

...

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCES
DÉPARTEMENT des SCIENCES
DE LA NATURE ET DE LA VIE
N° :



DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE
ET DE LA VIE
FILIERE : BIOTECHNOLOGIES
OPTION : BIOTECHNOLOGIES
VEGETALES

Mémoire présenté pour l'obtention
Du diplôme de Master Académique

Par :

HACHEMI Dalal, BELOUADAH Halima et KHEIDRI Akila

Intitulé

Palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) en Algérie :
Application de la culture *In vitro*

Soutenu LE 16.6.2022 devant le jury composé de :

Dr. ADOUI Nabila	MCB	Université de M'Sila	Présidente
Mr. HADJI Abesse	MAA	Université de M'Sila	Examineur
Dr. BENDIF Hamdi	MCA	Université de M'Sila	Encadreur

Année universitaire : 2021 /2022

Dédicaces

Je dédie mon humble travail

*Au premier refuge, la paix de l'âme et du cœur, à celui qui
m'a entouré d'Amour, d'affection et qui fait tout pour
ma réussite; grâce à ses prières je suis là aujourd'hui,
Ma mère **Oumhani Nacira**.*

*Mon père **Belouadah abdlkader** qui m'a poussé et motivé dans mes études
Tes conseils ont toujours guidé mes pas vers la réussite.*

A mes Cinq étoiles mes sœurs

Fatima . Khadidja. Massouda. Khaoula. Selma

*Pour leur dévouement, leur grande tendresse par leur soutien, leur conseils et leur amour,
m'ont permis d'arriver jusqu'à ici car ils ont toujours cru en moi*

*A mon chère frère **Taha Mohammed El Amin**, en gage de ma profonde estime pour
l'aide que tu m'as apporté. Tu m'as soutenu, réconforté, et encourager.*

A la personne qui m'a entouré d'amour et de soutien

À ma sixième sœur que la vie m'a donnée

Rim Htig

*A mes Nièces mes Neveux de mes Sœurs,
vous êtes la douceur de mes jours et la source de ma joie.*

*A tous mes professeurs, aujourd'hui je suis ici grâce à vous,
et j'ai une empreinte à l'intérieur de chacun de vous.*

Belouadah Kalima

...



Dédicaces

Je dédie ce travail :

*Â Ma mère et mon père que dieu me
les garde et me les protège*

Â mon chère Mari et mon fils Barae

Â Mes Frères et ma Sœur

Â tous mes amies

*Â toute personne qui m'aime
Â toute personne que j'aime*

Â tous ceux qui cherchent le savoir

Kachemi Dalal



Avant de présenter ce travail, nous tenons à remercier Dieu tout puissant, de nous avoir permis d'arriver à ce niveau d'étude, et aussi pour nous avoir donné beaucoup de patience et de courage.

*Nous remercions chaleureusement notre directeur de mémoire **Dr. BENDIF Hamdi**, pour la confiance qu'il nous a témoignée en nous présentant ce thème de recherche qui nous intéresse et en nous faisant bénéficier de ses judicieux conseils. J'espère que vous trouverez notre gratitude pour l'aide et le soutien constant que vous nous avez prodigués durant tout notre période de travail.*

*Nous remercions vivement **Dr. ADOUI Nabila**, pour l'honneur qu'il nous fait d'avoir accepté de presider notre travail, Nous exprimons également notre gratitude et remercions au **Dr. HADJI Abasse**, pour avoir bien voulu juger ce mémoire; Nous espérons que vous trouverez ici une expression de gratitude pour vos efforts. Nous lui souhaitons une carrière réussie.*

Belouadah, Kachemi, Kheidri

Résumé

Le palmier dattier est une plante d'intérêt écologique, économique et social majeur pour de nombreux pays. Cependant, le processus de développement du palmier dattier connaît actuellement de grandes difficultés à cause de différentes maladies tels que el bayoud. La multiplication *in vitro* constitue la voie la plus prometteuse pour l'amélioration du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). A l'échelle internationale, l'organogénèse et l'embryogénèse somatique sont les principales techniques utilisées pour la micro-propagation du palmier dattier. A l'échelle nationale, et Après notre étude statistique et analytique sur l'étendue de l'application des techniques de culture *in vitro* pour le palmiers dattiers en Algérie, on a constaté que : l'embryogénèse est la technique de culture *in vitro* la plus appliquée dans l'Algérie puis la culture de protoplaste et finalement l'organogénèse, les variétés Deglet Nour et Tekerbouht sont les plus étudiées en Algérie avec des taux 22% et 18% respectivement, les régions sud-est, Sud-Ouest et Adrar sont les régions les plus échantillonnées. La micropropagation du palmier dattier que ce soit par embryogénèse somatique, la culture de protoplaste ou par organogénèse a été signalée pour de nombreux cultivars, et plusieurs facteurs ont été révélés pour influencer ces systèmes de régénération (milieu de culture, Explant utilisé).

Mots clés : Palmier dattier, *Phoenix dactylifera*, Micropropagation, Embryogénèse somatique, culture *in vitro* , protoplaste, l'organogénèse.

ملخص:

يعتبر نخيل التمر نباتاً ذا أهمية بيئية واقتصادية واجتماعية للعديد من البلدان . الا ان عملية تطوير نخيل التمر تواجه حالياً صعوبات كبيرة بسبب أمراض مختلفة مثل البيوض. ولذلك التكاثر في المختبر هو الطريقة الواعدة لتحسين نخيل التمر (*Phoenix dactylifera* L.). على المستوى الدولي ، يعتبر تكوين الأعضاء والتكوين الجنيني الجسدي من الأساليب الرئيسية المستخدمة في التكاثر الدقيق لنخيل التمر على المستوى الوطني ، وبعد دراستنا الإحصائية التحليلية لمدى تطبيق تقنيات الزراعة النسيجية لنخيل التمر في الجزائر (*Phoenix dactylifera*) ، وجدنا أن تقنية : التطور الجنيني هي تقنية الاستزراع الأكثر تطبيقاً في المختبر في الجزائر، ثم تقنية زراعة البروتوبلاست وأخيراً تقنية تكوين الأعضاء. كما تعتبر الأصناف دجلة نور وتكربوشت الأكثر دراسة في الجزائر بنسب 22% و 18% على التوالي . كما وجدنا ان مناطق الغرب وأدرار أكثر المناطق التي تم أخذ عينات منها. التكاثر الدقيق لنخيل التمر سواء كان عن طريق التطور الجنيني الجسدي ، أو استزراع البروتوبلاست ، أو عن طريق تكوين الأعضاء استخدم لتطوير مختلف الأصناف ، وقد تم الكشف عن العديد من العوامل التي تؤثر على أنظمة التجديد هذه (وسط الاستزراع ، العينة المستخدمة).

الكلمات المفتاحية: نخيل التمر ، النوع (*Phoenix dactylifera* L.) ، التكاثر الدقيق ، التطور الجنيني الجسدي ، زراعة في المختبر ، تكوين الأعضاء.

Abstract:

Date palm is a plant of major ecological, economic and social interest for many countries. However, the process of date palm development is currently experiencing great difficulties due to various diseases such as el bayoud. In vitro propagation is the most promising way to improve date palm (*Phoenix dactylifera* L.). On an international scale, organogenesis and somatic embryogenesis are the main techniques used for the micro-propagation of date palm. At the national level, and After our analytical statistical study on the extent of the application of in vitro culture techniques for date palms (*Phoenix dactylifera* l) in Algeria, we found that: embryogenesis is the technique of most applied in vitro culture in Algeria, then protoplast culture and finally organogenesis, the Deglet Nour and Tekerbouht varieties are the most studied in Algeria with rates of 22% and 18% respectively, The south-eastern and southern regions -West and Adrar are the most sampled regions. Date palm micropropagation whether by somatic embryogenesis, protoplast culture or by organogenesis has been reported for many cultivars, and several factors have been revealed to influence these regeneration systems (culture medium, explant used....).

Key words : Date palm, *Phoenix dactylifera*, Micropropagation, Somatic embryogenesis, in vitro culture, protoplast, organogenesis.

Table de matières

I.1.	Historique et origine	4
I.2.	Taxonomie	5
I.3.	Description botanique	5
I.3.1.	Le système racinaire.....	5
I.3.2.	Organes reproducteurs	9
I.4.	La reproduction chez le palmier dattier	10
I.4.1.	Multiplication par semis des graines.....	11
I.4.2.	Multiplication par rejets	11
I.4.3.	La multiplication par culture <i>in vitro</i>	11
I.5.	Cycle de développement	11
I.6.	Répartition géographique et production du palmier dattier	12
II.1.	Généralités sur La culture <i>in vitro</i>	16
II.1.1.	Definition	16
II.1.2.	Historique et developpement	16
II.1.3.	Composition de milieux de culture	18
II.1.4.	Les facteurs affectant la multiplication <i>in vitro</i>	20
II.1.5.	Les avantage de la culture <i>in vitro</i>	21
II.1.6.	Les inconvenients de la culture <i>in vitro</i>	21
II.2.	La multiplication <i>in vitro</i> du palmier dattier	22
II.2.1.	Explant utilisé	22
II.2.2.	Milieu de culture	22
II.2.3.	Les techniques de culture du palmier dattiers	22
II.2.3.1.	Organogénèse.....	23
II.2.3.2.	Embryogenèse	25
II.2.3.3.	Haplo-diploïdisation ou la création de lignées pures	27
II.2.3.4.	Culture de protoplaste	28
II.2.3.5.	Variation somaclonal	30
II.2.4.	Les avantages de culture de palmier dattier	30
III.1.	Méthode	33
III.2.	Resultats.....	1

Liste des figures

Figure 1. Schéma du palmier dattier (Munier, 1973).....	6
Figure 2. Les quatre types de racines (Peyron, 2000).....	7
Figure 3. Schéma d'une palme.....	8
Figure 4. Le fruit du palmier dattier (Munier, 1973).	9
Figure 5. Spathes, inflorescences et fleurs du palmier dattier (Munier, 1973).	10
Figure 6. Carte de répartition du genre Phoenix dans le monde (Gros-Balthazard, 2013).	14
Figure 7. schéma de la regeneration d'une plante (Célia N, Julien T,2005).	23
Figure 8. La multiplication in vitro du palmier dattier par la technique d'organogènes.....	25
Figure 9. Différents stades de développement de l'embryon somatique du palmier dattier : (a) juvénile globulaire, (b) mature et (c) début de la germination	27
Figure 10. (a) Development of nodular callus from meristematic shoots of cv. Deglet Noor	29
Figure 11. Variétés de phoenix dactylifera L. étudiées en Algérie par Civ	1
Figure 12. Variétés de phoenix dactylifera étudiées en Algérie selon la technique appliqué...2	
Figure 13. Les zones d'étude de palmier dattier (phoenix dactylifera) a l'algerie.....	3
Figure 14. Carte de distribution des études de culture in vitro du palmiers dattiers en Algérie	4
Figure 15. Principale variété des dattes étudiées	5

Liste des tableaux

Tableau 1. La production mondiale de datte en 2015.....	13
Tableau 2. Répartition par wilaya, nombre des palmiers et la production des dattes en Algérie (Makhloufi, 2017).....	14
Tableau 3 . Les études de l'embryogenèse somatique à palmier dattier en Algérie.....	34
Tableau 4. Les études d'organogenèse à palmier dattier en Algérie.....	55
Tableau 5 . Les études de culture de protoplastes à palmier dattier en Algérie.....	56

Liste des abreviations

% : Pourcentage

°C: Degré Celsius

2,4-D : Acide 2,4-Dichlorophénoxy Acétique

AIB: Acide beta – indole butyrique

ANA : Acide naphthalène acétique

BAP: 6-Benzylaminopurine

CaCl₂ : Chlorure de calcium

EC: Enzyme concentration

FAO : Food and Agriculture Organization

GA₃: Acide gibberellique

INRA : Institut national de la recherche agronomique

IPA : Iso pentyl aminopurine

Kcl: Chlorure de potassium

KH₂PO₄: Potassium dihydrogen phosphate

ml : millilitre

MG: Milieu gélosé

mg/l: milligramme par litre

mM : millimole

MS: Murashige and Skoog

NaH₂PO₄ : Dihydrogénophosphate de sodium

NH₄N₃ : Nitrate d'ammonium

P12,5 : 12,5g piclorame

PEG: polyéthylène glycol

pH: Potentiel hydrogène

SE: solution enzymatique

T: témoin

Introduction

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) est considéré comme un symbole de la vie dans le désert, alors qu'il tolère mieux les températures élevées, la sécheresse et la salinité que les autres espèces de plantes cultivées. C'est l'un des arbres les plus anciens dont l'homme a tiré profit et il est cultivé depuis l'Antiquité (Zohary et Hopf, 2000). En Algérie, on compte environ seize millions de Palmiers dattier (Djillali, 2008), représentés par plus de 800 cultivars (Hannachi et al., 1998). Cependant le secteur du palmier dattier connaît de nombreux problèmes comme les dunes de sable, la salinité, la sécheresse et est gravement endommagé par la maladie du Bayoud (Touzi, 2007 ; Benzohra et al., 2015), qui a détruit la moitié des palmiers dattiers des palmeraies algériennes dans la région du sud-ouest. (Bouguedoura et al., 2008).

La méthode de multiplication sexuée reste non fiable, et la méthode végétative asexuée nécessite un nombre important de rejets. En effet, la production naturelle de rejets par un seul palmier ne dépasse pas 20 à 40 rejets dans toute sa vie. Ainsi, cette technique traditionnelle reste lente et incapable de répondre aux besoins importants exigés pour l'extension rapide des palmeraies (El Hadrami et al., 1998). C'est pour cela les phoeniculteurs ont tournés vers les techniques de multiplication in vitro qui est une technique rapide et permet d'obtenir un nombre élevé de clones indemnes de Fusarium, permettant d'éviter la dispersion de la maladie du Bayoud. où seule la variété nommée Takerboucht est déclarée résistante à ce champignon, et risque de s'étendre à d'autres pays mettant en danger la phoeniculture à l'échelle mondiale (El Hadrami, 1995). De plus, le rajeunissement des palmeraies devient une nécessité actuelle pour faire face à d'autres problèmes tels la sécheresse et l'ensablement. Aussi, la culture monovariétale pratiquée dans les nouvelles plantations, peut se traduire, à moyen et à long terme, par la perte de certaines variétés et têtes de clones.

Et pour cette raison, nous avons essayé d'évaluer la situation dans laquelle se situe aujourd'hui notre pays d'application des techniques de culture in vitro pour le palmier dattier. Premièrement dans la partie théorique, Nous avons présenté la variété Phoenix, sa production et répartition géographique dans le monde et en Algérie, ses caractéristiques morphologiques, sa reproduction. Deuxièmement, la partie pratique est sous forme d'une étude statistique analytique sur l'étendue de l'application des techniques de culture in vitro pour les palmiers dattiers (*Phoenix dactylifera*) en Algérie, où 19 études ont été analysées (articles, mémoires....).

*Chapitre I. Généralités sur le palmier dattier
(Phoenix dactylifera L.)*

Chapitre I : Généralités sur le palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*)

I.1. Historique et origine

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*) est une plante fruitière anciennement cultivée par l'homme (**Battesti, 2004**). Le palmier dattier a une origine ancienne. Il est cultivé depuis la haute Antiquité: considéré par les égyptiens comme un symbole de fertilité, il est représenté par les carthaginois sur les pièces de monnaies et monuments, et a été utilisé par les grecs et latins comme ornements lors de célébrations triomphales (**Ouennoughi, 2005**). Le palmier dattier est l'un des plus anciennes cultures fruitières connues et est cultivée en Afrique du Nord et au Moyen-Orient depuis au moins 5000 ans (**Zohary et Hopf, 2000**). Le premier enregistrement d'Irak (Mésopotamie) montre que la culture de la datte a probablement été établie dès 3000 avant J.C. En raison de la longue histoire de la culture de la datte et de la large distribution et de l'échange de cultivars de dattes, l'origine exacte de la datte est inconnue, mais elle provient très probablement de l'ancienne région de Mésopotamie (sud de l'Irak) ou de l'ouest de l'Inde (**Wrigley, 1995**). Depuis son centre d'origine, la culture de palmier dattier s'est répandue dans toute la péninsule arabique, l'Afrique du Nord et le Moyen-Orient. La culture de palmier dattier s'était apparemment répandue en Égypte au milieu du deuxième millénaire avant notre ère. La diffusion de la culture des dattes accompagna plus tard l'expansion de l'islam et atteignit le sud de l'Espagne et le Pakistan. Les Espagnols ont été les premiers à introduire les palmiers dattiers en dehors de la péninsule arabique, de l'Afrique du Nord et du Moyen-Orient/Asie du Sud, les transportant en Amérique (**Nixon, 1951**). La culture de palmier dattier a eu une influence très importante sur l'histoire du Moyen-Orient. Sans dattes, aucune grande population humaine n'aurait pu vivre dans les régions désertiques. Les routes caravanières existaient depuis des siècles principalement pour le transport des dattes. Très tôt, la culture de la datte est devenue un symbole sacré de fécondité et de fertilité. Les dattes avaient une grande importance spirituelle et culturelle pour les peuples du Moyen-Orient. Les palmiers dattiers et la culture sont représentés dans d'anciennes tablettes assyriennes et babyloniennes, y compris le célèbre Code d'Hammourabi, qui contenait des lois relatives à la culture et à la vente des dattes. Des références relatives aux palmiers dattiers se trouvent également dans les anciens écrits égyptiens, syriens, libyens et palestiniens (**Nixon, 1951 ; Popenoe, 1973**).

I.2. Taxonomie

Le palmier dattier a été dénommé *Phoenix dactylifera* L. par Linne en 1734. *Phoenix* dérive de Phoinix, nom du dattier chez les Grecs de l'antiquité, qui le considéraient comme l'arbre des phoeniciens ; *dactylifera* vient du latin *dactylus* dérivant du grec *dactulos* signifiant doigt, en raison de la forme du fruit (Munier, 1973). Selon Djafour et al (Djerbi, 1994), la classification du palmier dattier est comme suit :

- **Groupe** : Spadiciflores.
- **Embranchement** : Angiospermes.
- **Classe** : Monocotylédones.
- **Ordre** : Palmales.
- **Famille** : Palmacées.
- **Sous famille**: Coryphoidées.
- **Tribu** : Phoenixées.
- **Genre** : Phoenix.
- **Espèce** : *Phoenix dactylifera* L.

I.3. Description botanique

Le palmier dattier est une espèce de plantes monocotylédones à croissance apicale dominante. Le diamètre du tronc de l'arbre demeure généralement stable, sous les mêmes conditions à partir de l'âge adulte. On distingue 3 parties : un système racinaire, un organe végétatif composé du tronc (stipe) et des feuilles et un organe reproductif composé d'inflorescences mâles ou femelles. Les valeurs quantitatives et qualitatives des organes végétatif et reproductif sont variables. Il semble possible de caractériser les cultivars par la comparaison de la plupart de ces paramètres qui forment des index taxonomiques différentiels.

I.3.1. Le système racinaire

Le système racinaire du palmier est dense de type fasciculé, formé de plusieurs types de racines dont le diamètre ne dépasse pas 1,5 cm et qui émergent partiellement au dessus du niveau du sol à une hauteur allant jusqu'à 50 cm de la base du tronc. Ces racines, dépourvues de poils absorbants, sont structurées comme suit: d'abord les racines du premier ordre (auxirhyzes), qui émettent des racines du deuxième ordre (mésorhyzes), donnant naissance à leur tour à des racines de troisième ordre (brachyrhyzes). Toutes ces racines peuvent présenter

des pneumatodes qui sont des petites plaques verrues et farineuses placées sur les racines et qui jouent un rôle respiratoire (Sedra, 2003).

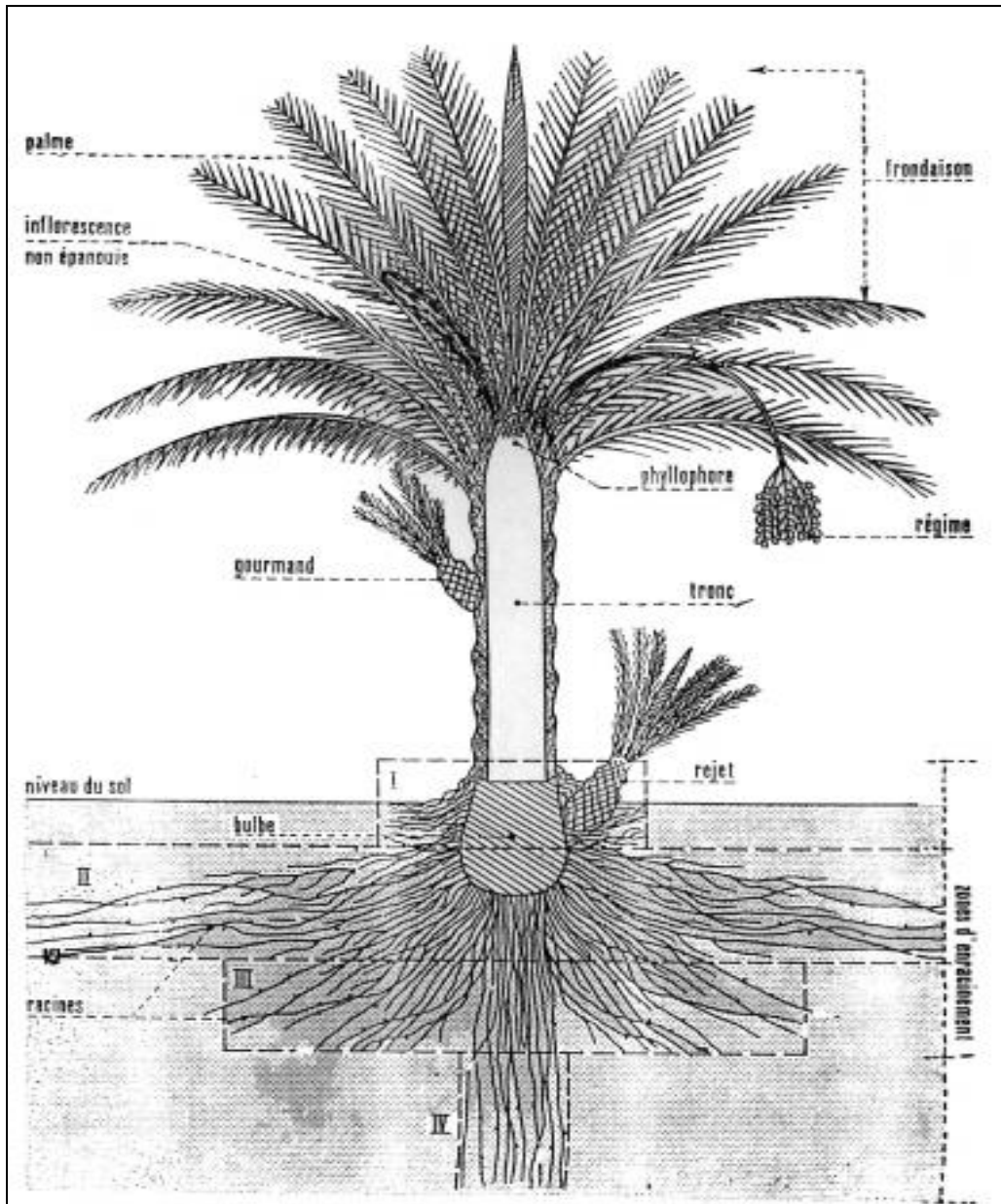


Figure 1. Schéma du palmier dattier (Munier, 1973)

Peyron en (2000) distingue quatre types de racines :

- **racines respiratoires** : Elles se développent quelquefois très haut à la base du tronc. Ces racines de nature primaire et secondaire. La plupart de ces racines ont un géotropisme négatif et jouent un rôle respiratoire.

- **racines de nutrition** : Les racines de nutrition constituent la plus forte proportion du système racinaire. Elles sont très longues, obliques ou horizontales. Il pourrait contenir 1000 racines par m² et plus de 1,60 g de racines/100 g de terre (Oihabi, 1991).
- **racines d'absorption** : Les racines d'absorption ont pour fonction de rechercher l'eau. La zone de ces racines est plus ou moins développée, selon le mode de culture et la profondeur de la nappe phréatique.
- **racines du faisceau pivotant** : le pivot de racines d'absorption est quasi inexistant si la conduite de la culture, permet une absorption suffisante au niveau des racines de nutrition et d'absorption. Il est réduit si la nappe phréatique se trouve à faible profondeur. Mais, si cela est nécessaire, ce véritable pivot de racines peut atteindre l'eau jusqu'à une profondeur de 17

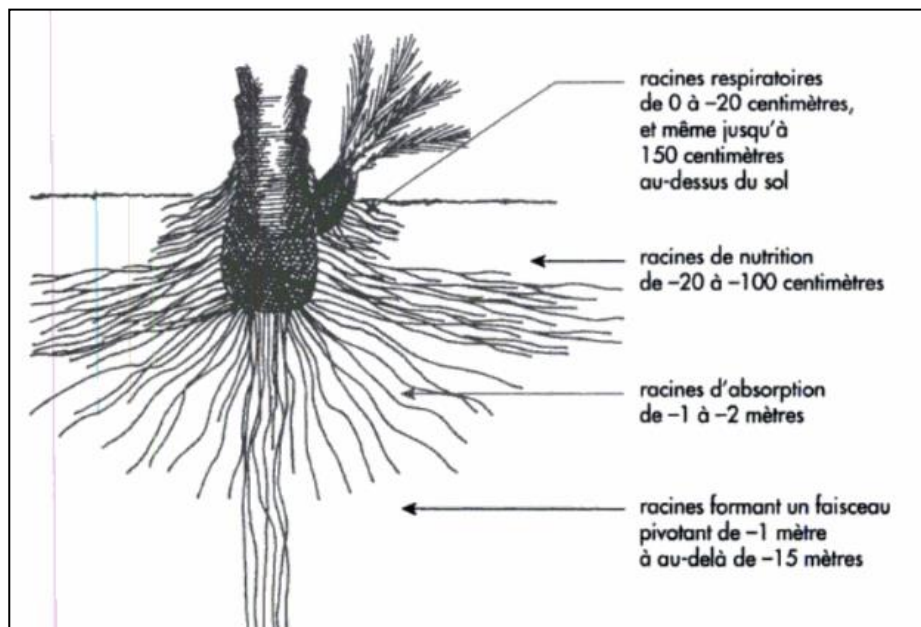


Figure 2. Les quatre types de racines (Peyron, 2000).

mètres (Toutain *et al.*, 1989).

Organes végétatifs :

L'appareil végétatif est composé des parties décrites ci-dessous :

a. Le tronc ou stipe

Le tronc cylindrique appelé aussi stipe ou tige, est non ramifié, lignifié et de couleur marron brun. Le tronc est généralement, monopodique et recouvert à sa surface par la base des palmes coupées 'Cornafs', recouvertes par un fibrillum 'lif'. Ces cicatrices de la base des feuilles restent visibles pendant des années. Parfois, certains cultivars peuvent avoir une forme du

tronc tronconique, mais jamais ramifié. Sa hauteur peut atteindre plus de 30 mètres (Sedra, 2003).

b. La palme

S'appelle «Djérid» sont des feuilles composées, pennées, La base pétiolaire, ou kornaf, Engaine partiellement le tronc et est en partie recouverte par le fibrillum, ou life .Le pétiole est dur et relativement rigide portant les épines (chouk ou sreb), des folioles sont régulièrement disposées en position oblique le long du rachis.

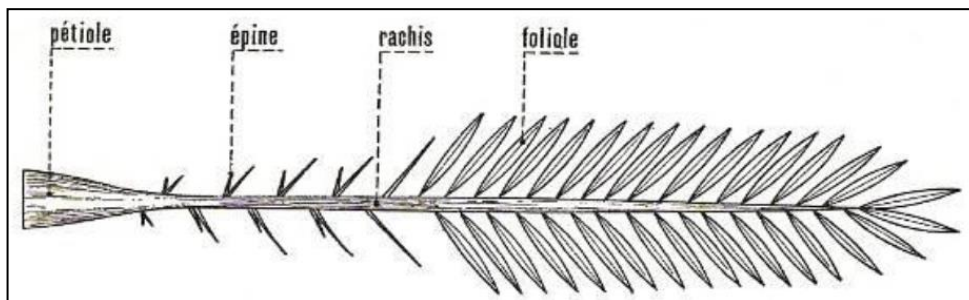


Figure 3. Schéma d'une palme.

c. La couronne (frondaison)

Forme par l'ensemble des palmes vertes, On dénombre de 50 à 200 palmes chez un arbre adulte. les palmes vivent de trois a sept ans, selon les variétés et le mode de culture.Elles sont émises par le bourgeon terminal ou << phyllophore>>, pour cele, on distingue:

- la coronne basale, avec les palme les plus âgées;
- la coronne centrale, avec les palmes adultes;
- les palmes du cœur, avec les palmes non ouvertes, dites << en pinceau>>, et les palmes n'ayant pas encore atteint leur taille définitive (Peyron, 2000)

d. Les beourgeons

A l'aisselle de chaque palme, se trouve un bourgeon axillaire qui peut se développer pour donner naissance à un rejet ,à la base du stipe ou aérien attaché au tronc, dénommé vulgairement "rkeb" dans la partie basale de l'arbre ou une inflorescence dans la partie supérieure.

La plupart des bourgeons axillaires végétatifs finissent par avorter durant la phase juvenile du palmier. Le bourgeon apical ou terminal est responsable de la croissance en hauteur du

palmier et du développement des feuilles et de bourgeons axillaires. Grâce aux très faibles variations de température jour et nuit au niveau de ce bourgeon et aux différences de température qui surgissent pendant les saisons froides et chaudes (allant jusqu'à 15° C) par rapport à l'extérieur du bourgeon, ce dernier permet au palmier dattier de tolérer et de s'adapter à l'hostilité des conditions sahariennes (Al-Bakr, 1972).

I.3.2. Organes reproducteurs

a. Le fruit (la datte)

Le fruit de dattier, la datte est une baie contenant une seule graine, vulgairement appelée noyau. La datte est constituée d'un mésocarpe charnu, protégé par un fin épicarpe, le noyau est entouré d'un endocarpe parcheminé, il est de forme allongée, plus ou moins volumineux, lisse ou pourvu de protubérances latérales en arêtes ou ailettes, avec un sillon ventral; l'embryon est dorsal, sa consistance est dure et cornée (Figure 4). La couleur de la datte est variable selon les espèces : jaune plus ou moins clair, jaune ambré translucide, brun plus ou moins prononcé, rouge ou noire.

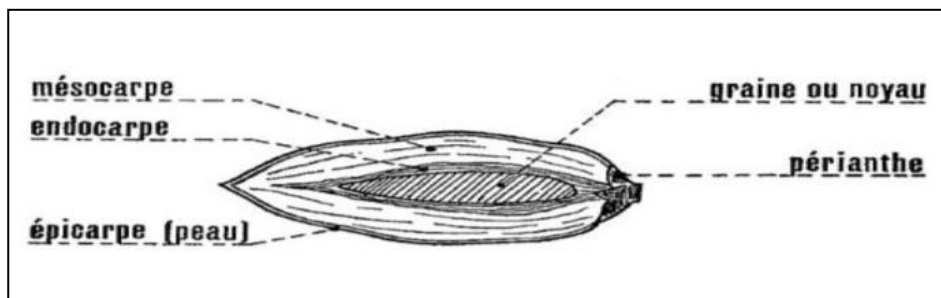


Figure 4. Le fruit du palmier dattier (Munier, 1973).

b. Les inflorescences

Les organes reproducteurs sont constitués d'inflorescences mâles ou femelles portées par différents palmiers. Les spathes ont la forme de grappes d'épis protégés par des bractées ligneuses close et fusiforme. Elles sont de couleur vert-jaunâtre et sont formées à partir de bourgeons développés à l'aisselle des palmes (Figure 5) (Sedra, 2003). Les spathes sont de forme allongées, celle des inflorescences mâles sont plus courtes et plus renflées avec une légère dépression dans leur partie supérieure. Ce caractère distinctif permet de reconnaître le sexe des inflorescences avant leur épanouissement (Boughediri, 1994), La spathe doit contenir une quantité importante de farine ou poudre (pollen). Les fleurs du dattier sont déclines, c'est-à-dire unisexuées, presque sessiles, avec des pédoncules courts. Elles sont portées par des

pédicelles regroupés en épi composé. La fleur femelle est globulaire, d'un diamètre de 3 à 4 mm; elle est constituée d'un calice court, de trois sépales soudés et d'une corolle, formée de trois pétales ovales et de six étamines avortées ou staminoïdes. Le gynécée comprend trois carpelles, indépendants à un seul ovule anatrophe. Au moment de la pollinisation, un seul ovule est fécondé, ce qui aboutit au développement d'un seul carpelle qui, à son tour, évolue pour donner à maturité, le fruit appelé datte. Les autres ovules avortent et tombent après la pollinisation (**Figure 5**).

La fleur mâle a une forme légèrement allongée et est constituée d'un calice court, de trois sépales soudés et d'une corolle formée de trois pétales et de six étamines (**Figure 5**). Les fleurs mâles sont généralement, de couleur blanche crème, à odeur caractéristique de pâte de pain. Les phénomènes de changement de sexe chez le palmier ou de l'existence d'inflorescences des deux sexes à la fois, sont très rares (**Sedra, 2003**).

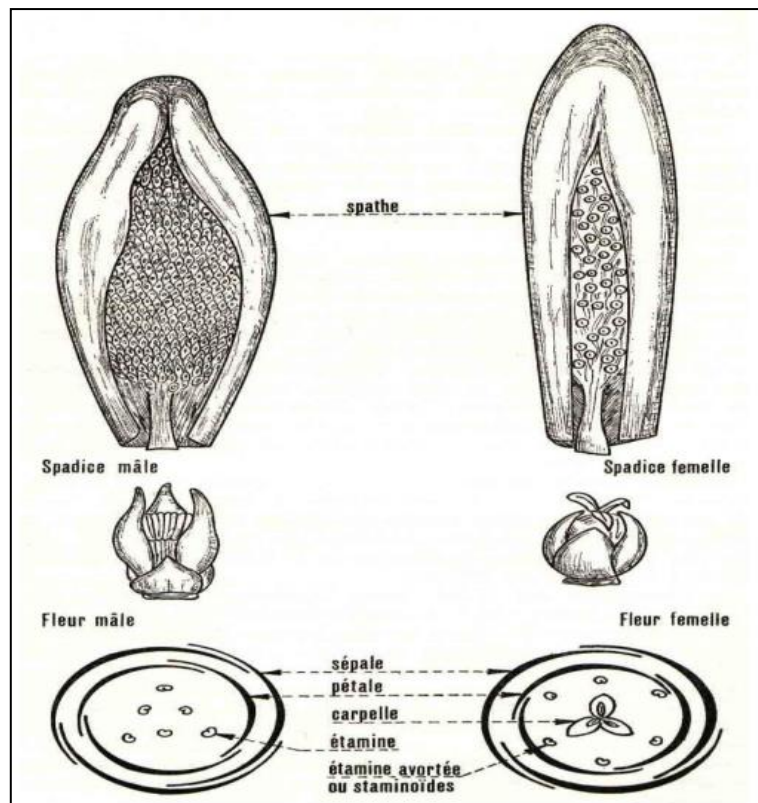


Figure 5. Spathes, inflorescences et fleurs du palmier dattier (**Munier, 1973**).

I.4. La reproduction chez le palmier dattier

On connaît, trois méthodes de multiplication du palmier dattier; les deux premiers sont dites traditionnelles: la multiplication par semis des graines et la multiplication par rejets. La troisième est dite moderne; il s'agit de la méthode de culture *in vitro*.

I.4.1. Multiplication par semis des graines

La méthode de semis par graine est le moyen le plus ancien pour la propagation du palmier dattier. Son principal avantage est la simplicité de son application et permet d'élargir la diversité génétique du palmier. Par conséquent, cette technique se révèle très pratique dans les programmes de reproduction et de sélection parmi la descendance ce qui peut conduire au développement de meilleurs palmiers à traits intéressants (**Abahmane, 2011**).

I.4.2. Multiplication par rejets

C'est la méthode de propagation la plus efficace pour établir de nouvelles plantations afin de régénérer d'anciennes palmeraies. En effet, il conserve intégralement les caractéristiques de la plante mère, notamment le sexe, la qualité des fruits, la précocité et la capacité à former des rejets. Le nombre de rejets par arbre varie d'un cultivar à l'autre de 1 à 30, mais en moyenne 12 (**Bougedoura, 1991**).

L'arbre peut produire de 0 – 3 rejet par ans, en général pas plus de 10 – 40 pendant sa vie, sa dépend des cultivars et les conditions de l'environnement. Le palmer dattier commence normalement à porter les fruits dans une moyenne de 5 - 8 années après avoir planté les rejets (**El Hadrami et El Hadrami, 2009 in Jain et Priyadarshan, 2009**).

I.4.3. La multiplication par culture *in vitro*

Etant donné que les méthodes conventionnelles de propagation sont limitées en terme de fournir un nombre insuffisant de plantes de palmier dattier, la culture *in vitro* a fourni une alternative prometteuse pour répondre à la demande croissante de plantes au cours des dernières décennies. Elle permet la production rapide de plusieurs milliers de vitroplants conformes aux plantes mères.

I.5. Cycle de développement

Le cycle de production de datte passe généralement par quatre phases :

- **Phase jeune** : depuis la plantation jusqu'aux premières production. Cette phase dure continue 5 à 7 ans, selon le milieu et les soins apportés à la culture.
- **Phase juvénile** : C'est la pleine production. Les palmiers ont environ 30 ans.
- **Phase adulte** : autour de 60 ans d'âge, début de décroissance de la production surtout si le palmier est dans des conditions de culture médiocres.
- **Phase de sénescence** : 80 ans et plus. La production a chuté (**Belgudj, 1996**).

I.6. Répartition géographique et production du palmier dattier






❖ Dans le monde

L'aire de répartition du palmier dattier se situe principalement aux zones arides et semi-arides d'Asie et d'Afrique. Aussi se trouver dans Amérique, surtout aux États Unis (Californie, Arizona, Texas), et également au Mexique, au Chili et au Pérou. En Australie, cette espèce se trouve dans les États du Queensland et du Northern Territory (**Daher, 2010**). En Europe, L'Espagne est le seul pays européen qui produit des dattes principalement dans la célèbre palmeraie d'Elche, située à 39° au Nord-Ouest d'Alicante (**Toutain, 1996**). Selon les données de la FAO, la production mondiale de dattes est estimée à 7.62 millions de tonnes en 2010. Les principaux pays producteurs de dattes sont : l'Égypte, l'Iran, l'Arabie Saoudite, les Emirats arabes, l'Irak, le Pakistan, l'Algérie et le Soudan .

La production mondiale totale de dattes en 2017 était de 8,17 million de tonnes (**FAO, 2019**). Ce qui représente une augmentation de 27% par rapport à la production de 6,44 million de tonnes en 2000.

L'Égypte est le premier producteur mondial de dattes avec 1 465 030 tonnes suivis de l'Iran et de L'Algérie. Malgré que la superficie du palmier dattier en Égypte est inférieure à celle de l'Algérie (44 037 ha 165 348 ha respectivement en 2017) (**ONFAA, 2017**).

Tableau 1. La production mondiale de datte en 2015

Production en tonnes. Chiffres 2015 Données de FAOSTAT (FAO)		
 Égypte	1 501 799	20,89 %
 Iran	1 083 720	15,07 %
 Arabie saoudite	1 065 032	14,81 %
 Algérie	848 199	11,80 %
 Irak	676 111	9,4 %
 Pakistan	526 749	7,33 %
 Oman	269 000	3,74 %
 Émirats arabes unis	245 000	3,41 %
 Tunisie	195 000	2,71 %
 Libye	174 040	2,42 %
 République populaire de Chine	150 000	2,09 %
 Maroc	128 000	1,78 %
Autres pays	347 528	4,55 %
Total	7 189 789	100%

❖ **En Algérie**

L'Algérie est un pays phoenicicole, Selon les données de la FAO, l'Algérie est le quatrième producteur mondial de dattes. D'un point de vue quantitatif, la production algérienne représente 7% de la production mondiale, mais d'un point de vue qualitatif, elle occupe le premier rang à la variété Deglet- Nour, la plus populaire au monde (FAO, 2010). L'Algérie classé au premier rang dans le Maghreb pour ses grandes étendues de culture avec 160 000 ha et plus de 2 millions de jardins et sa production annuelle moyenne de dattes de 500 000 tonnes (Aberlenc, 2017) où les wilayas de Biskra et El-Ouad sont occupée la superficie la plus importante avec 52% de la superficie totale(FAO,2010).Les palmiers dattiers ne sont cultivés que dans 17wilayas (Messaid, 2007). pour une superficie totale de 120 830 hectares, cependant 4 wilayas représentent pour 83,6% la national phoenicicole patrimoine : Biskra 23%, Adrar22%, El-oued21% et Ouargla 152% (Akrimi et Laroui, 2019).

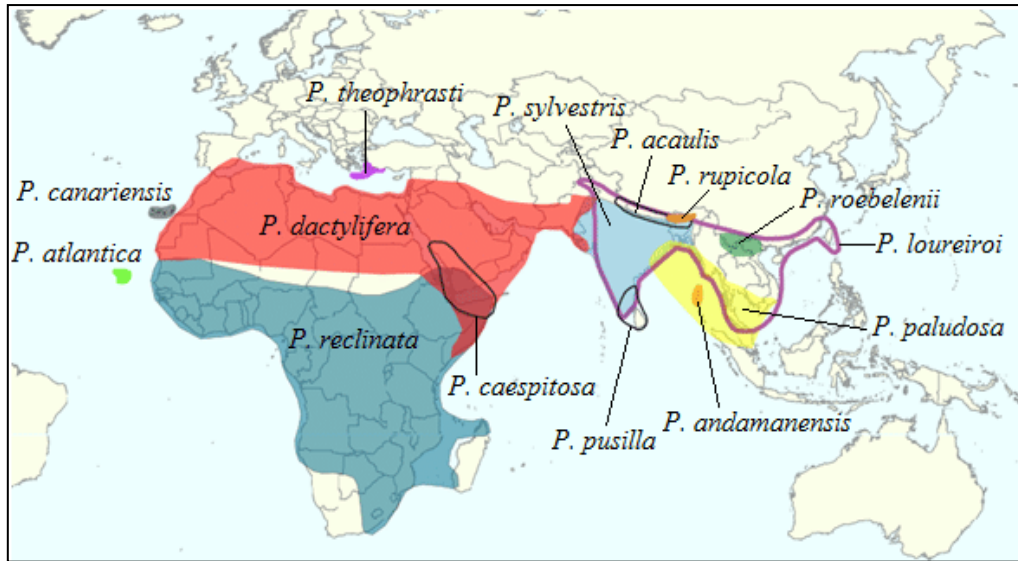


Figure 6. Carte de répartition du genre Phoenix dans le monde (**Gros-Balthazard, 2013**).

Tableau 2. Répartition par wilaya, nombre des palmiers et la production des dattes en Algérie (**Makhloufi, 2017**).

Wilaya	Production Qx (quintaux)	Nombre de palmiers	Surface (Hektar)
Biskra	4.077.900	4.315.100	42.910
El-Oued	2.474.000	3.788.500	36.680
Ouargla	21.980	3.576.600	1.296.300
Adrar	910.300	3.799.000	28.330
Ghardaïa	565.000	1.246.500	10.850
Béchar	300.500	1.639.800	14.120
Tamanrasset	109.400	688.900	7.000
Khenchela	68.200	124.400	770
Tébessa	20.500	61.800	820
Laghouat	16.200	37.300	320
Illizi	15.600	129.100	1.250
Batna	14.000	28.700	190
El-Bayad	10.300	63.900	640
Naama	10.200	50.600	510
Tindouf	8.400	45.200	430
Djelfa	6.800	10.100	100
M'sila	0	0	0
Totale	9.903.600	18.605.100	166.500

*Chapitre II. La multiplication de palmier
dattier par la culture in vitro*

Chapitre II : La multiplication de palmier dattier par la culture *in vitro*

II.1. Généralités sur La culture *in vitro*

II.1.1. Définition

La culture *in vitro* est basée sur la mise en culture d'explant en milieu artificiel contrôlé, à l'abri de toutes contaminations (en axénie). Le but de la culture *in vitro* est de permettre la régénération de la plante entière autonome et fertile à partir de la propriété des cellules végétales : la totipotence.

La totipotence est l'habilité d'une cellule à se différencier puis après de se développer en un nouvel organisme à part (Célia N, Julien T, 2005).

La culture *in vitro* permet d'utiliser toutes les potentialités régénératrices d'une plante jusqu'à la totipotence cellulaire qui peut se traduire suivant cette formule simple :

$$1 \text{ cellule} = 1 \text{ plante entière (Jay-Allemand et al, 1992).}$$

Une méthode de culture des plantes en condition aseptique, c'est à dire sans champignon et sans bactérie, utilisant des milieux de culture assez complexes (hormones, sucres, vitamines, acides aminés, sels minéraux) qui peuvent être liquides, gélifiés, voire même solides avec l'emploi de la vermiculite (Jay-Allemand et al, 1992).

II.1.2. Historique et développement

Les premières tentatives de culture *in vitro* de plantes ont été réalisées par Haberlandt (1902) au début du 20^{ème} siècle. Malheureusement, ces travaux n'ont pas abouti car les tissus isolés n'ont pas survécu plus de quelques semaines. Alors que les idées de Haberlandt ont été appliquées avec succès aux tissus animaux (Carrel, 1912). Carrel réussit à établir les premières cultures de cellules animales qui reçurent un prix Nobel et en 1934 et 1939 respectivement, les premières cultures de tissus végétaux furent réalisées par White, Gautheret et Nobécourt. Une nouvelle étape, très importante, de la multiplication végétative *in vitro* consistera ensuite à régénérer des plantules à partir d'apex mis en culture. En 1946, partant d'apex, Ball (1949) aux Etats-Unis obtient quelques plants de lupin et de capucine, tandis que Morel et Wetmore (1951) régénèrent des fougères en 1949. A la même époque, les travaux de Limasset et Cornuet (1949)

en France démontrent l'absence de particules virales dans les méristèmes d'apex de tabac virosé. En 1952, Morel et Martin réussissent la culture de méristèmes apicaux de tiges leur permettant d'obtenir la régénération de plantes entières saines. Ils travaillent sur le dahlia. Ce premier succès sera confirmé peu après par Morel sur la pomme de terre en 1955 (**Morel et Martin, 1955**). Une troisième étape de la multiplication *in vitro* est franchie lorsqu'en 1958, Steward et ses collaborateurs obtiennent des plantes entières à partir de suspensions cellulaires de carotte et signalent également l'initiation et le développement d'embryons somatiques à partir de cellules de carotte cultivés *in vitro* (**Steward et al, 1958**).

Une meilleure connaissance du rôle des hormones de croissance dans les phénomènes d'organisation de cultures cellulaires permettra aux techniques de multiplication *in vitro* d'acquiescer d'importants développements (**Went, 1942 ; Sussex, 2008**). Grâce à une balance hormonale adaptée, il est possible d'induire une organogenèse déterminée, à partir d'explants très différents.

La preuve irréfutable de la possibilité de régénération à partir de cellules végétales somatiques fut, sans aucun doute l'obtention en 1965 d'une plante entière à partir d'une cellule isolée de culture de tissus par Vasil et Hildebrandt (**Vasil et Hildebrandt, 1965**). En 1971, Takebe, Labib et Melchers obtiennent une plante entière à partir d'un protoplaste isolé de mésophile de feuilles (**Takebe et Melchers , 1971**). Dès lors, toutes les données de base sont connues ou du moins maîtrisées, pour multiplier à l'infini n'importe quelle plante. Ainsi peu avant 1970, les premiers laboratoires commerciaux voient le jour aux Etats-Unis et en Europe. Leur capacité de quelques dizaines de milliers de plantes par an suffit pour satisfaire les besoins horticoles. Ces premiers laboratoires artisanaux consacrés à des plantes de haute valeur ajoutée, se transformeront quelques années plus tard en usines à fabriquer des plants de faible valeur. Le rôle de l'Europe dans cette évolution fut primordial. Actuellement de nombreux laboratoires privés de micropropagation existent principalement dans les pays d'Amérique latine et d'Asie (**Quashie et Kokou, 2009**). La culture *in vitro* a débuté en Algérie à l'INRAA et au Département de Botanique de l'Université d'Alger en 1973. En 1979, les premiers résultats à l'échelle du laboratoire sont rapportés (**Bouguedoura, 1979**). Ce travail a été enrichi par les chercheurs du LRZA (**Arban 2009 ; Bouguedoura 1991 ; Bouguedoura et al. 1990 ; Fergani 1998 ; Si-Dehbi 2009**) à partir d'organes végétatifs et de jeunes explants floraux.

II.1.3. Composition de milieux de culture

Les milieux de culture de tissus végétaux doivent généralement contenir tout ou partie des composants suivants : macronutriments, micronutriments, vitamines, acides aminés ou suppléments azotés, source(s) de carbone, suppléments organiques indéfinis, régulateurs de croissance et agents de solidification. Selon l'Association internationale de physiologie végétale, les éléments à des concentrations supérieures à 0,5 mM.l-1 sont définis comme des macroéléments et ceux requis à des concentrations inférieures à 0,5 mM.l-1 sous forme de microéléments (**Fossard R, 1976**) . Il faut tenir compte du fait que la concentration optimale de chaque élément nutritif pour atteindre des taux de croissance maximaux varie selon les espèces.

1. Source de carbone

Généralement, le glucose est la principale source de carbone et d'énergie cellulaire. L'énergie cellulaire est produite à partir du glucose par la voie glycolytique pour produire du pyruvate, qui peut être converti en lactate, ou entré dans le cycle de l'acide tricarboxylique (TCA) pour commencer le processus de phosphorylation oxydative. Des niveaux élevés de lactate dans une culture cellulaire peuvent indiquer que la voie oxydative est sous-utilisée. De plus, la présence de lactate élevé entraînera probablement un effet inhibiteur sur la croissance cellulaire et une acidification du milieu. De nombreux travaux de développement ont été réalisés pour limiter l'accumulation de lactate dans les processus de culture cellulaire. Maintenir une faible concentration constante de glucose (<1 g l-1) en remplaçant le glucose par des molécules de sucre alternatives telles que le galactose sont deux exemples de stratégies pour atténuer l'effet négatif de l'acide lactique (**Altamirano et al, 2001**).

2. Macronutriments

Les éléments essentiels des milieux de culture cellulaire ou tissulaire végétale comprennent, outre C, H et O, des macroéléments : azote (N), phosphore (P), potassium (K), calcium (Ca), magnésium (Mg) et soufre (S) pour une croissance et une morphogenèse satisfaisantes. Les milieux de culture doivent contenir au moins 25 à 60 mM d'azote inorganique pour une croissance satisfaisante des cellules végétales. Le potassium est nécessaire à la croissance cellulaire de la plupart des espèces végétales. La plupart des milieux contiennent du K sous forme de sels de chlorure de nitrate (**Torres and editor, 1989**).

3. Micronutriments

Ils jouent un rôle essentiel dans les mécanismes enzymatiques en tant qu'activateurs ou composants de la coenzyme (**Margara, 1989**). Les micronutriments essentiels (éléments mineurs) pour la croissance des cellules et des tissus végétaux comprennent le fer (Fe), le manganèse (Mn), le zinc (Zn), le bore (B), le cuivre (Cu) et le molybdène (Mo). Le fer est généralement le plus critique de tous les micronutriments (**Saad and Elshahed, 2012**)

4. Acides aminés

En plus du glucose, de nombreux types de cellules utilisent la glutamine pour l'énergie cellulaire. Par conséquent, la glutamine peut être présente dans un milieu à des concentrations relativement élevées (jusqu'à 10 mM). L'utilisation de la glutamine doit être surveillée de près car elle peut se dégrader pour former de l'ammonium, un facteur inhibiteur de la croissance et du fonctionnement des cellules. Les acides aminés sont nécessaires à la synthèse des protéines ainsi qu'à la production d'énergie par diverses voies biochimiques. Les acides aminés essentiels, ceux qui ne sont pas produits par les cellules, doivent être inclus dans le milieu de culture. L'ajout d'acides aminés à divers moments dans une culture peut aider à augmenter et à maintenir la croissance cellulaire et la production de protéines recombinantes. des exemples sont le myoinositol, l'acide nicotinique, la pyridoxine et la thiamine (complexe de vitamine B)(**Ikenganyia et al., 2017**).

5. Les régulateurs de croissance

Les régulateurs de croissance des plantes (PGR) jouent un rôle essentiel dans la détermination de la voie de développement des cellules et tissus végétaux dans le milieu de culture. Les auxines, les cytokinines et les gibbérellines sont les régulateurs de croissance des plantes les plus couramment utilisés. Le type et la concentration des hormones utilisées dépendent principalement de l'espèce de la plante, du tissu ou de l'organe cultivé et de l'objectif de l'expérience (**Ting, 1982**). Les auxines et les cytokinines sont les régulateurs de croissance des plantes les plus largement utilisés dans la culture de tissus végétaux et leur quantité détermine le type de culture établie ou régénérée. Un rapport cytokinine/auxine élevé favorise la prolifération des pousses, tandis qu'un rapport auxine/cytokinines élevé entraîne la formation de racines. Les cytokinines favorisent généralement la division cellulaire et induisent la formation de pousses et la prolifération des pousses axillaires (**Rout, 2004**). Un équilibre entre l'auxine et la cytokinine conduit au développement d'une masse de cellules indifférenciées appelée cal (**Rafiq et al., 2007**).

6. L'agent gélifiant :

Dans les cultures statiques, si un milieu liquide est utilisé, le tissu serait submergé et mourrait par manque d'oxygène. Un agent gélifiant est généralement utilisé pour contourner ce problème. La propriété la plus souhaitable d'un agent gélifiant est qu'il doit résister à la stérilisation par autoclavage et que le milieu doit être liquide lorsqu'il est chaud mais former un gel semi-solide lorsqu'il est froid. Certains gélifiants importants sont - Agar, Agarose, Gelrite Agar - Ceci est obtenu à partir d'algues rouges, surtout *Gelidium amansii* (Sharma et al., 2015).

II.1.4. Les facteurs affectant la multiplication *in vitro*

1. l'explant

➤ Stade physiologique de la plante donneuse

Les explants qui montrent une capacité à exprimer la totipotence sont les plus adaptés à la culture tissulaire (Mantell et al, 1985). Généralement, les segments végétatifs des plantes se régénèrent plus facilement *in vitro* que les segments génératifs (Robb, 1957). Les explants doivent être isolés à partir de plantes saines avec une division cellulaire élevée pour une réponse réussie à la culture tissulaire. En revanche, la capacité de régénération des tissus matures est assez faible. En général, les tissus et organes jeunes ont une capacité de régénération plus élevée que les plus âgés (Pierik RLM, 1967).

➤ Taille de l'explant

Il est très difficile d'obtenir une réponse réussie de culture de tissus de petites parties comme les cellules et le méristème ... quant à partir de parties plus grandes telles que les feuilles et les hypocotyles en raison de leurs réserves limitées de nutriments et d'hormones. Explants plus grands avec une grande quantité de réserves nutritionnelles comme les tubercules et les bulbes se régénèrent facilement *in vitro* et sont moins dépendants des nutriments et des hormones dans le milieu de culture (Pasqual, 2012).

2. Gynotype

La capacité de régénération des plantes montre un large éventail parmi les familles, les espèces et même au sein des génotypes d'une même espèce. Généralement, les dicotylédones se régénèrent plus facilement que les monocotylédones et les plantes herbacées se régénèrent plus facilement que les plantes ligneuses telles que les arbres et les arbustes (Pierik, 1987).

3. Température

L'influence de la température sur divers processus physiologiques, tels que la respiration et la photosynthèse, est bien connue. La plage de températures de culture la plus courante se situe

entre 20 °C et 27 °C, mais les températures optimales varient considérablement en fonction du génotype (**Kumar and Reddy, 2011**).

4. Ph

Le pH du milieu est également important car il affecte à la fois la croissance des plantes et l'activité des régulateurs de croissance des plantes. Il est ajusté à la valeur comprise entre 5,4 et 5,8. Le milieu solide et liquide peut être utilisé pour la culture. (**Ojo Michael et al.,2018**)

5. La lumière

La lumière est un élément déterminant de la culture végétale *in vitro*. La durée de la photopériode influe sur la multiplication, la vigueur et la croissance des callosités (**Lepoivre, 2003**). De façon générale, le début de croissance nécessite une faible intensité lumineuse (500 à 1000 lux) avec 12 à 16 heures de photopériode (**Bommineni et Jauhar, 2003**). Pour la rhizogénèse, l'auxine endogène produite par les plantes pourrait être plus active quand ils restent dans l'obscurité. Les limites de l'obscurité, l'oxydation des composés phénoliques et optimise l'expression des phytohormones. Ceci impliquerait que l'obscurité réduirait la dominance apicale de la pousse primaire et favoriserait par conséquent la prolifération du tissu méristématique (**Kone et al., 2010**).

II.1.5. Les avantages de la culture *in vitro*

- La possibilité de conservation de ressources végétales et faire une banque de génotypes et réaliser ainsi des plantations hors la période de croissance (**LÊ et al., 2002**).
- L'amélioration des conditions sanitaires par les techniques de cultures *in vitro* souvent associées à l'éradication des viroses (**Sibi, 1981**).
- La propagation végétative des espèces qui ne présentent pas ces capacités en conditions classiques (**Sibi, 1981**).
- La multiplication rapide, cette dernière est due à l'augmentation de diffusion cellulaire par ces techniques (**Smith et al., 1985 ; Collet et LÊ, 1988**).
- La facilité de leur transport d'une région à l'autre ou d'un pays à l'autre (**Himour Sar**).

II.1.6. Les inconvénients de la culture *in vitro*

Ces inconvénients touchent d'abord à la conformité de la plante propagée par rapport à la plante mère. Ensuite, des anomalies de croissance *in vitro* et de développement ultérieur le cas

échéant, peuvent freiner l'utilisation du procédé. Mais en fait, c'est surtout le coût qui représente le handicap majeur de l'exploitation de cette technique (**Joseph C,2000**).

II.2. La multiplication *in vitro* du palmier dattier

II.2.1. Explant utilisé

Divers explants ont été utilisés pour initier des cultures *in vitro* de palmier dattier, et leur réponse à divers régulateurs de croissance des plantes a été étudiée. Les explants utilisés étaient: embryons zygotiques matures et immatures, segments de feuilles excisés de semis et de jeunes pousses, tissus foliaires et méristématiques excisés de plantes *in vitro* et tissus d'inflorescence. Les explants les plus fréquemment utilisés sont les extrémités des pousses apicales et les bourgeons latéraux, car ils ont été les plus sensibles à la culture *in vitro* (**Jain, 2006**).

II.2.2. Milieu de culture

Le milieu de base utilisé pour la culture tissulaire du palmier dattier est à base de sels de MS (**Murashige et Skoog 1962**) avec quelques modifications.

II.2.3. Les techniques de culture du palmier dattiers

Les travaux de culture de tissus de palmier dattier ont tourné autour de l'embryogenèse somatique (**Al-Khayri 2005 ; Fki et al. 2003**) et de l'organogenèse pour la régénération des plantes (**Al-Khayri 2007 ; Khierallah et Bader 2007**). **Aaouine (2003)** a signalé la régénération des plantes à partir de 30 génotypes de palmier dattier via l'organogenèse directe des pousses. De nombreux laboratoires commerciaux en Europe, au Moyen-Orient, aux États-Unis, en Afrique du Nord et en Afrique du Sud utilisent une combinaison d'embryogenèse somatique et d'organogenèse. La recherche liée à la culture tissulaire étudie également la culture de cellules et de protoplastes pour produire des cals et des radiations pour induire des mutations *in vitro* afin de créer des variantes génétiques prometteuses qui peuvent ensuite être multipliées. (**Johnson, 2011**). la période d'initiation pour l'induction de 8 à 10 mois pour l'organogenèse en comparaison de l'embryogenèse somatique est de 4 à 6 mois; le temps total entre la phase d'induction et la commercialisation des plantes sont de 60 mois par l'organogenèse comparativement à 40 à 44 mois par l'embryogenèse somatique (**Around, 2003**)

II.2.3.1. Organogénèse

La technique d'organogénèse exploite les potentialités méristématiques des bases des jeunes feuilles du cœur de rejet à donner naissance à des bourgeons végétatifs aptes à se multiplier. L'origine préexistante de ces bourgeons confère à cette technique un niveau élevé de conformité génétique des vitroplants produits (Aissam, 1990).

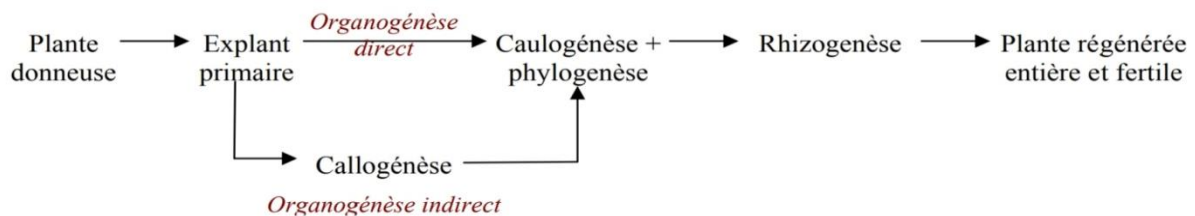


Figure 7. schéma de la regeneration d'une plante (Célia et Julien, 2005).

La régénération de plantules par cette technique comprend différentes étapes, allant de l'initiation de bourgeons à l'obtention de plantules enracinées (Ferry et Greiner, 1993).

a. Les différentes étapes d'organogénèse

a-1- L'initiation des tissus organogènes

L'initiation de tissus organogènes se fait à des sites potentiellement méristématiques préexistants au niveau de l'épiderme interne de la base des jeunes feuilles du bourgeon terminal ou du cœur du rejet (Aissam, 1990), ces cellules pré méristématiques commencent à fonctionner par suite de la levée d'inhibition exercée par le bourgeon axillaire, cette levée peut être mécanique par élimination du bourgeon ou chimique sous l'action des hormones à dominance auxinique. Cette phase se déroule à l'obscurité et aboutit à la formation de souches réactives.

Remarques:

- La formation de bourgeons adventifs sur les explants de palmier dattier dépend de nombreux facteurs tels que les composants du milieu, le génotype et la période de collecte de matériel végétal
- Différents milieux de culture ont été proposés pour la formation de bourgeons adventifs
- meilleure période pour la culture in vitro d'explants dérivés de ramifications est dès le début de floraison (Mouaad et Reda, 2015)

a- 2- Multiplication des bourgeons de pousses

La multiplication des bourgeons de pousses est effectuée à la lumière dans un milieu où la teneur en cytokines est augmentée ; ce cycle est répété autant de fois qu'il faut pour atteindre le nombre de bourgeons désirés (**Fredj, 2007**).

a- 3- Elongation et enracinement des bourgeons

L'élongation des bourgeons se produit facilement sur le milieu de multiplication. Toutefois, certains géotypes présentent des feuilles fines et chétives et évoluent difficilement en plantules acclimatables. Dans ce cas, des traitements supplémentaires sont nécessaires pour améliorer l'élongation et l'individualisation des bourgeons en plantules. L'apparition de racines a lieu souvent vers la fin de la phase de multiplication. Cependant, chez certains géotypes, le transfert des bourgeons sur un milieu d'enracinement s'avère nécessaire et permet d'améliorer la qualité et la vigueur des plantules produites (**Anjarne et al.2005**)

a- 4- Acclimatation des plantules

Les études relatives à cette étape ont montré que seules les plantules vigoureuses, ayant 2 à 3 feuilles, un collet bien développé et un système racinaire ramifié, rempotées sur un substrat drainant et incubées pendant les premières semaines sous une humidité relative élevée garantissent un pourcentage de reprise de l'ordre de 70 à 85 %. Le pourcentage de reprise en acclimatation est aussi variable selon les géotypes et peut atteindre 90% lorsque les plantules régénérées sont très vigoureuses. Toutefois, chez les géotypes qui présentent des problèmes d'élongation ou d'étiollement, les plantules régénérées sont souvent chétives et leur taux de reprise en serre est très faible. La réussite de l'acclimatation des plantules dépend principalement de la maîtrise d'un certain nombre de facteurs, à savoir les conditions de l'environnement lors de l'acclimatation, le substrat utilisé, le stade de la plantule à acclimater, l'irrigation, la fertilisation et la protection. Deuxième partie : Communications en sessions parallèles 88 phytosanitaire durant les premières semaines de l'acclimatation (**Anjarne et al., 2005**).

b. Les Avantages

- Propagation fidèle (conformité)
- sauvegarde des cultivars en voie de disparition
- Rapide par rapport à la méthode traditionnelle
- une pérennité de la culture.

c. Les Inconvénients

- variétés Une certaine difficulté autre méthodes. Limitation du matériel utilisé (les bourgeons).
- Récalcitrante certaines(**Saoud, 2021**).

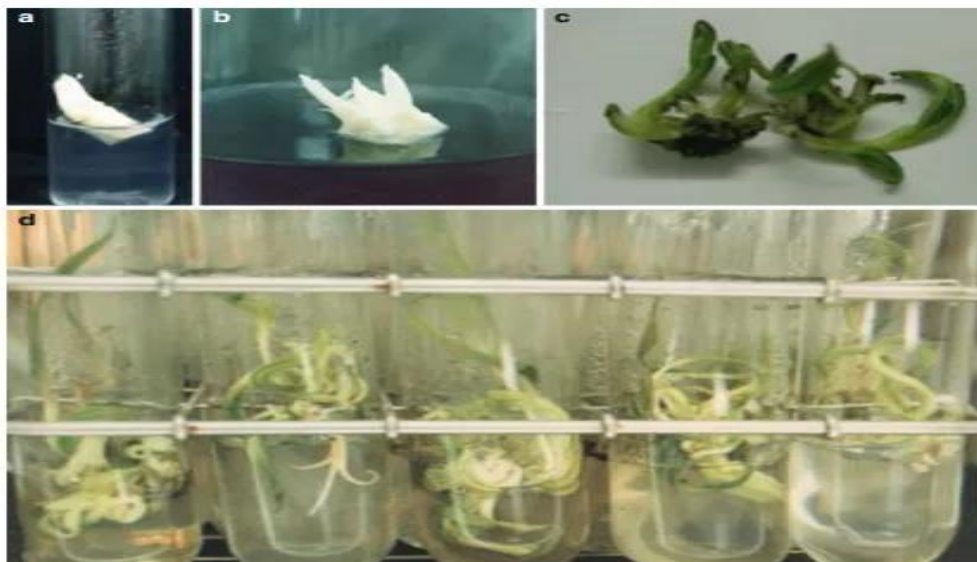


Figure 8. La multiplication *in vitro* du palmier dattier par la technique d'organogènes.

II.2.3.2. Embryogenèse

a. Définition

L'embryogenèse somatique est la production d'embryons, pour obtenir finalement de plantes entières, à partir de cellules végétatives ou somatiques uniques. Les cellules explicatives, ou cellules sources, peuvent provenir de presque n'importe quelle partie du corps végétal, feuilles, tiges, racines, hypocotyle et fleurs — et peuvent comprendre des cellules hautement spécialisées, comme le mésophylle des feuilles, l'épiderme et les grains de pollen (**Srivastava et Lalit, 2002**).

b. Types d'embryogenèse somatique

b- 1- Embryogenèse somatique directe

Dans l'embryogenèse somatique directe, les embryons sont formés directement à partir d'une cellule ou d'un petit groupe de cellules comme le nucellus, les styles ou le pollen sans la production d'un callus intermédiaire. L'embryogenèse somatique directe est généralement rare (**Arnold et al., 2002**).

b-2- Embryogenèse somatique indirecte

Dans ce processus, le callus est d'abord produit à partir de l'explant, puis les embryons sont produits à partir du tissu du callus ou d'une culture de suspension cellulaire (**Sudhersan et al., 1993**).

c. Les étapes de l'embryogénèse

l'embryogenèse somatique peut être divisée en six phases principales que sont :

1 - L'induction embryogène

L'induction embryogène, au cours de cette étape la prolifération et la dédifférenciation cellulaire sont contrôlées essentiellement par les auxines qui stimulent les divisions des cellules embryogènes (**Merkle et al., 1995**).

2- L'ontogenèse

l'auxine empêche le développement des embryons et a un effet négatif sur celui des apex (**Fki et al., 2003**). donc la suppression de Ce régulateur de croissance des milieux de culture dans cette étape permette d'obtenir l'ontogenèse (**Aberlenc-Bertossi et al., 1999 ; Sané et al., 2001 et 2006**). à ce stade de développement, les cytokines provoquent le placement de plusieurs apex dans des embryons somatiques (**Merkle , 1990**).

3- la maturation

La maturation et la dessiccation se produisent pendant les derniers stades de l'embryogénèse. la maturation inclut, d'une part, l'accumulation de réserves et l'acquisition de tolérance à la dessiccation et, d'autre part, l'expansion et le développement des cellules embryonnaires (**Merkle et al,1995**).

4- la germination

la germination des embryons somatiques en plantules est ensuite réalisée. Cette étape est comparable à la germination de la semence (croissance du système racinaire et caulinaire fonctionnel).

5- l'acclimatation

l'acclimatation des plantules obtenues indispensable à leur survie et à leur croissance le transfert en sol est par la suite réalisé pour une croissance des plants en serre (**Trembalay et**

al,2007). **Attree et Fowke (1993)** estiment que ces différents stades de l'embryogénèse sont essentiels au développement normal de l'embryon. Cependant, selon les espèces végétales et les systèmes de régénération considérés, ces différentes phases de développement sont parfois appliquées plus ou moins complètement.



Figure 9. Différents stades de développement de l'embryon somatique du palmier dattier : (a) juvénile globulaire, (b) mature et (c) début de la germination

II.2.3.3. Haplo-diploïdisation ou la création de lignées pures

Les techniques d'haploïdisation nécessitent la production de plantes haploïdes. Les plantes haploïdes possèdent le nombre gamétique de chromosomes (**Simmonds, 1988**). Les plantes haploïdes sont pleinement viables, mais elles sont stériles et plus petites que les plantes diploïdes (**Picard et al., 1994**). Le doublement spontané ou virtuel de la complémentation chromosomique chez les plantes haploïdes permet de générer des plantes diploïdes fertiles (**Simmonds, 1988**) et homozygotes, car l'un des deux ensembles de chromosomes est identique. La production des haploïdes in vivo peuvent être améliorées par de nombreuses techniques différentes (**Hermsen, 1977, 1984 ; Hermsen et Ramanna, 1981 ; Sneep, 1983**).

* Gynogenèse. Il s'agit du développement d'un ovule non fécondé, soit à la suite d'une pollinisation retardée (retardée), soit par l'utilisation de pollen abortif (pré-exposé à une

irradiation ionisante), soit par l'utilisation de pollen étranger (parfois même du pollen de la même espèce).

* Androgénèse. Dans ce cas, le noyau de l'ovule est éliminé ou inactivé avant la fécondation ; l'individu haploïde étant produit par le développement de l'ovule contenant le noyau mâle.

* Élimination du génome qui résulte de certains croisements (intergénériques et interspécifiques). Avec un tel croisement, la fécondation se produit, mais peu de temps après, un génome est éliminé, donnant naissance à un embryon qui n'a qu'un seul génome présent, et est par conséquent haploïde.

* Sémigamie. Dans ce cas, le noyau de l'ovule et le noyau génératif du grain de pollen germé se divisent indépendamment, ce qui donne une chimère haploïde.

Les essais de cette technique sur les palmiers dattiers sont toujours en cours, et **Chaïbi et al (2002)** ont confirmé que la méthode est loin d'être maîtrisée sur les palmiers dattiers.

II.2.3.4. Culture de protoplaste

Les biologistes ont constaté, au cours des manipulations cellulaires, que l'on pouvait obtenir des agrégations entre des cellules débarrassées de leurs parois pecto-cellulosiques appelées protoplastes (**Demarly et Sibi, 1996**). Les protoplastes peuvent être isolés de diverses parties de la plante, y compris les feuilles, les cotylédons, les pousses, les racines et les fleurs. Chez les espèces monocotylédones, le matériau idéal pour l'isolement des protoplastes est la suspension cellulaire embryogène et les cultures de cals en croissance prolifique. Cependant, les cultures de cals embryogènes sont les plus appropriées pour l'isolement de protoplastes chez le palmier dattier (**Chabane et al., 2007**).

Les protocoles employés pour optimiser la production de protoplastes sont essentiellement empiriques. Dans de nombreux cas, les traitements de préincubation sont effectués avant le traitement enzymatique. Généralement, une période de plasmolyse (1 à 2 h) avant le transfert dans une solution enzymatique, contenant le même osmoticum, à utiliser plus tard pendant la macération enzymatique, a amélioré les performances de la production de protoplastes à partir des feuilles, des cals et de la suspension cellulaire (**Gamborg et al. 1981 ; Ochatt et al. 1989**).

De plus, les cals sont coupés en petits morceaux ou tranchés finement avant la macération enzymatique. Pour les feuilles, elles peuvent être soit digérées intactes, soit avoir leur épiderme

inférieur retiré ou coupé en petits morceaux avant traitement enzymatique. Il existe très peu de rapports sur le travail des protoplastes de palmier dattier. En 2007, la formation de cals à partir de protoplastes dans cultivar Deglet Noor et Takerboucht, Berhee et Zaghoul a été produit. Jusqu'à présent, les étapes critiques de la régénération des plantes à partir de protoplastes de palmier dattier récalcitrants ont été accomplies. L'utilisation de la couche nourricière était le principal facteur d'induction des divisions cellulaires ainsi que de la formation ultérieure de microcals et de cals.

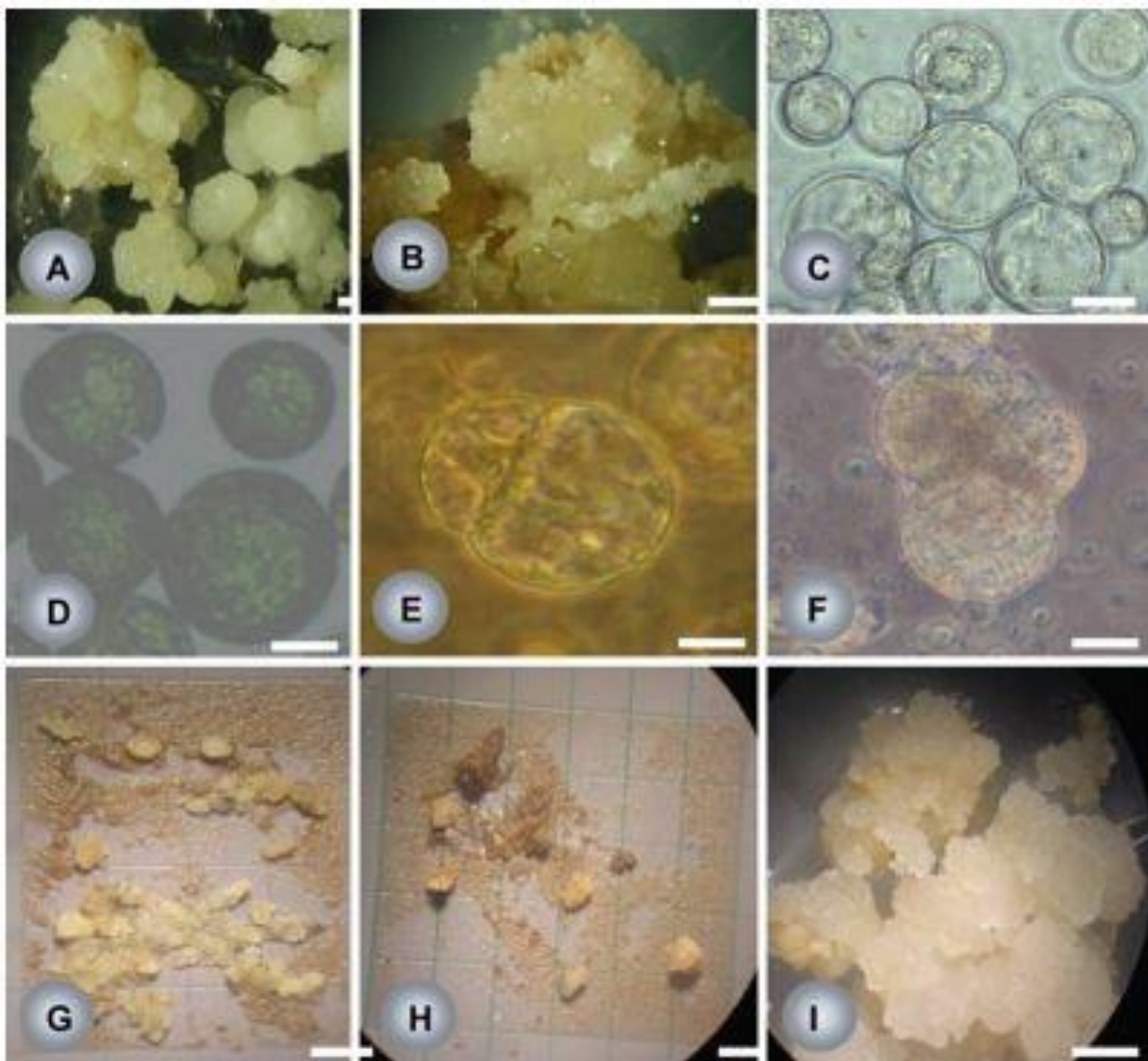


Figure 10. (a) Development of nodular callus from meristematic shoots of cv. Deglet Noor after 4 months of culture on induction medium, bar = 6 mm. (b) Friable and granular callus development of cv. Deglet Noor after 6 months of culture on induction medium, bar=0.2 mm. (c) Protoplasts isolated from embryogenic callus of cv. Deglet Noor, bar=30 mm. (d) Protoplasts isolated from leaves of cv. Deglet Noor, bar=30 mm. (e) Dividing cell 7 days after protoplast isolation from callus in Deglet Noor, bar=5 mm. (f) Second cell division 10 days after protoplast isolation from callus in Deglet Noor. Bar=5 mm. (g) Microcalli of cv. Deglet Noor on feeder layer 6 weeks after protoplast isolation, bar=1 cm. (h) Microcalli of

Takerboucht on feeder layer 8 weeks after protoplast isolation, bar=1 cm. (i) Callus formation from callus-derived protoplasts in Deglet Noor after 4 months of protoplast culture, bar = 6 mm (Jain, 2011)

II.2.3.5. Variation somaclonal

Les différences morphologiques et génotypiques observées chez les plantes micropropagées sont appelées variations somaclonales. Parfois, les plantes micropropagées portent des caractères avantageux en termes d'intérêt commercial et agronomique, ce qui conduit finalement à certaines nouvelles variétés (**El Hadrami et al., 2011**). Le terme variation somaclonale est donné par **Larkin et Scowcroft(1981)**. La variation des somaclones a souvent été associée à des modifications du nombre et/ou de la structure des chromosomes, à des mutations ponctuelles ou à la méthylation de l'ADN ou à d'autres événements épigénétiques (**Brown et al. 1993 ; Larkin et Scowcroft 1981**).

Les origines des variations somaclonales peuvent être multiples, entre autre, la nature du génotype, l'âge de l'explant, la composition des milieux de culture avec en particulier le contenu hormonal. En effet, les concentrations élevées en régulateurs de croissance seraient perçues par la culture végétale comme un stress environnemental, générateur d'anomalies (Karps, 1994). Parmi les régulateurs de croissance, l'herbicide 2,4-D (acide 2,4 dichlorophénoxyacétique), très utilisé pour l'embryogenèse somatique, est réputé augmenter l'instabilité chromosomique lorsqu'il est utilisé à forte concentration (**Pepey ,1999**). La variation somaclonale est une composante essentielle de la sélection du palmier dattier dans laquelle la variation régénérée à partir de cellules somatiques peut être utilisée pour l'introduction de nouveaux traits agronomiques, de tolérance ou de qualité (**El Hadrami et El Hadrami 2009; Jain 2001**).

II.2.4. Les avantages de culture de palmier dattier

Zaid (2002) fournit une discussion complète de tous les aspects de la propagation du palmier dattier. Il y résume les avantages généraux des techniques de culture tissulaire. Sous une forme légèrement modifiée, ils sont les suivants :

- Production de cultivars sains et exempts de maladies et de parasites de palmiers femelles ou mâles avec des qualités souhaitables, par ex. résistance au bayoud chez les femelles ; pollen supérieur chez les mâles;
- Multiplication à grande échelle de plantules à n'importe quelle saison de l'année ;
- Production d'une descendance génétiquement uniforme ;

-
- Capacité à propager des cultivars d'élite dépourvus de ramifications et de plantes dérivées uniquement de graines ;
 - Faciliter l'échange de matériel végétal entre laboratoires à des fins de recherche sans risque de propagation de maladies ou de ravageurs et en évitant les réglementations de quarantaine végétale souvent lourdes ;
 - Source fiable d'une grande quantité de plantules, si nécessaire.

Chapitre III. Application de la culture *in vitro* en Algérie

Chapitre III : Application de la culture *in vitro* en Algérie

III.1. Méthode

Nous avons mené une étude statistique analytique sur l'étendue de l'application des techniques de culture *in vitro* pour les palmiers dattiers (*Phoenix dactylefira* L.) en Algérie, où 19 études ont été analysées (articles mémoires....) obtenus avec l'aide de : google scholars, science direct, researchgate... L'étude comprenait les méthodes, les variétés les plus utilisées dans le domaine de culture *in vitro* en Algérie. Recensement des zones d'échantillonnage, ainsi que les milieux de culture pour chaque technique, et la relation des composants du milieu de culture au développement des plantes (*Phoenix dactylefira* L.). Les tableaux (3), (4) et (5) a résumé les résultats de notre étude.

Tableau 3 . Les études de l'embryogenèse somatique sur le palmier dattier en Algerie

N	Wilaya	Région	Espèce	Variété	Explant	Etape	Milieu de culture	Resultat	Références
1	EL-Méniaa(centre nord du sahara)	EL-Méniaa(centre nord du sahara)	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Degla beida	Sommet du cœur d'un rejets	Callogenèse	Milieu solide de culture témoin T : MS(1962)+ 100 mg/l myo-inositol+100 mg/l glutamine + 40 g/l adénine + 45 g/l saccharose + 7 g/l gélose (agar) , absence des additifs minéraux de Tisserat (1979) + équilibres hormonaux: 2,4D+ BAP + charbon actif (30mg de C,A, pour 1mg de 2,4D) *pH= 5.6-5.8 avant l'addition des hormrnes/ obscurité / 25° +2	Cals nodulaires plus ou moins friables * milieu T: 83,87% * 2,4D(0,1-5mg/l): callogenèse rapide et taux élevés * 2,4D(50-100mg/l): callogenèse moins intense et plus tardive	(Boufis, 2008)
					Sommet du cœur d'un rejets	Callogenèse	Milieu solide de culture témoin modéfié M : MS(1962)+ 100 m g/l myo-inositol+100 m g/l glutamine + 40 g/l adénine + 45 g/l saccharose + 7 g/l gélose (agar) + additifs deTisserat (1979): 170mg/l NaH2P0 4 , 100mg/l KH2P04, 250mg/l NH4N03 + équilibres hormonaux: 2,4D+ BAP + charbon actif (30mg de C,pour 1mg de 2,4D) *pH= 5.6-5.8 avant l'addition des hormrnes/ obscurité / 25° +2	Cals nodulaires plus ou moins friables * milieu M: 87,34% * 2,4D(0,1-5mg/l): callogenèse rapide et taux élevés * 2,4D(50-100mg/l): callogenèse moins intense et plus tardive	
					Cals nodulaires	Entritien et multiplication des cals 1- Evolution de la callogenèse sur milieux solides	Milieu solide de base modifié M : MS + 100 m g/l myo-inositol+100 m g/l glutamine + 40 g/l adénine + 45 g/l saccharose + 7 g/l gélose (agar) sept équilibres hormonaux * Photopériode de 16h de lumière / 25° +2	* milieu M: rapidité d'initiation de la callogenèse nodulaire et ainsi que la multiplication de la masse callogène que son maintien et son développement ultérieur milieu T: temps d'initiation a été plus long et l'intensité de multiplication plus	

							faible * milieu contenant de faibles doses de 2,4D(0,1-5mg/l) et charbon actif (30-150mg/l): d'initiation de la callogenèse nodulaire avec développement ultérieur faible * milieu contenant de fortes doses de 2,4D(10,50-100mg/l) et charbon actif (300,1500 et 3000mg/l): callogenèse plus lente avec une forte intensité de multiplication	
				Cals nodulaires	Entritien et multiplication des cals 2- Evolution de la callogenèse en milieux liquides agités	<p>* Milieu liquide de base témoin T' : MS(1962) + 100 mg/l myo-inositol+100 m g/l glutamine + 40 g/l adénine + 45 g/l saccharose + sept équilibres hormonaux</p> <p>* Milieu liquide de base modifié M' : MS(1962) + 100 m g/l myo-inositol+100 m g/l glutamine + 40 g/l adénine + 45 g/l saccharose + sept équilibres hormonaux</p> <p>* Photopériode de 16h de lumière / 25° +2</p>	<p>* milieu liquide M': plus forte taux de multiplication</p> <p>* après le transfert sur même milieu solide d'origine: rapidité de réactivité au milieu M</p> <p>* l'apport de l'azote et du potassium par l'additifs deTisserat (1979): effet positif sur le croissance des cals en suspension</p> <p>* milieu liquide T' contenat de 1mg/l 2,4D: l'obtention du facteur de multiplication le plus élevé</p> <p>* après le transfert sur même milieu solide d'origine:reprise de la réactivité avec une intensité au niveaux de faibles concentrations 2,4D</p>	
				Cals nodulaires plus ou moins friables	Induction de l'embryogenèse	* Milieux liquides agités dépourvus d'hormone de croissances TE : 30 g/l sucre +300mg/l charbon actif +absence	potentiel embryogène des fragments des cals tamisés =induction de la	

						des additifs minéraux de Tisserat (1979) , * Milieux liquides agités dépourvus d'hormone de croissances ME: 30 g/l sucre +300mg/l charbon actif + des additifs minéraux de Tisserat (1979) (réduits de moitié), * Photopériode de 16h de lumière / 25° -+2	callogenèse nodulaires, a été réduite de moitié * cals tamisés en milieu T'=embryogenèse somatique * les suspension de type T' perdu leur potentiel embryogène	
					Amas proembryons	Maturation des embryons somatiques Milieu gélosé dépourvus d'hormone de croissance MG1(solide): 30 g/l sucre +300mg/l charbon actif + 7mg/l agar+ des additifs minéraux de Tisserat (1979) (réduits de moitié), * Milieu gélosé dépourvus d'hormone de croissance MG2(semi-solide): 30 g/l sucre +300mg/l charbon actif + 3,5mg/l agar+ des additifs minéraux de Tisserat (1979) (réduits de moitié), * Photopériode de 16h de lumière / 25° -+2	* milieu liquide: à partir de 0,4g de cals nodulaires=formation d'environ 48 embryons somatiques structurés; grand nombre de proembryons * amas de proembryons de MG : solide: 520 embryons structurés / semi-solide: 219 embryons structurés	
					Embryons somatiques structurés (toutes origines confondues)	Germination des proembryons somatiques * Embryons structurés issus de la maturation en milieu liquide (ME): germination sur milieu MG1 ou MG2 ** Embryons structurés issus de la maturation sur milieu solide (MG1): germination sur milieu MG1, *** Embryons structurés issus de la maturation sur milieu semi-solide (MG2): germination sur milieu MG2 * Photopériode de 16h de lumière / 25° -+2	* Milieu liquide: taux de germination sur MG2 de 27,4% par contre le milieu MG1 de 17,81% ** Milieu solide: taux de réactivité totale de 60% dont 32% de germination *** Milieu semi-solide: taux de réactivité totale de 33,94% dont 21,10% de germination	
2	EL Oued	Daira de Débila, commune de	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Deglet Nour	Cœur des rejets	Callogenèse MS(1962) modifié: 1560mg/l à 200mg/l NH4N03 (Tisserat, 1979) + 100mg/l KH2P04 et 170mg/l NaH2P0 4	*Le pourcentage de callogenèse le plus élevé sur T12(100mg/l de 2,4D +	(Khelifi et al, 2004)



		HASANI ABDELKRIM				(Tisserat, 1979) +saccharose (45g/l), du charbon actif (3g/l) et de l'agar (8g/l) (Saka, 1997) 2,4 D + ANA + AIA + KIN + BAP + 2ip, *pH= 5.7 / obscurité / 25°	2mg/l de KIN+ 0,5mg/l de BAP) 25% callogenèse * T10 moins callogène (5%) * les meilleurs surface moyennes des cals sur T8(115mm ²) et T10 (139,5mm ²)		
					Cals blancs translucides	Embryogenèse somatique	MS(1962) modifié, sans hormones de croissance, enrichi en saccharose(60g/l), appauvri en charbon actif (0,2g/l) *Photopériode de 16h de lumière / 24°	Les cals blancs translucides obtenue sur T9(100/0,5+2), T10, T11(100/1,5+0,5), T12 des nodules des embryoides	
3		vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Deglet Nour	Cœur des rejets d'apex, jeunes feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 84,01%	(Khelafi, 2012)
					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	
					cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance, 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
4		Vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Akerbush	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 86,33%	(Khelafi, 2012)

					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	Multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	
					Cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
5		vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactyliféra L</i>	Takermust	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 78,52%	(Khelafi, 2012)
					cals embryogènes friables cals Embryogènes compacts	multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	
					Cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
6		Vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactyliféra L</i>	Tantbucht	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 75,91%	(Khelafi, 2012)
					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	Multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	

					Cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
7		Vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Tazerzait	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 61,751%	(Khelafi, 2012)
					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	Multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	
					cals embryogènes	embryogenèse somatique	milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
8		vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Timjuhart	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts 62,70%	(Khelafi, 2012)
					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	Multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	
					Cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	

9		vallée de M'Zab	<i>Phoenix dactylifera L</i>	U'rus	Cœur des rejets d'apex, feuilles, bases de feuilles	Callogenèse	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif) *pH= 5.8 / obscurité / 28°	Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts 51,70%	(Khelafi, 2012)
					Cals embryogènes friables cals embryogènes compacts	Multiplication des cals embryogènes	MS(1962) modifié +régulateurs de croissance+ P12,5 (100mg/l 2,4D. 3mg/l IPA. 2g/l charbon actif)	Cals embryogènes friables Cals embryogènes compacts	
					Cals embryogènes	Embryogenèse somatique	Milieu GMN200: MS sans substance de croissance , 60g/l saccharose, 2g/l charbon actif *Photopériode de 16h de lumière / 28°	Embryons somatiques	
10	/	/	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	Cœur des rejets	Callogenèse	MS(1962) modifié + * 2.4 D (12.5, 25 , 37.5 mg/l) + picloram(2,5 et 12,5mg/l) + dicamba(2,5 et 12,5mg/l) + IPA 1 mg/l (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) + 200mg/l charbon actif (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) ** 100mg/l 2.4 D + IPA 3 mg/L + 3g/l charbon actif (M100)	* Les milieux contenant le 2,4-D donnent des résultats homogènes quelque soit la concentration * L'utilisation du picloram ou du dicamba n'a pas permis une callogenèse plus groupée ni plus importante. * le picloram à 12.5 mg/l a permis la formation de cal sur la totalité des explants d'un rejet	(Saka et al, 2005)
					Cals de structure nodulaires plus ou moins friables de couleur blanche à brune	Germination des embryogenèse somatiques	Milieu de germination dépourvu de substance de croissance; concentration de saccharose plus élevée,	Sur les 44 souches de Deglet Nour,seules 5 germent. Au bout de 12 mois,environ 45% germent	

11	/	/	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Tinasseur	Cœur des rejets	Callogenèse	MS(1962) modifié + * 2.4 D (12.5, 25 , 37.5 mg/l) + picloram(2,5 et 12,5mg/l) + dicamba(2,5 et 12,5mg/l) + IPA 1 mg/l (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) + 200mg/l charbon actif (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) ** 100mg/l 2.4 D + IPA 3 mg/L + 3g/l charbon actif (M100)	* Les milieux eontenant le 2,4-D donnent des résultats homogènes quelque soit la concentration * L'utilisation du picloram ou du dicamba n'a pas permis une callogenèse plus groupée ni plus importante.	(Saka et al, 2005)
					Cals de structure nodulaires plus ou moins friables de couleur blanche à brune	Germination des embryogenèse somatiques	Milieu de germination dépourvu de substance de croissance; concentration de saccharose plus élevée,	Sur les 8 souches de tinasseur en germination, 2 souches germent effctivement.	
12	/	/	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Takerboucht	Cœur des rejets	Callogenèse	MS(1962) modifié + * 2.4 D (12.5, 25 , 37.5 mg/l) + picloram(2,5 et 12,5mg/l) + dicamba(2,5 et 12,5mg/l) + IPA 1 mg/l (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) + 200mg/l charbon actif (P2.5; PI2.5; D2.5; DI2.5) ** 100mg/l 2.4 D + IPA 3 mg/L + 3g/l charbon actif (M100)	* Les milieux eontenant le 2,4-D donnent des résultats homogènes quelque soit la concentration * L'utilisation du picloram ou du dicamba n'a pas permis une callogenèse plus groupée ni plus importante. * le picloram et le dicamba a permis la formation de cal sur la totalité des explants d'un rejet et ce quelque soit la concentration utilisée	(Saka et al, 2005)
					Cals de structure nodulaires plus	Germination des	Milieu de germination dépourvu de substance de croissance; concentration de saccharose plus élevée,	Sur les 9 souches de Takerhoucht en	

					ou moins friables de couleur blanche à brune	embryogenèse somatiques		germination, 6 souches germent ,	
13	/	Sud-Est	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet nour	Explants végétatifs et les explants floraux des arbres femelles	Callogenèse	MS(1962)+différentes combinaisons en régulateur de croissance	Cals nodulaires et friables	(Dehbi et Bouguedoura, 2009)
					cals nodulaires et friables	Suspensions cellulaires	Milieu solide: MS(1962)+ BAP 0,1mg + 0,1mg ANA	Proembryons	
					Proembryons	Embryogenèse somatiques	Milieu solide: MS(1962)+ BAP 0,1mg + 0,1mg ANA	Embryons somatiques	
14	/	Sud-Ouest	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Takerbucht	Explants végétatifs et les explants floraux des arbres femelles	Callogenèse	MS(1962)+différentes combinaisons en régulateur de croissance	Cals nodulaires et friables	(Dehbi et Bouguedoura, 2009)
					cals nodulaires et friables	initiation de la suspension cellulaire	Milieu liquide: MS(1962)+ faible concentration des 2,4D	Proembryons	
					Proembryons	Embryogenèse somatiques	Milieu solide: MS(1962)+ BAP 0,1mg + 0,1mg ANA	Embryons somatiques	
15	/		<i>Phoenix dactylifera L</i>	Degla Beida	Le méristème apical, les ébauches foliaires, les bourgeons axillaires et les base des jeunes feuilles	Induction de callosités	MS: Les régulateurs de croissance (mg/mL) ont été ajoutés sous forme combinée : 2,4-D/BAP. 30 mg de charbon actif support solide.MG1 et MG2	Plantules par l'embryogenèse somatique 1- l'intensité de la callogénèse diffèrent selon les traitements régulateurs décroissance appliqués	(Boufis et al,2014)
					Des ébauches foliaires,	Entretien et multiplication des calli	Milieus solide et liquide	MS : la callogénèse nodulaire a été observée à partir du 4ème mois	

								m liquide : Une période de latence de 9 jours a été observée. Par la suite, une augmentation ou une régression rapide du volume des callosités	
					Les bourgeons axillaires et les base des jeunes feuilles	initiation de l'embryogenèse; maturation et germination des embryons somatiques en	Milieu liquide dépourvu de régulateurs de croissance et avec une moitié de fraction minérale	La néoformation de nouveaux petits nodules embryogènes accompagnant les différents stades de proembryons Ces nodules se développent ensuite séparément en embryons somatiques structurés	
					Proembryons	la maturation et la germination des proembryons	Support solide.MG1 et MG2	La germination d'un certain nombre d'embryons somatiques structurés et ont favorisé leur développement en plantules vigoureuses	
16	/	'Est de l'Algérie	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	M1/M2: tissu interne (cœur) prélevé à l'état végétatif de la ramification du palmier dattier jeunes fleurs femelles au stade reproducteur	Callogénèse	M1/M2: MS complétée par 2.4D, IPA, Vitamines Morel , 30 g/L sucrose ,0.7 % agar ,5.7ph	-La formation de callosités (Capacité pour la callogénèse du cultivar 'Deglet Nur' était plus élevée que 'Takerbucht')	(Bouguedoura et al, 2016)
					Cal	La purification de protoplastes	M3: M liquide ,2.4D, Vitamines Morel , 30 g/L sucrose ,0.7 % agar ,5.7ph	Produire des protoplastes	

					Cal	Embryogenèse somatique indirecte	M4:MS , 0,5 mg.L BAP	Le transfert des cals sur milieu M4a favorisé l'expression de l'embryogenèse et l'histodifférenciation des embryons somatiques	
					Embryons somatiques	Embryogenèse somatique indirecte	M5: MS , 0,1 mg.L ANA	Plantules d'environ 5 cm de longueur	
17	/	Ouest de l'Algérie	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Takerbucht	M1/M2: tissu interne (cœur) prélevé à l'état végétatif de la ramification du palmier dattier jeunes fleurs femelles au stade reproducteur	Callogénèse	M1/M2: MS complétée par 2.4D, IPA, Vitamines Morel , 30 g/L sucrose ,0.7 % agar ,5.7ph	-La formation de callosités (Capacité pour la callogénèse du cultivar 'Deglet Nur' était plus élevée que 'Takerbucht')	(Bouguedoura et al, 2016)
					Cal	La purification de protoplastes	M3: M liquide ,2.4D, Vitamines Morel , 30 g/L sucrose ,0.7 % agar ,5.7ph	Produire des protoplastes	
					Cal	Embryogenèse somatique indirecte	M4:MS , 0,5 mg.L BAP	Le transfert des cals sur milieu M4a favorisé l'expression de l'embryogenèse et l'histodifférenciation des embryons somatiques	
					Embryons somatiques	Embryogenèse somatique indirecte	M5: MS , 0,1 mg.L ANA	Plantules d'environ 5 cm de longueur	
					Graine	Une germination in-vitro des graines	MS(1962)	Le pétiole et la gaine cotylédonaire finissent par se nécroser jeunes pousses -action favorable sur la germination et sur le	
18	In Salah	In Salah		Takerboucht	Graine	Une germination in-vitro des graines	MS(1962)	Le pétiole et la gaine cotylédonaire finissent par se nécroser jeunes pousses -action favorable sur la germination et sur le	(Chobrini ,2009)

			<i>Phoenix dactylifera L</i>				développement de la plantule (pour la 1er semaine) -Une exposition à la lumière bleue supérieure à une semaine provoque une embryogenèse plus faible -Optention un taux élevé de caulogénèse et de rhizogénèse 50 g/l de saccharose, temps et le taux de réactivité sont plus faibles	
				Embryons	Culture in-vitro des embryons zygotiques	MS(1962) m1 (auxine-cytokinine , 30 g.l-1 saccharose , 1 mg.l-1ANA , 0,1 mg.l-1 BAP +un traitement composite (bleu/blanc) et d'un témoin à la lumière blanche) ou MSm1 (auxine-cytokinine , 50 g.l-1 saccharose , 0,1 mg.l-1AIA , 10 mg.l-1 BAP +un traitement composite (bleu/blanc) et d'un témoin à la lumière blanche)	-Action favorable sur la germination et sur le développement de la plantule -Une exposition à la lumière bleue supérieure à une semaine provoque une embryogenèse plus faible -Obtention un taux élevé de caulogénèse et de rhizogénèse alors qu'à 50 g./l de saccharose, le temps et le taux de réactivité sont plus faibles	
				Embryons	Culture in-vitro des embryons zygotiques	MS(1962) m2(auxine-cytokinine , 30 g.l-1 saccharose , 1 mg.l-1ANA, 0,1 mg.l-1 BAP , +un traitement composite (bleu/blanc) et d'un témoin à la lumière blanche) MS(1962) m2(auxine-cytokinine , 50 g.l-1 saccharose , 0,1 mg.l-1AIA, 10 mg.l-1 BAP , +un traitement composite (bleu/blanc) et d'un témoin à la lumière blanche)	-Action favorable sur la germination et sur le développement de la plantule - -Une exposition à la lumière bleue supérieure à une semaine provoque une embryogenèse plus faible -Optention un taux élevé de caulogénèse et de rhizogénèse alors qu'à 50	

								g/l de saccharose, le temps et le taux de réactivité sont plus faibles	
19	/	/	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	Des ébauches florals	Callogénèse	MS: les Vitamines de Morel , 2 mg/L de 2.4D ,3mg/L IPA ,100 mg/L glutamine	Callogénèse 45%	(Arban ,2009)
					Cals nodulaires	Embryogénèse somatique	MS(1962) dépourvu de régulateurs de croissances ,0.1mg/L ANA	linduction de Embryogénèse somatique (82)	
					Des Embryons somatique	Développement des Embryons somatique	MS(1962)	27 plantules	
20	/	Algérie	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	Cals	La multiplication de cals embryogènes	1. M100 (charbon actif 3 g/l, IPA 3mg/ml, 2,4-D 100mg/l) 2. P12,5(charbon actif 200mg/l, picloram 12.5mg /l,IPA 1 mg/ml)	1. Obtenus des cals granuleux, ou friable blanche beige. 2. cultivar DN sur le milieu M100 est passé de 149 à 269 cals(1,8 fois) et sur le milieu P12,5 est passé de 181 à 277 cals (1,53fois)	(Azzoug et Berrichi, 2014)
					Cals friable et Cals compact	Etablissement de la suspension cellulaire	Milieu liquide (P5) contenant 5mg /l de picloram et dépourvu d'agent gélifiant.	obtention des suspension cellulaire 1. des cals friables : des suspensions plus stable par rapport à celle obtenue du cal compact. 2. Les cals friables facilitent l'obtention de cellules isolées plus ou moins rapidement. Leur multiplication est plus rapide par rapport aux cals compacts et une prolifération élevée chez toutes les souches	

21	/	Algérie	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Takerbucht et	Cals	la multiplication de cals embryogènes	1. M100 (charbon actif 3 g/l, IPA 3mg/ml, 2,4-D 100mg/l) 2. P12,5(charbon actif 200mg/l, picloram 12.5mg /l,IPA 1 mg/ml)	1. obtenus des cals granuleux, ou friable blanche beige. 2. • Takerbucht sur le milieu M100 s'est élevé de 138 à 164 cal (1,19 fois) Et sur le milieu P12,5 s'est élevé de 261 à 469(multiplié 1,8Fois)	(Azzoug et Berrichi, 2014)
					Cals friable et Cals compact	Etablissement de la suspension cellulaire	Milieu liquide (P5) contenant 5mg /l de picloram et dépourvu d'agent gélifiant.	Obtention des suspension cellulaire 1. des cals friables : des suspensions plus stable par rapport à celle obtenue du cal compact. 2. Les cals friables facilitent l'obtention de cellules isolées plus ou moins rapidement. Leur multiplication est plus rapide par rapport aux cals compacts et une prolifération élevée chez toutes les souches	
22	/		<i>Phoenix dactylifera</i> L		Cals	La multiplication de cals embryogènes	1. M100 (charbon actif 3 g/l, IPA 3mg/ml, 2,4-D 100mg/l) 2. P12,5(charbon actif 200mg/l, picloram 12.5mg /l,IPA 1 mg/ml)	1. Obtenus des cals granuleux, ou friable blanche beige. 2. • Cultivar Tagaza sur le milieu M100 a augmenté de 266 à 282 cal Et sur le milieu P12,5 a augmenté de 145 à 153 : soit, multiplié 1,06 fois sur les deux milieux La multiplication est	

		Algérie		Tagaza				optimale sur le milieu M100	(Azzoug et Berrichi, 2014)
					Cals friable et Cals compact	Etablissement de la suspension cellulaire	Milieu liquide (P5) contenant 5mg /l de picloram et dépourvu d'agent gélifiant.	<p>Obtention des suspension cellulaire</p> <p>1. Les cals friables : des suspensions plus stable par rapport à celle obtenue du cal compact.</p> <p>2. Les cals friables facilitent l'obtention de cellules isolées plus ou moins rapidement. Leur multiplication est plus rapide par rapport aux cals compacts et une prolifération élevée chez toutes les souches</p>	
23	/	Algérie	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet nour	Coeur" du rejets et des spathes issues de pieds femelles	Calogénèse	<p>MS(1962) à capacité callogène élevée</p> <p>1. M1 : 100 mg/l 2,4-D+ 3 mg /l IPA + 100 mg/l glutamine + 3 g /l de charbon actif (pour les explants végétatifs)</p> <p>2. M2 : 2 mg/l 2,4-D+ 3 mg/l IPA + 170 mg/l de NaH₂PO₄ 2H₂O (pour les explants floraux)/ l'obscurité + T=27°C</p>	Obtention des cals friables blanche et d'autres nodulaires	(Selmani et al,2013)
					Cals primaires et secondaires	Etablissement des Suspensions Cellulaires	Milieu liquide contenant 1 mg/l 2.4-D	Obtention d'une suspension cellulaire viable	
					Suspension cellulaire	Expression et Evolution de la Suspension Cellulaire	<p>1. MS(1962) +faibles en 2.4D</p> <p>2. milieu de culture contenant de la BAP à 5 µmoles</p>	<p>1. Faibles en 2.4-D permet d'obtenir des proembryons globulaires blanchâtre ou jaunâtre</p> <p>2. BAP favorise la mise en place de l'apex caulinaire</p>	

					Des proembryons globulaires	Développement des Embryons Somatiques en Vitroplants	Milieu de culture solide dépourvu de régulateurs de croissance puis l'addition de l'ANA (1 mg /l)	1. l'ANA permet l'enracinement des pousses feuillées 2. obtention des plantules	
24	Adrar	/	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Tinaceur	Coeur de rejet de l'apex coupé en quatre fragments 2- Les feuilles proches du dôme méristématique sont fragmentées en deux (base et haut de feuille) 3- Les bourgeons axillaires avec ébauches foliaires	Induction des cals	1. P12,5 : Ms(1962) sans 2.4D 2. M100 : Ms(1962) +100mg 2.4D 3. M25 : Ms(1962) +25mg 2.4D	Obtention 4 types de cals : • Cal translucide beige à brun • Ca nodulaire compact jaunâtre à brun • Cal nodulaire friable beige clair • Cal nodulaire friable blanc 1. Milieu M100 et P12.5 : meilleurs pourcentages de cals (77, 69 et 67%) respectivement pour les cultivars Tinaceur, Aghamou et Tegaza (sur le milieu M100), et (85, 58 et 50) sur le milieu P12.5 respectivement pour Takerboucht el kahla, Tinaceur et Tegaza. 2. Milieu M25 donne 39 et 31% respectivement pour les cultivars Aghamou et Tinaceur. 3. Les cultivars Takerboucht essafra et Tazerzait ont très peu réagi sur les milieux P12.5 et M25, alors que sur le milieu M100, les pourcentages sont respectivement de 45 et 41%.	(Abed, 2012)
25				Takerbouchet					
26				El Kahla					
27				Tegaza					
28				Tilemsou					
29				Takerboucht					
30				essafra					
31				Tazerzait					
32				Ahartan					
				Cheikh					
				M'hamed					

26	Adrar	/	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Tagaza	50 souhes de cal de Tagaza (0,5 à 1 cm)(5 et 10 g) • Cals nodulaires compacts • Cals compacts • Cals granulaires friables	Prolifération des cals et maturation des embryons	1. Culture sur GMn 200liquide +photopériodiques de 16 h dans T de 28 ± 2 °C à la lumière et 24 ± 2 °C à l'obscurité+agitation 2. Filtration a tamis de 400µm	<ul style="list-style-type: none"> • Cals nodulaires compacts : multiplication très faible de 0,5 à 2 + quelques amas. •Cals compacts : ont pas du tout proliféré et n'ont donné aucune structure embryogène, •Cals friables de structures granulaires friables : leur prolifération a quadriplé • Cals 5g prolifèrent+15 fois de multiplication + s'arrête au5ème semaine • Cals 10g prolifération+ 4 fois de multiplication +s'arrête 3ème semaine obtention de 2394 embryons matures structurés et bien individualisés qui ont germé et donné des plantules saines 	(Abed, 2012)
					Embryons mature	Germination	GMN200 : faible concentration en nitrate de potassium (1 mg/l de Thiamine, 100 mg/l de KH ₂ PO ₄ , 170 mg/l de NH ₂ PO ₄ , 200 mg/l de Nitrate d'ammonium.) le milieu GMP:forte concentration en nitrate de potassium une photopériode de 16 de lumière	1. GMN : germiné après 6 mois et plus +25% de Vitrification feuilles plus ou moins chlorophylliennes hyperhydriques 2. GMN200 : germiné après 3 à 6 mois +Partie aérienne chlorophyllienne ne présentant aucun signe de vitrification(5%)l'obtention 2318 de plantules	
					1.(A) plantules ayant 2 à 3feuilles bien	Acclimatation	1. Des sachets en plastique refermés avec un autre sachet 2. Des fertil-pots placés dans des mini-serre chauffantes.	1. Plantules de la classe (B) et (C) présentent un léger flétrissement qui se manifeste après 3 semaines	

					développés avec un bon système racinaire, 2. (B) des plantules ayant 1 à 2 feuilles fines, 3. (C) des touffes feuillées avec un bon système racinaire		Le substrat : tourbe, et du sable de rivière respectivement à la proportion de 2/1+une solution 6g/l de fongicide systémique (Benomyl) + L'humidité + température sont variées substrat 1. la tourbe 2. la tourbe /perlite/sable (1:1:1) 3. la tourbe/sable (1:1)	par un jaunissement des feuilles, 2. Plantules de la classe (A) ont repris de 90% quel que soit le conteneur utilisé 1) plantules de la classe A, : a. l'humidité (95 à 100%) +T (26 à 27 °C)= reprise de 90% b. l'humidité est moins de 60% + T plus de 30°C= reprise varie entre 20 et 50, 2) Pour la classe (B) a) T(30 °c)+l'humidité est moins de 60%= repris (2 à 5%) b) T (26 à 27 °C)+ l'humidité (95 à 100%).)= repris 20% substrat 1. Tourbe : repris faible 2. (1 :1 :1) repris 75% 3. (1 :1) : repris 90%	(Abed, 2012)
24 25 26 27 28 29	Adrar	/	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Tinaceur Takerbouchet El Kahla Tegaza Tilemsou Takerbouchet essafra Tazerzait	Vitroplants en phase d'acclimatation (durcissement) et de vitroplants adultes (en production),	Evaluation de regeneration	Extraction des enzymes peroxydases sur tampon d'extraction contenant (25ml Tris Hcl 0,2M pH= 8,5, 23mg DTT, 7,5µl β- marcapthoethanol centrifugés à 4°C à 26000g pendant 20min. électrophorèse: gel de polyacrylamide Resluing gel, 5% tampon de migration : milieu basique dans un tampon de Tris glycine 0,025M avec un pH= 8,3,	Existence d'une conformité génétique de cinq cultivars (Tinaceur ; Takerbouchet El kahla ; Tegaza ; Tilemsou et Takerbouchet essafra) issus de culture in vitro par embryogenèse somatique. Seul le vitroplant Tazerzait présente des isoenzymes peroxydasiques différents du cultivar mère	(Abed, 2012)

33 34 35 36 37	Ghardaia	/	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Deglet Nour U'rus Tazerzait Tazoughart Tantboucht	Coeur de rejet de: l'apex coupé en quatre fragments 2- Les feuilles proches du dôme méristématique sont fragmentées en deux (base et haut de feuille) 3- Les bourgeons axillaires avec ébauches foliaires	Induction des cals	1. P12,5 : Ms(1962) sans 2.4-D 2. M100 : Ms(1962) +100mg 2.4-D 3. M25 : Ms(1962) +25mg 2.4D	Obtention 4 types de cals : • Cal translucide beige à brun • Ca nodulaire compact jaunâtre à brun • Cal nodulaire friable beige clair • Cal nodulaire friable blanc 1. M100 : 54,5 et 57% de cals respectivement pour les cultivars Deglet Nour et Outkbala suivi de 49,5% et 45% sur le milieu P12,5 pour les mêmes cultivars, 2. M25 : 33% de cals pour le cultivar Deglet Nour. 3. Le cultivar Tazoughart réagi peu sur le P12,5 et M25 (4%) et 42% de cals sur M100,	(Abed, 2012)
38 39 40 41 42 43 44 45 46 47	Touggourt	/	<i>Phoenix dactylifera</i> L	Amari Adjina Degla Beida Deglet Nour Dimollo Ghers Halwa Tacharwit Tanaslit Tinissin	Coeur de rejet de: l'apex coupé en quatre fragments 2- Les feuilles proches du dôme méristématique sont fragmentées en deux (base et haut de feuille) 3- Les	Induction des cals	1. P12,5 : Ms(1962) +12,5 mg/l de picloram 2. M100 : Ms(1962) +100mg 2.4-D+3mg/l d'IPA 3. M25 : Ms(1962) +25mg 2.4-D+1 mg/l d'IPA	Obtention 4 types de cals : • Cal translucide beige à brun • Ca nodulaire compact jaunâtre à brun • Cal nodulaire friable beige clair • Cal nodulaire friable blanc 1. P12,5 : meilleur pourcentage (62%) pour le cultivar Deglet Nour, suivi de 55% pour le cultivar Halwa. 2. M100 : 58 et 55% respectivement sur les cultivars Tanaslit et Halwa,	(Abed, 2012)

					bourgeons axillaires avec ébauches foliaires			3. M25 : meilleur pourcentage 35 et 30 pour le cultivar Halwa et Deglet Nour.	
48 49	/	Sud-Est Sud-Ouest	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour Takerbucht	Jeunes ébauches foliaires (fragments de feuilles, d'ébauches foliaires et les fragments d'apex)	Induction des cals	1- MS1(1962) enrichi par 100 mg/l de glutamine 2- MS2(1962) +3 g/l de charbon actif * vitamin de morel(1951), 30 g/l saccharose + 7 g/l agar pH = 5,7	* Deglet Nour présentent une plus grande compétence à la callogenèse comparés à ceux du cultivar Takerbucht * Cals friables de couleur jaune clair à marron clair * Cals nodulaires sous forme de petits grains de couleur beige voire jaune clair	(Si-Dehbi, 2013)
					Les souches callogènes à aspect friable	Etablissement des Suspensions Cellulaires	1- MS (1962) enrichi par 2 mg /l de 2.4-D (milieu de maintien) (MS3) 2- 1 mois: MS (1962) sans régulateurs de croissance (milieu de lavage). pH = 5	Les suspensions cellulaires	
					Les suspensions cellulaires	Maturation	1- Milieu solide avec 7 g d'agar contenant 0.5 mg/l de BAP à 10 jours 2- MS solide de maturation sans hormones de croissance (MS4) (4semaines)	Les embryons	
					Les embryons	Germination	milieu solide avec 3 g/l de gelrite	Plantules sont visibles après un mois	
50	/	Sud-Est	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet nour	Explants végétatifs et les explants floraux des arbres femelles	Callogenèse	MS(1962)+différentes combinaisons en régulateur de croissance	Cals nodulaires et friables	(Dehbi et Bouguedoura, 2009)

					Cals nodulaires et friables	Suspensions cellulaires	Milieu liquide: MS(1962)+ faible concentration des 2,4D	Proembryons	
					Proembryons	Embryogenèse somatiques	Milieu solide: MS(1962)+enrichi avec BAP 0,1mg	Embryons somatiques	
51	/	Sud-Ouest	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Takerbucht	Explants végétatifs et les explants floraux des arbres femelles	Callogenèse	MS(1962)+différentes combinaisons en régulateur de croissance	Cals nodulaires et friables	(Dehbi et Bouguedoura, 2009)
					Cals nodulaires et friables	Suspensions cellulaires	Milieu liquide: MS(1962)+ faible concentration des 2,4D	Proembryons	
					Proembryons	Embryogenèse somatiques	Milieu solide: MS(1962)+enrichi avec BAP 0,1mg	Embryons somatiques	

Tableau 4. Les études d'organogénèse sur le palmier dattier en Algérie

N	Wilaya	Région	Espèce	Variété	Explant	Etape	Milieu de culture	Resultat	Références
1	M'sila	Bou saâda	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	Fragments des cœurs des rejets (parties blanches), le fragment du rachis et des petites feuilles	Organogénèse	MS(1962) contenant 100 mg Myo-inositol + 30g saccharose + 3g charbon actif + 10g agar + 0,5, 2 et 50 mg/l de 2,4-D, AIB, GA ₃ pH= 5,7 / 25°C / obscurité	Deglet-Nour a donné le meilleur résultat pour l'organogénèse ; L'hormone GA ₃ est la meilleure pour le développement de l'organogénèse dans les deux variétés suivie de l'hormone AIB puis du 2,4-D pour toutes les concentrations (0,5, 2, 50 mg/l) ;0,5 et 2 mg/l des hormones AIB et GA ₃ favorisent le développement de l'organogénèse chez les deux variétés.	Guettouchi et al,2022)
2	M'sila	Bou saâda	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Mech Degla	Fragments des cœurs des rejets (parties blanches), le fragment du rachis et des petites feuilles	Organogénèse	MS(1962) contenant 100 mg Myo-inositol + 30g saccharose + 3g charbon actif + 10g agar + 0,5, 2 et 50 mg/l de 2,4-D, AIB, GA ₃ pH= 5,7 / 25°C / obscurité	Mech-degla montre un meilleur développement uniquement avec AIB avec une concentration égale à 2 mg/l. L'hormone GA ₃ est la meilleure pour le développement de l'organogénèse dans les deux variétés suivie de l'hormone AIB puis du 2,4-D pour toutes les concentrations (0,5, 2, 50 mg/l) ; 0,5 et 2 mg/l des hormones AIB et GA ₃ favorisent le développement de l'organogénèse chez les deux variétés.	Guettouchi et al,2022)

Tableau 5 . Les études de culture de protoplastes sur le palmier dattier en Algérie

N	Wilaya	Région	Espèce	Variété	Explant	Etape	Milieu de culture	Resultat	Références
1	/	Algérie	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet Nour	Fragments de méristèmes apicaux	Callogenèse	MS(1962) + différentes combinaisons en régulateur de croissance * obscurité / 27°	Cals embryogènes	(Titouh et al, 2015)
2				Akerbouch	Cals embryogènes (cals nodalaires)	Isolement des protoplastes	MS(1962) modifié 204 mM KCl, 67 mM CaCl ₂ , 1. SE N ° 1 : 1,5 % de cellulase et 1 % de macérozyme R10 en conditions stationnaires ou sous agitation douce 2. SE N°2 : 1 % de cellulase et 0,2 % de macérozyme R10 sans agitation 3. SE N ° 3 : 2 % de cellulase et de 0,5 % de macérozyme R10 * obscurité / 27°/ pH= 5.6	1. SE N ° 1 : meilleurs rendements pour Deglet Nour et Degla Beida, respectivement 2. SE N°2 : bonne viabilité des protoplastes en Deglet Nour et Degla Beida ; pour Ak, 1,4 x 10 ⁵ protoplastes par g de f.w 3. SE N ° 3 : plus bénéfique pour Akerbouch Les résultats de viabilité sont respectivement de 57, 70 et 62% pour les trois cultivars	
3				Degla Beida	Protoplastes	La purification des protoplastes	1. Filtration après dilution dans solution A(milieu de base sans solution enzymatique + mannitol 0,5 M) 2. flottation sur 2-3 mL de solution de saccharose à 21 ou 25 %.	25 % de saccharose était bénéfique dans le cas de Deglet Nour et Degla Beida, tandis que 21 % était suffisante pour Ak avec 85 %, 87 % et 95 % pour Deglet Nour, Akerbouch et Degla Beida, respectivement	

					Protoplaste Deglet Nour et Akerbouch	Culture de protoplaste	MS(1962) solidifié +0,3 % d'agarose + Acide 2,4-D et BAP (2/0,5 ; 1/0,5 et 0,5/1 mg.L-1)+ 40 g.L-1 de saccharose, 72 mg.L-1 de glucose et 258,4 mg.L-1 de KH ₂ PO ₄ (pH 5,7	1. une combinaison de 2 mg.L-1 de 2,4-D et 0,5 mg.L-1 de BAP (HB N°1) a permis un bon maintien de la viabilité des protoplastes pour Deglet Nour et Akerbouch, respectivement 46,4 et 20 % . + bon régénération 43,6 et 18% pour Deglet Nour et Ak, respectivement + bon division cellulaires,17,5 et 2,8%, respectivement après 24H 2. l'allongement des protoplastes n'a pas été observé pour deux autres équilibres hormonaux pendant au moins 48 h de culture 3. L'apparition d'un petit nombre de microcalle visiblee	
4	Biskra	/	<i>Phoenix dactylifera L</i>	Deglet nour	Des rejets	Callogenèse	Milieu solide de base MS(1962) modifié: 9.0 µM 2.4 D +14.76 µM IPA + vitamins de Morel + 87 mM saccharose + 7 g/l agar	Formation des cals jaunes nodulaires et cals blancs friables	(Chaabane et <i>al</i> , 2007)
					* Jeunes feuilles de rejets * Cals jaunes nodulaires et cals blancs friable	Isolement et purification des Protoplastes	Isolement :15 ml de solution enzymatique:EC1, EC2, EC3 purification: incubation==filtration= lavés trois fois par centrifugation (204 mM de KCl, 67 mM de CaCl ₂ à pH 5,7)==rinçage avec mannitol 0,5 M et CaCl ₂ 67 mM(centrifugation)	Isolement des Protoplastes	
						culture des Protoplastes	** Le milieu liquide (M5): sels de MS, vitamines de Morel, glutamine 0,68 mM, saccharose 117 mM, glucose 0,4 mM, MES 0,5 mM, KH ₂ PO ₄ 1,9 mM, 9,0 µM 2,4 D, 14,76 µM IPA et 250 mg/l 4000 PEG. ** Nurse culture: milieu liquide PCM (double force): double force	* Les jeunes feuilles ont donné des protoplastes moins viables que ceux des cals	

						<p>de sels MS, 9, 0 μM de 2, 4 D, des vitamines de Morel, du glucose 2, 8 mM, du maltose 278 mM, du saccharose 170 mM et de Myo l'inositol 2, 5 mM</p> <p>** Suspension de cals: cals friables (0,2mm) dans 100 ml de milieu de culture PCM ==concentration cellulaire finale de 2 % dans le mélange PCM/agarose</p> <p>** D'agarose de 1,2 g (Sigma, USA) a été dissoute séparément dans 100 ml d'eau distillée + milieu PCM de 100 ml contenant des cellules nourricières</p> <p>** Après solidification, le milieu a été recouvert d'un filtre de nitrocellulose stérilisé (millipores de type AA), et de 1 ml de suspension de protoplastes dans du milieu M5</p> <p>===régénération de la paroi cellulaire</p> <p>** Les microcals formés ont été transférés sur un milieu d'induction de callosités (sels de MS+ 13,5 μM de 2,4 D + 14,76 μM d'IPA + vitamines Morel et de 3 g/l gelrite)</p> <p>** Les cals ont été transférés dans le milieu de régénération(sels MS + 14,76 μM d'IPA + 1,4 μM 2,4 D</p>	<p>* Les jeunes feuilles== 8 %</p> <p>* Les cals== 65 %</p>		
		/			Des rejets	Callogenèse	<p>Milieu solide de base MS(1962) modifié: 9.0 μM 2.4 D +14.76 μM IPA + vitamins de Morel + 87 mM saccharose + 7 g/l agar</p>	<p>Formation des cals jaunes nodulaires et cals blancs friables</p>	

5	Adrar		Phoenix dactylifera L	Takerboucht	* Jeunes feuilles de rejets * Cals jaunes nodulaires et cals blancs friable	Isolement et purification des Protoplastes	Isolement :15 ml de solution enzymatique:EC1, EC2, EC3 purification: incubation==filtration= lavés trois fois par centrifugation (204 mM de KCl, 67 mM de CaCl2 à pH 5,7)==rinçage avec mannitol 0,5 M et CaCl2 67 mM (centrifugation)	Isolement des Protoplastes	(Chaabane et al , 2007)
					Isolement des Protoplastes	Culture des Protoplastes	** Le milieu liquide (M5): sels de MS, vitamines de Morel, glutamine 0,68 mM, saccharose 117 mM, glucose 0,4 mM, MES 0,5 mM, KH2PO4 1,9 mM, 9,0 µM 2,4 D, 14,76 µM IPA et 250 mg/l 4000 PEG. ** nurse culture: milieu liquide PCM (double force): double force de sels MS, 9, 0 µM de 2, 4 D, des vitamines de Morel, du glucose 2, 8 mM, du maltose 278 mM, du saccharose 170 mM et de Myo l'inositol 2, 5 mM ** suspension de cals: cals friables (0,2mm) dans 100 ml de milieu de culture PCM ==concentration cellulaire finale de 2 % dans le mélange PCM/agarose ** d'agarose de 1,2 g (Sigma, USA) a été dissoute séparément dans 100 ml d'eau distillée + milieu PCM de 100 ml contenant des cellules nourricières ** Après solidification, le milieu a été recouvert d'un filtre de nitrocellulose stérilisé (millipores de type AA), et de 1 ml de suspension de protoplastes dans du milieu M5 ===régénération de la paroi	* les jeunes feuilles ont donné des protoplastes moins viables que ceux des cals * les jeunes feuilles== 9 % * les cals== 57 %	

							cellulaire ** Les microcals formés ont été transférés sur un milieu d'induction de callosités (sels de MS+ 13,5 µM de 2,4 D + 14,76 µM d'IPA + vitamines Morel et de 3 g/l gelrite) ** Les cals ont été transférés dans le milieu de régénération(sels MS + 14,76 µM d'IPA + 1,4 µM 2,4 D		
6	Adrar	/	Phoenix dactyliféra L	Takerboucht	cœur de rejet (apex, jeunes feuilles, les bases de jeunes feuilles, et les bourgeons axillaires)	Callogenèse	MS(1962) modifié + 1mg/ thiamine+ 100mg/l myo-inositol+ 170mg/ NaH2Po4 +100mg/ KH2Po4 + 45000mg/sucre +2000mg/phytagel + 200mg/l citrate d'ammonium +100mg/glutamine + 200 à 300mg/l charbon actif+ * milieu M100:100mg/l 2,4D, 3mg/l d'IPA; * milieu P12,5:12,5mg/l picloram , 1mg/l IPA	Cals embryogènes après 5 à 9 mois * les apex, les bases de jeunes feuilles et les bourgeons axillaires qui produisent des cals et donnent les meilleurs pourcentages de callogenèse par rapport aux fragments de feuille * milieu M100: forte néoformation callogène * M100 et P12.5: cals friables granuleux avec un pourcentage allant jusqu'à 86% dans le milieu P12.5	(Yatta, 2013)
					cals embryogènes	Suspensions Cellulaire	milieu liquide de base MS(1962)+ 1mg/ thiamine+ 1mg/l IPA+ 5mg/l picloram	Les suspensions cellulaires	
					Les suspensions cellulaires	Isolement et culture des Protoplastes	5 ml de solution enzymatique: cellulase 0.5%, 2%, pectolyase 0,5%, 0.1%, pictinase 2% et hemicellulase 2%, 3% ===filtration===rinçage sur solution contenant 3% de Kcl et 0.5% de CaCl2 ===centrifugation=== culot est mis dans une solution contenant le saccharose à 21% ===purifcatuion et récupération===	Complexes enzymatiques E1 (cellulase 0.5%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%) et E2 (cellulase 2%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%). ont permis d'avoir des protoplastes de bonnes qualités avec peu de déchets.	

7	Adrar	/	Phoenix dactylifera L	Tegaza	cœur de rejet (apex, jeunes feuilles, les bases de jeunes feuilles, et les bourgeons axillaires)	Callogenèse	MS(1962) modifié + 1mg/ thiamine+ 100mg/l myo-inositol+ 170mg/ NaH ₂ PO ₄ +100mg/ KH ₂ PO ₄ + 45000mg/sucre +2000mg/phytagel + 200mg/l citrate d'ammonium +100mg/l glutamine + 200 à 300mg/l charbon actif+ * milieu M100:100mg/l 2,4D, 3mg/l d'IPA; * milieu P12,5:12,5mg/l picloram , 1mg/l IPA	cals embryogènes après 5 à 9 mois * les apex, les bases de jeunes feuilles et les bourgeons axillaires qui produisent des cals et donnent les meilleurs pourcentages de callogenèse par rapport aux fragments de feuille * milieu M100: forte néoformation callogène * M100 et P12.5: cals friables granuleux avec un pourcentage allant jusqu'à 89% dans le milieu M100	(Yatta, 2013)
					cals embryogènes	Suspensions Cellulaire	milieu liquide de base MS(1962)+ 1mg/ thiamine+ 1mg/l IPA+ 5mg/l picloram	Les suspensions cellulaires	
					Les suspensions cellulaires	Isolement et culture des Protoplastes	5 ml de solution enzymatique: cellulase 0.5%, 2%, pectolyase 0,5%, 0.1%, pictinase 2% et hemicellulase 2%, 3% ==filtration==rinçage sur solution contenant 3% de KCl et 0.5% de CaCl ₂ ====centrifugation==== culot est mis dans une solution contenant le saccharose à 21% ===purifcatuion et récupération===	complexes enzymatiques E1 (cellulase 0.5%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%) et E2 (cellulase 2%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%). ont permis d'avoir des protoplastes de bonnes qualités avec peu de déchets.	

III.2. Resultats

1. Techniques de CIV appliqués en Algérie

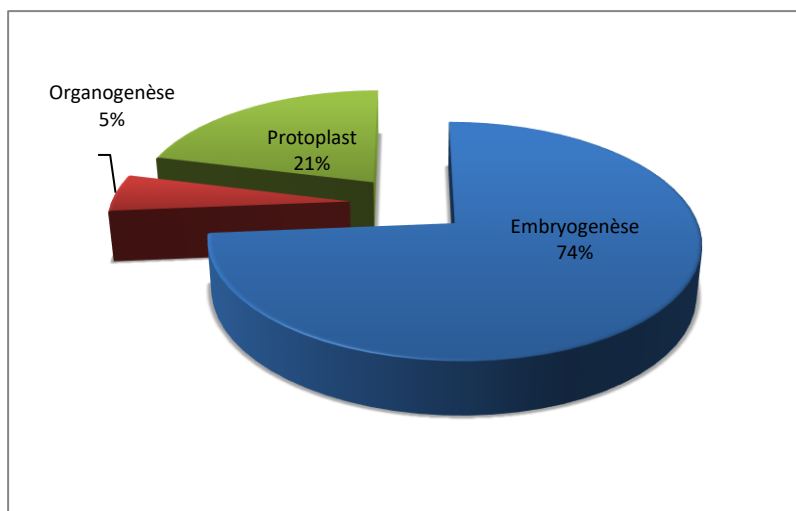


Figure 10. Les techniques de Civ Appliqué en Algérie

Après l'analyse des études on trouve qu'il y a seulement 3 techniques qui sont appliquées dans les domaines de culture in vitro en Algérie, et à partir de la figure (10) : on observe que l'embryogénèse est la technique de culture in vitro la plus appliquée dans l'Algérie avec un pourcentage très élevé (74%) puis la protoplast (21%) et finalement l'organogénèse avec un faible pourcentage (5%).

2. Variétés de *Phoenix dactylifera* L. étudiées en Algérie par Civ

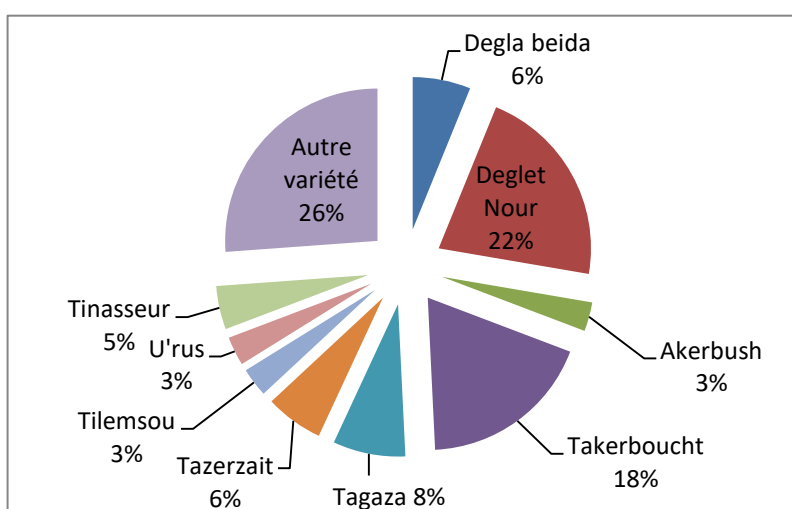


Figure 11. Variétés de *Phoenix dactylifera* L. étudiées en Algérie par Civ

D'après la figure (11), on observe que les variétés Deglet Nour et Tekerbouht sont les plus étudiées en Algérie avec des taux 22% et 18% respectivement suivis par Tgaza (8%), Degla Baida(6%), Tazerzait (6%), Tinasseur(5%), Tilemsou, U'rus et Akerouch (3%) alors que les autres variétés ont été peu étudiées car le pourcentage 26% % inclu 17 variétés (Annex)

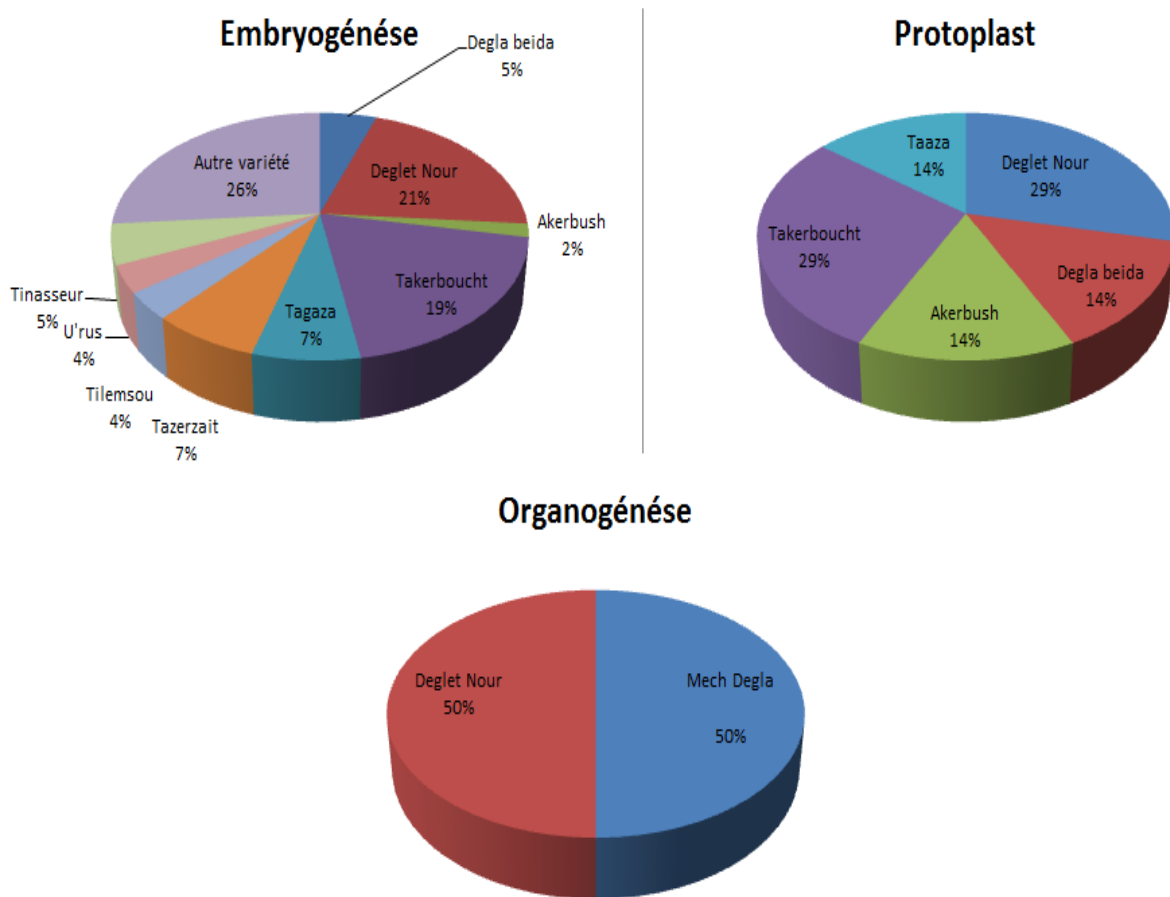


Figure 12. Variétés de phoenix dactylifera étudiées en Algérie selon la technique appliqué

Selon la figure (12) on remarque que :

Deglet Nour est la variété la plus étudiée, quelle que soit la technique appliqué avec taux 21%, 29%, 50% respectivement pour L'embryogénèse, Protoplaste et Organogénèse

Suivit par :

- **A l'embryogénèse :** Tekerbouht(19%), Tagaza et Tezezait(7%) ,Tinasseur(5%) Tilemsou et U'rus (4%),Akerboush (2%)
- **A protoplast :** Tekerbouht(29%), Akerboush , Degla baida et Tagaza (14%)
- **A organogénèse :** Mech Degla (50%)

Deglet Nour et Tagaza ont pris une grande partie des études et cela est dû à leurs caractéristiques distinctives (ses qualités gustatives et bonne qualité dattier).. et Takerbucht pour leur Résistante au Bayoud (Azzoug et Berrichi, 2014)

3. Les zones d'étude de palmier dattier (*Phoenix dactylifera L.*) à l'Algérie

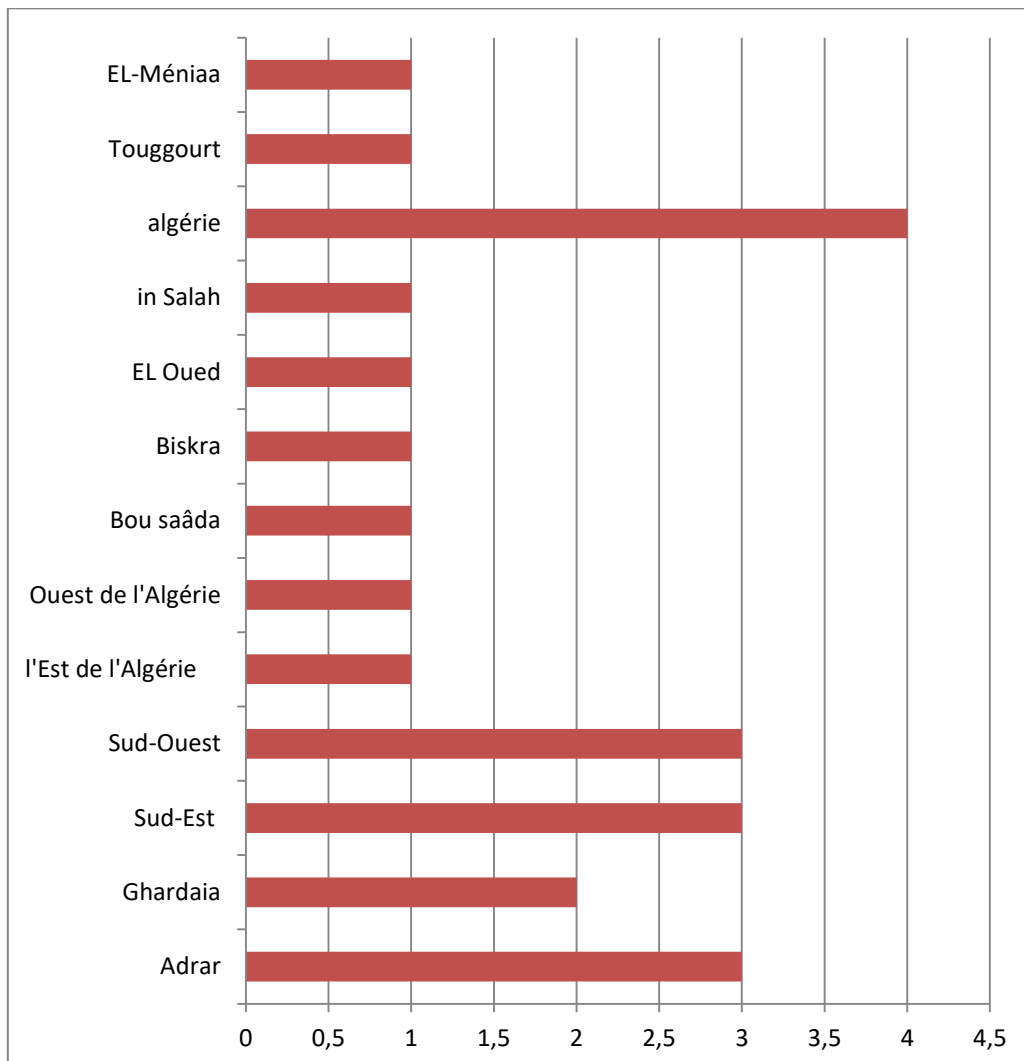


Figure 13. Les zones d'étude de palmier dattier (*Phoenix dactylifera*) à l'Algérie.

À travers la figure, On trouve que : Les régions sud-est, Sud-Ouest et Adrar sont les régions les plus échantillonnées (3 études) suivies de Ghardaïa (deux études) et enfin les régions l'Est de l'Algérie, Ouest de l'Algérie, Biskra BOUSAADA, EL Oued, in Salah, Touggourt, EL-Ménia(1 étude), et 4 études dans lesquelles la région n'était pas exactement déterminé.

Les zones dans lesquelles les études ont été menées correspondent aux zones de propagation des palmiers, qui sont largement concentrées à l'est, les Zibans (Biskra), l'Oued Rhir (entre

Ouargla et Touggourt), l'Oued Sou f, la cuvette de Ouargla et le M'zab (Ghardaïa). Ces palmeraies sont constituées principalement de Deglet Nour, cultivar à très haute valeur commerciale. Ceci explique le taux d'étude élevé de cette variété dans ces régions spécialement et en Algérie en général. tandis que À l'Ouest, Adrar, in salah Ces palmeraies comportent un verger très diversifié. Ces cultivars produisent des dattes, de qualité commerciale très faible (Azzoug et Berrichi, 2014).

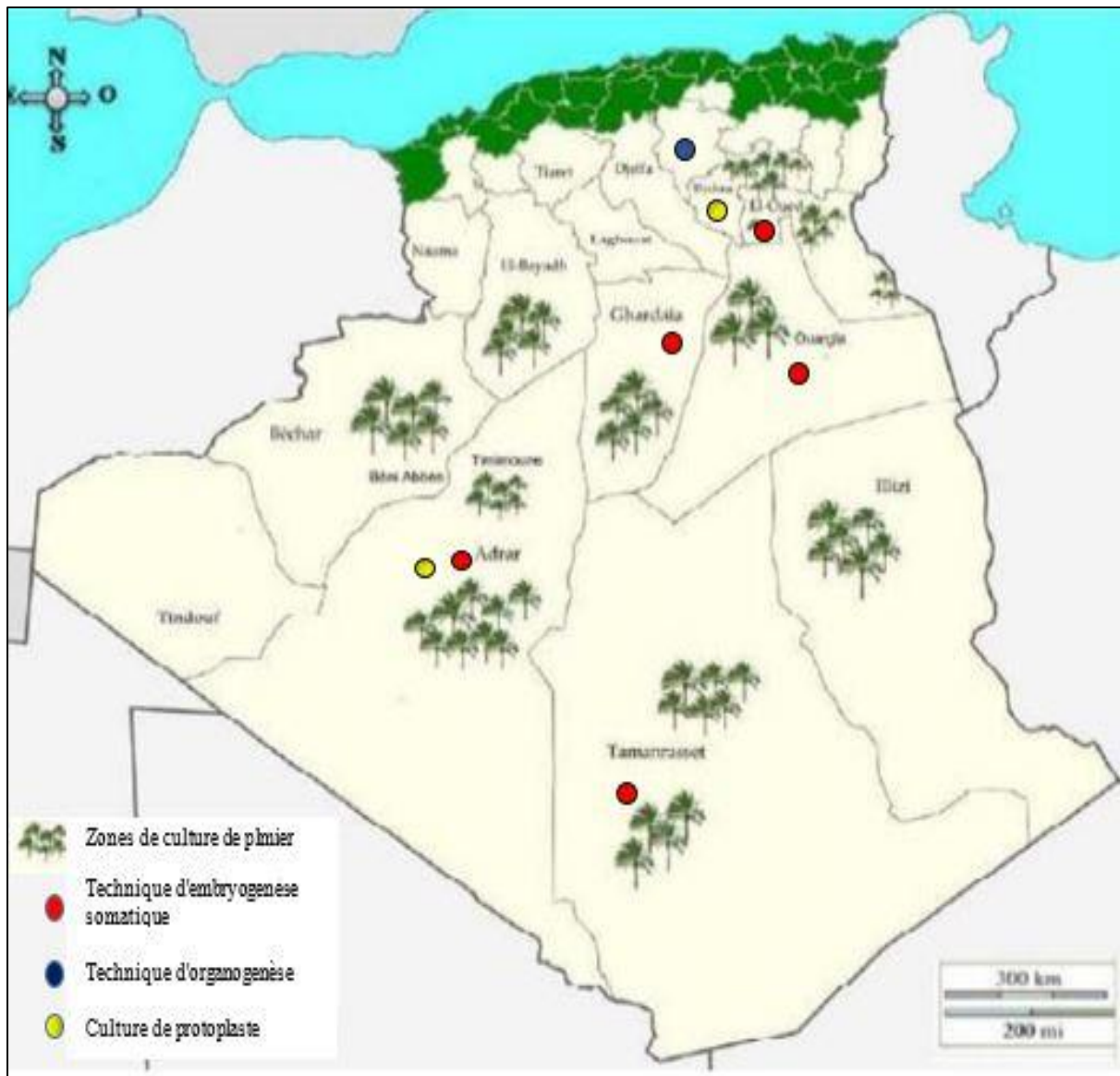


Figure 14. Carte de distribution des études de culture *in vitro* du palmier dattier en Algérie



Figure 15. Principale variété des dattes étudiées

Embryogénèse:

L'embryogénèse, C'est le moyen le plus rapide pour étendre le palmier dattier sur une grande échelle. D'après Letouzé et al.,(1987), c'est une voie qui garantit un taux élevé de multiplication, et un rajeunissement important du matériel végétal. Elle fait appel à la formation des cals puis des embryons somatiques à partir de la phase adulte de l'espèce.

A partir les résultats obtenus par les chercheurs au cours callogénèse on a trouvé que : Les milieux contenant le 2,4-D favorise la callogénèse quelque soit la concentration utilisé, la concentration élevé de 2,4-D permis d'obetenir des pourcentage très élevé de callogénèse C'est ce que on a observé dans l'étude de (Abed, 2012; Yatta, 2013) et (Khellifi, 2012) mais à les travaux de (Boufis, 2008) la concentration faible de 2,4-D permis d'obetenir des pourcentage

trés élevé de callogénès qu'on l'utilisation de (0,1-5mg/l) 2,4D donne callogenèse rapide et taux élevés alors que la concentration (50-100mg/l) de 2,4D donne callogenèse moins intense et plus tardive.

Le pourcentage de formation de cals varie également selon la variété, et c'est ça on a vu dans les études de (**Khellifi, 2012**) Lorsque la même concentration de 2,4-D (3mg/l) a été utilisée pour six variétés de Phoenix et le résultat a été : 86,33%, 78,52%, 75,91%, 61,751%, 62,70%, 51,70% pour Akerboush, akerust, Tantbucht, tazezait, tinjuhart, U'rs respectivement et la même chose a observé dans les études de **Abed(2012)**. Donc c'est l'effet de le génotypes qui a rapportés par Plusieurs auteurs (**Bagniol et al., 1992 ; Sharma et al., 1984 ; Sharma et al., 1986; Saka et al., 1997; Chabane, 2005,)**.

Selon (**Saka et al, 2005**) L'utilisation du picloram ou du dicamba n'a pas permis une callogenèse plus groupée ni plus importante ça c'est remarqué à l'étude de alors que les travaux de Abed confirme que le picloram.

Le type d'explant utilisé a un effet sur la callogénèse D'après les travaux de (**Yatta, 2013**). Lorsque les apex, les bases de jeunes feuilles et les bourgeons axillaires qui produisent des cals et donnent les meilleurs pourcentages de callogenèse par rapport aux fragments de feuilles

Des recherches sur la micropropagation du palmier dattier par les voies de l'embryogénèse somatique ont été rapportées par plusieurs auteurs (**Sharma et al; Sudhersan et al., 1993 ; Fki et al., 2011**) Ainsi, les aptitudes à la prolifération et à la régénération de plantes par embryogénèse somatique à travers le transit des cultures par des milieux solides et liquides agités sont analysés et leur niveau de maîtrise est évalué. C'est ce qu'il y avait dans l'étude de (**Boufis, 2008**) tans que La multiplication de cal sur un milieu liquide et après le transfert sur même milieu solide d'origine permet reprise de la réactivité avec une intensité au niveaux de faibles concentrations 2,4D.

Dans les recherches de notre travail la multiplication des cals Donne différents types de cals : cals fraibles, compacts, nodulaire alors que les cals fraibles granulaires facilitent l'obtention de cellules isolées plus ou moins rapidement. Leur multiplication est plus rapide par rapport aux cals compacts

Les milieux solides ont été généralement et largement utilisés pour produire des embryons somatiques à partir de cals embryogènes mais On constate que la plupart des études d'embryogenèse dans notre travail passant sur la création de suspensions car les milieux solides ne pouvaient pas être utilisés pour assurer une propagation à grande échelle. Pour cette raison, des efforts considérables ont été déployés pour établir des cultures embryogènes en suspension à hautes potentialités morphogénétiques (**Daguin et Letouzé, 1988; Fki et al., 2003; Bhaskaran, S., & Smith, R. H. (1992) ; Sharma et al., 1986; Veramendi et Navarro, 1996., Zouine et al., 2005**), l'apport de l'azote et du potassium par l'additifs de **Tisserat (1979)** a un effet positif sur le croissance des cals en suspension

les cals a poids élevé a donné une prolifération plus importante que celle des cals a poids faible quel que soit la souche utilisée, on a remarqué ça quand Abed a régénéré deux cals 5g et 10 g et obtenir des cultures en suspension inoculées à 5g prolifèrent et donnent des taux de multiplication allant jusqu'à 15 fois la concentration de départ à la fin de la suspension alors que Le rendement de la suspension cellulaire embryogène inoculée à 10g est de 4 fois la concentration initiale

l'ANA permet l'enracinement des **pousses** feuillées, BAP favorise la mise en place de l'apex caulinaire (**Selmani et al, 2013**) aux cours de développment des embryons.

Abed est le seul parmi les autres études à avoir abordé la phase d'accumulation et l'évaluation de régénération ou L'acclimatation des vitroplants est obtenue lorsque toutes les conditions sont réunies ; Humidité à 90%, Température à (26-27°C), et les plantules étaient vigoureuses, l'évaluation de régénération inclus l'étude du polymorphisme de la peroxydase qui présente le même phénotype isoenzyme pour 5 cultivars et leurs vitroplants, seul Tazerzait montre un phénotype isoenzyme différent de ses vitroplants.

Culture de protoplaste:

L'isolement des protoplastes est fortement influencé par le génotype, le matériel végétal, la composition de la solution enzymatique (**Assani et al, 2011; Zhu et al,2005**) et les conditions d'isolement (**Sinha et al 2003., Aoyagi, 2006**).

Chabane et al (2007) ont indiqué que les cals embryogènes étaient le matériel approprié pour l'isolement des protoplastes chez le palmier dattier.

Selon **Yatta et al (2013)** Les cals friables croissent plus rapidement que les cals compacts. **Ducreux et al. (1986)** estiment, en effet, qu'un cal friable a une croissance rapide contrairement à un cal dur dont la croissance est plus lente

Le meilleur rendement est enregistré sur E1 et E2 dont les taux de viabilité sont importants (50 et 60%). Ces complexes enzymatiques E1 (cellulase 0.5%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%) et E2 (cellulase 2%, pectolyase Y23 0.5%, hemicellulase 2%). ont permis d'avoir des protoplastes de bonnes qualités avec peu de déchets. Ces différentes concentrations ont donné un rendement élevé en protoplastes chez le maïs (**Shillito et al., 1989**) à partir de suspensions cellulaires et chez le bananier en utilisant la gaine des jeunes feuilles de plantes in vitro.

La concentration de l'agent osmotique influence fortement le nombre et la viabilité des protoplastes libérés (**Rezazadeh, 2011**). Avec le palmier dattier, **Chabane (2007)** a utilisé 0,5 M de mannitol, tandis que **Gabr et Tisserat (1984)** et **Rizkalla et al. (2007)** ont utilisé environ 0,4 M de saccharose. De bons rendements et une bonne viabilité ne sont pas toujours garantis avec la même concentration de l'agent osmotique (**Guo, 2007**).

L'organogénèse:

Dans la propagation de masse clonale, il est extrêmement important de maintenir l'uniformité génétique des descendances élevées in vitro. Par conséquent, l'organogénèse directe présente l'avantage d'utiliser de faibles concentrations de régulateurs de croissance des plantes et par conséquent, la phase de cal est évitée et, par conséquent, la variation somaclonale est minimisée. La micropropagation du palmier dattier a été réalisée à partir de plusieurs génotypes par organogénèse directe à l'aide de divers explants méristématiques, notamment des extrémités de pousses et des bourgeons latéraux (**Zaid et Tisserat, 1983 ; Tisserat, 1984 ; Al Khateeb, 2006**).

En Algérie, **Ghettouchi et al (2021)** ont étudié l'effet de certaines hormones sur la culture in vitro du palmier dattier, ce projet de recherche a été initié alors que la propagation de deux variétés très prometteuses Deglet-Nour et Mech Degla a été réalisée par la technique de culture tissulaire sur milieu MS en utilisant différentes concentrations de trois hormones différentes (AIB, GA3, 2,4-D) pour obtenir l'organogénèse. Les résultats ont révélé que la croissance en longueur des explants de la variété Deglet-Nour et son développement global étaient meilleurs par rapport à la variété Mech-Degla avec l'AIB (2mg/l). L'hormone GA3 a obtenu les meilleurs

résultats en ce qui concerne le développement de l'organogenèse dans les deux variétés suivies par l'hormone AIB que le 2,4-D avec des longueurs moyennes globales de 1,36, 1,26 et 0,84 cm, respectivement. La formation du cal n'a été remarquée que dans le cas de la variété Deglet-Nour.

D'après les résultats énoncés ci-dessus, il a été observé que les faibles concentrations d'hormones (0,5 et 2 mg/l) conduisaient à l'organogenèse alors que la forte concentration (50 mg/l) conduisait à l'embryogenèse. En général, une faible concentration d'hormones de croissance et de régulateurs conduit à l'organogenèse et par conséquent, la phase de cal est évitée. Les résultats sont conformes aux travaux antérieurs accomplis par **Rathore et al., 2011 et 2014.**

Conclusion

Conclusion

La micropropagation du palmier dattier présente un moyen efficace pour la propagation à grande échelle de géotypes résistants au bayoud, une maladie très dangereuse causée par le champignon *Fusarium oxysporum* f. sp. albedinis, permet également la propagation à grande échelle de cultivars de haute qualité de fruits, afin de satisfaire la forte demande des agriculteurs et des consommateurs. L'étude que nous avons entreprise sur les applications de la culture *in vitro* en Algérie du palmier dattier nous a permis d'étudier le taux d'application on a constaté que l'embryogénèse est la technique de culture *in vitro* la plus appliquée dans l'Algérie puis la culture de protoplaste et finalement l'organogénèse avec un faible pourcentage Deglet Nour est la variété la plus étudiée, quelle que soit la technique utilisée, aussi la variété Tekerbouh a pris une part importante des études. La micropropagation du palmier dattier par embryogénèse somatique, la culture de protoplaste ou par organogénèse a été signalée pour de nombreux cultivars, et plusieurs facteurs ont été révélés pour influencer ces systèmes de régénération. Callogénèse varié en fonction des hormones appliquées et leur concentration au milieu de l'induction, le type d'explant. La multiplication de cal sur un milieu liquide et après le transfert sur même milieu solide d'origine permet reprise de la réactivité avec une intensité au niveaux de faibles concentrations 2,4D. la création de suspensions assurer une propagation à grande échelle alors que l'apport d'azote et du potassium par l'additifs de Tisserat (1979) a un effet positif sur le croissance des cals en suspension. L'effet de la quantité de cals et sa structure est important pour démarrer une suspension cellulaire embryogène. Notre étude nous a permis de confirmer que le cal idéal pour obtenir une suspension embryogène est nodulaire et granulaire friable. l'ANA permet l'enracinement des pousses feuillées alors que BAP favorise la mise en place de l'apex caulinaire aux cours de développement des embryons. l'organogénèse directe présente l'avantage d'utiliser de faibles concentrations de régulateurs de croissance des plantes et par conséquent, la phase de cal est évitée et, par conséquent, la variation somaclonale est minimisée. L'isolement des protoplastes est fortement influencé par le géotype, le matériel végétal, la composition de la solution enzymatique. A cause de nombre un peu faible des travaux publiés sur la culture *in vitro* du palmier dattier en Algérie, des recherches sont encore nécessaires pour optimiser les conditions culturelles des nouveaux géotypes et cultivars récalcitrants, afin de raccourcir le temps nécessaire à la production de plantules, et réduire l'incidence des troubles physiologiques. En perspectives, nous envisageons

- Faire des études liées à l'application de l'embryogénèse somatique à la transformation génétique, à la production de semences synthétiques et à la cryoconservation de cultures embryonnaires.
- Mener plus des études sur la reproduction des palmiers à travers l'organogénèse et la culture de protoplast
- les contraintes d'application de culture *in vitro* de palmier dattier en Algérie et proposition des stratégies pour améliorer.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Aaouine, M. (2003).** Date palm large-scale propagation through tissue culture techniques. *The date palm from traditional resource to green wealth*, 79-86.
2. **Abahmane, L. (2011).** date palm micropropagation via organogenesis. In: S.M. Jain., J.M. Al-Khayri., et D.V. Johnson (Eds), pp.69-90. *Date Palm Biotechnology*, Springer, Dordrecht .
3. **Abed Ziani, F. (2012).** *Embryogénèse somatique chez quelques cultivars de palmier dattier (Phoenix dactylifera L.) de trois régions du sud et évaluation de la conformité par les systèmes enzymatiques (peroxydases)* (Doctoral dissertation, ENSA).
4. **Aberlenc-Bertossi, F. (Ed.). (2017).** *Biotechnologies du palmier dattier*. IRD Éditions.
5. **Aberlenc-Bertossi, F., Noirot, M., & Duval, Y. (1999).** BA enhances the germination of oil palm somatic embryos derived from embryogenic suspension cultures. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 56(1), 53-57.
6. **Aissam ,S.(1990).** Observations histologiques sur l'organogénèse et le développement des bourgeons du palmier dattier (Phoenix dactylifera L.) en culture in vitro. Thèse de 3ème cycle de physiologie Végétale, Université Cadi Ayyad, Faculté des sciences de Marrakech : 99 .
7. **Akrimi, N., Laroui, Y., et Abekhti, A. (2019).** Évaluation des Techniques de Préparation des Sous- Produits des Palmiers Dattiers et Détermination de leur Rendement de Production de bioéthanol, Université Ahmed Draïa Adrar, 62p
8. **Al-Bakr, A. (1972).** The date palm, a review of its past and present status and its culture, industry and trade. *Iraq: Alain Press, 1405p.(en arabe)*.
9. **Al-Khateeb, A. A. (2006).** Role of cytokinin and auxin on the multiplication stage of date palm (Phoenix dactylifera L.) cv. Sukry. *Biotechnology*, 5(3), 349-352.
10. **Al-Khayri, J. M. (2005).** Date Palm (Phoenix dactylifera L. In: Jain SM, Gupta PK (eds), *Protocols for somatic embryogenesis in woody trees*.
11. **Al-Khayri, J. M. (2007).** Date palm Phoenix dactylifera L. micropropagation. In *Protocols for micropropagation of woody trees and fruits* (pp. 509-526). Springer, Dordrecht
12. **Altamirano, C., Cairo, J. J., & Godia, F. (2001).** Decoupling cell growth and product formation in Chinese hamster ovary cells through metabolic control. *Biotechnology and Bioengineering*, 76(4), 351-360.
13. **Anjarne ,M. Bougerfaoui , M et Abahmane, L .(2005).** La multiplication in vitro du palmier dattier : Un outil de développement des palmeraies marocaines dévastées par la maladie du Bayoud ; Actes du symposium international sur: Le développement durable des systèmes oasiens. Ed. INRA. Maroc : 80-84.
14. **Aoyagi, H. (2006).** Development of a quantitative method for determination of the optimal conditions for protoplast isolation from cultured plant cells. *Biotechnology letters*, 28(20), 1687-1694.
15. **Arban, A. (2009).** Contribution à l'amélioration de l'embryogénèse somatique du palmier dattier (Phoenix dactylifera L.) cultivar Deglet Nur par l'utilisation d'explants floraux. Mémoire de Magister. USTHB, Alger

16. **Arnold, S. V. Izabela. S, Peter, B, Julia. D, Lada. F. 2002.** Developmental pathways of somatic embryogenesis. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 69, 233-249.
17. **Assani, A., Chabane, D., Shittu, H., & Bouguedoura, N. (2011).** Date palm cell and protoplast culture. In *Date palm biotechnology* (pp. 605-629). Springer, Dordrecht
18. **Attree, S. M., et Fowke, L. C. (1993).** Embryogeny of gymnosperms: advances in synthetic seed technology of conifers. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 35(1), 1-35.
19. **Azzoug, R., et Berrichi, K. (2014).** *Contribution à la multiplication de cals embryogènes et à l'initiation de la suspension cellulaire chez trois cultivars de palmier dattier (Phoenix dactylifera L.)(Deglet Nour, Tagaza et Takarbucht)* (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
20. **Bagniol, S., Engelmann, F., et Michaux-Ferriere, N. (1992).** Histocytological study of apices from in vitro plantlets of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) after cryopreservation in liquid nitrogen. *Cryo-Letters*, 13, 253-260.
21. **Ball, E. (1949).** The shoot apex and normal plant of *Lupinus albus* L., bases for experimental morphology. *American Journal of Botany*, 440-454.
22. **Battesti, V. (2004).** Odeur sui generis, Le subterfuge dans la domestication du palmier dattier (Tassili n'Ajjer, Algérie). *Anthropozoologica*, 39(1), 301-309.
23. **Belguedj, M. (1996).** Caractéristiques des cultivars de dattiers du Sud-est du Sahara Algérien. *INRA. Alger*.
24. **Bhaskaran, S., et Smith, R. H. (1992).** Somatic embryogenesis from shoot tip and immature inflorescence of *Phoenix dactylifera* cv. Barhee. *Plant Cell Reports*, 12(1), 22-25
25. **Bommineni, U. R., et Jauhar, P. P. (2003).** Regeneration of plant through isolated scirtelum culture of durum. Wheat. *Plant sci. p*, 116, 197.
26. **BOUFIS, N. (2008).** *Régénération par embryogenèse somatique de vitroplants de palmiers dattiers (variété Degla Beida) en vue de la résistance contre le Bayoud* (Doctoral dissertation, INA).
27. **Boufis, N., Khelifi-Slaoui, M., Djillali, Z., Zaoui, D., Morsli, A., Bernard, M. A., ... & Khelifi, L. (2014).** Effects of growth regulators and types of culture media on somatic embryogenesis in date palm (*Phoenix dactylifera* L. cv. Degla Beida). *Scientia Horticulturae*, 172, 135-142.
28. **Boughediri, L. (1994).** *Le pollen de palmier dattier (Phoenix dactylifera L.) Approche multidisciplinaire et modélisation des différents paramètres en vue de créer une banque de pollen* (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat de l'Université de Paris 6).
29. **Bouguedoura, N. (1979).** *Contribution à la connaissance du palmier dattier Phoenix dactylifera L: étude des productions axillaires* (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat Troisième Cycle, USTHB, Alger).
30. **Bouguedoura, N. (1991).** *Connaissance de la morphogénèse du palmier dattier (Phoenix dactylifera L.): Etude in situ et in vitro du développement morphogénétique des appareils végétatif et reproducteur* (Doctoral dissertation).
31. **Bouguedoura, N., Michaux-Ferrière, N., & Bompar, J. L. (1990).** Comportement in vitro de bourgeons axillaires de type indéterminé du palmier dattier (*Phoenix dactylifera*). *Canadian journal of botany*, 68(9), 2004-2009.

32. **Bougedoura,N., Si-Dehbi,F., Fergani,K., Arban ,A., Chabane,D.,(2016).** Somatic embryogenesis in date palm (*Phoenix dactylifera* L.) 'Deglet Nur' and 'Takerbucht' cultivars, Laboratoire de Recherche sur les Zones Arides (LRZA), Faculté des Sciences Biologiques (FSB), Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediène (USTHB). BP 32 El Alia, Bab-Ezzouar,16111, Alger, Algérie :1-6
33. **Carrel, A. (1912).** On the permanent life of tissues outside of the organism. *The Journal of experimental medicine*, 15(5), 516.
34. **Célia ,N., Julien, T., (2005).** Introduction à la culture in vitro chez les végétaux, Maîtrise IUP SIAL : 1-2.
35. **Chabane, D., Assani, A., Bougedoura, N., Haïcour, R., & Ducreux, G. (2007).** Induction of callus formation from difficile date palm protoplasts by means of nurse culture. *Comptes Rendus Biologies*, 330(5), 392-401.
36. **Collet ,G.F .,LE C,L .,(1988).**Micro propagation de porte-greffes de pommier et de poirier .Enracinement in vitro de *Pyrus malus* L.(M25,26,27,MM106 ,M9 type jork) et *Cydonia oblonga* Mill.(A) .Revue suisse Vitic .Arboric ,Hortic .Vol 20(2) :131- 138
37. **Daguin, F., & Letouze, R. (1988).** Régénération du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) par embryogenèse somatique: amélioration de l'efficacité par passage en milieu liquide agité. *Fruits*, 43(3), 191-194.
38. **Daher Meraneh, A. (2010).** Détermination du sexe chez le palmier dattier: Approches histo-cytologiques et moléculaires (Doctoral dissertation, Montpellier 2).
39. **Dehbi, F., Bougedoura, N. (2009).** *Contribution à la production de suspensions cellulaires à d'explants végétatifs et floraux de palmier dattier* (Doctoral dissertation, Alger).
40. **Demarly, Y., Sibi M. (1996).** Amélioration des plantes et biotechnologie. Edition J.L 38.
41. **Dihmani,M .,bahmid,A.,(2018).** Caractérisation et évaluation de la diversité du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* l.) dans la region d'Adrar cas :oasis de tamentit, Faculté des sciences et la Technologie ,université Ahmed Draia Adrar
42. **Djamila Chabane ,D., Assani ,A., Bougedoura,N., Haïcour ,R., Ducreux ,G.,(2007).** Induction of callus formation from difficile date palm protoplasts by means of nurse culture . Laboratoire de recherche sur les zones arides (LRZA), université des sciences et de la technologie d'Alger, BP 44, Alger Gare, Alger, Algeria :393-401
43. **Djerbi, M. (1994).** Précis de phoéniculture. FAO, 192 p
44. **Ducreux G et Rossignol M (1986).** La pomme de terre.La recherche.174: 193-203.
45. **El Hadrami, A. E., Daayf, F., Elshibli, S., Jain, S. M., et El Hadrami, I. E. (2011)..** Somaclonal variation in date palm. In: JAIN, S. M., AL-KHAYRI, J. M., JOHNSON, D. V. Date palm biotechnology , Dordrecht: Springer . p.183-204.
46. **FAO, 2010.** FAOSTAT. Food and Agriculture Organization
47. **Fergani, K. (1998).** Embryogenèse somatique du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) cultivar Deglet Nur. Thèse de Magister, USTHB, Alge loraux. Mémoire de Magister. USTHB, Alger
48. **Ferry ,M .,Greiner ,D ., (1993) .** Le palmier dattier dans l'agriculture d'oasis des pays méditerranéens. Rapport de synthèse de l'atelier "Culture in vitro du Palmier dattier",Options Méditerranéennes : Série A. Séminaires Méditerranéens; n :28, 167-168

49. **Fki, L., Masmoudi, R., Drira, N., & Rival, A. (2003).** An optimised protocol for plant regeneration from embryogenic suspension cultures of date palm, *Phoenix dactylifera* L., cv. Deglet Nour. *Plant Cell Reports*, 21(6), 517-524.
50. **Fki, L., Masmoudi, R., Kriaa, W., Mahjoub, A., Sghaier, B., Mzid, R., ... & Drira, N. (2011).** Date palm micropropagation via somatic embryogenesis. *Date palm biotechnology*, 47-68.
51. Fossard, D. R. (1976). Tissue culture for plant propagation. *Armidale: University of New England*.
52. **Fredj, H., Abed, S., Benelbar, H., (2007) .** La multiplication du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) par les techniques de culture in vitro. Mémoire de fin d'étude. Université de Msila.
53. **Gabr, M. F., & Tisserat, B. (1984).** Parameters involved in the isolation, culture, cell wall regeneration and callus formation from palm and carrot protoplasts. *Date Palm J*, 3(2), 359-365..
54. **Gamborg, OL., Shyluk, JP., Shahin, EA. (1981).** Isolation, fusion and culture of plant protoplasts. In: Thorpe TA (ed) *Plant tissue culture methods and application in agriculture*. Academic, New York, pp 115–153
55. **Gros-BaLthazard, M., Newton, C., Ivorra, S., Pintaud, J. C., & Terral, J. F. (2013).** Origines et domestication du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.). État de l'art et perspectives d'étude. *Revue d'ethnoécologie*, (4).
56. **Guettouchi, A., AHMEDANI, M. S., REDAOUI, L., et YAHIAOUI, A. (2016).** THE EFFECT OF SOME HORMONES ON THE IN VITRO CULTURE OF DATE PALM (*PHOENIX DACTYLIFERA* L.) OF BOU-SAÂDA, ALGERIA. *Pak. J. Bot*, 54, 6.
57. **Hadrami, I. E., et Hadrami, A. E. (2009).** Breeding date palm. In *Breeding plantation tree crops: tropical species* (pp. 191-216). Springer, New York, NY.
58. **Ikenganyia, E. E., Anikwe, M. A. N., Omeje, T. E., & Adinde, J. O. (2017).** Plant tissue culture regeneration and aseptic techniques. *Asian J. Biotechnol. Bioresour. Technol*, 1, 1-6.
59. **Jain, S. M., Al-Khayri, J. M., & Johnson, D. V. (Eds.). (2011).** Date palm biotechnology.
60. **Jain, SM. (2001).** Tissue culture-derived variation in crop improvement. *Euphytica*, 118(2), 153-166.
61. **Jay allemand ,C .,Capelli,P .,et Cornu, D., (1992).** Root development of in vitro hybrid walnut microcutting in vermiculite containing gelrite medium . Station d amelioration des arbes forestiers INRA, 45160. Ardon France. *Scienda horticulura*.51(3-4) :335-342.
62. **Johnson, D. V. (2011).** Introduction: date palm biotechnology from theory to practice. In *Date palm biotechnology* (pp. 1-11). Springer, Dordrecht.
63. **Joseph ,C., SALLE,M.,(2000).** Essor, décadence et renouveau de l'utilisation de la culture in vitro à l'échelle industrielle, dans le domainede la multiplication des espèces végétales, Université d'Orléans, Faculté des Sciences, Laboratoire de Biologie des végétaux ligneux et des plantes de grande culture, BP 6759, 45067 Orléans Cedex :1.
64. **Joseph ,C., SALLE,M.,(2000).** Essor, décadence et renouveau de l'utilisation de la culture in vitro à l'échelle industrielle, dans le domainede la multiplication des espèces

- végétales, Université d'Orléans, Faculté des Sciences, Laboratoire de Biologie des végétaux ligneux et des plantes de grande culture, BP 6759, 45067 Orléans Cedex :1.
65. **Khebbache, A., (2020).** suivi de la germination in vitro des graines de quelques variétés des dattes de la région des Zibans, Faculté des sciences exacte et des sciences de la nature et de vie ,université Mohamed khider de Biskra :14-15
 66. **Kheirallah, H. S. M., & Bader, S. M. (2007).** Micro propagation of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) var. Makhtoom through direct organogenesis. Eds. A Zack et al. *Acta Horticulture*, 736.
 67. **KHELAFI, H. (2012).** *Propagation in vitro de 07 cultivars de palmier dattier (Phoenix dactylifera L.)* (Doctoral dissertation).
 68. **KHELIFI, L., KHELIFI SLAOUI, M., MORSLI, A., & OURDANI, L. (2004).** Influence de l'équilibre hormonal sur la callogenèse et l'initiation de l'embryogenèse somatique chez le palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.).
 69. **Koné, T., Koné, M., Koné, D., Kouakou, T. H., Traoré, S., & Kouadio, Y. J. (2010).** Effet de la photopériode et des vitamines sur la micropropagation du bananier plantain (*Musa AAB*) à partir de rejets écailles de rang1. *Journal of Applied Biosciences*, 26, 1675-1686
 70. **Kumar, N., & Reddy, M. P. (2011).** In vitro plant propagation: a review. *Journal of forest and environmental science*, 27(2), 61-72.
 71. **Larkin, P. J., & Scowcroft, W. R. (1981).** Somaclonal variation—a novel source of variability from cell cultures for plant improvement. *Theoretical and applied genetics*, 60(4), 197-214.
 72. **LÊ C, L ., Thomas, D., Nowbuth, L ., (2002).** Conservation des pomme de terre in vitro et caractérisation des variétés cultivées en suisse .suisse Agric 34(3) :133-136.
 73. **Makhloufi A.(2017).** Valorisation des dattes commune et sous-produits du palmier dattier. Avenir et perspectives, 2ème séminaire international de biologie, Béchar.
 74. **Mantell, S. H., Matthews, J. A., & McKee, R. A. (1985).** *Principles of plant biotechnology: an introduction to genetic engineering in plants* (No. BOOK). Blackwell Scientific Publications.
 75. **Margara, J. (1989).** La multiplication végétative le méristème et l'organogénèse. Ed INRA, Paris. 230p.
 76. **Merkle, S. A., Parrott, W. A., & Flinn, B. S. (1995).** Morphogenic aspects of somatic embryogenesis. In *In vitro embryogenesis in plants* (pp. 155-203). Springer, Dordrecht.
 77. **Merkle, S. A., Parrott, W. A., & Williams, E. G. (1990).** Applications of somatic embryogenesis and embryo cloning. In *Developments in crop science* (Vol. 19, pp. 67-101). Elsevier.
 78. **Messaid, H. (2007).** Optimisation de processus de réhydratation de système dattes sèches- Jus d'orange. Thèse de doctorat en génie alimentaire, département de technologie alimentaire, université M'hamed Bouguerra, Boumerdès, 109p
 79. **Mohan Jain, S. (2006, February).** Recent advances in date palm tissue culture and mutagenesis. In *III International Date Palm Conference 736* (pp. 205-211).
 80. **Morel, G., Martin, C., et Muller, J. F. (1955).** Guérison de pommes de terre atteintes de maladies à virus. *CR Acad. Agric. Fr*, 41, 472-475.

81. **Munier, P. (1973).** Le palmier dattier *In* Techniques Agricoles et Productions Tropicales. Maisonneuve et Larose, Paris 5eme, Paris, France, p 217
82. **Nixon, R. W. (1951).** The date palm—"Tree of Life" in the subtropical deserts. *Economic Botany*, 5(3), 274-301.
83. **Ochatt, S.J., Davey, MR., et Power, J.B. (1989).** Somatic hybridization of sexually incompatible top-fruit tree rootstocks, wild pear (*Pyrus communis* var *pyraster* L.) and Colt cherry (*Prunus avium*x *pseudocerasus*). *Theor Appl Genet* 78:35–41
84. **Oihabi, A. (1991).** Étude de l'influence des mycorhizes à vésicules et arbuscules sur le Bayoud et la nutrition du Palmier dattier. *Doctorat d'Etat, Université Cadi Ayyad, Faculté des Sciences Semlalia-Marrakech, Maroc.*
85. **ONFAA, Observatoire National des Filières Agricoles et Agroalimentaires ;** Rapport sur le commerce extérieur des dattes, Mars 2017.
86. **Oseni, O. M., Pande, V., & Nailwal, T. K. (2018).** A review on plant tissue culture, a technique for propagation and conservation of endangered plant species. *International journal of current microbiology and applied sciences*, 7(7), 3778-3786
87. **Othmani, A., Bayouhd, C., Drira, N., Marrakchi, M., & Trifi, M. (2009).** Somatic embryogenesis and plant regeneration in date palm *Phoenix dactylifera* L., cv. Boufeggous is significantly improved by fine chopping and partial desiccation of embryogenic callus. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)*, 97(1), 71-79.
88. **Ouennoughi, M. (2005).** Maintien des pratiques de cultures phoenicicoles oasiennes, p15
89. **Pepey, E. (1999).** Etude de la variation somaclonale chez le palmier à huile: mesure de la teneur en 2, 4-D et en cytokinines dans les tissus végétaux pendant l'embryogenèse somatique. diplôme universitaire de responsable en biotechnologies végétales .Toulouse.université Paul Sabatier .p7.
90. **Peyron, G. (2000).** Cultiver le palmier dattier. Ed. CIRAD, Montpellier, 110 p.
91. **Pierik, R. L. M. (1967).** *Regeneration, vernalization and flowering in Lunaria annua L. in vivo and in vitro.* Wageningen University and Research.
92. **Pierik, R. L. M. (1987).** *In vitro Culture of Higher Plants.* Martinus Nijhoff Publishers, Dordrecht; ce. 27(2), 61-72.
93. **Popenoe, P. (1973).** The date palm. *The date palm.*
94. **Quashie A, M., Koukou K. (2009).** CULTURE IN VITRO ET HERBIER IN VITRO CULTURE AND HERBARIUM. Univ. Lomé (Togo), série Sciences, Tome XVII : 49-58
95. **Rafiq, M., Dahot, M.U., Mangrio, S.M., Naqvi, H.A. and Qarshi, I.A. (2007).** In vitro clonal propagation and biochemical analysis of field established *Stevia rebaudiana* Bertoni. *Pak. J. Bot.* 39(7): 2467-2474.
96. **Rathore, M. S., Chikara, J., & Shekhawat, N. S. (2011).** Plantlet regeneration from callus cultures of selected genotype of *Aloe vera* L.—an ancient plant for modern herbal industries. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 163(7), 860-868.
97. **Rathore, M. S., Yadav, P., Mastan, S. G., Prakash, C. R., Singh, A., & Agarwal, P. K. (2014).** Evaluation of genetic homogeneity in tissue culture regenerates of *Jatropha curcas* L. using flow cytometer and DNA-based molecular markers. *Applied biochemistry and biotechnology*, 172(1), 298-310.

98. **Rezazadeh, R., Williams, R. R., & Harrison, D. K. (2011).** Factors affecting mango (*Mangifera indica* L.) protoplast isolation and culture. *Scientia horticultrae*, 130(1), 214-221.
99. **Rizkalla, A. A., Badr-Elden, A. M., & Nower, A. A. (2007).** Protoplast isolation, salt stress and callus formation of two date palm genotypes. *Journal of Applied Sciences Research*, 3(10), 1186-1194.
100. **Rout, G.R. (2004).** Effect of cytokinins and auxin on micropropagation of *Clitoria ternatea* L. *Biol. Lett.* 41(1): 21-26.
101. **Saad, A. I., & Elshahed, A. M. (2012).** Plant tissue culture media. *Recent advances in plant in vitro culture*, 30-40.
102. **Saka, H., Kermiche, A., Abed, F., et Amara, B. (2005).** Embryogénèse somatique du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.)-I-Induction de la callogénèse à partir d'oranges de rejets de quelques cultivars.
103. **Sedra, M. H. (2003).** *Le palmier dattier base de la mise en valeur des oasis au Maroc: techniques phoénicoles et création d'oasis*. INRA Editions.
104. **Selmani, C., Chabane, D., & Bouguedoura, N. (2013, November).** Production of somatic embryos of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) From cell suspension. In *I International Symposium on Date Palm 994* (pp. 331-337).
105. **Sharma, D. R., Deepak, S., & Chowdhury, J. B. (1986).** REGENERATION OF PLANTLETS FROM SOMATIC TISSUES OF THE DATE PALM PHOENIX-DACTYLIFERA LINN. *Indian Journal of Experimental Biology*, 24(12), 763-766
106. **Sharma, G. K., Jagetiya, S., & Dashora, R. (2015).** General techniques of plant tissue culture.
107. **Shillito, R.D., Carsell, C.M., Johnson, J.J.D. and Harms, C.T. (1989).** Regeneration of fertile plants from protoplasts of elite inbred maize. *Biotechnology* 7:581-587
108. **Sibi, M. ,(1981).** Hérité de variants épi géniques obtenus par culture des tissus in vitro chez les végétaux supérieurs .Thèse Doct ès Sci ; Univ Paris RSud, Orsay : 280 .
109. **Si-Dehbi, F. (2009).** Contribution à la production de suspensions cellulaires à partir d'explants végétatifs et floraux de palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.), Mémoire de Magister. USTHB, Alger.
110. **Sinha, A., Wetten, A. C., & Caligari, P. D. S. (2003).** Effect of biotic factors on the isolation of *Lupinus albus* protoplasts. *Australian Journal of Botany*, 51(1), 103-109.
111. **Smith R.H., Bhaskaran ,S., Miller F.R., (1985).** Screening for drought tolerance in Sorghum activity: localization using cell culture. *In Vitro Cell .Dev. Biol.* 21 :541-545.
112. **Srivastava, L. M. (2002).** *Plant growth and development: hormones and environment*. Elsevier.
113. **Steward, F. C., Mapes, M. O., et Smith, J. (1958).** Growth and organized development of cultured cells. I. Growth and division of freely suspended cells. *American Journal of Botany*, 693-703.
114. **Sudharsan, C., AboEl-Nil, M. M., & Al-Baiz, A. (1993).** Occurrence of direct somatic embryogenesis on the sword leaf of in vitro plantlets of *Phoenix dactylifera* L. cultivar barhee. *Current Science*, 887-889

115. **Takebe, I., Labib, G., & Melchers, G. (1971).** Regeneration of whole plants from isolated mesophyll protoplasts of tobacco. *Naturwissenschaften*, 58(6), 318-320.
116. **Ting, I.P. (1982).** Plant physiology. Addison-Wesley Reading, Massachusetts. 642.
117. Tisserat, B. (1984). Propagation of date palms by shoot tip cultures [Phoenix dactylifera]. *HortScience*. 19: 230-231.
118. **Titouh, K., Khelifi, L., Slaoui, M., Boufis, N., Morsli, A., Moussa, K. T. H., & Makhzoum, A. (2015).** A simplified protocol to induce callogenesis in protoplasts of date palm (Phoenix dactylifera L.) cultivars. *Iranian Journal of Biotechnology*, 13(1), 26.
119. **Torres, K. C. (1989).** editor. Tissue culture tec Thomas Gaspar, Claire Kevers, Claude Penel, Hubert Greppin, David M. Reid, Trevor A. Thorpehiques for horticultural crops.
120. **Toutain, G. (1979).** *Éléments d'agronomie Saharienne*. Cellules des zones arides, Inst. nat. de la recherche agronomique, Groupe de recherche et d'échanges technologiques.
121. **Toutain, G., Dollé, V., et Ferry, M. (1989).** Situation des systèmes oasiens en régions chaudes. *Les Cahiers de la recherche développement*, (22), 3-14.
122. **Tremblay, L., Lamhamedi, M. S., Colas, F., & Beaulieu, J. (2007, September).** Utilisation de l'embryogenèse somatique en foresterie multiclonale au Québec. In *Recueil des résumés-Colloque de transfert de connaissances-Des plants aux plantations: techniques, technologies et performances* (pp. 13-16).
123. **Vasil, V., & Hildebrandt, A. C. (1965).** Growth and tissue formation from single, isolated tobacco cells in microculture. *Science*, 147(3664), 1454-1455.
124. **Veen, M. (1992).** Crop husbandry regimes: an archaeobotanical study of farming in northern England 1000 BC-AD 500. *Sheffield Archaeol Monogr*, 3, 1-227.
125. **Veramendi, J., & Navarro, L. (1996).** Influence of physical conditions of nutrient medium and sucrose on somatic embryogenesis of date palm. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 45(2), 159-164.
126. **Went, F. W. (1942).** Growth, auxin, and tropisms in decapitated Avena coleoptiles. *Plant Physiology*, 17(2), 236.
127. **Wrigley, G. (1995).** Date palm 399 403 Smartt J. & Simmonds N.W. *Evolution of crop plants* 2nd ed Longman Group Essex, UK [Search Google Scholar](#)
128. **Yatta, D., Abed, F., Amara, B., Yakhou, M. S., & Bouguedoura, N. (2011, November).** Protoplast isolation from cell suspension of two Algerian cultivars of date palm ('Takerbucht'and'Tegaza'). In *I International Symposium on Date Palm 994* (pp. 323-329).
129. **Zaid A (ed.) (2002)** Date palm cultivation. Rev. ed. FAO, Rome
130. **Zaid, A., & Tisserat, B. (1983).** In vitro shoot tip differentiation in Phoenix dactylifera L. *Date Palm Journal*. 2:163-183.
131. **Zhum L., Wangm B., Zhoum J., Chenm L., Duanm C., et Duanm C. (2005).** Protoplast isolation of callus in Echinacea augustifolia. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 44(1), 1-5.
132. **Zohary, D., et Hopf, M. (2000).** *Domestication of plants in the Old World: The origin and spread of cultivated plants in West Asia, Europe and the Nile Valley* (No. Ed.