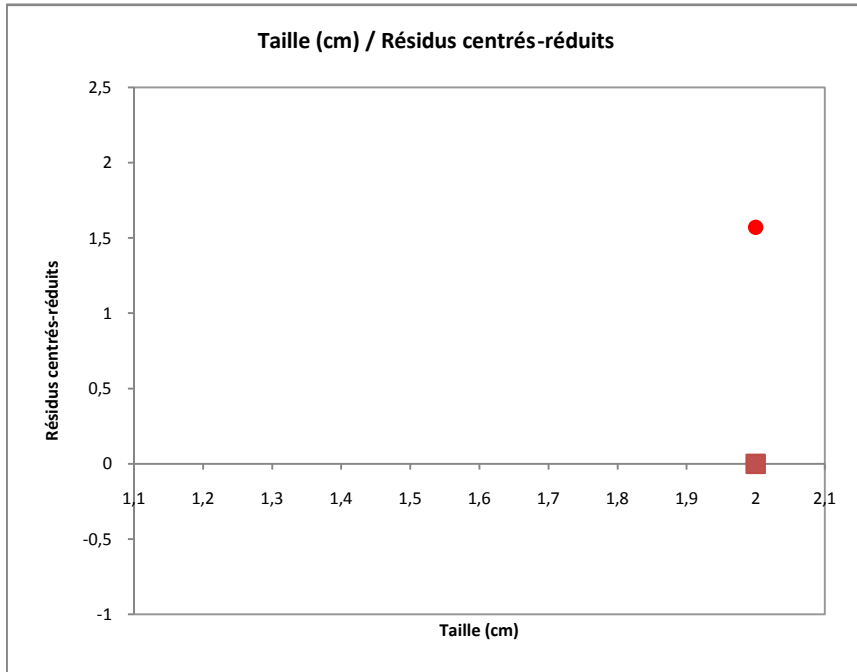
Source	ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Milieu	4	0,117	0,029	0,135	0,947

Paramètres du modèle :

Paramètre	Valeur	Ecart-type	t de Student	Pr > t	lim. inférieure 95 %	lim. supérieure 95 %
Constante	1,470	0,330	4,455	0,141	-2,723	5,663
Milieu-M1	0,000	-	-	-	-	-
Milieu-M2	0,100	0,572	0,175	0,890	-7,163	7,363
Milieu-M3	0,570	0,572	0,997	0,501	-6,693	7,833
Milieu-M4	0,430	0,572	0,752	0,589	-6,833	7,693
Milieu-M5	0,000	-	-	-	-	-

Prédictions, résidus, et intervalles de confiance :

Individus	Poids	Taille (cm)	Poids (cm) (Modèle)	Résidus	lim. inf. centrés-réinterv.	lim. sup. centrés-réinterv.	lim. inf. MoInterv.	lim. sup. MoInterv.	lim. inf. Ind.interv.	lim. sup. Ind.interv.
Ind1	1	1,800	1,470	0,330	0,707	-2,723	5,663	-5,793	8,733	
Ind2	1	1,570	1,570	0,000	0,000	-4,360	7,500	-6,816	9,956	
Ind3	1	2,040	2,040	0,000	0,000	-3,890	7,970	-6,346	10,426	
Ind4	1	1,900	1,900	0,000	0,000	-4,030	7,830	-6,486	10,286	
Ind5	1	1,140	1,470	-0,330	-0,707	-2,723	5,663	-5,793	8,733	

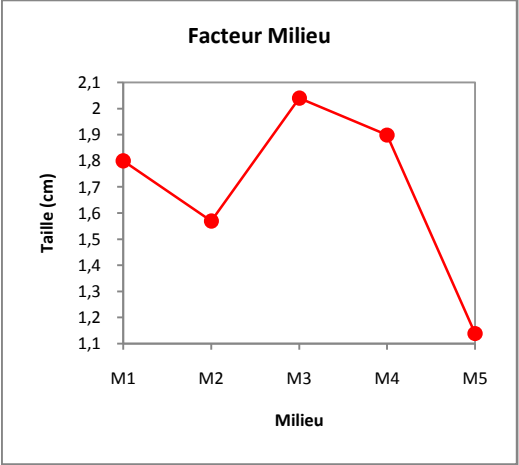


Tests de comparaisons multiples pour la variable Milieu :

Fisher (LSD) / Analyse des différences entre les groupes avec un intervalle de confiance à 95,00 % :

Modalités	Différence	fférence rédui	Valeur critique	Pr. > Diff	Significatif
M3 ~ M5	0,900	1,575	12,706	0,360	Non
M3 ~ M2	0,470	0,712	12,706	0,606	Non
M3 ~ M1	0,240	0,420	12,706	0,747	Non
M3 ~ M4	0,140	0,212	12,706	0,867	Non
M4 ~ M5	0,760	1,330	12,706	0,411	Non
M4 ~ M2	0,330	0,500	12,706	0,705	Non
M4 ~ M1	0,100	0,175	12,706	0,890	Non
M1 ~ M5	0,660				
M1 ~ M2	0,230	0,402	12,706	0,756	Non
M2 ~ M5	0,430	0,752	12,706	0,589	Non

Graphique des moyennes :



SUMMARY

The argan tree (*Argania spinosa* L. Skeels), the only representing of the Tropical family of Sapotaceae is an Algerian-Moroccan forest species, perfectly adapted to arid and semi-arid. It has got an ecological and a socio-economical importance. Lately, the argan are continuous decline due to overgrazing and over-exploitation and the difficulty of regeneration and multiplication by traditional techniques. This requires the mastery of new techniques of in vitro micropropagation.

Experiments companies aim is to study the response of the argan tree (*Argania spinosa* L. Skeels) to different techniques of in vitro culture such seedling and microcutting.

The first part of this study was reserved to seedling. The seeds germinate at a high rate when they were pretreated with gibberellic acid (1 mg / l) and stored at 4 ° C for 48 hours, then exposed to light in culture.

The second part concerns the microcutting, where the results showed that the use of BA and Kn at 0.5 mg / l are the most favorable for axillary bud debourrement. The addition of gibberellic acid (0.1mg / l) in the culture medium provides a good shoot elongation of argan.

Finally, rooting, which is the most difficult stage of regeneration of the argan tree, has been successful on a MS medium containing 10 and 20 mg / l IBA, with an average of 4 to 6 roots of 2 to 3 cm long.

It is clear from this essays that micropropagation of argan by seedling and microcutting can be done and is more effective when the plant material used is juvenile. This study allowed us to identify reliable protocol for the regeneration of a whole argan's plant and know the hormonal preparation to the success of our experiments. Further work should be made to acclimate the argan plants obtained.

Key words:

Argan, *in vitro* regeneration, seedling, micro cutting, debourrement, shoot elongation, calus, rooting,