



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des sciences exactes et des sciences de la nature et de
la vie Département des sciences Agronomiques

MÉMOIRE DE MASTER

Science de la Nature et de la Vie

Sciences Agronomiques

Spécialité : Production végétal

Réf. : Entrez la référence du document

Présenté et soutenu par :
NASRI Chahira

Le : jeudi 20 juin 2024

*L'étude des facteurs affectant la performance
de bouturage de quelques variétés des vignes
locales (Vitis vinifera L)*

Jury :

Mme	Bedjaoui H	MCA	Univ. Mohamed Khider- Biskra	Président
M	Boumaraf B	MCA	Univ. Mohamed Khider- Biskra	Examineur

Année universitaire : 2023/2024

Dédicace

En guise de reconnaissance, Je dédie ce travail à

Mon chère **papa**, le meilleur papa au monde, son soutien moral aux moments difficiles qui furent pour moi les meilleurs gages de réussite.

Ma chère **maman**, la reine de ma vie qui a su m'encourager et me pousser à aller toujours plus loin dans mes études, Aucun mot ne saurait exprimer ma gratitude,

Mon amour et mon profond respect à vous deux. Puisse Dieu, tout puissant, vous prêter longue vie, santé et bonheur.

A mon merveilleux mari **Saddek**, mon plus grand soutien dans tout ce que j'ai entrepris, merci beaucoup de croire en mon succès et me pousser à faire mieux.

Tu as été un mari et un ami formidable.

A ma joie et mon bonheur, mes enfants : **Maria, Seif El dinne**, et **Sidra**.

A mes précieuses sœurs : **Sabrina, Fatna, Imene, Halima, Aya Malek**, qui m'a encouragées et soutenu, orienter, aider dans tous pas que je faisais dans cette vie, et pour leurs soutien moral, et leurs encouragement incessant ... qu'Allah vous gardent pour moi.

A mon chère frère **Fethi**.

A L'ame de ma chère sœur **Khadidja** que Dieu te fasse miséricorde.

A toute ma grande famille **maternelle** et **paternelle**

A tous **Ceux** et **Celles** que j'estime et que je n'ai pas cité ...

Chahira

Remerciements

*Tout d'abord nous remercions le **Bon Dieu** pour nous avoir donné la santé, le courage, la volonté et l'énergie de réaliser ce travail.*

*Puis je remercie Mr le professeur **LAIADI Ziane**. Je le remercie infiniment tout d'abord pour son encadrement et d'avoir dirigé ce travail*

*Je présente aussi sincères remerciements à :
Melle **YAHIAOUI W**. Pour avoir accepté de participer à ce travail, pour vos connaissances et votre familiarité avec le laboratoire, et merci pour vos conseils.*

Enfin nous remercions toute personne ayant contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce mode de travail.

Tableau 01 : Concentration des principaux éléments minéraux dans la solution nutritive utilisée pour les boutures (Ollat et al ., 1998)	36
Tableau 02 : Taux d'enracinement des boutures de vigne (%)	41
Tableau 03 : Taux d'acclimatation des boutures enracinées de vigne (%)	42
Tableau 04 : Longueur moyenne des racines des boutures enracinées de vigne (cm).....	42
Tableau 05 : Cinétique de croissance des boutures de vigne (cm).....	43

Figure 1 : Morphologie du cep de vigne (Petit., 2008).....	06
Figure 02 : Feuille de vigne.....	06
Figure03 : Vrilles de vigne.....	07
Figure04 : Inflorescence de Vigne.....	07
Figure 05 : Stades phénologiques de la vigne d'après (Meier., 2001).....	11
Figure 06 : 2.4-Dichlorophénoxyacétique (Margara ., 1989).....	26
Figure07 : Type d'organogénèse contrôlés par les concentrations relative d'auxine et de cytokinine (Zryd ., 1988).....	26
Figure 08 : Carte de situation géographique de l'échantillonnage	30
Figure 09 : Préparation des boutures	31
Figure10 : Stérilisation des boutures.....	31
Figure 11 : Préparation de L'AIB.....	32
Figure 12 : l'immersion des boutures dans L'AIB	32
Figure 13 : la mise en culture des boutures	33
Figure 14 : Résumé des différentes opérations nécessaires pour obtenir des boutures fructifères (Ollat et al ., 1998).....	34
Figure 15 : Cinétique de croissance des boutures de vigne (cm)	43

Liste des tableaux

Liste des figures

Glossaire

Introduction 1

Première partie : Synthèse bibliographique

Chapitre 01 : Généralités sur la vigne

I.1.Historique	03
I.2.Position systématique.....	04
I.3Morphologie de la vigne	04
I.3.1.Les feuilles.....	05
I.3.2.Les vrilles	06
I.3.3.L'inflorescence	06
I.3.4.Lesfleurs	07
I.3.5.Les vrilles I.3.5.Les grappes et les baies	07
I.3.6.Les bourgeons	07
I.3.7.Tronc, bras et rameau.....	08
I.3.8. Les grappes et les baies.....	08
1.4 .Cycle végétatif et reproducteur de la vigne	09
1.5 Physiologie de la vigne	10

Chapitre 02 : La multiplication de la vigne

1. Multiplication de la vigne	13
1.1. Reproduction sexuée	13
1.2. Reproduction asexuée ou la multiplication végétative	13
2. 1. Bouturage	14
2.2. Greffage.....	14
2.3 Rhizogenèse.....	14
2.1. Aspects anatomiques de la rhizogenèse.....	15
2.1.1..Activité initiale.....	15
2.1.2. Réaction histologique de cicatrisation.....	15
2.1.3. Edification des champs morphogénétiques racinaires.....	16
2.1.4.Organisation et entrée en croissance du méristème radical.....	16

2.2. Aspects morphologiques de la rhizogenèse	16
2.3. Aspects physiologique de rhizogenèse	16
2.3.1. Influence de milieu	17
2.3.2. Influence génétique	18
2.3.3. Rôle de bourgeon	19
2.3.3.1. Substances rhizogènes.....	19
2.3.3.2. Rhizogénèse et auxine.....	20
2.3.4. Influence de la qualité de bois	21
3. la callogenèse	21
3.1. Initiation des cals	22
a- -Phase d'induction	22
b- -Phase de division	22
c- -Phase de dédifférenciation	22
3.2- Intérêts des cals	22
3.3. Facteurs influençant la Callogenèse	23
4 -Les Cytokinines	24
5 - Les Auxines	24
a- Balance hormonale (Rapport Auxine/Cytokinines)	25
b- Les facteurs intrinsèques	26
b.1- L'explant	26
b.2- Nature de l'explant mis en culture	26
B.3 - Age physiologique de l'explant	26

Deuxième partie : Partie expérimentale

Chapitre 03 : Matériel et Méthodes

1. Matériel.....	28
1.1. Matériel végétale	28
1.2 Stérilisation des boutures	29
1.3 Préparation de la solution L'AIB	30
1.4. Système de culture hydroponique	31
2. Mesures morphologique	34
2.1. Mesure des paramètres de croissance	34
2.1.1. Taux de Survie des Boutures (%)	34
a. Taux d'enracinement (%)	34
b. Taux d'acclimatation (%)	34

2.1.2. Longueur des racines (cm)	36
2.1.3. Croissance des tiges	36
3. Analyses statistiques	36

Chapitre 04 : Résultats et discussion

1. Résultat	37
1.1. Taux de Survie des Boutures	37
1.2. Taux d'enracinement (%)	37
1.3. Taux d'acclimatation	37
1.4. Longueur des racines	38
1.5. Croissance des tiges	38
2. Discussion	41
3. Conclusion.....	46
Références bibliographiques.....	49
Annexe.....	53
Résumé.....	60

Bouturage : Le bouturage est un mode de multiplication végétative de certaines plantes consistant à donner naissance à un nouvel individu (individu enfant de la plante mère) à partir d'un organe ou d'un fragment d'organe isolé (morceau de rameau, feuille, racine, tige, écaille de bulbe).

Callogénèse : étant le processus de néoformation d'une cal, un tissu néoplasique relativement homogène initialement constitué de cellules se divise plus ou moins activement.

Cal : Structure de prolifération cellulaire obtenue notamment en culture in vitro par l'ajout d'hormones végétales.

Cépages : les cépages sont des cultivars, c'est-à-dire des variétés de population composées d'individus génétiquement différents mais qui présentent des caractéristiques proches.

Explant : Fragment d'organisme (apex, organe, fragment d'organe ou fragment tissulaire) excisé et éventuellement mis en culture.

Greffage. Le greffage est une opération, consistant à insérer dans les tissus d'un végétal un autre végétal en vue de les unir.

Marcottage : Le marcottage est un mode de multiplication végétative par enracinement des rameaux d'un plant-mère sans que ceux-ci ne se séparent de ce dernier.

Multiplication végétative : Synonyme de reproduction asexuée. Elle aboutit à la constitution de clones homogènes.

Organogénèse : Formation des organes, l'organogénèse somatiques situé essentiellement au niveau des méristèmes.

Variété : En botanique, catégorie taxonomique de rangin inférieur à sous-espèce.

Introduction

La vigne (*Vitis vinifera L.*) est une plante pérenne ligneuse dont la structure et les fonctions sont complexes et fortement influencées par les conditions de croissance et d'environnement.

Ces facteurs rendent les études de la physiologie de ces plantes particulièrement délicates et impliquent la recherche de systèmes expérimentaux plus simples qui répondent plus rapidement et de manière plus robuste à différents traitements.

Ces systèmes simplifiés, qu'il s'agisse de systèmes greffés ou bouturés, peuvent être cultivés en pots dans des serres ou dans des chambres de croissance dans des conditions contrôlées. Cependant, ces systèmes ne peuvent porter des fruits que deux à trois ans après la plantation. Cela signifie que les essais doivent être planifiés à un stade très précoce et qu'une infrastructure importante est nécessaire pour cultiver les plantes un ou deux ans avant leur utilisation. En outre, le nombre de cycles de multiplication est souvent limité à un par an, ce qui rend difficile la reproduction des expériences et l'obtention de résultats.

L'optimisation des stratégies de multiplication de la vigne est essentielle pour pallier le manque de matériel végétal et produire des jeunes plants rentables. Cela n'est possible qu'en sélectionnant les conditions les plus appropriées, telles que les milieux d'enracinement, les produits chimiques induisant l'enracinement ou la taille. Comme on le sait, de nombreuses tentatives ont été faites pour stimuler la capacité d'enracinement des boutures par différents traitements tels que les régulateurs de croissance des plantes et les milieux d'enracinement (Celik et Agaoglu, 1983).

Cependant, des facteurs tels que les milieux d'enracinement, l'utilisation de produits chimiques et les conditions du matériel de propagation affectent directement le succès et le coût de la propagation des jeunes plants (Saber et al., 2004). Bien que les vignes soient connues pour être des plantes relativement faciles à multiplier, il faut faire preuve d'attention pour produire les millions de plants de vigne de haute qualité nécessaires chaque année dans le monde entier pour les nouvelles plantations et la replantation des vignobles malades ou non rentables. Les techniques de propagation de la vigne comprennent la propagation in vitro (Barlas et al., 1982), les boutures de bois dur (Saber et al., 2004), les boutures de bois tendre (Warmund et al., 1986), les boutures greffées (Saber et Agaoglu, 2009) et la greffe sur le terrain de variétés de porte-greffes. Pour répondre à la demande croissante résultant de l'expansion de l'industrie viticole.

La multiplication végétative de la vigne par bouturage l'année n est effectuée à

partir de parties de pousses qui se sont développées l'année n-1 et qui portent des bourgeons contenant potentiellement des fleurs, puisque l'initiation des primordia d'inflorescence se produit également l'année n-1 (Ollat et al ., 1998). Sur la base de ces observations (Mullins ., 1966) et (Mullins et Rajasekaran .,1981) ont proposé une technique d'enracinement des boutures avant le débourrement, de développement des inflorescences avant la floraison et de contrôle strict de la croissance des feuilles.

Cette réflexion a conduit à l'émergence d'un certain nombre de pratiques visant à obtenir un pourcentage de réussite de l'enracinement en utilisant non seulement différents milieux de culture, conditions de stockage et méthodes de manipulation des boutures, mais aussi des traitements impliquant divers facilitateurs tels que des régulateurs de croissance, etc. (Alley et Peterson., 1977) , (Satisha et Adsule, 2008) , (Wample., 1997).

Dans ce contexte, il nous a semblé intéressant de perfectionner cette technique de multiplication végétative en s'appuyant sur les résultats de (Mullins et Rajasekaran ., 1981) et en y apportant quelques modifications. A cette fin et sur la base de l'expérience de l'étude, cet article traitera des systèmes auxiniques, AIB et hydroponiques utilisant l'eau comme milieu de culture pour favoriser la propagation des racines. Comme on le sait, la culture de la vigne à grande échelle prend beaucoup de temps, est relativement coûteuse et nécessite l'utilisation de grandes surfaces de terre.

Les auxines jouent un rôle essentiel dans l'accélération de la formation de racines adventives sur les boutures de tige (Hartmann et al ., 1997). La propriété d'enracinement des auxines et leur importance dans la propagation des plantes ont été largement saluées et reconnues depuis longtemps (Thiman et Went., 1934). L'auxine est une hormone dont la contribution à l'induction de l'enracinement et à la formation des racines a été maintes fois documentée comme essentielle. Que ce soit de manière directe ou indirecte, l'auxine déclenche la formation de racines adventives dans les boutures, car elle est indispensable à l'initiation des primordia racinaires, probablement dès l'induction de la compétence de division cellulaire des cellules mères (Hartmann et al ., 2000), ce qui n'est pas le cas de l'auxine.

Dans cette travaille consiste à cultiver en milieu hydroponique dans des conditions contrôlées (température, l'humidité et la lumière..) .Nous préparons en laboratoire des boutures des variétés de vignes et contrôlons leur vitesse d'enracinement. L'avantage de la multiplication végétative de la vigne est un processus de reproduction qui permet d'obtenir un individu génétiquement identique à l'original, sans passer, bien entendu, elle permet une reproduction fidèle de l'appareil végétatif , elle est économique. Les plantes sélectionnées

peuvent ainsi être reproduites en quantités très importantes , sans subir les délais de la reproduction sexuée. Cela offre aussi la possibilité de multiplication stériles.Cela permet encore de créer et étudier de nouvelles variétés et nouvelles espèces plantes (Ollat et al ., 1998).

Première Partie :
Synthèse Bibliographique

Chapitre 01 : Généralités sur la vigne

I.1 Historique

Les origines de la vigne ont peut être étudiées grâce à la découverte des vignes fossiles datant de l'Eocène (Huglin et Schneider., 1998).

Avant l'apparition de l'homme sur terre à la fin du tertiaire soit 3 millions d'années avant l'être Cheétienne, plusieurs indices (présence de pépins de pollen) prouvent que la vigne était présente en Europe occidentale et en Asie mineure (Galet ., 2000). Au cours de quaternaire, certaines espèces ont survécu aux glaciations dans des refuges épargnés par le froid ; regroupant les formes sauvage ou Lambrusque de *Vitis vinifera* dans la flore spontanée de Transcaucasie, en Grèce, en Italie, en France, en Allemagne et en Espagne au cours de Quaternaire (Reynier., 2007).

Selon (Reynier ., 2007), la culture de la vigne a débuté il y a 5 à 6 millénaire avant J.C, à partir des refges de Transcaucasie et d'Iran ou les hommes vers le sud (Palestine, Egypte) puis vers d'autres régions. Toujours dans ce sens selon (Spahini et Labys., 1992), la culture de la vigne c'est étendue graduellement, au fil des siècles, du Moyen-Orient aux zones tempérées d'Afrique du nord et d'Europe, puis de là aux Amérique, en Afrique du sud, en Australie et en extrême orient.

Selon (Levadoux ., 1956) il y'a des liens étroits entre les vignes sauvages et cultivées, il estime qu'il n'y a en réalité qu' une seule espèce *V.vinifera*, existant en Europe, en Asie et en Afrique du nord. En Algérie d'après (El-heit ., 1981), le développement de la vigne a commencé à partir de 1860. Entre 2000 et 2006 la production annuelle moyenne de l'Algérie est de 275 mille tonnes (Montgomery ., 2009).

En 2010, la superficie totale des vignobles a engendré une baisse de la production. Cette diminution de rendements peut être attribué à plusieurs facteurs, entre autres, les facteurs climatiques ; la méconnaissance de l'agriculteur Algérien des techniques de viticoles appliquées (fertilisation, entretien du sol, traitements phytosanitaires utilisation anarchique des portes greffes et variété etc....) et d'après (Blouin ., 2005), il existe des maladies fongique, bactérienne, virales, et des maladies due, à des prédateurs. Depuis les débuts de l'agriculture, l'Homme a cherché à améliorer les plantes qu'il cultivait par rapport à des critères de qualité ou de rendement correspondant à ses besoins (Augeetal ., 1989).

I.2 Position systématique

La vigne est une ligneuse, appartient à la famille des vitacées, elle comprend 12 genres et 700 espèces ; dont les principaux sont : Ampélopsis et Parthenocissus (vigne ornementales), Cissus (vigne tropicale) et le genre *Vitis* originaire des zones tempérées de l'Asie, de l'Europe et de l'Amérique (Chauvet et Reynier., 1979). Le genre *Vitis* est le plus intéressant, il est divisé en deux sous-groupes (Crespy ., 1992):

- le sous genre *Muscadinia* à $2n = 40$ chromosomes.
- le sous genre *Eu vitis* à $2n = 38$ chromosomes.

La quasi-totalité des vignes cultivées fait partie de sous genre *Eu vitis*, à l'intérieur duquel se distingue trois groupes (Huglin ., 1986):

- groupe eurasiatique : comportant une seule espèce, *Vitis vinifera*. Qui comprend des milliers de variétés cultivées.
- groupe asiatique : comprend dix espèces, la plus connue est *Vitis amurensis*.
- groupe américain : comportant plusieurs espèces, les plus importantes sont *Vitis riparia*, *Vitis rupestris*, *Vitis labrusca*, *Vitis berlandieri*.

D'après les classifications phylogéniques des Angiospermes (APG III) et selon (Reveal Etchase., 2009) la vigne appartient :

Règne : Plantae

Sous-règne : Tracheobionta

Division : Magnoliphyta

Classe : Magnoloisida

Sous-classe : Rosidae

Ordre : Rhamnales

Famille : Vitaceae

Genre : *Vitis*

Espèce : *Vitis vinefera L.*

I.3 Morphologie de la vigne

La vigne, comme toute plante, développe un système racinaire qui colonise le sol et le sous- sol tout au long des années et un système aérien, formé d'un tronc qui se divise en bras ou cornes et en bois de taille qui peuvent être longs (long-bois, astes, arçons, lattes) ou courts (coursons, cots). Ces bois appelés sarments portent des yeux ou ensemble de bourgeons qui donneront naissance à des rameaux feuillés, fructifères ou non (Reynier.,

2007).

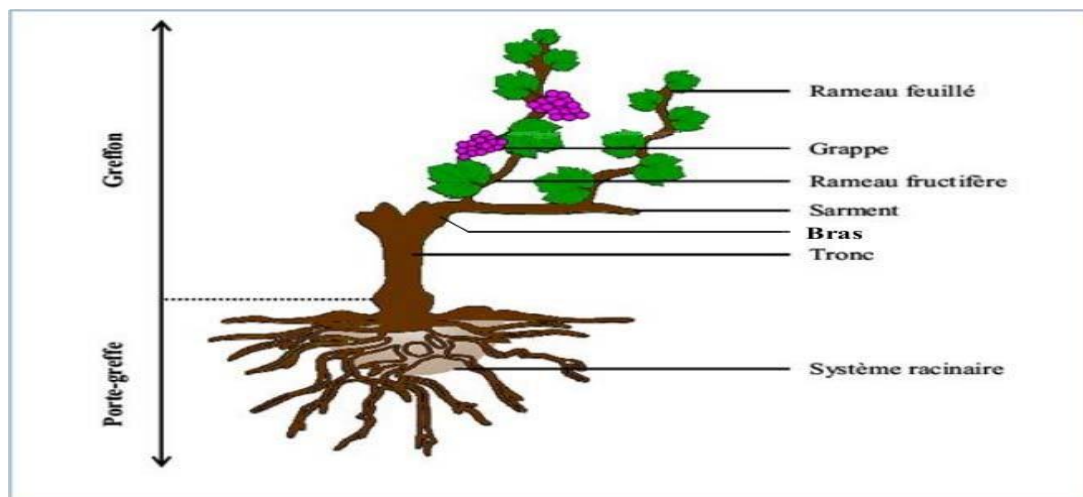


Figure 1 : Morphologie du cep de vigne (Petit., 2008)

I.3.1. Les feuilles

Les feuilles de vigne sont découpées et insérées sur le rameau au niveau des nœuds en disposition alterne par l'intermédiaire d'un pétiole assez long (Crespy., 1992).

Elles présentent une morphologie très variable avec un sinus plus profondément échancrés chez les pieds mâles, le rougissement automnal est en général prononcé (Arnold., 2002).

Elles jouent un rôle physiologique important et possèdent de point de vue ampélographique des caractères propres à chaque espèce et variété (Reynier., 2007).



Figure02 : Feuille de vigne

I.3.2. Les vrilles

Les vrilles sont opposées aux feuilles, elles sont proches parents des inflorescences (Simon., 1992), elles s'enroulent autour des supports auxquels elles sont accrochées à l'aide

du renflement adhésif de leurs extrémités et se lignifient en même temps que les sarments (Reynier., 1991); Elles sont d'abord herbacées, de viennent ligneuse à l'automne (Galet ., 2000).



Figure03 : Vrilles de vigne

I.3.3. L'inflorescence

L'inflorescence est une grappe composée dont la dimension et la ramification dépendent de l'espèce, de la variété, de sa position sur le rameau et de la vigueur. Elle comprend un axe principal sur lequel partent des ramifications secondaires qui peuvent se ramifier à leur tour pour et terminer par un bouquet de une à deux fleur (Reynier ., 2007).



Figure04 : Inflorescence de Vigne

I.3.4. Les fleurs

Chez *Vitis vinifera*, les fleurs sont hermaphrodites, verdâtre, petites et le plus souvent elles sont pentamères (Ribereau-Gayon et Peynaud ., 1971).

Elle se compose de 5 sépales avortés (calice), de 5 pétales soudés (corolle ou capuchon), de 5 étamines et d'un ovaire comprenant 2 carpelles renfermant chacun 2 ovules. La floraison de la vigne dure plusieurs jours (maximum 15). Cela dépend des cépages et des

conditions climatiques essentiellement. La grande majorité des variétés à fruits possède des fleurs hermaphrodites. Quelques cépages sont cependant femelles, nécessitant donc des variétés pollinisatrices lors de leur plantation. Les espèces américaines et certaines espèces asiatiques sont dioïques, leurs variétés sont soit mâles, soit femelles. Mais il existe également des cas, cependant assez rares, de variétés présentant des fleurs à caractères intermédiaires entre hermaphrodite, d'une part et mâle (avortement du l'ovaire) ou femelle (atrophie staminale) d'autre part (Huglin et Schneider . , 1998).

I.3.5. Les grappes et les baies

Selon (Huglin et Schneider., 1998), après la nouaison des fleurs, les inflorescences sont communément appelées grappes. Ces dernières sont composées d'un ensemble de ramification parmi lesquelles s'identifie, le pédoncule ou que de raisin, l'axe principal ou rachis est les pédicelles qui portent les baies ou grains. Le rachis porte également le nom de la rafle (Galet., 2007).

I.3.6. Les bourgeons

Tous les bourgeons de la vigne sont constitués d'écailles externes brunes plus ou moins foncées et d'une bourre blanchâtre abondante (duvet) à l'intérieur (Gallet . , 1993).

Les bourgeons sont des rameaux en miniatures, naissant à l'aisselle des feuilles recouverts par des organes protecteurs (écailles et bourre) destinés à assurer leur protection et la pérennité de la vigne.

Un bourgeon est un rameau feuillé embryonnaire miniature, qui est constitué essentiellement par un petit axe très court, garni d'ébauches foliaires et terminé par un méristème. (Bouard et Peynaud . , 1971). Sur le rameau vert en voie de croissance ,on observe plusieurs types de bourgeons ou d'yeux :

- à l'extrémité, le bourgeon terminal, qui assure la croissance en longueur du rameau par multiplication cellulaire et la différenciation de nouveaux méristèmes, de nœuds, de feuilles, de bourgeons et de vrilles ; il se dessèche et meurt à l'arrêt de croissance.
- au niveau de chaque nœud et à l'aisselle de la feuille, un prompt-bourgeon qui, comme son nom l'indique, est apte à se développer rapidement peu après sa formation sur le rameau et un œil latent qui se retrouve sur le sarment en hiver (Reynier . , 2007).

Les bourgeons latents qui ne se seront pas développés l'année suivant leur formation, surtout ceux de la couronne, donneront les bourgeons du vieux bois. Ils peuvent rester à l'état latent pendant plusieurs années. Certains seront recouverts par les couches

successives de bois et ne se développeront plus. Après une taille très sévère ou après l'élimination des bourgeons latents, les bourgeons du vieux bois peuvent se développer et donner une pousse appelée «gourmand» (Huglin et Schneider ., 1998).

I.3.7. Tronc, bras et rameau

Le tronc est le support de tout système végétatif aérien de la vigne, il se ramifie en plusieurs branches ou bras qui portent les tiges de l'année appelées : rameaux tant qu'elles demeurent herbacées et sarments après l'aoûtement, (Galet ., 1998), (Reynier ., 1989).

L'aoûtement est le passage graduel du rameau au sarment au cours du mois d'août d'où cette appellation, reconnaissable extérieurement par le passage de la teinte verte à une coloration brune, (Reynier ., 2007).

I.3.8. Les racines

Les racines d'une souche de vigne sont des racines adventives (Huglin et Schneider ., 1998). Constituant avec la partie enterrée de la tige, la partie souterraine.

Ces racines ont avant tout un rôle d'ancrage pour la plante. Elles ont pour fonction principale de puiser dans le sol l'eau et les matières minérales nécessaires, mais également de produire des hormones de croissances : gibbérellines et cytokinines (Galet ., 2000).

Elles constituent également un organe de réserve en accumulant les grains d'amidon synthétisés au niveau des feuilles (Huglin et Schneider ., 1998), (Galet ., 2000).

1-4 Cycle végétatif être producteur de la vigne

La vigne est une plante à feuilles caduques, elle rentre en dormance après la chute de ses feuilles. L'élévation de températures au printemps s'accompagne du débourrement en février-mars, de la sortie des feuilles et d'une croissance rapide des pousses. La pleine floraison a lieu généralement six à huit semaines après le débourrement. Les grappes florales se forment sur les rameaux âgés d'un an du printemps précédent. L'époque de *vinifera* présente dans leur majorité des fleurs hermaphrodites qui sont auto-pollinisés. La nouaison est suivie de la maturité. En fonction des travaux culturaux et des conditions climatiques, la vigne peut vivre plusieurs dizaines d'années.

Le rendement en raisin est variable selon les cépages (Quelenis ., 2008).

1.5 Physiologie de la vigne :

La vigne en tant que plante vivace, doit assurer une triple fonction physiologique. Chaque année, elle va former une végétation herbacée, composée de rameaux et de feuilles qui vont contribuer au développement de la souche, du système racinaire, ainsi que de l'accroissement de la tige : c'est le cycle végétatif. Afin de permettre un nouveau départ de la végétation l'année suivante, la vigne doit procéder obligatoirement à une phase de dépôt de substances de réserves : c'est l'aoûtement ou la maturation des bois. Enfin le cycle reproducteur, qui comprend la formation, le développement des inflorescences, leur fécondation, la croissance des grappes, des baies et des graines.

Toute la difficulté de la conduite de la vigne réside précisément dans la recherche de l'équilibre à maintenir entre le dépôt des substances de réserves vers l'appareil végétatif pour assurer la pérennité de la souche et les migrations destinées à alimenter les baies et les graines. Chacune d'entre elles dépend de celle qui la précède. Ces trois grandes fonctions physiologiques sont interdépendantes et donc influe l'une sur l'autre et sur celles des années suivantes (Galet ., 1993).

En 1952, Baggiolini a décomposé le développement de la vigne en 16 stades phénologiques désignés par des lettres (A à P). La tendance fut ensuite d'affiner la description du développement en subdivisant les stades existants afin de détailler plus précisément ces derniers. Ceci, amena Eichhorn et Lorenz (1977) à proposer une classification de 22 stades repères codée par un système à 2 chiffres (de 00 à 50). Bien que précises, ces classifications sont uniquement basées sur des critères morphologiques externes et ne tiennent donc pas compte de l'évolution du développement interne elle que le stade d'avancement des structures reproductrices (Lebon ., 2005). Puis en 2001, Meiera a proposé une nouvelle échelle BBCH (Biology Bundesanstalt, and Chemical Industry) caractérisée par une chronologie discontinue de chiffres allant de 00 à 99, permettant ainsi de préciser certains stades phénologiques intermédiaires (Figure 5). Nous utiliserons cette échelle pour la description des différents stades de la vigne.

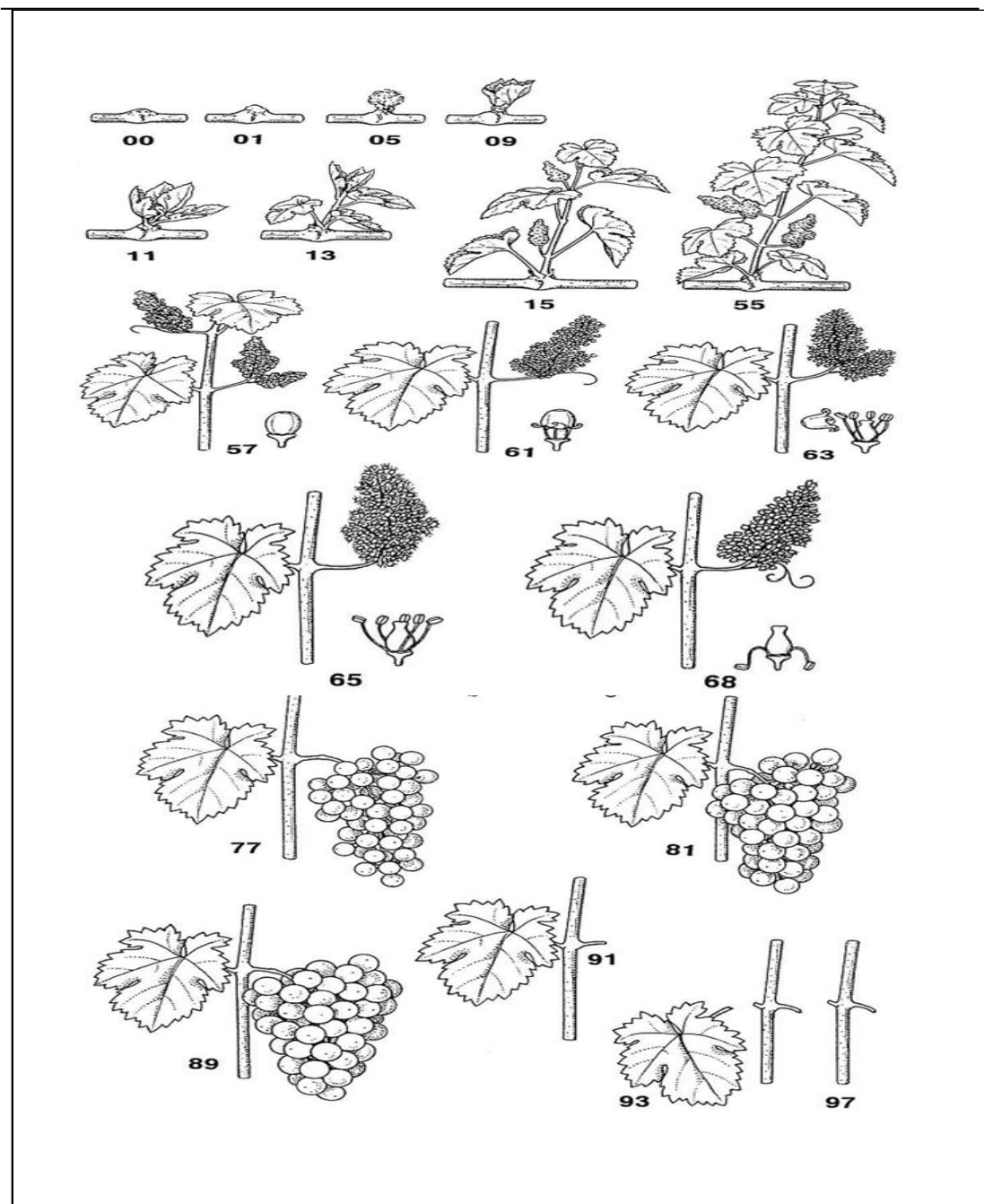


Figure05 : Stades phénologiques de la vigne d'après (Meiera ., 2001)

Chapitre 02 :

La multiplication de la vigne

1. Multiplication de la vigne

La multiplication de la vigne peut se réaliser par deux grands procédés : sexuée ou asexuée.

1.1. Reproduction sexuée

C'est la reproduction qui met en jeu la fusion de cellules haploïdes (gamètes mâles et femelles) produit par la méiose et donnant un zygote diploïde. Elle s'effectue dans les fleurs qui contiennent les organes reproducteurs ; après la pollinisation la rencontre des cellules gamétiques mâle et femelle (la double fécondation) suivie de la transformation de l'ovule fécondé en graine (renfermant la plante miniature embryonnaire) et de l'ovaire en fruit, la germination de la graine engendrera un nouvel individu.

Le semis à partir des graines ne permet pas de conserver les caractères de la plante ; ce procédé de multiplication est réservé aux sélectionneurs et aux hybrideurs pour la création de variétés et de porte-greffes nouveaux. Le viticulteur est plus directement intéressé par les procédés de multiplication végétative (Reynier, 2007).

1.2. Reproduction asexuée ou multiplication végétative

La multiplication végétative est une reproduction permettant sans gamètes ni fécondation la création d'organisme à partir d'un seul organisme parental de la même espèce. Elle n'implique que des mitoses à partir d'un individu parent et reforme les différentes parties de l'organisme qui s'isole en individu complet et génétiquement identique à l'individu parental. La multiplication végétative est permise grâce à la présence des méristèmes et la capacité d'en produire de nouveaux par la dédifférenciation et re différenciation des cellules vivantes (Margara ., 1989), (Mayer et al ., 2004) , (Peyecru et al.,2007).

Parmi les différentes techniques de multiplication (bouturage, marcottage, provignage, greffage), les plus utilisées en viticulture sont le bouturage et le greffage.

1.2.1. Bouturage

Il consiste à placer dans un milieu favorable un fragment de sarment détaché du cep, afin que se développent des racines et un système aérien identique à la plante-mère. Depuis l'invasion phylloxérique, ce procédé d'obtention de vigne franche de pied a beaucoup perdu de son importance, il est pratiquement abandonné pour les cépages de *V. vinifera*, il est encore utilisé pour la production de plants racinés de porte-greffes (Reynier ., 2007). En générale les boutures reprennent mieux dans l'atmosphère humide et chaude des serres, sur terreau ou sable humide (Champagnat et al. ,1969).

1.2.2. Greffage

Il consiste à faire développer la partie aérienne d'une plante sur le système racinaire d'une autre. La partie aérienne s'appelle greffon et le partie souterraine s'appelle sujet ou porte-greffe. Il peut s'effectuer soit sur place sur des plants racinés de porte-greffe déjà plantés au vignoble, soit sur table (atelier) avant plantation. Les techniques de greffage les plus employées sont la greffe en fente (simple ou double), anglaise, oméga et à écusson (œil poussant au printemps et à œil dormant à la fin de l'été).

2. Rhizogénèse

Une activité de Rhizogénèse peut être enregistrée au niveau de l'appareil racinaire, comme au niveau de l'appareil caulinaire d'un végétal. Dans le premier cas, les nouvelles racines formées et les axes sur lesquelles elles se situent sont de même nature. Il y a simplement ramification des racines existantes par production des racines latérales (secondaires, tertiaires). Dans le second cas, les racines néoformées sont portées par des axes ou des organes de nature différente. On parle alors de racines adventives.

La formation des racines adventives peut être spontanée ou provoquée à l'occasion de divers processus de la multiplication végétative comme le bouturage et le marcottage (Favrein Chaussat et Bigot ., 1980). Le type de formation de racine ou la rhizogénèse qui nous intéresse ici, est celui qui provoque l'apparition d'ébauches radiculaires là où il n'existe pas normalement.

L'étude de la rhizogénèse tient de plus en plus compte des interactions complexes de facteurs, mais elle reste dominée par le problème de la régulation hormonale et en particulier le rôle des auxines dans l'organogénèse (Margara., 1989).

2.1. Aspects anatomiques de la rhizogénèse

En ce qui concerne la rhizogénèse les auteurs s'accordent sur le fait qu'il y a généralement plusieurs phases, il n'y a pas l'unanimité quant au nombre des différentes étapes. Nous adopterons la chronologie de (Favre., 1977) modifiée par (White et Lowell., 1984) qui nous paraît la plus simple et suffisamment explicite avec trois étapes principales : la première consiste en une activation générale des tissus qui vont donner naissance à la racine adventive. La seconde est marquée par le développement d'une activité mitotique importante : c'est l'édification du champ morphogénétique de la future racine. En fin la dernière étape correspond à l'entrée en croissance de la jeune racine (Spencer., 1992).

Les racines qui se développent sur un sarment de vigne sont des racines adventives qui prennent naissance dans le cambium ou dans les cellules situées à proximité de cette assise génératrice (liber, péricycle). (Spencer., 1992).

2.1.1. Activité initiale

Immédiatement après le bouturage, on observe dans certaines cellules l'apparition de modifications cytologiques (leur cytoplasme devient plus dense, leurs noyaux et leurs nucléoles se dilatent de façon importante) les biosynthèses des micromolécules s'amplifient. Ces modifications sont bien marquées au pôle basal des boutures, elles s'atténuent jusqu'à disparaître lorsqu'on s'en éloigne. Cette première étape consiste donc en une activation générale polarisée et apparemment non spécifique. (Spencer., 1992).

2.1.2. Réaction histologique de cicatrisation

Au niveau de la section basale de la bouture, l'aspect des tissus activés est profondément modifié par l'intervention d'un grandissement cellulaire important. En même temps qu'elles s'agrandissent, les cellules se recloisonnent de façon plus ou moins anarchique, constituant ainsi progressivement un tissu de cicatrisation (cal), au sein duquel une néoformation de racine survient quelquefois (Chaussat

et Bigot, 1980).

2.1.3. Edification d'un champ morphogénétique racinaire

Une évolution différentielle survient seulement sur certaines cellules aboutissant à constituer un territoire méristématique primaire dont le développement à venir est déterminé correspondant au champ morphogénétique de la racine (Reynier, 2007). L'édification des champs morphogénétiques racinaires apparaît donc comme l'étape décisive de la rhizogénèse (Favre in Chaussat et Bigot, 1980).

2.1.4. Organisation et entrée en croissance du méristème radical

Les cellules méristématiques se multiplient, d'abord d'une manière désordonnée, puis d'une manière polarisée, constituant progressivement une ébauche de cylindre central, la mise en place du cortex et de l'épiderme de la future racine et l'édification de la coiffe. Cette ébauche de racine s'allonge progressivement en digérant les tissus qui la séparent de l'extérieur à la surface (Reynier, 2007).

2.2. Aspects morphologiques de la rhizogénèse

Les racines se forment à l'extrémité morphologiquement inférieure quel que soit la position de la bouture dans l'espace. On dit que les tiges ont une polarité et qu'il existe un pôle calogène et un pôle rhizogène (Bouard et al., 1971). Elles apparaissent le plus souvent près de la base de la bouture et préférentiellement au niveau des nœuds, comme par exemple chez le rupestris du Lot. Elles peuvent également apparaître le long du mérithalles, c'est le cas par exemple du Merlot, du Cabernet franc et de l'Ugni-Blanc (Reynier, 2007).

2.3. Aspects physiologiques de la rhizogénèse

La naissance des racines dépend du milieu dans lequel se trouvent la bouture et des caractéristiques intrinsèques à celle-ci.

2.3.1. Influence de milieu

Ce sont essentiellement : l'humidité, l'oxygène et la température.

L'humidité : d'après les essais de (Bouard., 1966) sur Ugni-Blanc, les

racines ne se forment que sur la partie de bouture qui est en contact avec la sciure humide. Donc l'humidité est un facteur primordial, absolument indispensable à l'enracinement. En effet, les jeunes racines contiennent 95% d'eau et ce pourcentage s'abaisse à 57 % chez les racines adultes (Galet, 1993). La différenciation cellulaire ne peut s'enclencher que si les cellules sont hydratées.

La température : agit sur l'intensité des racines et leur sortie. A partir de 10°C, les racines se forment mais lentement. L'optimum d'activité est atteint lorsque la température est aux alentours de 24 à 28°C selon les cépages. Au-delà de 35°C, l'émission des racines est nulle.

L'oxygène : les racines ne peuvent croître et se développer que dans un milieu aéré. Les milieux asphyxiants (sols très humides et irrigués fréquemment) sont défavorables à la croissance des racines.

2.3.2. Influence génétique

L'aptitude à la rhizogénèse est une propriété génétique ment fixée. Certains *Vitis*, placés dans un milieu physique convenable, prolifèrent et forment des racines, d'autres prolifèrent sans différencier de racines, alors que d'autres enfin ne manifestent aucune activité (Julliard, 1967). Les boutures de *Vitis rupestris* du Lot et des diverses variétés de *Vitis vinifera L.* émettent facilement et beaucoup de racines. D'autres se bouturent difficilement, comme *Vitis berlandieri*, ce qui explique qu'il n'existe pas de variétés commerciales de porte-greffe de cette espèce. Enfin, certaines n'émettent pas de racines, comme *V. aestivalis*, *V. cordifolia*, etc., et toutes les espèces asiatiques (Reynier, 2007).

Les différences dans l'aptitude à la rhizogénèse des différentes espèces tiennent à la fois à la nature du bourgeon et à celle du mérithalles (Bouard et al ., 1971).

2.3.3. Rôle de bourgeon

En 1925, Ven der Lek a émis l'hypothèse que le déterminisme de la rhizogénèse, stimulé par le bourgeon est de nature hormonale. Et en 1926, Went a montré qu'il s'agit d'une substance de croissance appelée auxine ou acide indolacétique (Huglin et Schneider, 1998). La stimulation hormonale est indispensable à la rhizogénèse. Dans les conditions naturelles, elle provient du bourgeon en croissance. Elle peut être remplacée par l'auxine synthétique. Donc

l'auxine apparaît comme un facteur important et sans doute indispensable de la rhizogénèse (Julliard, 1967). La position de l'œil détermine la localisation des racines sur des boutures. Lorsque les boutures ont un seul bourgeon, les racines sont disposées suivant une seule génératrice. Lorsqu'il y a deux bourgeons les racines apparaissent suivant deux génératrices opposées et enfin lorsqu'il y a plusieurs bourgeons, les racines alternent régulièrement avec la position des bourgeons (Bouard et al., 1971).

L'action de l'œil est due à l'émission d'une substance, capable de provoquer une stimulation bien déterminée, en fonction de sa concentration et qui en cheminant vers la base de la bouture fait révéler sur son passage des potentialités fixées génétiquement tout le long de la tige. Cette substance est soumise à l'action de la pesanteur (les boutures placées horizontalement ne s'enracinent qu'à la partie inférieure); son transport s'effectue par le liber (il n'y a pas d'émission de racines au-dessous d'une incision annulaire) et son action n'est pas spécifique puisqu'elle agit dans les deux sens du greffage (réciproque). L'effet stimulant du bourgeon sur la rhizogénèse se manifeste dès son gonflement au cours du temps mais pas de manière constante : important pendant la période herbacée du rameau, faible à nulle lors de la dormance des bourgeons et réapparition après la levée de dormance (Galet, 1993).

2.3.3.1. Substances rhizogènes

Il paraît actuellement évident que l'auxine n'est pas l'unique facteur de la rhizogénèse. Plusieurs hypothèses (hormonales et trophiques) ont été émises pour interpréter ce phénomène. La néoformation de racines serait déclenchée par l'action d'une substance mobile synthétisée par les feuilles et migrant d'une manière polarisée vers la base de la tige. Cette substance hypothétique, spécifique de la rhizogénèse, avait été appelée rhizocaline (Margara, 1989). A l'opposé dans l'hypothèse de (Skoog., 1950), l'auxine réagit avec des substances banales dont (Galet, 1993). L'adénine et la rhizogénèse apparaît comme le résultat de leur interaction.

Avec des boutures de *V. berlandieri* (espèce qui s'enracine difficilement) Julliard (1967) a observé que l'apport d'auxine au sommet de la bouture permettait à la dose 3.10^{-4} d'obtenir 43% d'enracinement, alors que l'application de l'auxine à la base ne donnait que 2 à 6%. Donc l'emploi d'auxine à l'apex pourrait, soit

entraîner un facteur de rhizogénèse dans son transport polaire vers la base, soit provoquer la synthèse d'un facteur doué de propriétés rhizogènes à partir d'un précurseur réparti sur toute la longueur de la tige.

Pour (Libbert ., 1956), la rhizogénèse résulterait d'une levée d'inhibition et la formation des racines pourrait être liée à la disparition d'un antagonisme auxinique.

Selon (Julliard., 1964) L'acide gibbérellique à faible concentration intervient dans la rhizogénèse, mais au-delà d'un optimum l'effet s'inverse et devient inhibiteur. Il en est de même avec les vitamines de groupe K (Julliard et Balthazard, 1965).

2.3.3.2. Rhizogénèse et auxine

Les mécanismes d'action de l'auxine sur la rhizogénèse font toujours l'objet de discussion. Sous l'action de traitement auxinique il a été observé des modifications des synthèses protéiques. Ces modifications affectent les histones et suggèrent un effet de l'auxine sur la dérégulation de gènes spécifiques. Les auxines pourraient également agir au niveau des synthèses glucidiques en provoquant l'hydrolyse et la mobilisation rapide de l'amidon. Les travaux de Carlier et Van Hove (1964) suggèrent qu'un traitement auxinique pourrait orienter la dégradation du glucose vers la voie aérobie de la glycolyse (Margara, 1989).

D'après (Hirsch ., 1975) deux groupes d'enzymes (peroxydases et phosphatases) évoluent parallèlement au cours du phénomène de la rhizogénèse dans les fragments de rhizome de Topinambour en culture de brusques accroissements d'activités enzymatiques accompagnent les événements histologiques (formation du cambium, organisation des méristèmes racinaires).

2.3.4. Influence de la qualité de bois

La qualité des bois dépend des conditions de la culture des vignes - mères et de leurs conditions de conservation :

- la teneur en eau : les rameaux en voie de croissance (herbacés) sont composés de 80 à 90% d'eau ; après l'aoûtement, elles réduisent à 45-55%. Au cours de la conservation des bois, des pertes en eau peuvent survenir qui si elles deviennent supérieures à 20%, provoquent des dégâts irréversibles que même une réhydratation avant la mise en pépinière ne permet de récupérer et se répercute

négativement sur la rhizogénèse.

- la teneur en glucides : ils constituent une source d'énergie, notamment pour la respiration des boutures, le débourrement des bourgeons et la néoformation des racines. Un défaut d'aoûtement des bois dans les vignes-mères ou une perte en glucides (par respiration ou par fermentation intracellulaire en milieu asphyxiant) pendant la conservation, réduit la reprise au bouturage. L'intensité de cette perte varie avec la température de conservation, le degré d'hydratation des bois et la longueur des boutures (Reynier, 2007).

- l'époque de la taille : Les essais de (Julliard ., 1967) ont montré que les boutures de Chasselas prélevées au moment de la chute de feuilles, produisent spontanément de nombreuses racines alors que celles prélevées un mois plus tard, ne s'enracinent qu'en présence d'auxine.

- la reprise le long du sarment : la qualité d'aoûtement des boutures diminue de la base du sarment à son extrémité, alors que leur aptitude à néoformé des tissus nouveaux diminue de l'extrémité vers la base : la région médiane du sarment présente des caractéristiques intermédiaires et permet en outre, d'obtenir le pourcentage de reprise le plus élevé (Bouard., 1967)

- l'emplacement, la nature ou la position de l'œil sur la bouture aurait une influence sur la rhizogénèse. D'après la bouture qui possède, à sa base, le mérithalles N0 N1 (non oppositif lié) a le meilleur enracinement par rapport aux autres entre-nœuds (N1N2 et N2N0). (Bouard., 1967)

3. la callogenèse

Définie par (Margara ., 1989) comme étant, le processus de néoformation d'une cal. Un tissu néoplasique relativement homogène, initialement constitué de cellules, se divise plus ou moins activement. Ce processus commence par une prolifération anarchique. Elle peut affecter, selon, seulement les régions superficielles des tissus, ou s'étendre à leurs régions internes. De même cette prolifération selon ce même auteur, peut être localisée disséminée au hasard ou généralisée à toutes les cellules. (Gautheret., 1959)

3.1. Initiation des cals

Le développement d'une cal à partir d'un fragment de tissu peut être divisé en trois étapes :

- a- -Phase d'induction :

Durant la phase d'induction les cellules se préparent à la division. Le métabolisme est activé mais la taille des cellules reste constante (Dodds et al ., 1995) , (Saibi., 2006).

b- -Phase de division :

C'est une phase qui se caractérise par la synthèse active et la diminution dans la taille des cellules, la division se déclenche sur la périphérie des couches tissulaires de l'explant.

Cette phase se caractérise par des changements régressifs correspondant à un retour progressif à l'état primaire dans les régions extérieures du tissu induisant la troisième phase (Aitchison., 1977) et Ben korteby et Rahmouni., 1999).

c- -Phase de dédifférenciation :

Le caractère distinctif de cette étape est que la division s'effectue sur toute la périphérie du cal laissant des cellules moins actives au centre. Par la suite, la formation des structures dédifférenciées commence à remplacer les changements régressifs et une nouvelle étape de développement est initié c'est la dédifférenciation (Aitchison ., 1977).

3.2- Intérêts des cals

Le passage par le stade cal est une étape primordiale en sélection in vitro, parce que ce tissu végétal est une source importante de variabilité génétique (variation soma clonale) et il peut être considéré comme un stock de matériel génétique (Mzouri et al ., 2000).

Selon (Robert et al ., 1998) deux voies d'évolutions de cal sont possibles; soit l'entretien par fractionnement en éléments plus petites repiqués sur un nouveau milieu, soit la multiplication végétative par néoformation d'organes ou d'embryons.

Les cals friables à croissance rapide sont utilisées pour l'obtention des cellules isolées (protoplastes) ou embryons somatiques, par contre les cals compactes à croissance lente sont capables de donner des plantes entières. (Ducreux et al ., 1986)

3.3. Facteurs influençant la Callogenèse

Les facteurs qui influencent les variations morphogènes d'une cal sont très

complexes. La nature et l'état physiologique de l'explant sont importants ; la balance hormonale est essentielle par son influence sur l'expression de la structure et le comportement du cal (Robert et al ., 1998).

- Les facteurs extrinsèques :

Les méthodes de culture in vitro permettent de diriger la morphologie des tiges et des racines, en utilisant les régulateurs de croissance (Margara., 1989).

L'équilibre relatif de ces substances dans le milieu ou balance hormonale est spécifique au type d'organe à induire (Robert et al ., 1998).

Les régulateurs de croissance naturelles de végétaux appelés souvent Phytohormone de croissance ; ne sont pas exactement homologue des hormones animales.

Les hormones sont des composés organiques synthétisés dans un organe transporté vers des cellules cibles dans lesquelles elles déclenchent des réactions précises. Chez les végétaux on connaît actuellement 5groupes d'hormones, qui agissent principalement sur la division cellulaire (dans la croissance de la plante) et leur différenciation (la formation de divers organes).

L'effet des hormones dépend à la fois de leur concentration, de leur site d'action, du stade de développement de la plante ainsi que de leur concentration relative (une hormone pouvant inhiber le rôle d'une autre) (Margara., 1989).

4 -Les Cytokinines

Les Cytokinines ont été découvertes par le biais de la culture in vitro. Elles sont des Adénines substituées dont on connaît deux composés endogènes :

- . La zéatine.
- . L'isopentényladénine (IPA).

Les Cytokinines sont très actives présentent de nombreuses actions dont les principales sont :

Un effet très net sur la division cellulaire.

Un rôle très net également dans l'organogenèse où elles stimulent fortement la formation de bourgeons.

Une action très stimulante sur le métabolisme.

Toutes les plantes possédant des Cytokinines qui sont élaborées essentiellement par les racines et également au niveau des embryons. Les

Cytokinines sont extrêmement intéressantes dans le domaine de la culture in vitro elles ont permis de grands progrès dans la multiplication (Auge., 1988).

5 - Les Auxines

Les auxines jouent un rôle essentiel dans l'accélération de la formation de racines adventives sur les boutures de tige (Hartmann et al ., 1997). La propriété d'enracinement des auxines et leur importance dans la propagation des plantes ont été largement saluées et reconnues depuis longtemps (Thiman et Went, 1934). Auxine est une hormone dont la contribution à l'induction de l'enracinement et à la formation des racines a été maintes fois documentée comme essentielle. Que ce soit de manière directe ou indirecte, l'auxine déclenche la formation de racines adventives dans les boutures, car elle est indispensable à l'initiation des primordia racinaires, probablement dès l'induction de la compétence de division cellulaire des cellules mères (Hartmann et al ., 2000), ce qui n'est pas le cas de l'auxine. (Hartmann et al ., 1997).

Le choix de l'Auxine en fonction de l'objectif de la culture est très important.

L'acide-indolylpropioïque (AIP), Indolylacétique (AIA) sont des Auxines relativement faibles. D'autres composés peuvent se comporter comme des Auxines très faibles (acide phénylacétique) ou forte (anaphylactique ANA).

Le 2,4-D (acide 2,4 dichlorophénoxyacétique) est une très forte Auxine (Margara...,1989) et très efficace (Zryd .,1988). Elle est la plus couramment utilisée dans les travaux d'embryogenèse somatique pour provoquer les divisions cellulaires rapides dans les tissus mis en culture (figure n°02). Ces derniers sont ramenés à un état juvénile extrême et se présentent sous forme de tissus plus ou moins structurés : les cals embryogénies (Daguin et Letouze ., 1997), en plus elle peut stimuler la rhizogénèse.

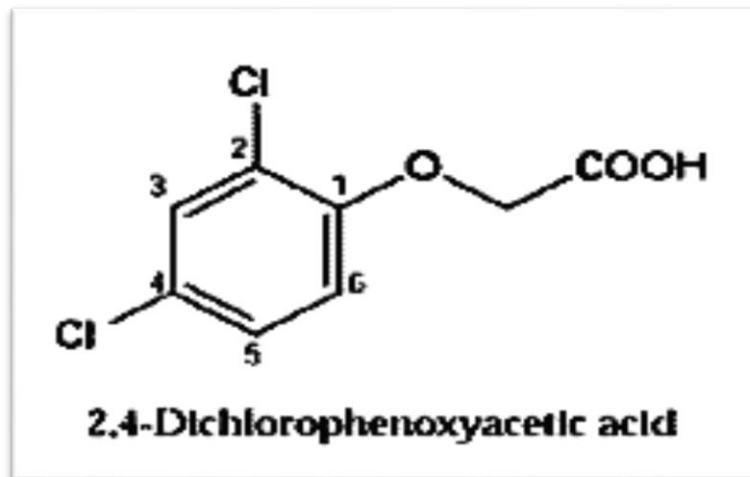


Figure 06 : 2,4-Dichlorophénoxyacétique (Margara ., 1989).

a- - Balance hormonale (Rapport Auxine/Cytokinines):

Les Cytokinines seules n'ont aucune action sur les divisions cellulaires, couplés à l'auxine, elles sont un facteur indispensable du développement. Il a été démontré que si l'auxine est indispensable tout au long du cycle de division, les Cytokinines n'interviennent que dans le déclenchement et la stimulation des synthèses protéiques. Cependant en l'absence de Cytokinines, le processus est bloqué et le comportement physiologique d'un explant mis en culture pourrait suivre le schéma suivant (Zryd., 1988) :

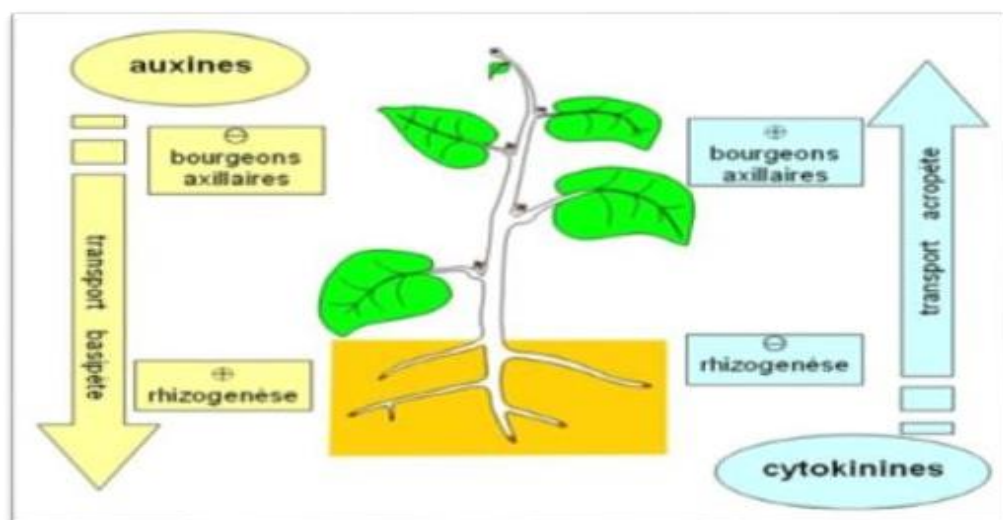


Figure07 : Type d'organogénèse contrôlée par les concentrations relative d'auxine et de cytokinine (Zryd., 1988)

b- Les facteurs intrinsèques :

b.1- L'explant :

Les explants peuvent être des parties d'organes ou des organes entiers (tige, feuille, racine, fleur), des tissus, des pièces, des grains ou des embryons, des bourgeons ou des méristèmes, des protoplastes, des cellules somatiques ou sexuelles. Le choix de l'explant sera fonction de la technique utilisée, de l'objectif et de l'espèce étudiée.

b.2- Nature de l'explant mis en culture :

D'après (Nozeran.,1985), suivant le point de prélèvement sur le végétal., les fragments mis en culture in vitro auront des modes de fonctionnement varié, ainsi, les tissus corticaux ou cambiaux présentent également de bonne réaction mais ils restent souvent au stade callogène. (Auge ., 1989),

b.3 - Age physiologique de l'explant :

L'état physiologique du matériel végétal est l'un des éléments de la réussite pour la culture. Les explants de plants juvéniles donnent de meilleurs résultats que ceux prélevés sur les individus âgés (Zryd ., 1988). Ainsi, les possibilités de production de cals par des fragments d'organes, tige ou feuilles diminuent (Yahia Messaoud., 1992).

3-La Chambre de culture : est une chambre de croissance parfaite des plantes et d'autres organismes, elle permette de simuler précisément les conditions naturelles.

Les principaux facteurs physiques de l'environnement climatique contrôlés c'est :

- L'état hygrométrique, la température, la lumière. (Beauchesne, 1989).

- Etat hygrométrique

Généralement, l'obturation des récipients de culture assure une humidification suffisante

De l'atmosphère ambiante. Il n'est pas alors nécessaire de prévoir de dispositifs permettant le contrôle de l'hygrométrie dans la chambre de culture elle-même.(Rosell et Villalobos. , 1992).

- Température :

La température de beaucoup de chambres à cultures est constante, de l'ordre de 22 à 25°C, elle peut être plus élevée pour les plantes tropicales (27° à 28°C) ou plus basse pour certaines espèces (18° à 20°C) .(Rosell et Villalobos., 1992).

- La lumière :

Intensité de l'éclairement :

L'éclairement des chambres à cultures est généralement fourni par des tubes fluorescents.

Le déclenchement des phénomènes d'organogenèse (Rhizogenèse, Callogenèse) est généralement observé avec des éclairagements (2000 à 5000 Lux), parfois plus faibles. (Rosell et Villalobos. ,1992).

- Photopériode :

On utilise des photopériodes longues égales à 16 h pour assurer la croissance des cals ou l'organogenèse. (Rosell et Villalobos. ,1992).

- Acclimatation :

C'est l'adaptation physiologique bénéfique qui se produit lors d'une exposition répétée à un environnement chaud (Hartmann et al . , 1997).

Après la phase de multiplication, l'utilisation d'un milieu de culture de composition différente a permis l'initiation de racines. (Rosell et Villalobos. 1992).

Les plantes, qui étaient dans des pots stériles, sont maintenant repiquées en milieu naturel en serre, sur un terreau riche en tourbe et une humidité importante (Beauchesne ., 1989).

Deuxième partie : Partie expérimental

Chapitre 03 :

Matériel et Méthodes

1. Matériels

1.1. Matériel végétal

Dans le cadre des présentes recherches, des sarments de quatre cultivars de vignes (Farana, Amellel, Tazogaghth, Anonyme) appartenant à l'espèce *Vitis vinifera L.* Les rameaux aoutés sont prélevés début Février sur des vignes adultes au vignoble, ont prélevés dans des zones agricoles en Biskra et Batna, environ un mois après la chute des feuilles.



Figure 08 : Carte de situation géographique de l'échantillonnage (Mon travail)

Des boutures de bois dur de cultivars de raisin locaux ont été prélevées pendant la période de dormance (février 2024) dans quatre vignobles différents afin de représenter divers lieux de culture.

Les boutures ont été prélevées sur des vignes matures dans chaque vignoble (Farana, Amellel, Tazogaghth, et Anonyme).

Les boutures ont été prélevées sur différents segments de la canne et mesuraient de 15 à 20 cm de long et de 5 à 10 mm de large, avec un minimum de trois nœuds (N0, N1, et N2) (Ollat et al ., 1998). (**Figure 09**).



Figure 09 : Préparation des boutures (Original)

1.2 Stérilisation des boutures

Nous stérilisons les Boutures en les plaçant dans un récipient contenant l'eau javel pendant 15-20 min.



Figure10 : Stérilisation des boutures (Original).

1.3 Préparation de la solution L'AIB

L'AIB (acide indole-3-butiryque) n'étant pas soluble dans l'eau, il faut d'abord dissoudre une quantité de 4 g dans 25 ml d'éthanol (96 ou 99 %), puis porter le volume à 1 L avec de l'eau distillée (**Figure 11**).

L'AIB a l'avantage d'être photo stable à plusieurs concentrations lorsqu'il est utilisé

dans l'esprit (Simon et Petrsek . , 2011).



Figure 11 : Préparation de L'AIB (Original).

Ensuite (**Figure12**), toutes les bases de boutures ont été traitées avec l'acide indolebutyrique (AIB) à une concentration de 4000 ppm (et appliquée par immersion des bases de segments pendant 24 heures) (Daskalakis et al . , 2018).



Figure 12 : l'immersion des boutures dans L'AIB (Original)

1.4. Système de culture hydroponique

- Les conditions de la chambre étaient les suivantes (**Figure13**) :

(a) température réglée à 25,5 °C ; et (b) humidité régulée à 90 % afin d'éviter la déshydratation des boutures (Alley et Peterson ., 1977) , (Blennerhassett et Considine ., 1978 ; Fabbri et al., 1986 ; Gökbayrak et al., 2010). La lumière (en moyenne 600 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) a été appliquée par des lampes fluorescentes à un surplomb de 100 cm au-dessus du matériel de propagation pendant seize (16) heures chaque jour.

Les boutures ont été placées dans un système hydroponique avec de l'eau robinet comme milieu de culture. L'eau a été placée dans des conteneurs pouvant contenir un volume de 45 L et mesurant 57 × 39 × 28 cm. L'eau du système hydroponique a été renouvelée tous les dix (10) jours. Tous les deux (2) jours, la quantité d'eau évaporée a été renouvelée. Pendant l'expérience, une pompe (3,5 L min⁻¹) a canalisé l'air dans l'eau en un flux continu. Le matériau utilisé pour maintenir les boutures dans les conteneurs était en polystyrène. Les boutures ont été placées verticalement dans les trous des supports de chauffage et insérées dans l'eau à une profondeur de 5 cm.

Nous avons établi un plan expérimental basé sur un système hydroponique utilisant l'eau du robinet comme milieu de culture (Daskalakis et al . , 2018) , (Sabir et al .,2004). Ce dispositif nous a permis de quantifier les variations de la performance d'enracinement des boutures de bois dur parmi les génotypes étudiés à différents intervalles de temps.



Figure 13 : la mise en culture des boutures dans un milieu hydroponique (Original)

Les principales étapes de la fabrication des boutures fructifères sont résumées sur la (Figure14). La production des boutures débute par une phase d'enracinement sans d'une

durée d'un mois. Les boutures conservées au froid sont plongées dans l'eau à 25-30 C° pendant 24h afin de réhydrater. Les bourgeons des nœuds N0 et N1 sont supprimés. Après trempage de sa base (5 cm) dans une solution aqueuse d'acide indole3-4-butyrique à 4000 ppm pendant 24h pour favoriser l'enracinement .Des essais complémentaires ont montré que ce traitement favorisait l'enracinement alors que (Mullins et Rajasekaran.,1981) n'avaient pas observé d'effets particuliers en utilisant des concentration plus élevées.

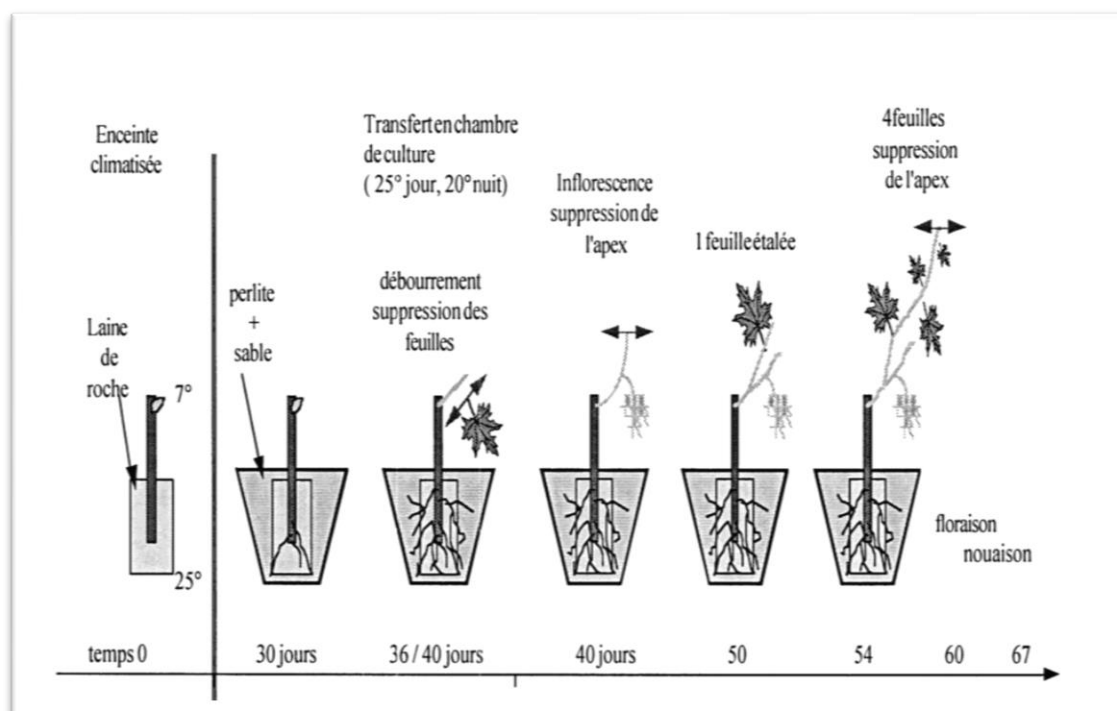


Figure 14 : Résumé des différentes opérations nécessaires pour obtenir des boutures fructifères (Ollat et al ., 1998).

Les échantillons de boutures de 15 -20 cm de long de chaque cultivar ont été fixés sur une plateforme flottante en polystyrène et placés à des distances de 2 x 4 cm dans des conteneurs en plastique. Les extrémités basales des boutures ont été plongées dans l'eau. La culture hydroponique a été maintenue dans des conditions de laboratoire à 21±4°C. Le réservoir d'eau du système a été recirculé à l'aide d'une pompe à air. Le plan expérimental était composé de parcelles complètement randomisées avec huit à dix répétitions pour

chaque cultivar. Après une durée d'enracinement de 40 jours en culture, le degré de cal de la section basale des boutures a été déterminé à l'aide d'une échelle de 0 à 4 ; 0 : pas de cal, 1 : 1%-25% de cal, 2 : 26%-50% de cal, 3 : 51%-75% de cal et 4 : 76%-100% de cal à l'union de la greffe (Kamiloglu et Tangolar, 1997). Le taux de callosité a été enregistré en pourcentage en utilisant la formation de callosités autour des surfaces coupées. Le niveau d'enracinement (échelle de 1 à 4) et le taux d'enracinement (%) ont également été enregistrés.

Ensuite, les boutures enracinées ont été transplantées de (Mars à Juin 2024) est repiquée avec le blonde laine de roche dans un pot en plastique (1L) rempli d'un mélange perlite / sable (1/1), puis installée en chambre climatisées ou en serre. Les conditions environnementales pendant toute la culture sont les suivantes : photopériode de 16h, 25 C° le jour et 20 C° la nuit, hygrométrie moyenne de 75p. Cent jour et nuit et l'humidité relative (50%). Un éclairage moyen de 350 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ au niveau du bourgeon de la bouture est assuré par des lampes à vapeur de sodium (Philips SON -T)(Ollat et al ., 1998).

Dans ces conditions, le débourrement a lieu dans la semaine suivant le repiquage. Afin que l'inflorescence préexistante puisse se développer, les boutures sont alors soumises à un certain nombre de manipulation visant à modifier les équilibres entre les différents organes susceptibles d'entrer en croissance (Figure 7), Dès le stade B de (Baggiolini., 1952) La bourre protégeant l'apex en développement est délicatement retirée à l'aide d'une pince. Puis les jours suivants, les feuilles sont supprimées dès qu'elles sont visibles. Deux jours après le débourrement, l'inflorescence est reconnaissable sous la forme d'un petit massif globuleux d'environ 1 mm de diamètre. Dès qu'elle s'écarte de l'apex en croissance, ce dernier est sectionné, laissant l'inflorescence en position terminale. Cette opération est effectuée en moyenne trois à quatre jours après le débourrement. Dans les jours suivants, les bourgeons latéraux, situés à l'aisselle des feuilles supprimées, sont systématiquement enlevés. Lorsque l'inflorescence a atteint le stade << boutons floraux séparés >>, un bourgeon axillaire est conservé. Après l'apparition de la quatrième

Feuille, l'apex du rameau axillaire issu de ce bourgeon est également sectionné. Cette opération est réalisée environ deux semaines après le débourrement (Mullins et Rajassekaran., 1981) proposaient de rabattre à 4 feuilles, une semaine avant la floraison ; l'axillaire portant 7 à 9 feuilles, Notre procédé limite plus fortement la compétition entre la croissance végétative et celle des inflorescences et n'entraîne pas le développement de feuilles qui devant être supprimées par la suite. Dans ces conditions, la floraison a lieu un mois après le débourrement, sans autre manipulation que d'empêcher tout démarrage

végétatif à partir d'autres bourgeons axillaires, et ceci jusqu' à la nouaison, un bourgeon latéral du rameau préexistant est autorisé à se développer. Lorsque chaque bouture possède 16 feuilles, la croissance végétative est nouveau stoppée par section de l'apes terminal. Les bourgeons axillaires entant en développement sont alors systématiquement éliminés. (Ollat et al ., 1998).

L'alimentation hydrique et minérale des boutures est assurée par système d'irrigation délivrant 150 ml de solution par jour et par pot (Tableau 1). Cette quantité est suffisante pour assurer les bousions transpiratoires des plantes même lorsque la surface foliaire est maximale pendant la maturation. La solution nutritive utilisée en modifiant les teneurs en potassium et en magnésium pour une meilleure adéquation entre les teneurs au champ et en culture hydroponique sous serre (Pouget et Delas ., 1984).

Elément	Concentration (mg L ⁻¹)
N	99.9
P	17.6
K	49.9
Ca	42.1
Mg	12.3
K/Mg	4.05
N/P	5.66

Tableau 01 : Concentration des principaux éléments minéraux dans la solution nutritive utilisée pour les boutures (Ollat et al ., 1998).

2. Mesures morphologique

2.1. Mesure des paramètres de croissance :

Les mesures relatives au développement des racines dans la première expérience ont été obtenues soixante (60) jours après le placement des boutures dans l'eau (système de culture hydroponique).

Les paramètres en relation avec la deuxième expérience ont été mesurés 3 à 4 mois après le transfert des boutures à la chambre de culture.

2.1.1. Taux de Survie des Boutures (%) : incluant deux paramètres importants

- a. **Taux d'enracinement (%)** : est calculé par le pourcentage de boutures présentant des primordia racinaires visibles ou des racines émergées par rapport au nombre total de boutures par cultivar.

$$\text{Taux d'enracinement (\%)} = \frac{\text{Nombre de boutures présentant des primordia racinaires visibles ou des racines émergées}}{\text{Nombre total de boutures}} \times 100$$

- b. **Taux d'acclimatation (%)** :

L'acclimatation en chambre de culture se réfère à la capacité des plantes (ici des boutures) à s'adapter et à survivre dans les conditions contrôlées de la chambre de culture après avoir été initialement préparées ou cultivées dans un autre environnement (Morales et al., 2016). Ce processus implique l'adaptation des plantes aux niveaux de lumière, température, humidité, et autres conditions spécifiques de la chambre de culture.

Pendant cette période, les plantes doivent ajuster leur physiologie pour survivre et continuer à croître dans les nouvelles conditions. Cela peut inclure des changements dans la capacité à absorber l'eau, à tolérer la lumière directe du soleil, et à résister à des variations de température (Antolin et al., 2010).

Un taux élevé d'acclimatation indique que les boutures réussissent à s'ajuster aux nouvelles conditions et continuent de croître (Morales et al., 2016).

Le taux d'acclimatation est calculé en divisant le nombre de plantes qui **survivent** et montrent des signes de croissance continue par le nombre total de plantes transférées, puis en multipliant par 100 pour obtenir un pourcentage.

$$\text{Taux d'acclimatation (\%)} = \frac{\text{Nombre de plantes régénérées}}{\text{Nombre total de plantes transférées}} \times 100$$

2.1.2. Longueur des racines (cm) : a été obtenue par analyse d'image de chaque bouture enracinée à l'aide du logiciel ImageJ (<https://imagej.nih.gov/ij/>). La valeur moyenne a été prise comme la valeur finale pour chaque variété.

Importance des taux de Rhizogénèse et d'Acclimatation

- **Taux de Rhizogenèse :** Évaluer ce taux permet de déterminer la capacité d'une variété de vigne à produire des racines à partir de boutures, ce qui est crucial pour la propagation de la plante.
- **Taux d'Acclimatation en chambre de culture :** Mesurer ce taux permet d'évaluer la résilience et l'adaptabilité des boutures aux conditions contrôlées de la chambre de culture, ce qui est important pour le succès à long terme de la culture des plantes.

2.1.3. Croissance des tiges : l'élongation des tiges aériennes et l'apparition de nouvelles feuilles indiquent que la bouture pour chaque cultivar est acclimatée aux nouvelles conditions contrôlées de la chambre de culture.

Pour fournir des valeurs spécifiques de croissance des tiges pour chaque variété de vigne, nous avons mesuré la hauteur des tiges sur une période de huit semaines (2 mois).

Le taux de croissance moyen par semaine pour chaque variété est calculé comme suit :

$$\text{Taux de croissance moyen (cm/semaine)} = \frac{\text{Hauteur à la semaine 8} - \text{Hauteur initiale}}{\text{Nombre de semaines (8)}}$$

Chapitre 04 :
Résultats et discussion

1. Résultats

Pour chaque variété de vigne (Amellal, Anonyme, Farana, Tazogaghth), nous avons évalué l'aptitude de régénération des boutures (rhizogénèse et acclimatation dans la chambre de culture). Voici les résultats détaillés (Tableaux 2, 3, 4, 5, et 6) ;

1.1.Taux de Survie des Boutures

Pour chaque variété de vigne, nous avons évalué l'impact de la température, du type de substrat, et de l'utilisation d'hormones d'enracinement sur le taux de survie des boutures.

1.2.Taux d'enracinement (%)

Le tableau (2) présente les taux d'enracinement, exprimés en pourcentages, pour les quatre variétés de vigne étudiées. Le taux d'enracinement représente la proportion de boutures qui ont effectivement développé des racines lors de la première expérience.

Tableau 2 : Taux d'enracinement des boutures de vigne (%)

Variété	Amellal	Anonyme	Farana	Tazogaghth
Taux d'enracinement (%)	20	20	50	40

On peut observer que la variété Farana présente le taux d'enracinement le plus élevé avec 50% de ses boutures qui ont enraciné. La variété Tazogaghth suit avec un taux de 40%. Enfin, les variétés Amellal et Anonyme affichent les taux les plus faibles, avec seulement 20% de leurs boutures ayant développé des racines.

1.3.Taux d'acclimatation

Le tableau (3) présente les taux d'acclimatation, également exprimés en pourcentages, pour les mêmes quatre variétés de vignes. Le taux d'acclimatation représente la proportion de boutures enracinées qui ont survécu et se sont bien adaptées aux conditions de culture après leur transfert en chambre de culture.

Tableau 3 : Taux d'acclimatation des boutures enracinées de vigne (%)

Variété	Amellal	Anonyme	Farana	Tazogaghth
Taux d'acclimatation (%)	100	50	60	75

La variété Amellal présente un taux d'acclimatation remarquable de 100%, ce qui signifie que toutes les boutures enracinées ont survécu à l'acclimatation. La variété Tazogaghth suit avec un taux de 75%. Les variétés Farana et Anonyme ont des taux plus faibles, respectivement 60% et 50%.

1.4. Longueur des racines

Le tableau (4) présente la longueur moyenne des racines, exprimée en centimètres, pour les boutures enracinées de chaque variété de vigne. La longueur des racines est un indicateur du développement racinaire des boutures.

Tableau 4 : Longueur moyenne des racines des boutures enracinées de vigne (cm)

Variété	Amellal	Anonyme	Farana	Tazogaghth
Longueur moyenne des racines (cm)	0,635	0,459	0,611	0,736

La variété Tazogaghth présente la plus grande longueur moyenne de racines avec 0,736 cm. Elle est suivie par la variété Amellal avec 0,635 cm. Les variétés Farana et Anonyme ont des longueurs moyennes de racines légèrement inférieures, respectivement 0,611 cm et 0,459 cm. Ces informations sur la longueur des racines peuvent être utiles pour évaluer le potentiel de reprise et de croissance des boutures après leur transplantation.

1.5. Croissance des tiges

Le tableau (5) présente l'évolution de la croissance des boutures en longueur (cm) sur une période de 8 semaines pour quatre variétés de vignes différentes : Amellal, Anonyme, Farana et Tazogaghth.

La première colonne indique le temps en semaines, de 0 (semaine initiale) à 8 semaines. Les colonnes suivantes présentent les longueurs moyennes des boutures (en cm) pour chaque variété à chaque semaine :

La dernière ligne du tableau indique le taux de croissance moyen en cm/semaine pour chaque variété sur les 8 semaines. La variété Tazogaghth a le taux de croissance le plus élevé avec 1,588 cm/semaine, suivie d'Amellal (1,238 cm/semaine), Farana (0,825 cm/semaine) et Anonyme (0,7 cm/semaine).

Tableau 5 : Cinétique de croissance des boutures de vigne (cm)

Temps par semaine \ Croissance pour chaque Bouture régénérée (cm)	Amellal	Anonyme	Farana	Tazogaghth
0	0	0	0	0
1	0	0	0	0
2	1,3	0	1,7	1,6
3	2,1	1,4	2,5	2,7
4	2,8	1,9	3,4	3,9
5	4,2	3,4	4,5	5,2
6	5,8	5,1	5,6	6,7
7	6,3	6,9	7,1	8,3
8	7,9	8,3	8,9	9,4
Taux de croissance moyen	0,988	0,7	0,825	1,588

Cette figure représente l'évolution de la croissance en longueur des boutures de quatre variétés de vigne différentes sur une période de 2 mois. On distingue clairement deux groupes de variétés aux comportements contrastés.

D'une part, les variétés Tazogaghth et Farana présentent une croissance nettement supérieure aux deux autres variétés. Après deux semaines de latence nécessaire à l'installation des boutures, on observe une accélération rapide de leur élongation. Pour Tazogaghth, la croissance démarre de façon exponentielle dès la 3ème semaine pour atteindre près de 25 cm à 8 semaines. Farana suit une cinétique similaire mais légèrement décalée dans le temps avec une croissance maximale de 20 cm environ.

D'autre part, les boutures des variétés Anonyme et Amellal ont une reprise de croissance beaucoup plus lente. Leur élongation reste très limitée jusqu'à 6 semaines, ne dépassant pas 5

cm. Ce n'est que tardivement qu'une accélération se produit mais sans rattraper les deux premières variétés en fin d'expérience.

Ces différences marquées de vigueur au bouturage peuvent s'expliquer par des caractéristiques variétales intrinsèques comme la vigueur générale, la précocité à débourrer ou l'aptitude naturelle à l'enracinement. Les variétés les plus vigoureuses comme Tazogaghth sont souvent aussi celles qui s'enracinent le plus facilement et repartent le plus vite à partir des réserves contenues dans le bois.

D'un point de vue pratique, pour la multiplication végétative en pépinière, ces résultats indiquent que les variétés à croissance rapide comme Tazogaghth permettraient un gain de temps important avant sevrage et plantation, de l'ordre de 4 à 6 semaines par rapport aux variétés plus difficiles. Cela représente un avantage économique non négligeable.

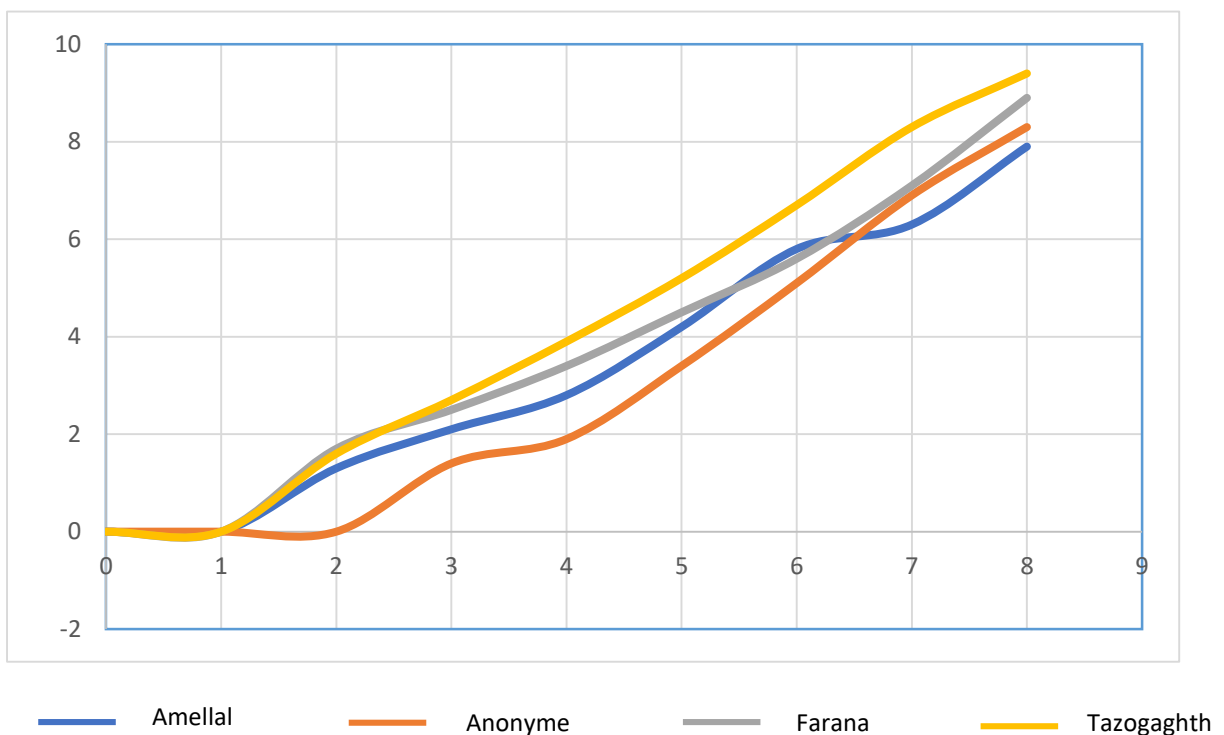


Figure 15 : Cinétique de croissance des boutures de vigne (cm)

La variété Tazogaghth se démarque nettement avec une croissance beaucoup plus rapide que les autres dès les premières semaines. Après 1 mois, les boutures de Tazogaghth mesuraient déjà environ 20 cm contre seulement 10 cm pour les variétés Anonyme et Amellel. À 2 mois,

l'écart s'est encore creusé avec une longueur moyenne d'environ 45 cm pour Tazogaghth contre 25 cm maximum pour les autres. La pente de la courbe est très raide, traduisant une vigueur de départ et une vitesse d'élongation exceptionnelles pour cette variété.

À l'inverse, la variété Anonyme affiche la croissance la plus lente durant les 2 premiers mois, avec une longueur moyenne d'à peine 20 cm après 2 mois de bouturage. Sa courbe a une pente très faible, caractéristique d'un démarrage de végétation difficile.

Les variétés Amellel et Anonyme ont des comportements intermédiaires, avec une vigueur de départ et une vitesse d'allongement un peu supérieures à Anonyme mais restant bien en-deça de Tazogaghth.

Ces différences de précocité et de vigueur au bouturage peuvent s'expliquer par des caractéristiques variétales intrinsèques comme l'aptitude à l'enracinement, la vigueur générale ou le débourrement précoce. Elles pourraient également résulter de conditions expérimentales légèrement différentes (état physiologique du bois, dates de prélèvement, etc.)

D'un point de vue pratique, une croissance rapide comme celle de Tazogaghth est un avantage pour la multiplication végétative, permettant un gain de temps considérable. Après seulement 2 mois, les boutures atteignent déjà une taille les rendant aptes à être sevrées et transplantées. À l'inverse, la variété Anonyme nécessiterait sans doute plus de 2 mois pour atteindre un stade de développement suffisant pour le sevrage.

2. Discussion :

Les résultats ont montré une variation significative de la capacité d'enracinement des différentes boutures (Farana et Tazogaghth) donnant la capacité d'enracinement la plus élevée, tandis que (Amellel et Anonyme) donnaient un pourcentage d'enracinement beaucoup plus faible.

La croissance des pousses végétatives sur les boutures a varié entre les différentes variétés tout au long de l'année. (Abu-Gaoud, 1999 ; Sabir et al ., 2004).

Les deux cultivars (Farana et Tazogaghth) sont ceux qui ont obtenu la plus forte croissance végétative pendant la propagation.

Le débourrement, la croissance initiale des feuilles et la floraison ont été plus rapides chez (Tazogaghth) mais le potentiel de croissance ultérieur des autres plantules était anormal et elles se sont flétries et sont mortes après 25 jours de débourrement, ce qui peut être attribué

au génotype qui est un autre facteur important qui a été exclu pour une recherche plus approfondie.

Cette étude représente la première enquête et fournit les premières données sur la capacité d'enracinement des plants de feuillus en Algérie. L'importance de ce travail réside dans l'optimisation de l'utilisation de l'hydroponie.

Les conditions de l'étude étaient des conditions hydroponiques utilisant l'eau comme milieu de croissance, contrairement à d'autres études où les milieux de croissance utilisés étaient la perlite, le sable, la terre et un certain nombre d'autres matériaux.

Les différences dans le succès de l'enracinement attribuables au génotype sont un autre facteur d'intérêt dans les études antérieures. Contrairement à d'autres études où les milieux de culture utilisés étaient de la perlite, du sable, de la terre et un certain nombre d'autres matériaux.

En général, les résultats ont montré que pour les porte-greffes étudiés, les pourcentages de formation de racines et de rhizogenèse étaient relativement plus élevés que ceux trouvés dans les études précédentes, même lorsque des concentrations beaucoup plus élevées d'IBA étaient utilisées (Abu-Gaoud, 1999 ; Sabir et al., 2004). De plus, dans le cas du cépage Cabernet Franc, des pourcentages plus élevés de formation de racines ont été observés lors de l'utilisation de concentrations d'IBA de 120 et 250 ppm, respectivement, contrairement au raisin Ruby (*Vitis vinifera* L.) qui a montré des pourcentages tout aussi élevés de formation de racines lors de traitements caractérisés par des concentrations très élevées d'AIB (4000 ppm) (Mohammed et al., 2013). Dans la présente étude, des résultats plus que favorables à la formation de racines ont été obtenus, étant donné qu'elle a été administrée à milieu hydroponique.

Même si les pourcentages élevés de formation de racines enregistrés par les boutures provenant de segments de canne distincts correspondent à des pourcentages tout aussi élevés de formation de callogènes, qui dans certains cas sont encore inférieurs à ceux de la formation de racines. Bien que la présence de cals ne soit pas une condition nécessaire et n'implique pas la formation de racines (Shoji et al., 2013), les résultats de la présente étude semblent lier favorablement ces deux processus.

La justification des résultats relativement élevés de l'expérience actuelle peut se trouver en relation avec les éléments suivants

L'utilisation d'une pompe pour diriger l'air, et donc l'oxygène, dans l'eau pendant l'expérience peut justifier les résultats relativement élevés de l'expérience actuelle par

rapport à l'ensemble des mesures effectuées. L'étude a également conduit ses chercheurs à conclure qu'il pourrait être nécessaire de mener d'autres expériences en absence/présence d'oxygène, même si des études antérieures ont montré que les processus biochimiques de la formation des racines dépendent de la présence d'oxygène (Soer et Burger, 1988). En même temps, l'utilisation de l'eau comme milieu de culture, surtout lorsqu'elle est combinée à de faibles concentrations d'IBA, semble éliminer les substances inhibitrices de la formation des racines.

L'augmentation du nombre moyen de racines produites par le système hydroponique se compare favorablement aux résultats rapportés dans l'étude de (Mohammed et al ., 2013) où le nombre maximal de racines par parcelle était le résultat d'un traitement à l'auxine et de l'utilisation d'un substrat d'enracinement sol-sable comme milieu de culture, une méthode considérée comme le résultat de l'aération du substrat particuliers.

3. Conclusions :

Une étude de performance sur le terrain est nécessaire pour évaluer la compatibilité, la croissance et la productivité des variétés étudiées.

Nous avons conclu que les variétés (Farana et Tazogaghth) ont développé leur système racinaire plus rapidement que les autres variétés et dans des conditions climatiques simples. L'identification des cultivars ayant les taux d'enracinement et de croissance les plus élevés. La survie après acclimatation a été évaluée.

En général, les pourcentages élevés de formation de racines enregistrés par les boutures provenant de sarments correspondent à des pourcentages tout aussi élevés de formation de chalcogène, qui dans certains cas sont encore inférieurs à ceux de la formation de racines. Bien que la présence de cals ne soit pas une condition nécessaire et n'implique pas la formation de racines, les résultats de la présente étude semblent lier favorablement ces deux processus.

L'étude a également conduit les chercheurs à conclure qu'il pourrait être nécessaire de mener d'autres expériences en absence/présence d'oxygène, même si des études antérieures ont montré que les processus biochimiques de la formation des racines dépendent de la présence d'oxygène. En même temps, l'utilisation de l'eau comme milieu de culture, surtout lorsqu'elle est combinée à de faibles concentrations d'AIB, semble éliminer les substances inhibitrices de la formation des racines.

L'augmentation du nombre moyen de racines produites par le système hydroponique

se compare favorablement aux résultats rapportés dans plusieurs travaux où le nombre maximal de racines par parcelle était le résultat d'un traitement à l'auxine et de l'utilisation d'un substrat d'enracinement composé de terre et de sable comme milieu de culture, une méthode considérée comme le résultat de l'aération du substrat particulier.

Les pousses végétales jouent un rôle important dans l'enracinement des boutures en agissant comme des sources endogènes d'hormones auxines qui favorisent l'enracinement adventif. Dans cette étude, les boutures ont été regroupées en au moins trois nœuds.

Les différences de succès d'enracinement attribuables au cultivar sont un facteur important. Cependant, il est difficile de développer des racines adventives dans de nombreuses variétés de raisin ou cultivars ayant des utilisations importantes dans la propagation, tels que *V. davidii*, *V. quinquangularis* (syn. *V. kiusiana*) et *V. amurensis*, des espèces de raisins sauvages originaires d'Asie de l'Est *V. rotundifolia* (Muscadine), *V. champinii*, *V. aestivalis*, *V. berlandieri*.

Liste des Références

Abu-Qaoud, H., 1999. Performance Of Different Grape Cultivars For Rooting And Grafting.

An-Najah Univ. J. Res. 13, 1–8.

Auge R, Beachesne G, BOCCON-GIBOD., 1988. La Culture In Vitro Et Ses Applications Horticoles. Ed. France. 225 P.

.Alley J, Peterson E ., 1977. Grapevine Proagation .Effects Tempurature, Refrieration, And Indole Butric Acid On Callusing Budqpush And Rooting Of Dormant Cuttings. Ed American. 28p.

Baggiolini M., 1952 - Les Stades Repères Dans Le Développement Annuel De La Vigne Et Leur Utilisation Pratique. Revue Romande d'Agriculture Et d'Arboriculture 8 : 4-6 P.

Bouard J . , 1966. Recherches Physiologiques Sur La Vigne Et En Particulier Sur L Aoutement Des Sarments.Thèse D'état ,Bordeaux ,P398.

Bouard J., 1970 – Observation Nouvelles Sur Les Vrilles De La Vitis Vinifera L. Et Sur Les Différentes Parties Qui Les Constituent. C. R. Acad. Sc., Paris, T. 271 : 191-195 P.

Beauchesne G., 1989. La Culture *In Vitro* Et Ses Applications Horticoles. 269 P.

Blouin J., 2005. Les Parasites De La Vigne. Stratégie De Protection Raisonnée. L'espagnol Sous La Direction De Daniel Gouadec Par Gaulou-Brain. J Et Amos-Sanchez. A.2007. Pp 138- 147.

Carlier A. Et Van Hove C., 1964 – Influences Of A Naphtalenacetic Acid On Growth, Respiration And $^{14}\text{CO}_2$ Production From Glucose ^{14}C And Glucose ^{14}C . Nature, 201, 677 – 679 P.

Champagnat P., Ozenda P. Et Bailland L., 1969 –Biologie Végétale III : Croissance, Morphogenèse, Reproduction. Edit. Masson, Paris, 317-333 P.

Chaussat R. Et Bigot C., 1980- La Multiplication Végétative Des Plantes Supérieures. Edit. Gauthier-Villars, Paris, 277 P.

Crespy A., 1992. Viticulture D'aujourd'hui. Paris : Edition Tec Et Doc_ Lavoisier,Coll.

« Agriculture D'aujourd'hui »,240p.

Daskalakis, I., K. Biniari, D. Bouza, And M. Stavrakaki. 2018. The Effect That Indolebutyric Acid (IBA) And Position Of Cane Segment Have On The Rooting Of Cuttings From Grapevine Rootstocks And From Cabernet Franc (*Vitis Vinifera L.*) Under Conditions Of A Hydroponic Culture Sys- Tem. Scientia Hort. 227:79–84, <https://doi.org/10.1016/J.Scienta.2017.09.024>.

Daguin F Et Letouze R., 1997 . Micropropagation Du Lilas Par Encapsilation De Bourgeons . Laboratoire De Recherches En Physiologie Végétale Des Pays De La Loire .P193

- El Heit K., 1981. Le Vignoble Algérien : Problèmes De La Reconversion. Thèse De Doctorat De 3eme Cycle. Université De La Sorbonne. 272p
- Eichhorn KW. Et Lorenz DH., 1977 - Stades Phénologiques De Vigne. Nouvelles Journal De Deutsche. Service De Protection Des Cultures, 29 : 119-120 P.
- Hartmann, H.T., D.E. Kester, And F.T. Davies, Jr. 1997. Plant Propagation Principles And Practi- Ces. 6th Ed. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NJ.
- Hartmann, H., D. Kester, F. Davies And R. Geneve, 2001. Hartmann And Kester's Plant Propagation : Principles And Practices. 8th Edn., Englewood Cliffs, New Jersey: Prentice-Hall.
- Favre J.M., 1977 – La Rhizogénèse. Aspects Divers D'un Processus D'organogénèse Végétale. Ann. Univ. Abidjan, 100 P.
- Julliard B., 1964 - Interaction De L'auxine Et De La Gibbérelline Sur La Rhizogénèse Des Boutures De Vigne. C. R. Acad. Sc., Paris, T. 258, 5716-5719 P.
- Julliard B. Et Balthazard J., 1965 – Effets Physiologiques De L'acide Gibbérellique Sur Quelques Variétés De Vigne. Ann. Amélior. Plantes, 15, 61-78 P. Julliard B., 1964 - Interaction De L'auxine Et De La Gibbérelline Sur La Rhizogénèse Des Boutures De Vigne. C. R. Acad. Sc., Paris, T. 258, 5716-5719 P.
- Julliard B., 1967- Sur La Rhizogénèse Chez La Vigne. Vitis, 6, 375-382 P.
- Hirsch A-M., 1975 – Evolution Des Activités Peroxydasiques Et Phosphatisiques Au Cours Du Phénomène De Rhizogénèse Des Fragments De Rhizomes De Topinambour Cultivés In Vitro. C. R. Acad. Sc. Paris, T. 280, 829-832 P.
- Huglin. P., 1986 - Biologie Et Ecologie De La Vigne. Edit. Payot Lausanne. Paris, 371 P.
- Huglin P., Schneider C., 1998. Biologie Et Ecologie De La Vigne. Ed Lovoisier Tec ET Doc . 2ème Ed. . 365p.
- Galet P., 1993. Précis De Viticulture. Ed. Déhan, Montpellier. 582 P.
- Galet P., 2000. Précis De Viticulture. Ed. JF. 7ème Edition. 597 P.
- Galet P., 1998. Précis De Viticulture 7 Eme Ed. Déhan Montpellier. 561 P.
- Gautheret R., 1959. La Possibilité De Réaliser Les Cultures Indéfinies Des Tissus De Tubercules De Carottes. C.R. Acad. SCI. 208. Pp .118-129.
- Goode, D.Z., Jr., G.W. Krewer, R.P. Lane, J.W. Daniell, And G.A. Couvillon. 1982. Rooting Studies Of Dormant Muscadine Grape Cuttings. Hortscience 17:644–645.
- Department Of Horticulture, University Of Arkansas System Division Of Agriculture, Fayetteville, AR 72701.

- Itaf A., 2009 .Instituté Technique De L'arboriculture Fruitier Et De La Vigne. Merdja Biroutata Alger. L'horticulture. Station De Physiologie INRA, Dijon, Pp. 222-231.
- LERY., 1982. L'agriculture Au Maghreb G.P. Ed. Maisonneuve Et Larose. Pp 284-286.
- Levadoux L., 1956. Les Populations Sauvages Et Cultivées De (Vitis Vinifera L.). Station De Recherches Viticoles Et d'Arboriculture Fruitière Du Sud-Ouest, Pont-De-La-Maye (Gironde). Pp.59-115.
- Nathalie OLLAT*I, Laurence GENY*** Etj.P. SOYER**1998 INRA, UREFV* Et Station d'Agronomie**, B.P. 81, 33883 Villenave d'Ornon (France).
- Mayer S., Reed C., Et Bosdeveisc R., 2004 – Botanique : Biologie Et Physiologie Végétale. Edit. Maloine, Paris, 258-288 P.
- Meier U., 2001 – Stades Phénologiques Des Mono-Et Dicotylédones Cultivées, BBCH Monographie, Centre Fédéral De Recherches Biologiques Pour L`Agriculture Et Les Forêts. Berlin, 93-95 P.
- Margara J., 1989. Base De La Multiplication Végétative. Les Méristèmes Et L'organogenèse. Institut National De La Recherche Agronomique.262P.
- Mohammad, G., Mohammad, A.K., Sayed, R.M., 2013. Effects Of Different Auxin (IBA) Concentrations And Planting-Beds On Rooting Grape Cuttings (Vitis Vinifera). Annu. Res. Rev. Biol. 3 (4), 517–523.
- Montgomery R., 2009. Statistique En Bref Eurostat. KS-SF-09-012-FR-N. Pp 1-7.
- Morel G, Martin C., 1952. Guérison De Pommes De Terre Atteintes Des Maladies A Virus CR, Acad, Agro. Fr, 41. Pp432-475
- Mullins G Et Rajasekaran ., 1981. Boutures Fruitières Méthode Révisée Pour La Production De Plants D'essai De Cultivars De Vigne. American .P 181.
- Mullins G., 1966 .Test – Plants For Investigations Of The Physiology Of Fruiting In Vitis Vinifera L.Nature,209.P 419-420.
- Ollat N.,1997 . Bases Physiologiques Et Anatomiques De La Croissance Des Baies De Vites Vinifera. Thésé De Doctora, Ecole Nationale Supérieure Agronomique De Montpellier, P131
- Peyecru P., Bechr J.C., Carion F., Crand Perrin D. Et Prrier C., 2007- Biologie. Edit. Dunod, Paris, 110-151 P.
- Petit A-N., 2008 - Effets De Fongicides Anti-Botrytis Sur Les Organes Végétatifs Et Reproducteurs De La Vigne. Thèse Doctorat, Univ., Reims, 129 P.

- Ribereau-Gayon J Et Peynaud E., 1971 A - Sciences Et Techniques De La Vigne Tome 1 Et 2. Edit. Dunod, Paris, 1443 P.
- Rahman Mh., Grosal Ss., Brar D., 1996. Plants Regeneration From Callus Cùltùres Of Citrs Limon .Crop.IMPR. 19(2). Pp .100-103.
- Reynier A., 1991. Manuel De Viticulture. Ed. J.B Bailliére. Paris. 6 Emme. Ed. 411 P. REYNIER A., 2007. Manuel De Viticulture. Ed.TEC & DOC. Paris. 10éme. Ed. 527 P. RIBEREAU-GAYON J. PEYNAUD E., 1971 .Sciences Et Techniques De La Vigne Tome
- Reynier A., 1989. Manuel De Viticulture. Edition. Bailliére 406p.
- Rughla A., 1998.Somatic Embryogenesis And Plantlet Formation In Santatum Album L. And S .Spicatum.Jou.Exp Bot 49(320): Pp.155-162.
- Rosell H Et Villalobos A ., 1992 . Fodements Théoriques Et Pratiques De La Culture Des Tissus Végétaux. P163.
- Sabir, A., Kara, Z., Küçükbasmaç, F., Kemal, Y.N., 2004. Effects Of Different Rooting Media And Auxin Treatments On The Rooting Ability Of Rupestris Du Lot (*Vitis Rupestris*) Rootstock Cuttings. J. Food Agric. Environ. 2 (2), 307–309.
- Sabır, A. And Y. Ağaoğlu, 2009. The Effects Of Different IBA And NAA Applications On Grafting Success Of Some Cultivar/Rootstock Combinations In Potted Grape Sapling Production. Alatarım, 8(2): 22-27.
- Shuji, S., Masahiro, M., Tsuneo, O., 2013. Indole-3-Acetic Acid, Polyamines, And Phenols In Hardwood Cuttings Of Recalcitrant-To-Root Wild Grapes Native To East Asia: *Vitis Davidii* And *Vitis Kiusiana*. J. Bot. 2013, 9. [Http://Dx.Doi.Org/10.1155/2013/819531](http://dx.doi.org/10.1155/2013/819531). Article ID 819531.
- Simon, S., Petrasek, J., 2011. Why Plants Need More Than One Type Of Auxin. Plant Sci. (Limerick, Irel.) 180, 454–460.
- Simon J., Eggenberger W, Koblet W, Mischler M Schwarzenbach J., 1992. Viticulture. Ed. Payot, Lausanne. Pp. 223.
- Stisha J, Et Adsula L ., 2008. Biochemical And H Istological Basis Of Graft Compatibilitiy In Red Graps (*Vitis Vinefera L*) Grafted On Different Rootsocks .P36.
- Spencer-Lopes.M.M., 1992 - Les Ebauches De Racines Adventives De La Tige De *Sesbania Rostara* Brem. (Leguminosae) Etude Cytophysiological Avant Et Après Leur Développement. Thèse Doctorat. Univ. Dakar, 188 P.
- Skoog F., 1950 – Chemical Control Of Growth And Organ Formation In Plant Tissues. Ann. Bio., 26, 545-562 P.

Thiman, K.V., Went, F.W., 1934. On The Chemical Nature Of The Root Forming Hormones.

Proc. K. Ned. Acad. Wet. Ser. C : Biol. Med. Sci. 37, 456–459.

White J. And Lowell P.H., 1984 – The Anatomy Of Root Initiation In Cutting Of *Griselina Littoralis*

And *Griselina Lucida*. Ann. Bot., 54, 7-20 P.

Zryd J, Bretelle. R, Derreudre .J, Duhoux E, Gaspar T., 1988 .Culture Des

Cellules -Tissus Et Organes Végétaux Fondement Technique Et Utilisation Pratique, Paris, Lavoisier.

308 P.

<https://D-Maps.Com/M/Africa/Algeria/Batna/Batna21.Gifographie.Ed>.

Annexe 01 : Caractéristiques des variétés

a- La variété Farana

Variété autochtone à Douba le fin, donne un raisin de table très agréable, mais ses grappes un peu trop compactes et un peu trop volumineuses sont peu attrayantes. Il produit des vins souples et bouquetés qui vieillissent bien. C'est une variété très productive qui redoute les plaines humides en raison de sa sensibilité à la pourriture, mais convient très bien en montagnes et coteaux (Itaf., 2009)



Figure 01 : Fruit de la variété Farana (Itaf, 2009)

b- Variété Tazogaghth :

C'est un cépage de table, il mûrit dès la première décennie de septembre, grappes grandes, coniques, ailées, plus ou moins compactes, pédoncules moyens et forts ; baies grosses, troncs ovoïdes et bosselés, peau épaisse de couleur rose à rose foncé avec des portions restant vertes, pulpe charnue à saveur fade. (Itaf., 2009)



Figure 02 : Fruit de variété Tazogaghth (Itaf., 2009)

c-Variété Amellal :

C'est un bon cépage de table à grappe cylindrique conique, moyennement compactes (poids de grappe : 500g et longueur de 23,5cm, diamètre de baies : 18mm), Le fruit c'est un baïon arrondi de couleur jaune doré.

Il est très sensible aux maladies et parasites : sensible au mildiou et à l'oïdium (Itaf., 2004).



Figure 03 : Fruit de variété Amellel (Itaf.,2004)

Annexe 02 : Matériel utilisé en Laboratoire



Figure 1 : Les boutures de la vigne dans un milieu de culture hydroponique



Figure 2 : Les boutures dans la chambre de culture

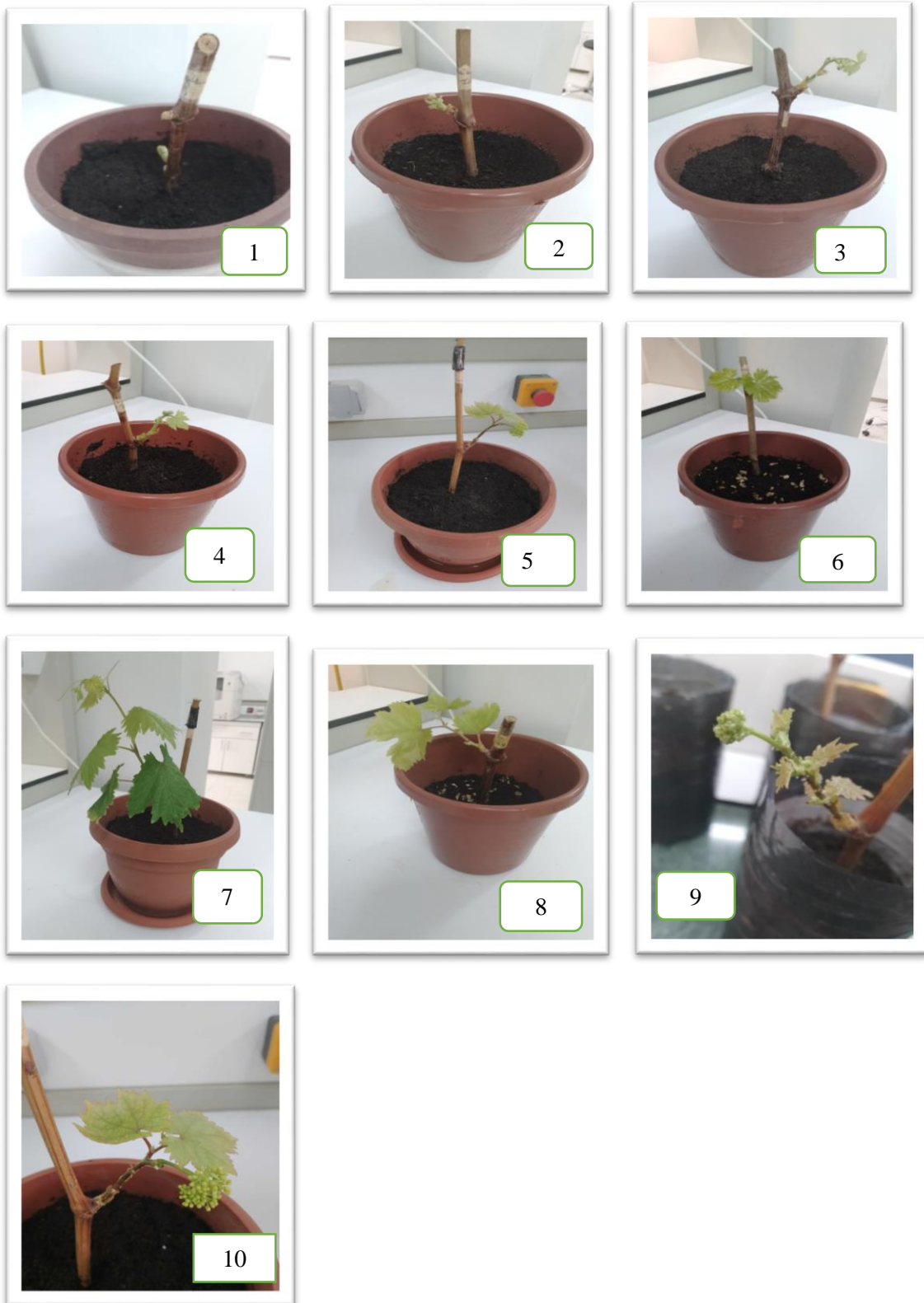












Figure 3 : Les stades phénologiques de la vigne dans laboratoire.

Annexe 03 : Croissance des racines

Tableau 01 : Les résultats de mesures de racinement de la vigne

La variété	ID de la bouture	Date d'observation	Nombre des racines	Couleur des racines	Longueur des racines (cm)	Densité des racines
	V1	28/02/2024	28	Beige et Blanc	0.803	80.3%
	V2	28/02/2024	20	Beige et Blanc	1.145	114.5%
	V3	28/02/2024	21	Beige et Blanc	0.496	49.6%
	V4	10/03/2024	18	Beige et Blanc	0.802	80.2%
	V5	28/02/2024	22	Beige et Blanc	0.601	60.1%
	V6	28/02/2024	20	Beige et Blanc	0.737	73.7%
	V7	10/03/2024	14	Beige et Blanc	0.921	92.1%

	V8	28/02/202 4	12	Beig Blanc	et	0.197	19.7%
	V9	26/03/202 4	13	Beig Blanc	et	0.799	79.9%
	V10	26/03/202 4	6	Beig Blanc	et	0.799	79.7%

Résumé

Cette étude visait à évaluer l'efficacité de l'auxine pour cette propagation. Le taux d'enracinement étant faible, l'application d'auxine joue un rôle crucial dans la propagation des boutures.

L'étude a été menée selon un plan complètement randomisé (CRD) et les données ont été analysées par la méthode de l'ADN.

Le succès de l'enracinement a montré une corrélation positive avec l'augmentation de la formation de cals à la base des boutures, ce qui s'est traduit par des pourcentages de rhizogenèse et un degré de cal maximal.

L'étude suggère que le trempage dans de l'eau pourrait être une pratique alternative pour améliorer le succès de l'enracinement des boutures.

Les variations dans le volume moyen du système racinaire étaient significatives dans toutes les conditions testées. Cependant, obtenir des résultats reproductibles s'est avéré être un défi selon les résultats de cette étude.

Mots clés : boutures, système de culture hydroponique, acide indole-3-butérique (IBA), rhizogenèse, callogenèse.

Abstract

This study aimed to assess the effectiveness of auxin in the propagation process. With a low rooting rate, the application of auxin plays a crucial role in the propagation of grapevines cuttings. The study was conducted using a completely randomized design (CRD), and the data were analyzed using ANOVA. Successful rooting showed a positive correlation with increased callus formation at the base of the cuttings, resulting in higher percentages of rhizogenesis and maximal callus degree. The study suggests that water soaking could be an alternative practice to enhance rooting success in grape cuttings. Variations in average root system volume were significant across all tested conditions. However, achieving reproducible results proved to be a challenge according to the results of This study.

Keywords: cuttings, hydroponic culture system, Indole-3-butyric acid (IBA), rhizogenesis, callogenesis.

ملخص

هدفت هذه الدراسة إلى تقييم فعالية الأوكسين في هذه العملية التكاثرية للعقلات. بمعدل الجذور المنخفض، يلعب تطبيق الأوكسين دوراً حاسماً في تكاثر العقلات.

تمت الدراسة وفقاً لتصميم عشوائي كامل (CRD) وتم تحليل البيانات. كما أظهر نجاح الجذور ارتباطاً إيجابياً مع زيادة تكوين الكالوس في قاعدة العقلات، مما أدى إلى زيادة في نسب التجذير وأقصى درجة الكالوس. تشير الدراسة إلى أن عمر البتلات في الماء قد يكون ممارسة بديلة لتعزيز نجاح تجذيرها. كانت التغيرات في متوسط حجم النظام الجذري ملحوظة في جميع الظروف المختبرة. ومع ذلك، كشفت نتائج الدراسة أن الحصول على نتائج قابلة للتكرار يمثل تحدياً واضحاً.

الكلمات المفتاحية: العقل، ونظام الزراعة المائية، ونظام الزراعة المائية، وحمض الإندول-3-بوتريك (IBA)، وتكوين الجذور، وتكوين الكالوجين.