

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

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



N° :.....

DOMAINE : SCIENCES DE LA  
NATURE ET DE LA VIE  
FILIERE : BIOLOGIE  
OPTION : BIODIVERSITE ET  
PHYSIOLOGIE VEGETALE

**Mémoire présenté pour l'obtention  
du diplôme de Master Académique  
Biodiversité et Physiologie Végétale**

Par:

**AMICHE Imane et ZAHIR Miyada**

Intitulé

**Dynamique de la croissance racinaire et quelques  
aspects physiologiques et anatomiques de la feuille  
chez quelques variétés d'abricotier  
(*Prunus armeniaca* L.) dans la commune de M'sila**

Soutenu devant le jury composé de:

<b>MERNIZ Nouredine</b>	<b>MAA</b>	<b>Université de M'Sila</b>	<b>Président.</b>
<b>BENMEHAIA Radhouane</b>	<b>MCB</b>	<b>Université de M'Sila</b>	<b>Rapporteur.</b>
<b>BAHLOULI Fayçal</b>	<b>Prof.</b>	<b>Université de M'Sila</b>	<b>Examineur.</b>

**Année universitaire : 2017 /2018**

## **Remerciement**

قبل كل شيء الشكر لله الذي امدنا بالإرادة والقوة لتحقيق هذا العمل  
المتواضع، فالحمد والشكر لله أولاً وأخيراً لإتمام هذا العمل.

;

*Nous tiens tout d'abord à remercier notre encadreur, monsieur  
Benmehaia Radhouane d'avoir accepté d'encadrer ce travail, ainsi que pour  
Sa gentillesse, ses conseils constructifs, son attention, son dévouement et sa  
disponibilité tout au long de travail.*

*Nous veux exprimer nos vifs remerciements à monsieur Merniz Noureddine  
pour nous avoir*

*Fait l'honneur de présider ce jury.*

*Nous adressons notre remerciement à monsieur Bahlouli Fayçal,*

*D'avoir acceptés l'examinassions de ce mémoire.*

*Sans oublier également les ingénieurs des laboratoires SNV Lalaoui Mounir,  
Ammeur Samiha, Hameza Asma, Djerare Laila et Saidi Halima. L'équipes de  
la pépinière M'sila vert, nos collègues de la promotion : Biodiversité et  
Physiologie Végétale 2017-2018*

*Nos remercions toute personne ayant contribué de près ou de loin à la  
réalisation de ce travail.*

# *Dédicaces*

*Avec une énorme joie et infini plaisir, que je dédicace ce modeste travail, aux prunelles de mes yeux, aux deux plus chères personnes de ma vie,*

*À mon très cher père rabi yarhamo*

*À ma très chère mère*

*À ma chère sœurs: Merzacka et son enfants Ayobe et Oussama et la femme de mon frère Halima.*

*À mes chères frères: Lahcen, Nasredin, Mohammed, Abdelatif et Bilal;*

*À les enfants de mes frères : Yassine, Abderrahmane, Bouchra, Meriem, Amar et Hamza et toute ma famille.*

*À mes chères amis: Samia, Bouchra, Fatima, Djihad et Rima.*

*À mon binôme Miyada;*

*À tous les étudiants de ma promotion de Biodiversité et Physiologie Végétale 2017/2018 surtout Somia, Fyrose et Aicha ;*

*À tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail.*

*Imane*



# *Dédicaces*

*A l'âme de ma cher sœur Imane*

*A mes parents qui m'ont toujours soutenue et aimée ;*

*C'est grâce à vous que je suis arrivée jusque là, soyez fiers de vous !*

*A mes frères et sœurs*

*Je salue votre soutien constant m'a permis de transcender bien des contingences.*

*A mes amis qui sont toujours à mon cotés*

*Vos encouragements constants ont toujours été pour moi*

*Des plus précieux.*

*À toutes ma famille ZAHIR*

*A mon binôme Imane et toute mes collègues le long de mes études  
promotion BPV*

*Merci pour l'ambiance ;*

*Pour celui aime Miyada*

*Regarde-moi, je suis heureuse, parce que tu existes dans ma vie*

*A tous ceux qui me sont chers*

*Je dédie ce travail*

*Dans la vie, tout n'est qu'une question de volonté.*

*Miyada*



# Sommaire

Listes des figures.

Introduction.....	01
Partie I : Revue bibliographique	
1. Généralité sur l'abricotier.....	02
1.1 Origine et historique.....	02
1.2 Biologie d'abricotier.....	02
1.2.1 Morphologie d'abricotier.....	02
1.2.2 Feuille.....	03
1.2.3 Fleur.....	04
1.2.4 Ovaire.....	04
1.2.5 Fruits.....	05
1.2.6 Noyaux.....	05
2. Classification botanique.....	06
3. Description de quelques variétés d'abricotier.....	06
3.1 Bulida.....	06
3.2 Louzi.....	07
3.3 Polonais.....	07
4. La racine et l'appareil racinaire.....	07
4.1 Différentes zones de la racine.....	08
4.2 Origine des racines latérales.....	10
4.3 Rhizotrons.....	11
5. La feuille.....	12
5.1 Origine des tissus de la feuille.....	12
Partie II : Matériels et Méthodes.....	16
1. Matériel végétale.....	16

2. Méthode.....	16
2.1 Dynamique racinaire.....	16
2.1.1 Germination des graines.....	16
2.1.2 Repiquage des graines.....	16
2.1.3 Longueur racinaire.....	17
2.1.4 Mesure de biomasse.....	17
2.1.5 Cinétique de croissance.....	18
2.2 Partie collinaire.....	18
2.2.1 Conductance stomatique.....	18
2.2.2 Densité stomatique.....	19
2.2.3 Densité chlorophyllienne.....	20
2.2.4 Longueur et largeur des stomates.....	21
2.2.5 Surface foliaire.....	22
2.2.6 Eclaircissement.....	22
2.2.7 Préparation des échantillons pour une observation par un microscope électronique à balayage.....	23
Partie III : Résultats et discussions.....	24
III.1 Dynamique racinaire.....	24
1. Longueur racinaire.....	24
2. Mesure de la biomasse.....	24
3. Cinétique de croissance.....	26
III.2 Partie caulinaire.....	29
1. Conductance stomatique.....	29
2. Densité stomatique.....	29
3. Densité chlorophyllienne.....	31
4. Longueur et largeur des stomates.....	32
5. Surface foliaire.....	33

6. Eclaircissement.....	33
7. Observation par un microscope électronique à balayag.....	35
Conclusion .....	37
Références bibliographiques.....	38

## Liste des figures

<b>Figure 1:</b> Extension historique de l'abricotier..	02
<b>Figure 2:</b> Image présente l'arbre d'abricot.	03
<b>Figure 3:</b> Feuille d'abricotier.	03
<b>Figure 4:</b> Fleur d'abricotier.	04
<b>Figure 5:</b> Fruits d'abricotier.	05
<b>Figure 6:</b> Noyaux d'abricotier.	05
<b>Figure 7:</b> Fruit de la variété Bulida..	06
<b>Figure 8:</b> Fruit de la variété Louzi.	07
<b>Figure 9:</b> Fruit de variété Polonais.	07
<b>Figure 10:</b> Schéma tridimensionnel d'une racine jeune au niveau de la zone pilifère (zone de maturation)..	10
<b>Figure 11:</b> Coupe transversale dans une racine principale.	10
<b>Figure 12:</b> Un exemple de rhizotrone.	12
<b>Figure 13:</b> Modèle de venation chez les de dicotylédone et monocotylédone.	13
<b>Figure 14:</b> Paraveinal mésophyle dans les feuilles.	14
<b>Figure 15:</b> Exemple d'un stomate.	15
<b>Figure 16:</b> Rhizotrons utilisés.	17
<b>Figure 17:</b> Mesure des longueurs racinaires.	17
<b>Figure 18:</b> Relève de la croissance racinaire.	18
<b>Figure 19:</b> Mesure de La conductance stomatique.	19
<b>Figure 20:</b> Technique de prélèvement de l'empreinte foliaire.	20
<b>Figure 21:</b> Mesure de la densité chlorophyllienne par CCM-200.	21
<b>Figure 22:</b> Mesure des dimensions des stomates par logiciel spécialisée Motic Image 2000 Version 1.3. (X400).	21
<b>Figure 23:</b> Image capture par l'application <i>Easy leaf area</i> .	22
<b>Figure 24:</b> Longueur racinaire en mm	24
<b>Figure 25:</b> Poids frais poids sec et le pourcentage d'eau chez les plantules d'abricotier.	25
<b>Figure 26:</b> Elongation journalière des racines en fonction de temps (mm).	26
<b>Figure 27:</b> Cinétique de croissance racinaire cumulée en fonction de temps (mm).	27
<b>Figure 28:</b> Conductance stomatique des feuilles (cm/s).	29
<b>Figure 29:</b> Photographie de la face adaxial et abaxial de la feuille d'abricotier.	30
<b>Figure 30:</b> Densité stomatique des feuilles ( stomate/ mm <sup>2</sup> ).	31

<b>Figure 31:</b> Densité chlorophyllienne des feuilles d'abricoter (CCM).....	31
<b>Figure 32:</b> Longueur et largeur des stomates en $\mu\text{m}$ . .....	32
<b>Figure 33:</b> Surface foliaire d'abricotier en $\text{cm}^2$ .....	33
<b>Figure 34:</b> Photographie de la feuille éclaircie au microscope (X40).....	34
<b>Figure 35:</b> Photographie agrandie d'une partie d'une feuille éclaircie (X100).....	34
<b>Figure 36:</b> Photographie présente les nervures fins au cours de la différenciation X400.....	34
<b>Figure 37:</b> Epiderme de la feuille X200. ....	35
<b>Figure 38:</b> Stomate de la feuille X4000.....	36

## Introduction

L'abricotier constitue l'une des meilleures richesses arboricoles de l'Algérie. Notamment au niveau de la wilaya de M'sila, elle est considérée comme l'une des régions le plus productives a l'échelle national, où elle constitue une culture stratégique. (Bahlouli et *al.*, 2016).

Plusieurs travaux de recherche ont été mènes sur cette espèce arboricole (*Prunus armeniaca* L.) dans cette région (Bahlouli et *al.*, 2016 ; Bendif et *al.*, 2018; Boudiaf et Ben Saadia ,2017; Zemmit, 2014...) dont les études sont focalisée sur les aspects morphologiques, pomologiques, phénotypiques et qui s'intéresse par la partie aérienne.

A l'exception de travail de Saghiri et Mahroug (2016) il n'ya pas un travail mené sur la partie racinaire d'où vient notre contribution. Elle porte sur une étude sur la racine (principalement la dynamique de croissance racinaire) des trois variétés d'abricotier (*Prunus armeniaca* L.) : Arbi, Bulida et Louzi en essayant de comprendre les potentialités des ces variétés notamment la variété Arbi qui est considérée comme un porte-greffe par rapport aux autres variétés.

Vu la corrélation étroite entre les deux parties (aérienne et souterraine), nous avons ajouté quelques paramètres physiologiques et histologique touchants la partie aérienne (principalement la feuille).

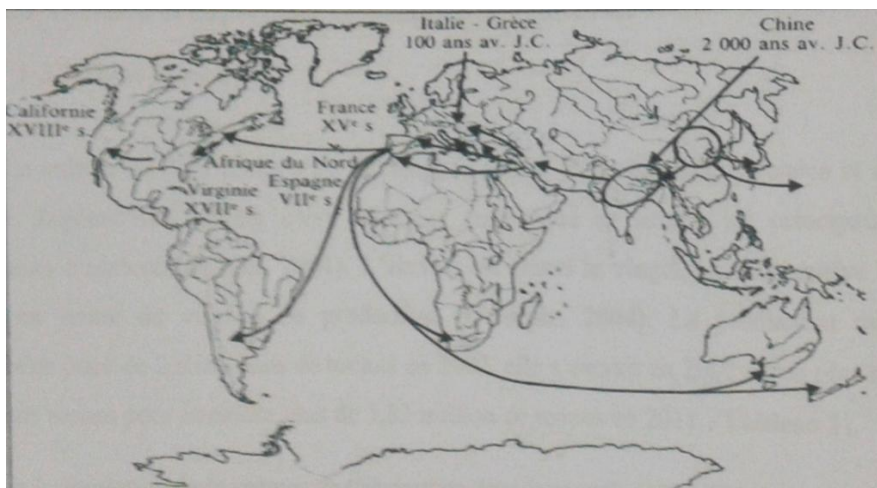
# I. Revu bibliographique

## 1. Généralité sur l'abricotier

### 1.1 Origine et historique

L'abricotier, *Prunus armeniaca* L., a d'abord été considéré, dans son centre d'origine chinois, comme une espèce forestière où seules les amandes des fruits étaient consommées (cet usage a perduré jusqu'à nos jours en Chine).

Une autre voie de diversification en Asie centrale et occidentale a donné naissance à une population d'abricotiers à fruits qui s'est ensuite développée en Europe et en Afrique du Nord. Les romains connaissaient déjà l'abricot au début de notre ère, mais il semble qu'il ait fallu attendre l'expansion musulmane pour que de bonnes variétés dans l'ouest de la Méditerranée. (Doré et Varoquaux, 2006).



**Figure 1:** Extension historique de l'abricotier. (Lichou et Audubert, 1989).

### 1.2. Biologie de l'abricotier

#### 1.2.1 Morphologie d'abricotier

L'abricotier est un petit arbre (3 à 6 m de haut) non épineux, aux rameaux étalés ou redressés qui lui font une large cime. (Tonelli et Gallouin, 2013).

La construction annuelle du rameau d'abricotier se fait par cycles successifs, séparés par des arrêts de croissance en cours d'année, la pousse est dite polycyclique. La fin de chaque cycle s'accompagne de la mort du méristème terminale.

En effet, chez l'abricotier, ce méristème ne fonctionne que quelques semaines, puis meurt et tombe, il marque ainsi la fin d'une unité de croissance. La croissance est donc rythmique et définie. (Lichou et Jay, 2012).



**Figure 2:** Image présente l'arbre d'abricot.

L'abricotier est une espèce autogame ou allogame selon les origines, pérenne et multipliée de manière conforme par greffage. L'abricotier est greffé sur semis d'abricotier, de pécher ou de prunier ou sur des boutures de prunier ou d'hybrides interspécifique entre ces espèces. (Doré et Varoquaux, 2006).

### **1.2.2 Feuille**

Les feuilles alternes sont simples, glabres, luisantes sur le dessus et un peu coriaces. De forme losangée (rhomboïdales) ou en cœur (cordiformes), elles sont pointues à l'extrémité (acuminées) et doublement dentées sur les bords. Les pétioles sont glanduleux et à leur base les stipules sont caduques. (Tonelli et Gallouin, 2013).



**Figure 3:** Feuille d'abricotier.

### 1.2.3 Fleurs

Les fleurs hermaphrodites et régulières (actinomorphes) apparaissent avant les feuilles. Elles sont solitaires ou groupées par deux (gémées) et subsessiles (portées par un pédoncule très court).

Une cavité réceptaculaire est formée par la réunion des 5 sépales du calice en urne qui s'étalent au sommet en 5 lobes de couleur vieux-rose veinés d'un rose plus soutenu, ce calice est caduc après la floraison.

Les 5 grands pétales libres, formant la corolle, blancs à l'intérieur et plus ou moins teintés de rose à l'extérieur, sont insérés au niveau de la gorge du calice de même que les 15 à 30 étamines (disposées sur 3 à 6 verticilles de 5 étamines) libres, à anthères introrses ; cet ensemble d'organes mâles forme l'androcée. (Tonelli et Gallouin, 2013).



**Figure 4:** Fleur d'abricotier. (Elbagore et Benadel, 2017).

En Afrique du Nord les variétés sont auto-incompatibles. Par ailleurs la fleur est capable de s'autopolliniser spontanément car le pistil est enserré par les étamines qui s'ouvrent en même temps que la fleur ; certaines libèrent même le pollen avant l'épanouissement, de plus, des fleurs privées d'étamines peuvent fructifier, ce qui laisse supposer une action du vent et de pesanteur dans le transport du pollen des étamines au stigmate. (Pesson et Louveaux, 1984).

### 1.2.4 Ovaire

L'ovaire contient deux ovules infères. Dans la plupart des cas, l'un des deux est atrophié et avorte. Parfois les deux sont susceptibles de se développer après pollinisation pour

donner naissance à un fruit comportant deux amandons, exceptionnellement trois. (Lichou et Jay, 2012).

### 1.2.5 Fruit

Le fruit charnu, indéhiscent, à noyau, est une drupe. De l'extérieur vers l'intérieur on trouve, l'épicarpe mince (la peau), le mésocarpe épais (la pulpe ou chaire) et au centre un noyau dur provenant de la lignification de la partie plus interne du mésocarpe et de l'endocarpe. (Tonelli et Gallouin, 2013).



**Figure 5:** Fruits d'abricotier. (Tonelli et Gallouin, 2013).

### 1.2.6 Noyau

Le noyau libre (qui adhère ou non à la chaire selon les cultivars) est ovale, comprimé, lisse sur ses faces ; une des sutures est carénée et l'autre arrondie (obtuse). Il contient une graine exalbuminée, l'amande. Celle-ci est amère ou douce selon les cultivars. (Tonelli et Gallouin, 2013).



**Figure 6:** Noyaux d'abricotier. (Lichou et Jay, 2012).

## 2. Classification botanique de l'abricotier

Le genre *Prunus*, appartenant à la famille des Rosacées, comprend environ 200 espèces, comprenant toutes les espèces de fruit à noyau (amandier, abricotier, cerisier, pêcher et prunier) qui sont très appréciées pour leurs fruits de grandes valeurs nutritives. D'autres espèces sont des plantes ornementales ou cultivées pour le bois, arômes, miel et huile parfumé. (Lee et Wen, 2001 ; In El debbagh, 2016).

Selon Lichou et Jay (2012) l'abricotier commun *Prunus armeniaca* L. est classé comme suit :

**Règne :** Plante

**Embranchement :** Spermaphyte

**Sous-embranchement :** Angiosperme

**Classe :** Dicotylédone

**Sous-classe :** Dialypétale

**Ordre :** Rosale

**Famille :** Rosaceae

**Sous-famille :** Amygdaloïdeae

**Genre :** *Prunus*

**Espèce :** *Prunus armeniaca*. L

## 3. Description de quelques variétés d'abricotier

### 3.1 Bulida

Bulida est une variété espagnole, essentiellement cultivée dans la région de Murcie. Elle représente près de 80% de la production espagnole. La production est destinée à l'industrie et au marché du fruit frais. Sa productivité est élevée en Espagne. Le fruit, de calibre moyen, est de couleur jaune orangé clair. Il est ferme (Lichou et *al.*, 1998 In ITAF ,2007. En Algérie, sa maturité a lieu vers la mi-juin, mais dans Tessala El Merdja, elle est plus précoce. Sa maturité a lieu vers la mi-Mai. (Anonyme, 2007).



**Figure 7:** Fruit de la variété Bulida. (Anonyme, 2007).

### 3.2 Louzi

Originnaire de M'sila, cette variété est autostérile, vigoureuse, à port étalé, avec des ramifications grêles, fertile, peu exigeante en repos végétatif, à cultivée en basses et moyennes altitudes. Elle produit des fruits moyens à chair très fine.

Dans la région de Biskra, la maturité de la variété Louzi se situe à la dernière semaine du mois de Mai. (Anonyme, 2007).



**Figure 8:** Fruit de la variété Louzi. (Anonyme, 2007).

### 3.3 Polonais

Arbre de vigueur moyenne, aux feuilles typiques souvent repliées en gouttière. Mise à fruits rapide avec une production bonne et régulière dans les zones de culture qui conviennent à cette variété. Fruit de bonne grosseur, à chair ferme, de saveur agréable, pouvant convenir à la fabrication de fruits au sirop. Bonne résistance au gel. La variété Polonais ne s'accommode que des zones de culture bien déterminées. (Anonyme, 2007).



**Figure 9:** Fruit de variété Polonais. (Anonyme, 2007).

## 4. La racine et l'appareil racinaire

Les racines, dont l'ensemble constitue l'appareil racinaire, habituellement souterrain (géotropisme positif et phototropisme négatif), sont spécialisées dans l'absorption de l'eau et des sels minéraux du sol, la fixation de la plante au substrat et l'accumulation de réserves. Une des caractéristiques de l'appareil racinaire est sa grande longueur.

Cette extension, difficile à apprécier dans les conditions naturelles, est habituellement très supérieure à celle de la partie aérienne de la plante. Ainsi une germination de maïs peut produire en quelques semaines plus de 2 000 racines dont le total dépasse 50 mètres.

La racine traverse et établit des relations d'échanges avec un milieu très particulier, le sol, et elle montre par sa croissance, sa ramification, sa structure et son fonctionnement, de remarquables propriétés d'adaptation à cet environnement. (Roland *et al.*, 2008).

Cette morphologie de la racine se complique quand la plante se développe. Elle se ramifie et devient pivotante, tubéreuse, fasciculée.

Cette classification correspond-elle à la majorité des racines observables ? Dans l'ensemble oui, si l'on considère les plantes à fleurs.

On peut trouver ainsi :

- Des racines aplaties chez des orchidées tropicales vivant sur d'autres végétaux. Elles peuvent être chlorophylliennes et former des voiles qui recueillent l'eau (de pluie ou la rosée) indispensable à la vie de la plante ;
- Des racines aériennes adventives qui apparaissent le long d'une tige comme chez les philodendrons ;
- les racines crampons qui fixent la plante à un support (le lierre). (Laberche, 2010)

#### **4.1 Différentes zones de la racine**

##### **a) Zone de division cellulaire**

Comprend le méristème apical de la racine et ses dérivés. De nouvelles cellules sont produites dans cette région, dont les cellules de la coiffe de la racine. (Campbell *et al.*, 2012).

La coiffe est couverte l'extrémité racinaire et protège l'apex méristématique. Cette zone présente une organisation histo-cytologique particulière :

- le centre quiescent est formé de cellules se divisant très peu. Ce centre constitue un réservoir de cellules de remplacement de la coiffe si celle-ci est arrachée ;
- le méristème proximal est formé de cellules en intense activité mitotique et dont les dérivés donnent les cellules de l'endoderme et du parenchyme cortical ;
- Le protoderme est une assise méristématique qui délimite l'apex et dont le fonctionnement donne le rhizoderme ;

- Le procambium forme une assise en retrait des zones précédentes et initie la formation du péricycle et des tissus conducteurs primaires, c'est à dire le phloème primaire et le xylème primaire. (Giraud et *al.*, 2010).

**b) Zone d'allongement cellulaire**

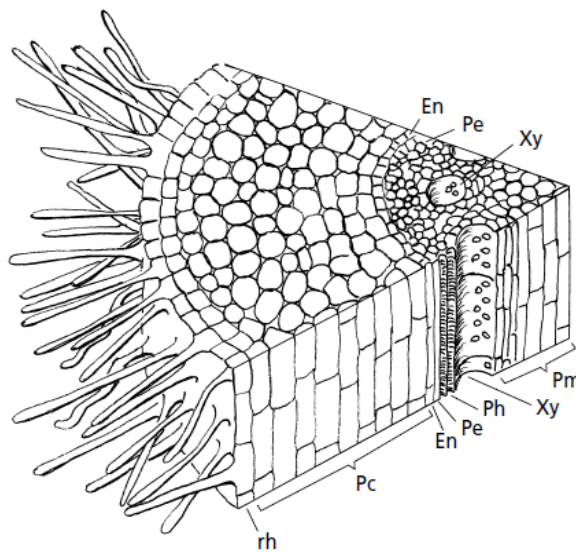
Généralement, à quelques millimètres de l'apex de la racine, où s'effectue la majeure partie de la croissance par l'allongement des cellules de la racine ; elles deviennent parfois jusqu'à dix fois plus longues, et même davantage. C'est grâce à l'allongement des cellules dans cette zone que l'apex de la racine s'enfonce dans le sol. (Campbell et *al.*, 2012)

**c) Zone de différenciation cellulaire**

La zone de maturation, où se produisent la plupart des différenciations de cellules racinaires et la spécialisation tissulaire. Les tissus racinaires spécialisés comprennent tissus vasculaires matures au cœur de la racine, un cylindre enfermant des cellules connues sous le nom de péricycle, un autre cylindre de la cellule appelée l'endoderme (c'est-à-dire à l'intérieur de la peau) et les cellules épidermiques surface de la racine.

Des cellules de parenchyme relativement peu spécialisées forment un cortex qui se situe entre l'endoderme et l'épiderme. La zone de maturation peut être identifiée par la présence de nombreux poils microscopiques qui émergent de l'épiderme racinaire (les poils absorbants). (Brooker et *al.*, 2008).

Les poils absorbants sont les prolongements des cellules du rhizoderme. Chaque poil absorbant (on dit aussi trichoblaste, ou simplement poil racinaire) est constitué d'une seule cellule très allongée à grande vacuole, dont les parois permettent l'absorption de l'eau et des sels minéraux. La présence de ces nombreux poils permet d'augmenter considérablement la surface d'absorption de la racine. Ces poils absorbants ont une vie transitoire correspondant à la croissance de la racine et meurent très vite. (Roland, 2010).



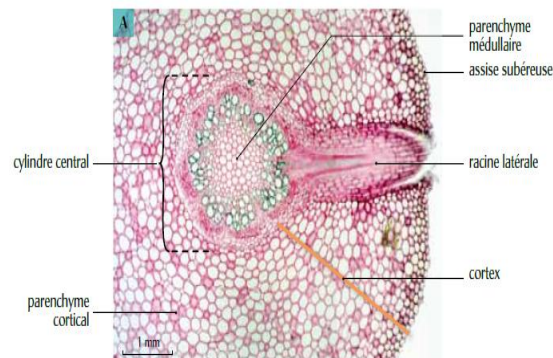
**Figure 10:** Schéma tridimensionnel d'une racine jeune au niveau de la zone pilifère (zone de maturation). (Laperch, 2010).

**Rh**, rhizoderme ; **Pc**, parenchyme cortical ; **En**, endoderme ; **Pe**, péricycle ; **Xy**, xylème ; **Ph**, phloème ; **Pm**, parenchyme médullaire.

#### 4.2 Origine des racines latérales

Chez la plupart des angiospermes, les racines latérales prennent naissance par une dédifférenciation dans le péricycle. On dit qu'elles sont endogènes parce qu'elles trouvent leur origine en profondeur, à l'intérieur de la racine mère.

Les divisions du péricycle qui sont à l'origine des racines latérales ont lieu à l'arrière de la zone d'élongation, dans des tissus racinaires partiellement ou totalement différenciés. Dans les racines d'angiospermes, le péricycle et l'endoderme contribuent souvent tous deux à la production d'un nouveau primordium de racine, même si, très souvent, les cellules dérivées de l'endoderme ont une faible durée de vie. Encore très jeune, le primordium racinaire différencie une coiffe et un méristème apicale, et les premiers méristèmes font leur apparition. (Raven et *al.*, 2014).



**Figure 11:** Coupe transversale dans une racine principale. (Boutin et *al.*, 2010).

### 4.3 Rhizotrons

Les rhizotrons sont des montages permettant d'observer le développement des racines en deux dimensions, et d'effectuer des mesures précises de l'architecture racinaire, en les photographiant ou en les scannant. En effet, sans rhizotron, les racines se développent dans toutes les directions, se chevauchent, et il est impossible de les mesurer. (Martin et Naim, 2013).

C'est un bac de culture qui présente au moins une face transparente permettant de visualiser partiellement l'appareil souterrain des plantes, et de mesurer l'accroissement des racines. De nombreux auteurs (Riedacker, 1974 ; Colin-Belgrand *et al.*, 1989 ; Frossard *et al.*, 1989) ont utilisé des rhizotrons de formes variées telles que des rhizotrons rectangulaires, à plusieurs compartiments, en tronc de pyramide renversée et les quatre faces latérales inclinées à 45°, ou encore des rhizotrons plans.

Ce sont les rhizotrons rectangulaires qui reproduisent le mieux les conditions naturelles dans lesquelles les racines se développent. Ils présentent cependant un inconvénient majeur : les racines ne sont pas toutes visibles. (Crosaz, 1995).

Les mini-rhizotrons (terme français proposé par Riedacker (1974) ou *root-observation boxes* pour les Anglo-Saxons) ont été et sont encore très largement utilisés. Ce sont des conteneurs généralement plats, d'épaisseur et de dimensions variables suivant les cas, dont au moins l'une des faces est transparente et permet donc la visualisation des racines poussant son contact. Les racines sont abritées de la lumière grâce à des protections individuelles (enveloppes de plastique souple) sur chacun des mini-rhizotrons. Ces dispositifs permettent de faire un suivi continu du développement du système racinaire, en totalité ou en partie, et de suivre l'évolution de sa rhizosphère dans des conditions plus ou moins contrôlées. Il est également possible d'accéder à n'importe quel moment au système racinaire en enlevant la plaque transparente, ce qui permet de nombreuses manipulations (amputations ou blocage d'axes, inoculations, marquages, etc.). (Pagès, 1991).



**Figure 12** : Un exemple de rhizotrons

## **5. La feuille**

Les feuilles sont les principaux organes photosynthétiques des plantes. La lame de la feuille lamina a généralement une grande surface pour maximiser la capture de la lumière et peut avoir un pétiole. Les feuilles composées ont une lame divisée en feuillettes et un rachis central. La lame peut être très réduite (par exemple dans les conifères aiguilles). Le tissu vasculaire de la feuille se présente sous forme de veines, qui sont ramifiées à partir d'une nervure médiane centrale formant un réseau, ou sont parallèles à un autre. (Lack et *al.*, 2005).

Le principal rôle des feuilles est d'absorber la lumière du soleil qui entraîne la photosynthèse, ce qui explique pourquoi la plupart des feuilles sont minces. Cette forme de feuille maximise la surface pouvant être absorbée par le soleil tout en minimisant le nombre de cellules photosynthétiques. Au-delà, à travers leurs minuscules stomates, les feuilles servent de points d'entrée et de sortie primaires pour les gaz. (Krogh, 2011).

### **5.1 Organisation des tissus de la feuille**

#### **a) Epiderme**

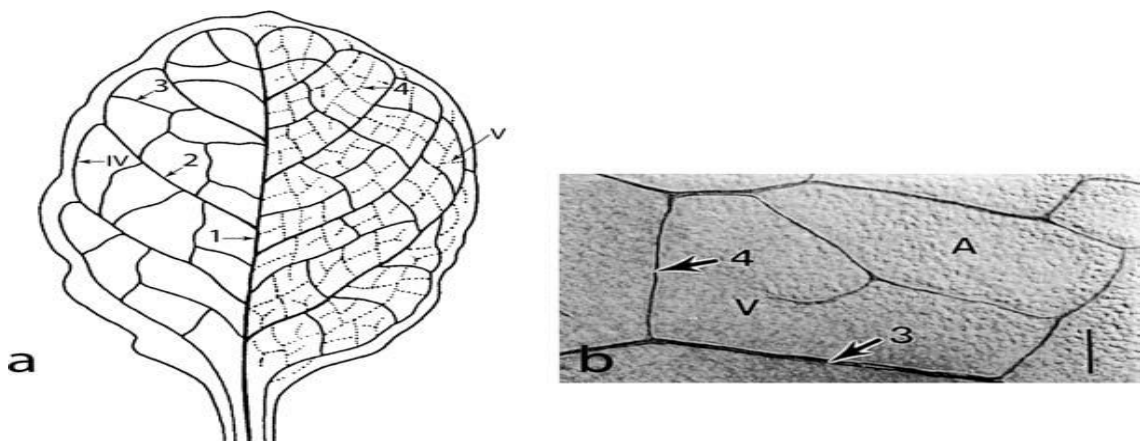
L'épiderme de la feuille est un tissu complexe qui consiste habituellement en une seule couche de cellules, bien que dans quelques espèces (par exemple *Ficus* et *Peperomia*) l'épiderme prolifère pour former plusieurs couches de cellules (un épiderme multiple). À maturité, il est difficile de distinguer un épiderme multiple d'un hypoderme. Les éléments spécialisés de l'épiderme de la feuille sont essentiellement les mêmes que ceux de la tige:

stomates, trichomes, papilles, sculpture de surface, cire épicuticulaire et cellules épidermiques de pavement différenciées. (Rudall, 2007).

### b) Mésophylle

Il est habituellement différencié en deux niveaux, un parenchyme palissadique renfermant des cellules prismatiques régulièrement alignées et, au-dessous, un parenchyme lacuneux dont les cellules de forme lobée laissent entre elles de larges espaces aérifères. La photosynthèse s'effectue essentiellement dans le tissu palissadique, le plus riche en chloroplastes, qui reçoit la lumière frappant la face supérieure de la feuille. Les échanges gazeux, et notamment la fourniture en CO<sub>2</sub>, se font à travers le tissu lacuneux et l'épiderme inférieur. (Claude et *al.*, 2008).

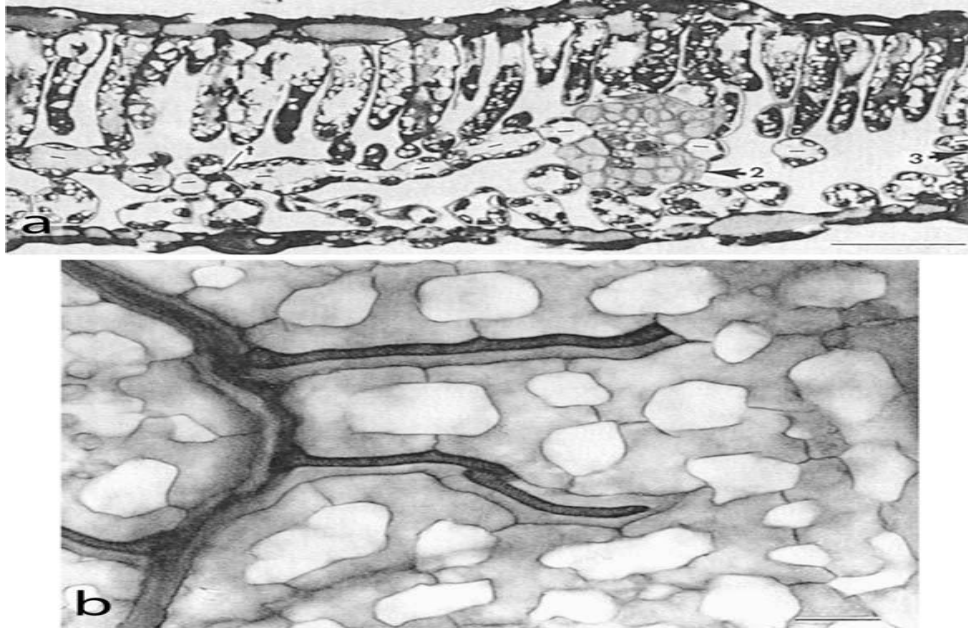
À la suite de la ramification des traces de feuilles ou système vasculaires au cours du développement, un système anastomosant complexe de veines est produite dans les lames de nombreuses feuilles. Dans la plupart des dicotylédones, un système de nervation réticulé se développe (Beck, 2010)



**Figure 13:** Modèles de nervure chez les feuilles de dicotylédones et de monocotylédones.

- (a) Diagramme du forme de nervation réticulée chez *Arabidopsis thaliana*. Les veines secondaires (2) sont jointes par une veine intra marginale (IV). V, la nervure se terminant librement.
- (b) Partie d'une feuille clarifiée d'*Arabidopsis* montrant des veines tertiaires (3) et quaternaires (4) entourant une aréole (A) contenant une nervure à extrémité libre (V).

Chez certains des Légumineuse, par exemple Glycine (soja) et Calliandra, et dans plusieurs autres familles de dicotylédones, les nervure sont connectées par des feuilles de tissu parenchymateux appelé mésophile paraveinal. Ce tissu, une ou deux couches épaisses, est essentiellement dans le même plan que les nervures, (Beck, 2010)



**Figure 14 :** Paraveinal mésophile dans les feuilles ;

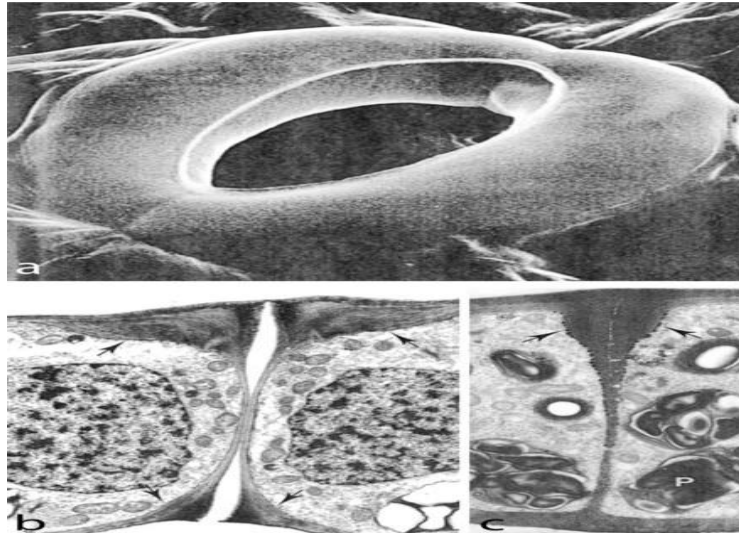
(a) Coupe transversale d'une feuille montrant une paraveinale à une seule couche mésophile.

(b) Para dermique section montrant la para verte mésophile en vue de surface.

### c) Stomates

Le tissu de mésophile a des espaces intercellulaires abondants reliés à l'atmosphère externe par de nombreuses ouvertures microscopiques (stomates) dans l'épiderme, composé de deux cellules de garde spécialisées et le pore entre eux. Les stomates jouent un rôle essentiel dans la physiologie des plantes car ce sont les passages par lesquels la plus grande partie de l'eau est perdue sous forme de vapeur et par laquelle la plus grande partie du  $\text{CO}_2$  diffuse dans l'intérieur des feuilles et est utilisée dans la photosynthèse par les cellules mésophiles.

Chez la plupart des angiospermes, les stomates ne se rencontrent que sur les surfaces inférieures des feuilles, mais chez certaines espèces, les peupliers et les saules, par exemple, ils se trouvent sur les deux surfaces des feuilles. (Pallardy, 2008).



**Figure 15** : Exemple d'un stomate (Beck, 2010)

- a) Micrographie électronique à balayage d'un stomate de l'épiderme de *Cucumis sativus*
- (b) Coupe transversale d'une stomate de la fougère *Asplenium nidus*,
- (c) Coupe l'une des extrémités d'un stomate d'*Asplenium nidus* où les cellules de garde sont reliées les unes aux autres.

**d) Vaisseaux conducteurs**

L'approvisionnement et l'évacuation des métabolites sont assurés par les nervures de la feuille. Les plus fines sont abondamment ramifiées et anastomosées dans le limbe. Elles constituent les mailles d'un réseau dont l'établissement est discontinu. Dans les jeunes limbes, il est aisé de voir se différencier les premières trachéides à partir de points épars (points de primo-différenciation) puis, de nouvelles trachéides se formant, le réseau se ferme de proche en proche.

Les monocotylédones ont des nervures parallèles d'importance assez semblable. Dans les feuilles de Dicotylédones, au contraire, les faisceaux confluent vers le bas en nervures de taille croissante. Les plus volumineuses et particulièrement la nervure médiane ont des tissus de soutien – collenchyme et sclérenchyme – associés aux tissus conducteurs. Le pétiole, dépourvu de limbe, a une structure histologique comparable à celle d'une tige, si ce n'est sa symétrie bilatérale. (Claude et *al.*, 2008).

# **I. Matériels et Méthodes**

## **1. Matériel végétal**

Nous avons utilisés trois variétés d'abricotier (*Prunus armeniaca* L) cultivées dans notre région de la commun M'sila. Ces variétés sont : Arbi Bulida et Louzi. Des graines récoltées l'année passée ont été utilisées.

## **2. Méthodes**

Dans ce travail nous avons abordé plusieurs aspects physiologiques et biométriques de l'abricotier.

L'expérimentation a débutée la fin du mois de Janvier ou on a fait la germination des graines, et elle est achevée le 22 Mai. Ce travail est reparti en deux parties, l'un s'occupe de la dynamique racinaire et une autre étudiant quelques aspects physiologiques et anatomiques de la partie aérienne.

### **2.1 Dynamique racinaire**

#### **2.1.1 Germination des graines**

Au premier temps. Une prégermination a été effectuée on a désinfecté les graines à l'hypochlorite de sodium diluée à 10%, pendant quelques minutes, elles sont rincées plusieurs fois par l'eau distillée .Ensuit elles sont immergé dans l'eau pendant 24 h.

Les graines prégermées sont mises dans des boites de Pétri contient du coton stérile et humide. Elles sont placées dans une étuve à 25°C à l'obscurité.

#### **2.1.2 Repiquage des graines**

Après l'apparition du la radicule, nous avons repiqués les graines dans les rhizotrons. Pour une bonne observation des racines il faut repiquer les graines au milieu des rhizotrons de façon verticale (la radicule vers le bas). (Figure 16).

Il est à signaer que les variétés Bulida et Louzi sont repiqués dans des petites rhizotrons de dimension (30X40 cm) et les trois graines de la variété Arbi sont repiqué dans un grand rhizotron (80X100 cm).

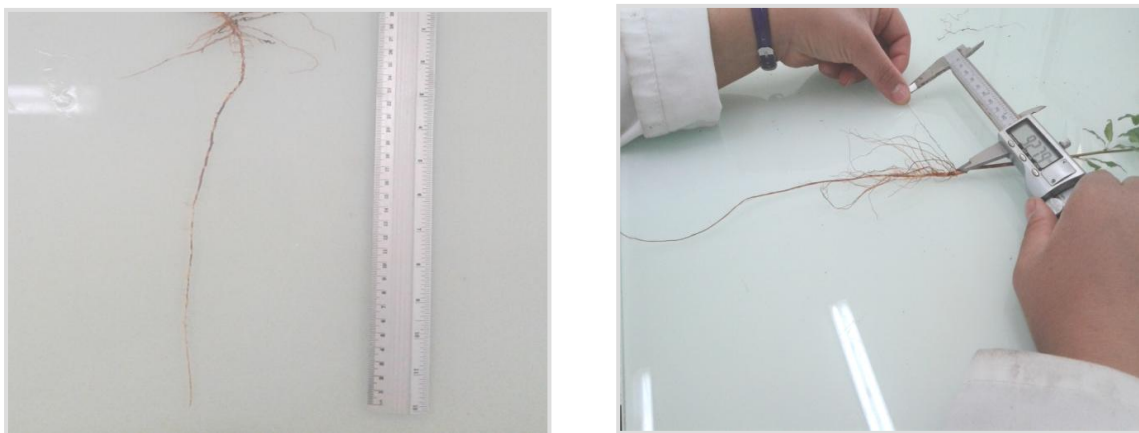


**Figure 16:** les rhizotrons utilisée.

### 2.1.3 Longueur racinaire

La croissance en longueur de la partie racinaire est évaluée après environ 04 mois de développement. La longueur de la racine principale et les racines secondaire le plus longue à l'aide d'une règle graduée au centimètre, et par pied à coulisse pour les racines secondaires courtes (Figure 17).

Les valeurs obtenues sont le résultat de 3 répétitions (plantule) chaque variété.



**Figure17:** Mesure des longueurs racinaires.

### 2.1.4 Mesures de biomasses

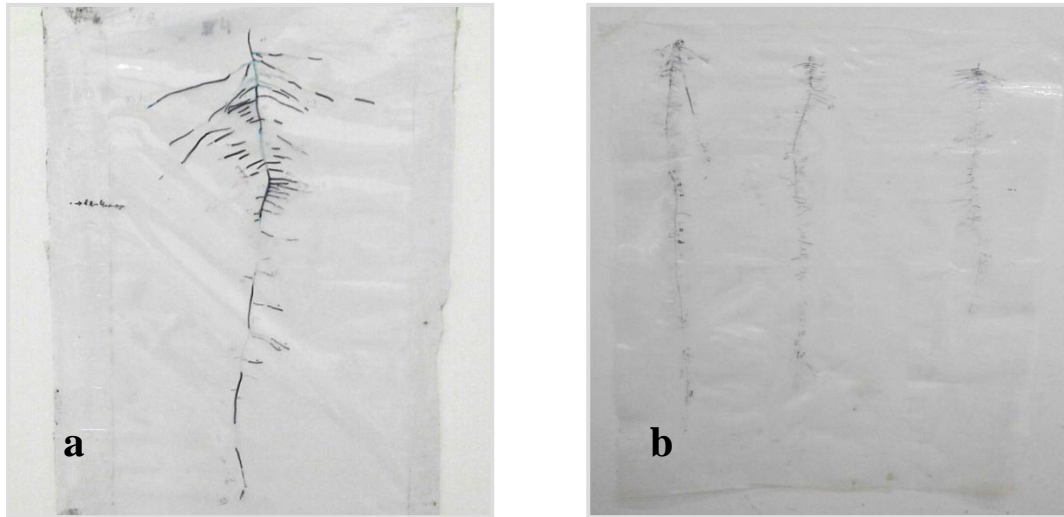
Ces mesures permettent d'évaluer la croissance des plantes et d'identifier et trouver une probable corrélation entre la partie aérienne et souterraine.

Dans cette méthode nous avons utilisé une balance de précision pour obtenir les paramètres suivants :

- Poids frais (totale, racinaire et arienne) ;
- Poids sec (totale, racinaire et arienne).

### 2.1.5 Cinétique de croissance

Dans cette partie nous utilisons les relevés (Figure 18) qui sont le résultat de mesure de la longueur racinaire sur deux jours (ou trois jours *weekend*) par l'utilisation des marqueurs colorés.



**Figure 18:** Relève de la croissance racinaire.

a. petit rhizotrons b. grand rhizotrons

## 2.2 Partie caulinare

Au laboratoire, et avec l'utilisation de nos plantes cultivés, on a mesuré de nombreux paramètres physiologiques (la conductance stomatique, la densité chlorophyllienne) et des paramètres biométrique (la dimension des stomates, la densité stomatique, surface foliaire).

### 2.2.1 Conductance Stomatique

La conductance stomatique est un indicateur du taux de transpiration foliaire, et un paramètre de l'état hydrique de la plante.

La conductance stomatique a été mesurée à l'aide d'un poromètres. Cet appareil permet de mesurer rapidement la conductance stomatique pour la vapeur d'eau des feuilles.

La conductance peut donc être exprimée comme une fonction des distances entre les capteurs d'humidité, de la température et des deux mesures d'humidité relative. (Figure 19).



**Figure 19:** Mesure de la conductance stomatique.

### 2.2.2 Densité stomatique

Tout d'abord, on mesure le diamètre (D) de champs de vision de l'objectif par une lame micrométrique.

On peut obtenir la surface de champ de vision par la formule suivante :

$$S = \sqrt{\frac{D}{2\pi}}$$

Comme la densité stomatique est le nombre des stomates en mm<sup>2</sup> on peut l'obtenir en comparant le nombre obtenu dans le champ de vision en utilisant la formule suivante :

$$D_s = \frac{N}{S}$$

D<sub>s</sub> : densité stomatique ;  
 N : nombre des stomates observe ;  
 S : La surface de champ de vision.

On récapitule les surfaces de champ de vision de différents objectifs du microscope de marque Motic utilisé de notre étude dans le tableau suivant :

**Tableau 1 :** Surface de champ de vision de microscope de type Motic.

Objectif	la surface de champ de vision (S)
X40	63,58 mm <sup>2</sup>
X100	10,17mm <sup>2</sup>
X400	0,658mm <sup>2</sup>

Pour déterminer ce paramètre, on a utilisée la méthode de Meister et Nordenkampf, (2001). Cette méthode consiste à nettoyer les deux faces de la feuille supérieure et inférieure à l'eau distillée. Une partie de chaque face inférieure de la feuille a été recouvert par une mince couche de vernis à ongles incolore, on évité de recouvrir la nervure centrale et la zone de la marge de la feuille, et attente le séchage des échantillons (15 à20 minutes), le vernis à été détaché soigneusement à l'aide d'une pince pour obtenir un film transparent qui va être déposé sur une lame microscopique. (Figure 20).



**Figure 20:** Technique de prélèvement de l'empreinte foliaire.

L'observation a été effectuée au microscope de la marque Motic pour dénombrer les stomates dans les deux faces (supérieur et inférieure).

Les stomates ainsi identifiés sont dénombrés au microscope sous un grossissement de 400 X.

### 2.2.3 Densité chlorophyllienne

Les mesures de la densité chlorophyllienne sont importantes car elles sont directement liées aux capacités photosynthétiques de la plante. Les mesures rapides au chlorophyllomètre de marque CCM-200 ont l'avantage de ne pas être destructives. L'absorbance optique est mesurée à deux longueurs d'onde différentes pour tenir compte

de la transmission de la chlorophylle et de l'épaisseur de la feuille : 653 nm (chlorophylle) et 931 nm (près des infrarouges).

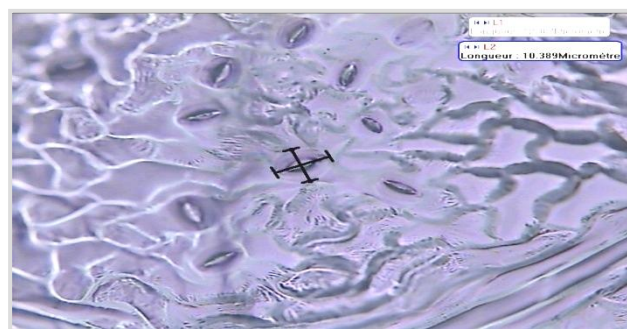
On a mesuré le contenu en chlorophylle des feuilles matures de nos plantules cultivé dans le laboratoire (3 feuilles par chaque plantule) (Figure 21). Cet appareil est conçu pour faire des mesures rapides et non destructives sur des échantillons des feuilles intactes.



**Figure 21:** Mesure de La densité chlorophyllienne par CCM-200.

#### 2.2.4 Longueur et largeur des stomates

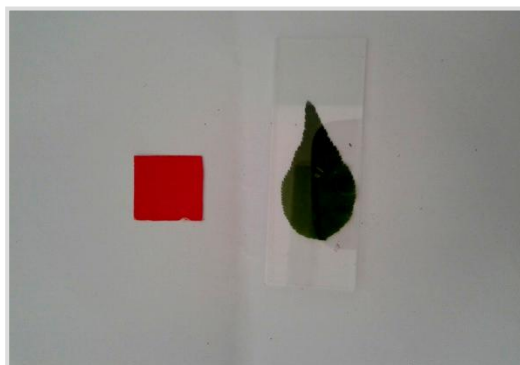
Ces paramètres ont été déterminés à travers des photographies prises sur les empreintes, à l'aide d'un logiciel spécialisé *Motic Image 2000 Version 1.3*, dans chaque photographie on a mesuré la longueur et la largeur de 5 stomates, (3 répétition pour chaque plantule) sur 3 variétés (15 répétitions de chaque variété). (Figure 22).



**Figure 22:** mesures des dimensions des stomates par logiciel spécialisée Motic Image 2000 Version 1.3. (X400).

### 2.2.5 Surface foliaire

La mesure de la surface foliaire est effectuée à la fin de l'expérience (après 79 jours) à l'aide d'une application *Easy leaf area*, les valeurs obtenues représente la surface foliaire (3 répétitions de chaque variété). (Figure 23).



**Figure 23:** Image capture par l'application *Easy leaf area*.

Ce programme nécessite un carré rouge de dimension 2 sur 2 pour obtenir la surface foliaire.

### 2.2.6 Eclaircissements

Il existe plusieurs techniques qui peuvent servir à faire l'éclaircissement, dans notre cas nous avons appliqués la méthode de FUCHS on suivant les étapes suivantes :

- 1- La conservation des feuilles dans l'alcool préalablement à notre traitement est ici indispensable ;
- 2- Elle consiste la première phase du processus d'éclaircissement. Fuchs de placer les objets frais(les feuille) plusieurs jours dans l'alcool à 80°. Les meilleurs résultats que nous ayons obtenus l'ont été avec ceux qui y sont restés 10 jours au minimum.
- 3- Passage pendant 24 heures à 60°C dans la solution suivant : 1g de fuchsine basique dans 100 ml d'eau bouillante additionnées de 10g de soude après refroidissement. Cette solution éclaircit les tissus végétaux tout en colorant sélectivement les vaisseaux lignifiés par la fuchsine ;
- 4- Lavage pendant 12 heures à l'eau distillée fréquemment renouvelée ;
- 5- Déshydratation par les alcools à 50° - 70°- 95° (durée totale 12 heures) ;
- 6- Passage pendant 2 heures dans l'alcool absolu ;

- 7- Traitement par un mélange alcool absolu /HCL (3/1) pendant 15 minutes. La coloration rouge des vaisseaux est alors révélée ;
- 8- Lavage à l'alcool absolu (24heures) ;
- 9- Passage dans trois bains de xylène puis montage au baume de canada.

Pour une bonne observation nous avons utilisée le safranine pour cela il faut faire intervenir les étapes suivant

1. L'échantillon est placé dans l'alcool 70° pendant 10 min
2. Passer dans une solution saturée de safranine et alcool 80° jusque l'observation des vaisseaux des bois avec une coloration rouge pendant 15 min
3. On éliminée l'excès de colorant par une série d'alcool 80°,70° et 50°, pendant 5min pour chaque' un.

### **2.2.7 Préparation des échantillons pour l'observation par le microscope électronique à balayage**

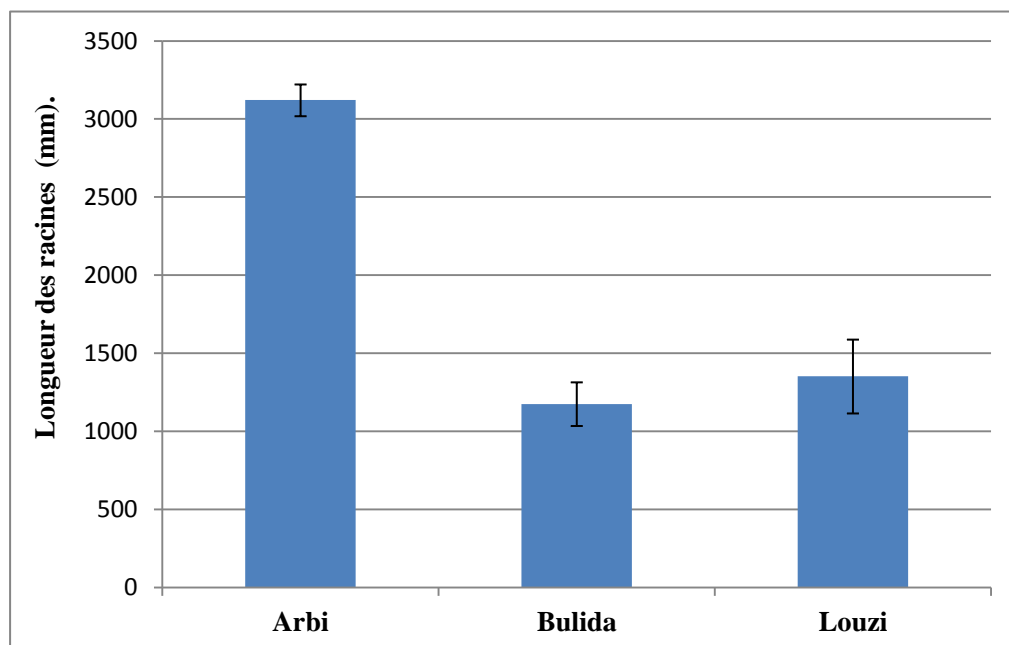
1. La fixation des échantillons (feuille) par le FAA (formaldéhyde acétique) pendant 24 heures ;
2. Un bon Lavage par l'eau distillée ;
3. On met sur une lame un morceau de feuille 2\*2 cm avec l'épiderme orienté vers la bas ;
4. Curer un morceau de feuille à 1x1cm à l'aide d'un scalpel très acéré, faite attention d'enlevé tous la mésophile sans endommager l'épiderme choisi ;
5. L'échantillon est séché par une série des alcools éthylique pendant 5 min à chaque étape ;
6. Installer entre deux lames puis ajuster par ruban élastique et laisser dans le gel de Silica pour se sécher;
7. A l'aide d'une loupe binoculaire on observée et on couper la meilleure région dans l'échantillon ;
8. On fixe l'échantillon sur un carrée de papier Aluminium par un ruban adhésif à deux faces.

### III Résultats et discussions

#### III.1 Dynamique racinaire

##### 1. Longueur racinaire

Les mesures la longueur racinaire sont présentées dans la figure 24.

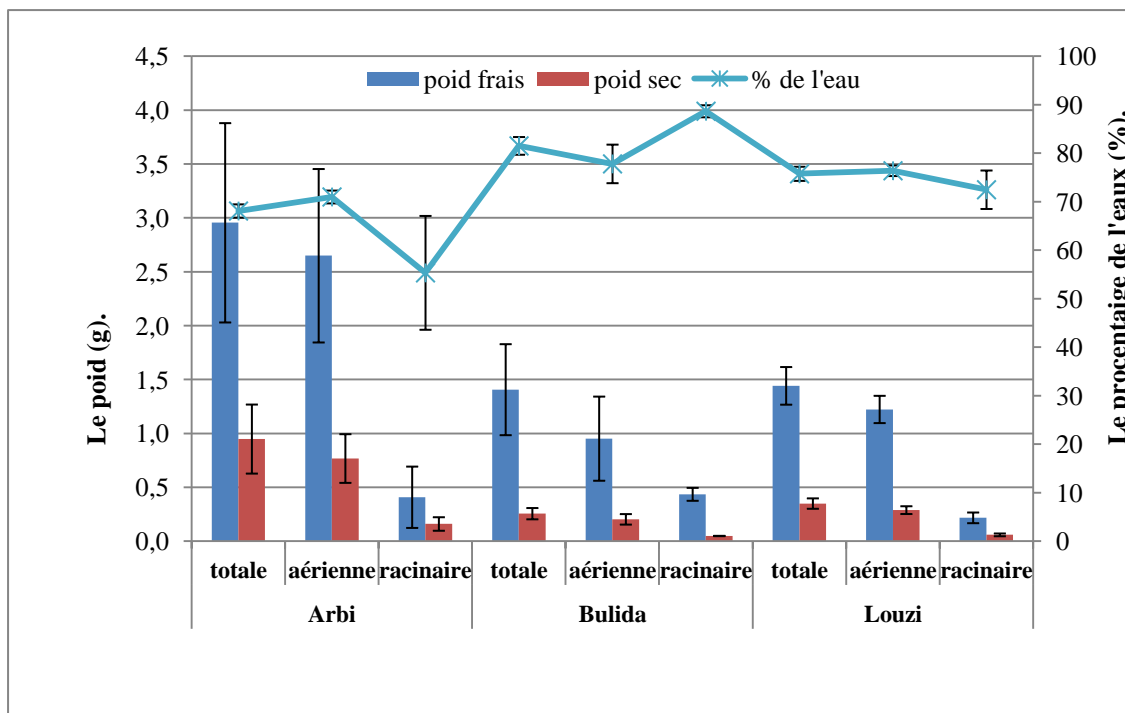


**Figure 24:** Longueur racinaire en mm.

On remarque que la variété Arbi enregistre la plus grande valeur ( $3120,73 \pm 101,61$  mm) par rapport les deux variétés Louzi et Bulida ( $1351,73 \pm 236,51$  mm ;  $1174,75 \pm 139,81$  mm respectivement). Il est remarquer que la variété Arbi est dispersée (3,2) par rapport les autres variétés (Louzi 17,4 et Bulida 11,8).

##### 2. Mesures de la biomasse

Les résultats de la biomasse (poids frais, poids sec et le pourcentage d'eau) des trois variétés d'abricotier étudiés sont exposés à la figure suivant.



**Figure 25:** Poids frais, poids sec et pourcentage d'eau chez les plantules d'abricotier.

Après avoir médité sur les données que nous avons obtenu, on peut remarque qu'il y a une distinction concernant le poids frais aérien chez les trois variétés, où la variété Arbi marque la plus grande valeur ( $2,64 \pm 0,8$  g) puis Louzi ( $1,22 \pm 0,12$  g), Bulida ( $0,95 \pm 0,39$  g).

En revanche, Bulida enregistré des valeurs élevés pour le poids frais racinaire, ( $0,43 \pm 0,06$ ) par rapport aux variétés Arbi et Louzi ( $0,40 \pm 0,28$  ;  $0,21 \pm 0,05$  g, respectivement).

Ceci est lie au pourcentage d'eau racinaire du Bulida ( $88,6 \pm 1,24$  %) qui est supérieur de Louzi ( $72,4 \pm 3,9$  %) et Arbi ( $55,3 \pm 11,7$  %) et de même, pour le pourcentage d'eau aérien, Bulida  $77,8 \pm 3,9$  %, Louzi  $76,4 \pm 1,09$  %, Arbi  $70,9 \pm 1,3$  %.

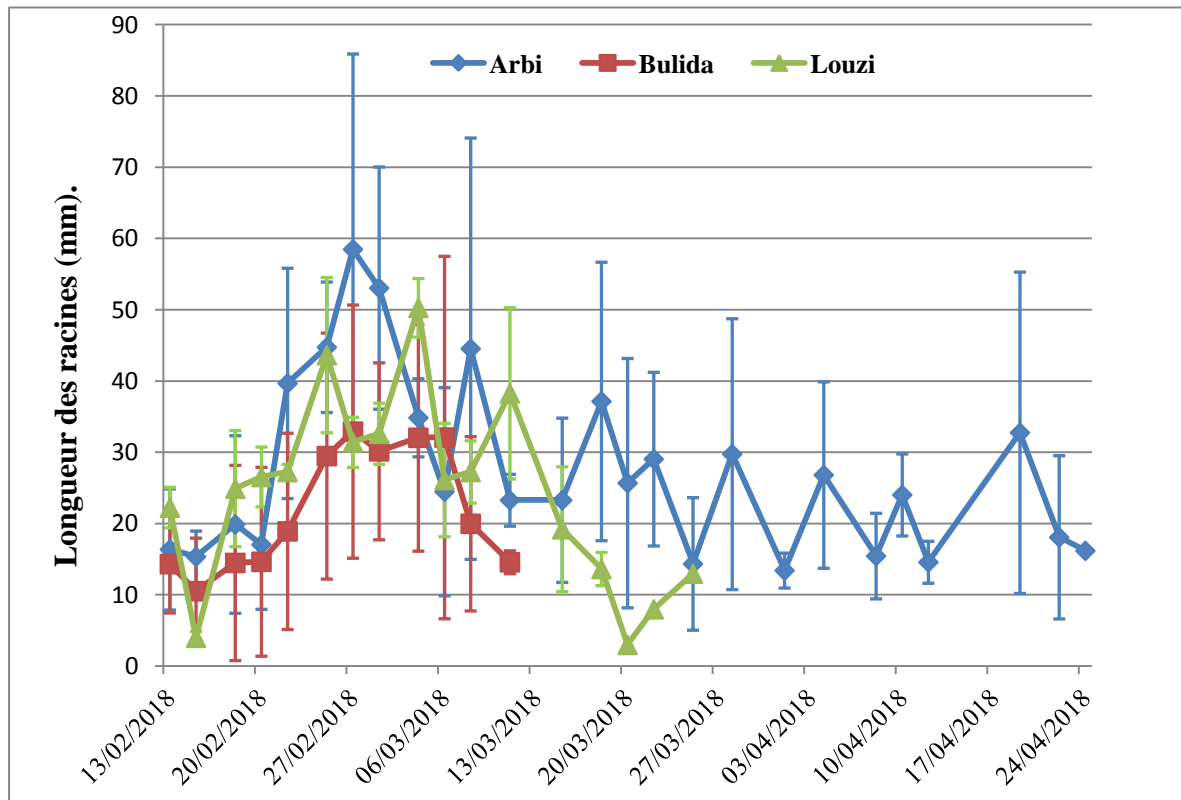
Le poids sec racinaire garde le même ordre sur les trois variétés : Arbi ( $0,16 \pm 0,063$  g) Louzi et Bulida ( $0,05 \pm 0,013$  g ;  $0,04 \pm 0,001$  g respectivement) et de même pour le poids sec aérien (Arbi  $0,76 \pm 0,22$  g, Louzi  $0,28 \pm 0,036$  g, et Bulida  $0,20 \pm 0,049$  g).

Il est signaler qu'une fort corrélation existe entre le pourcentage d'eau et la conductance stomatique montré par coefficient de corrélation, de l'ordre du  $R^2 = -0,95$ .

### 3. Cinétique de croissance

Ce paramètre est réalisé à travers les enregistrements bijournaliers, de la longueur des racines primaires et secondaires, qui a été faite au cours de l'expérimentation, ces enregistrements permettent d'obtenir la cinétique de croissance journalière et globale.

La cinétique de croissance globale journalière, des trois variétés étudiées est présentée dans la figure 26.



**Figure 26:** Elongation journalière des racines en fonction du temps (mm).

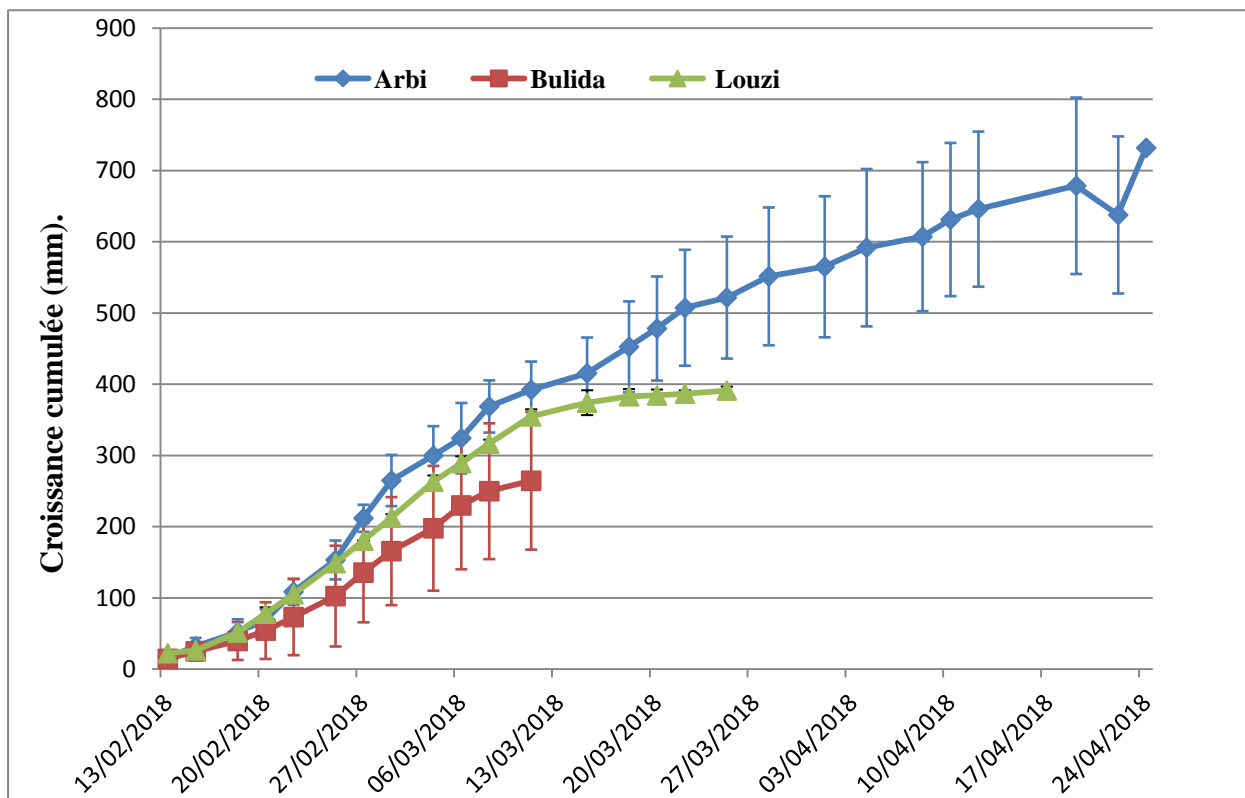
Au cours de suivi journalier de développement racinaire, on peut remarquer, que l'élongation des pousses racinaires chez Arbi et Bulida est caractérisée par un démarrage lent pendant la première semaine, contrairement à Louzi, qui a enregistré un remarquable abaissement de croissance dans cette semaine. Et cela peut être dû au choc subi lors du repiquage.

Puis, les trois variétés marquent une augmentation considérable de croissance jusqu'à seuil maximal de  $58,5 \pm 27,4$  mm pour variété Arbi,  $50,3 \pm 4,1$  mm pour Louzi et  $32,9 \pm 17,8$  mm pour Bulida, et cela dans la semaine de 27- 4 Mars, ensuite la croissance est relativement stable (autour de 20 mm). La variété Bulida présente un arrêt brusque dès la cinquième semaine.

Les deux autres variétés continuent leur croissance racinaire jusqu'aux bords des rhizotrons (sont les limites de l'étude racinaire dans un rhizotron). La variété Louzi présente des diminutions remarquables dès la deuxième moitié de l'expérimentation jusqu'à la fin de l'expérimentation.

L'allure de la croissance racinaire au début de l'expérimentation chez la variété Arbi est similaire à celui de Mahroug et Seghiri (2016).

La cinétique de croissance racinaire cumulée des variétés étudiées est présentée dans la figure ci-dessous.



**Figure 27:** Cinétique de croissance racinaire cumulée en fonction de temps (mm).

A part la variété Bulida qui n'a pas achever sa croissance, jusqu'à bout des rhizotrons, les deux autres variétés qui ont achevées normalement leur croissance dans les rhizotrons (le rhizotron de la variété Arbi est plus grand), les courbes sont homogènes et d'une forme sigmoïde.

Il est très remarquable que les valeurs de la croissance des trois plantules de la variété Louzi sont très équivalentes ce qui est reflété par un écart-type très réduit contrairement aux autres variétés où les valeurs sont très dispersées.

Nous avons procédé à une régression linéaire pour les deux variables T et Y ( $T_1$ ,  $T_2$ ,  $T_3$ ). Sur la formule générale :

$$y' = \alpha x' + \beta$$

On a utilisé la transformation par la fonction logistique, qui est adapté aux modèles de croissance générale, elle prend la forme :

$$y = \frac{a}{1 + be^{-x}}$$

Par la suite, on a procédé une linéarisation par changement de variable, comme suivant :

$$\frac{1}{y} = \frac{1 + be^{-x}}{a} = \frac{1}{a} + \frac{be^{-x}}{a}$$

$$\Rightarrow \frac{1}{y} = \frac{1}{a} + \frac{b}{a} \left( \frac{1}{e^x} \right)$$

$$y' = \frac{1}{y} ; x' = \frac{1}{e^x}$$

$$\beta = \frac{1}{a} ; \alpha = \frac{b}{a}$$

$$\Rightarrow y' = \beta + \alpha x'$$

On obtient une relation linéaire entre  $y'$  et  $x'$  on calcule à chaque fois la corrélation

$$\rho = \frac{cov(y', x')}{\delta y', x'}$$

Les paramètres :

$$a = \frac{1}{\beta} \text{ et } b = \alpha \cdot a$$

Les résultats obtenus pour chaque variété sont :

Arbi

$$y = \frac{532,76}{1 + 85,7e^{-x}}$$

Bulida

$$y = \frac{86,88}{1 + 14,43e^{-x}}$$

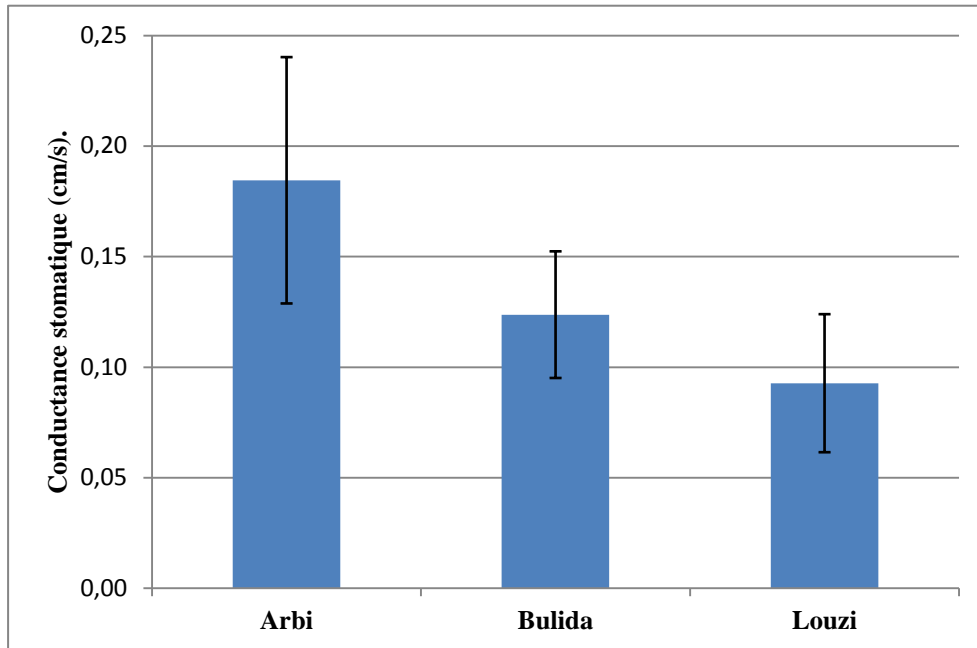
Louzi

$$y = \frac{140,6}{1 + 15,79e^{-x}}$$

## III.2 Partie caulinnaire

### 1. Conductance Stomatique

Nous avons mesuré la conductance stomatique au niveau des feuilles des plantules qui sont cultivés dans les pots, les résultats obtenus sont présentés dans la figure ci-dessous.



**Figure 28:** Conductance stomatique des feuilles (cm/s).

On peut remarquer que, les variétés Arbi et Bulida atteignent des valeurs très élevées ( $0,18 \pm 0,05$  cm/s et  $0,12 \pm 0,02$  respectivement) tandis que, la variété Louzi donne des valeurs un peu faibles ( $0,09 \pm 0,03$ ).

L'analyse de variance montre une différence significative au seuil 5% de la conductance stomatique entre les variétés. (Annexe 1.1).

On comparant ces résultats avec ceux de Boudiaf et Ben Saadia (2017), nous trouvons que, nos valeurs sont beaucoup plus faibles et c'est explicable, puisque nous avons travaillé sur des plantules alors qu'ils ont travaillé sur des arbres âgés. Mais nous avons aussi trouvé des différences entre leur variété.

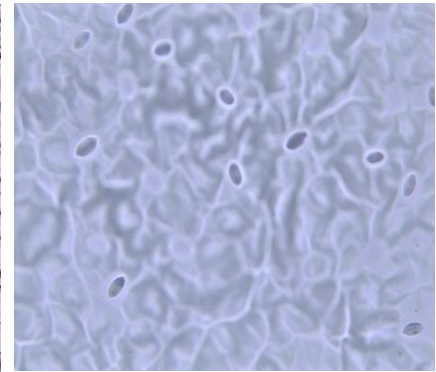
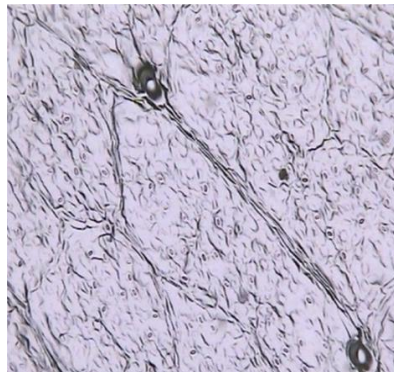
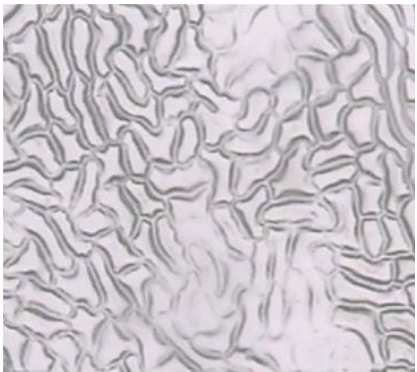
### 2. Densité stomatique

La méthode de Meister et Nordenkamp (2001), permet d'avoir des empreintes permanentes. Sur ces dernières, nous avons réalisé les photographies présentées dans la figure 29, qui présente les deux faces de la feuille (supérieure et inférieure).

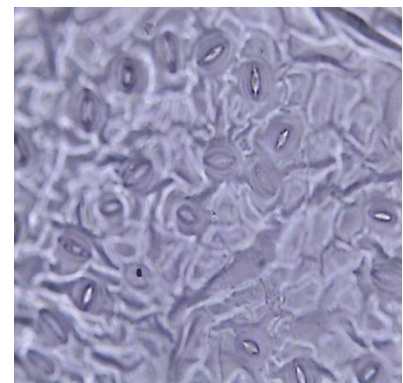
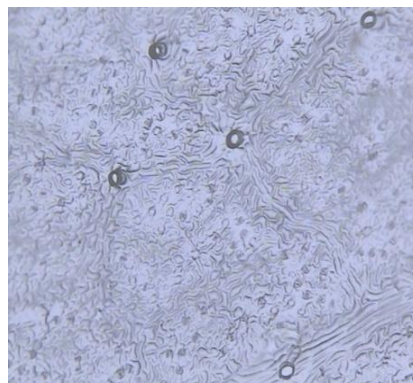
La face supérieure (X 100)

La face inférieure (X 100)

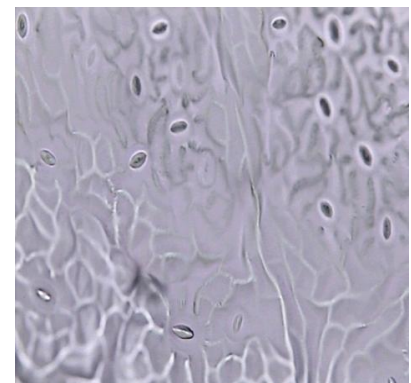
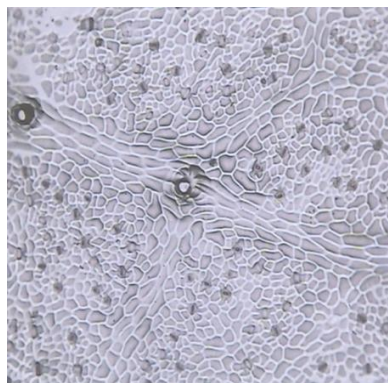
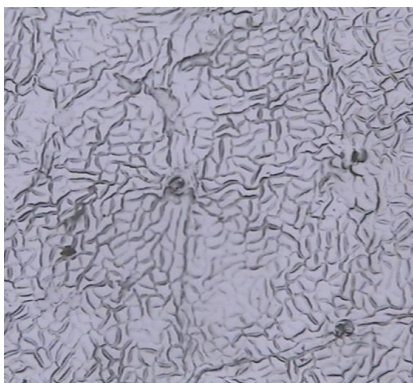
La face inférieure (X400)



Arbi



Bulida

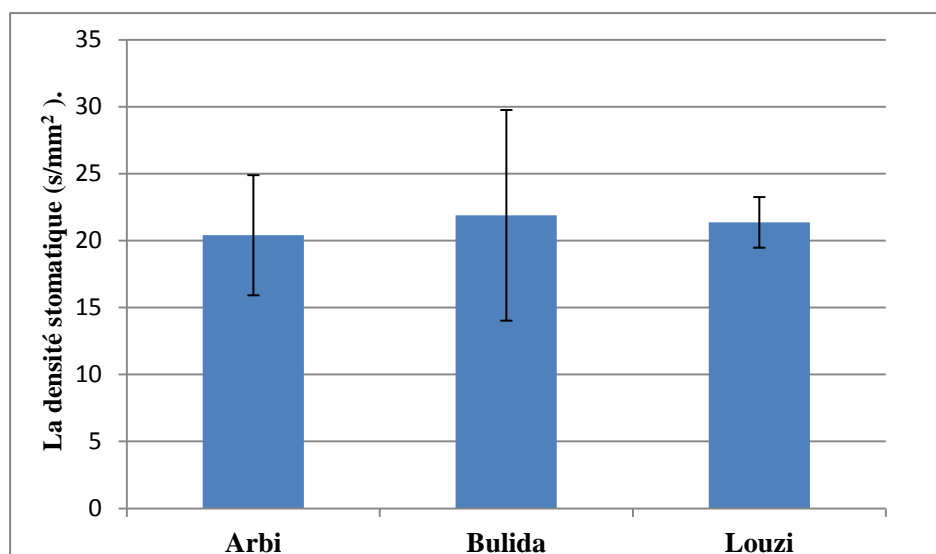


Louzi

**Figure 29:** Photographies de la face adaxiale et abaxiale de la feuille d'abricotier.

Il est à remarquable que la face adaxiale (supérieur), de la feuilles est dépourvue des stomates dans les trois variétés. Les stomates se localisent alors uniquement sur la face abaxiale (inferieure).

Après une formulation, (citée dans les méthodes), nous avons pu avoir la densité stomatique de chaque variété en  $\text{mm}^2$  qui est présenté dans la figure 30.



**Figure 30:** Densité stomatique des feuilles5 (s/mm<sup>2</sup>).

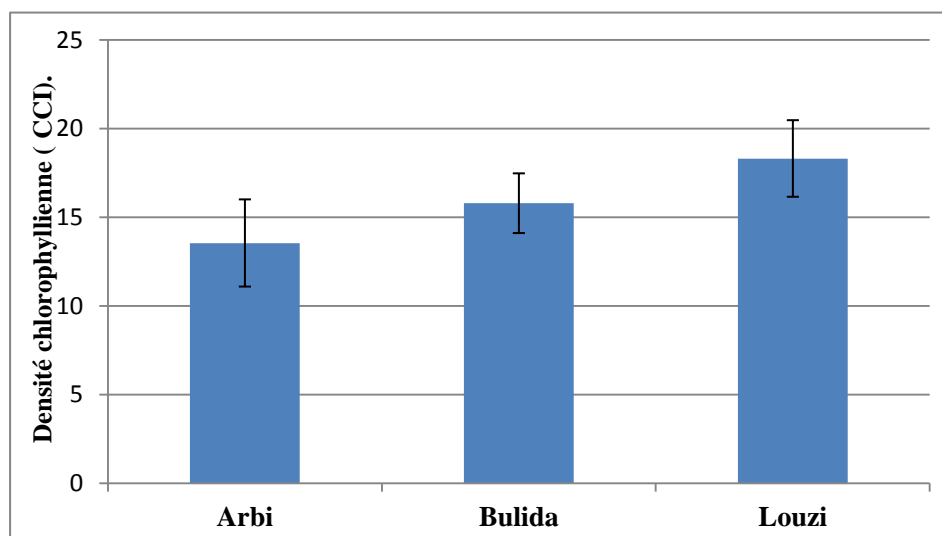
Les trois variétés enregistrent des valeurs convergentes, dont les valeurs se situent entre 20 et 22 stomate en mm<sup>2</sup> (Bulida de 22 ± 8 s/mm<sup>2</sup>, Louzi 21 ± 2 s/mm<sup>2</sup> et Arbi 20 ± 4 s/mm<sup>2</sup>).

L'analyse de variance ne montre pas une différence significative entre les variétés, concernant ce paramètre. (Annexe 1.2).

Malgré la relation qui existe entre la conductance stomatique et la densité stomatique, nous n'avons pas trouvés une corrélation entre ces deux paramètres chez les trois variétés.

### 3. Densité chlorophyllienne

Les résultats obtenus concernant la densité chlorophyllienne sont présentés dans la figure 31



**Figure 31:** Densité chlorophyllienne des feuilles d'abricotier (CCM).

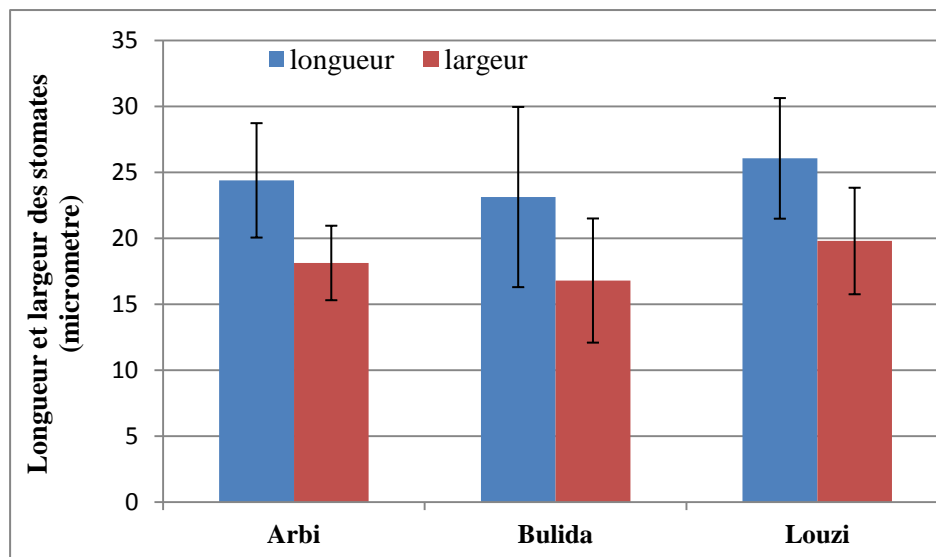
A travers cette figure, on peut remarquer que la variété Louzi présente la valeur la plus élevée ( $18,31 \pm 2,16$  CCI), la variété Arbi présente la valeur la plus faible ( $13,45 \pm 2,46$  CCI), la variété Bulida étant intermédiaire ( $15,79 \pm 1,68$  CCI).

L'analyse de variance montre une différence significative entre les variétés étudiées. (Annexe 1.3).

Nos résultats sont supérieurs à ceux de Boudiaf et Ben Saadia (2017), et avec la présence d'une différence significative à seuil 5% entre les variétés.

#### 4. Longueur et largeur des stomates

Ces mesures ont été réalisées sur des photographies des empreintes, à l'aide d'un logiciel spécialisé "Motic Image 2000" Version 1.3 les mensurations sont dans la figure 32.



**Figure 32:** Longueur et largeur des stomates en µm.

Les valeurs de longueur sont limitées dans l'intervalle 26,1 µm et 23,13 µm où la variété Louzi marque la valeur la plus élevée ( $26,1 \pm 4,6$  µm), Bulida présente la valeur la plus faible ( $23,13 \pm 6,8$  µm), et variété Arbi étant intermédiaire ( $24,4 \pm 4,3$  µm).

Pendant, l'analyse de variance ne montre pas une différence significative de longueur entre les variétés. (Annexe 1.4).

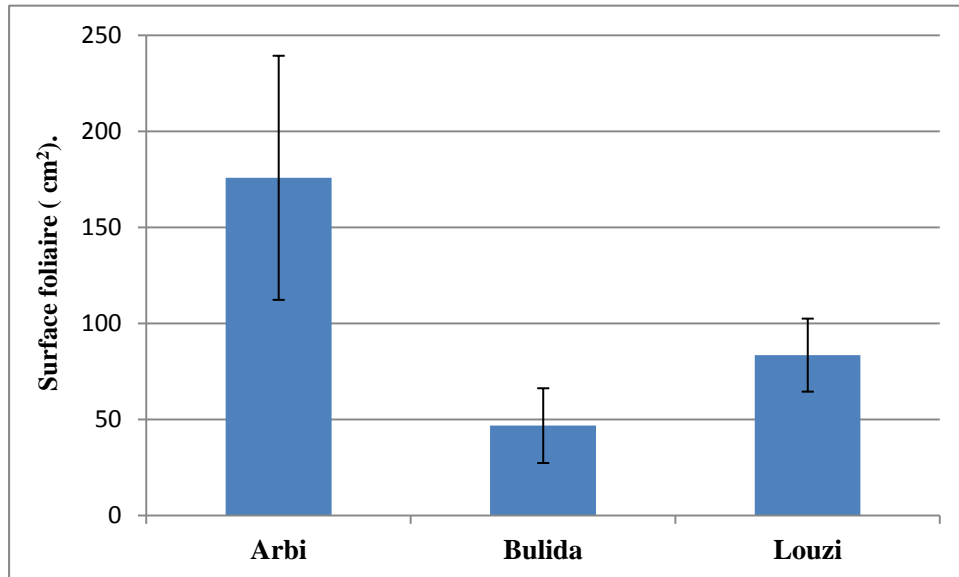
Pour la largeur, les variétés gardent le même ordre, où la variété Louzi présente la valeur la plus élevée ( $19,8 \pm 4$  µm) puis Arbi ( $18,16 \pm 2,8$  µm), enfin Bulida qui présente la valeur la plus faible ( $16,8 \pm 4,7$  µm).

Encore, l'analyse de variance ne montre pas une différence significative entre les variétés, concernant la largeur des stomates. (Annexe 1.5).

Cependant Boudiaf et Ben Saadia (2017), ont trouvé une différence significative entre les variétés étudiées. Leurs valeurs sont supérieures. Et cela peut être expliqué que nous avons effectué ces mesures sur des plantules qui ne sont pas encore adultes.

## 5. Surface foliaire

Les résultats de la surface foliaire sont présentés dans la figure 33.



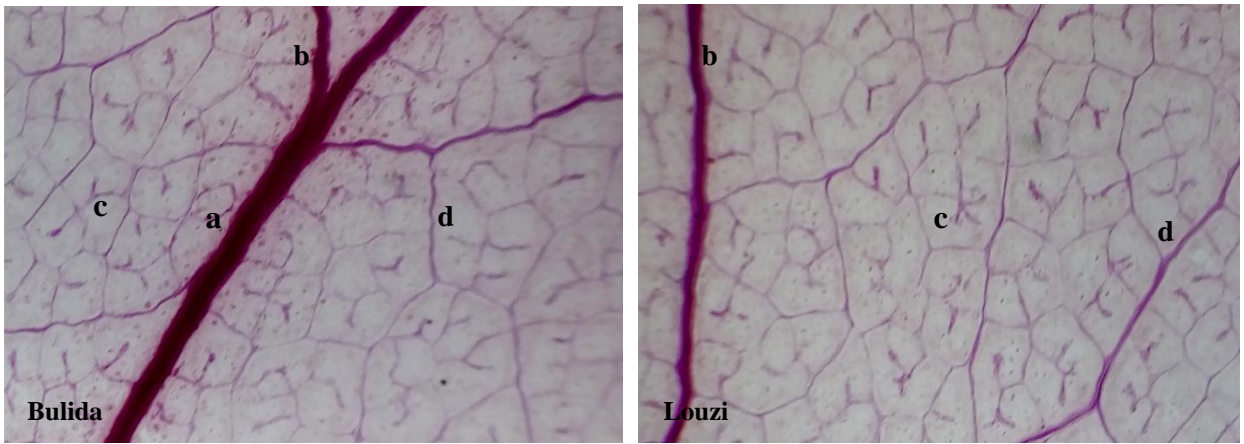
**Figure 33:** Surface foliaire des feuilles d'abricotier en cm<sup>2</sup>.

Il est très remarquable que la surface foliaire de la variété Arbi est la plus grande ( $175,83 \pm 63,51 \text{ cm}^2$ ) suivie par la variété Louzi ( $83,56 \pm 19 \text{ cm}^2$ ) puis la variété Bulida qui possède la petite valeur ( $46,87 \pm 19,45 \text{ cm}^2$ ).

On peut remarquer facilement une différence entre les variétés. L'étude de la corrélation entre la surface foliaire et la longueur des racines montre que'il existe une forte corrélation positive ( $R^2 = 0,99$ ), ce qui reflète les corrélations qui existe entre les deux parties aérienne et souterraine.

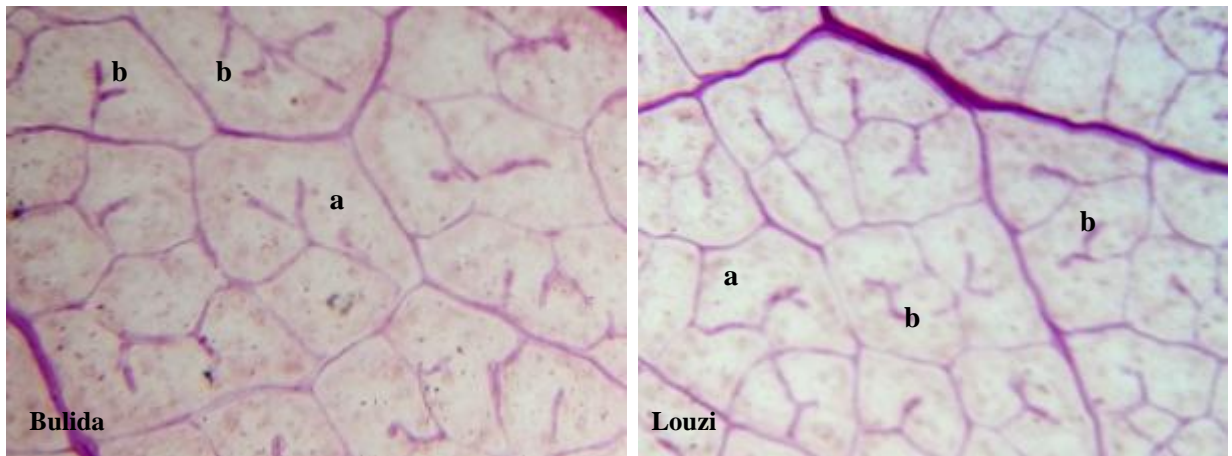
## 6. Eclaircissement

Après le traitement des échantillons (les feuilles) par la méthode de Fuchs, et après la coloration par la safranine, nous avons obtenus les photographies suivantes.



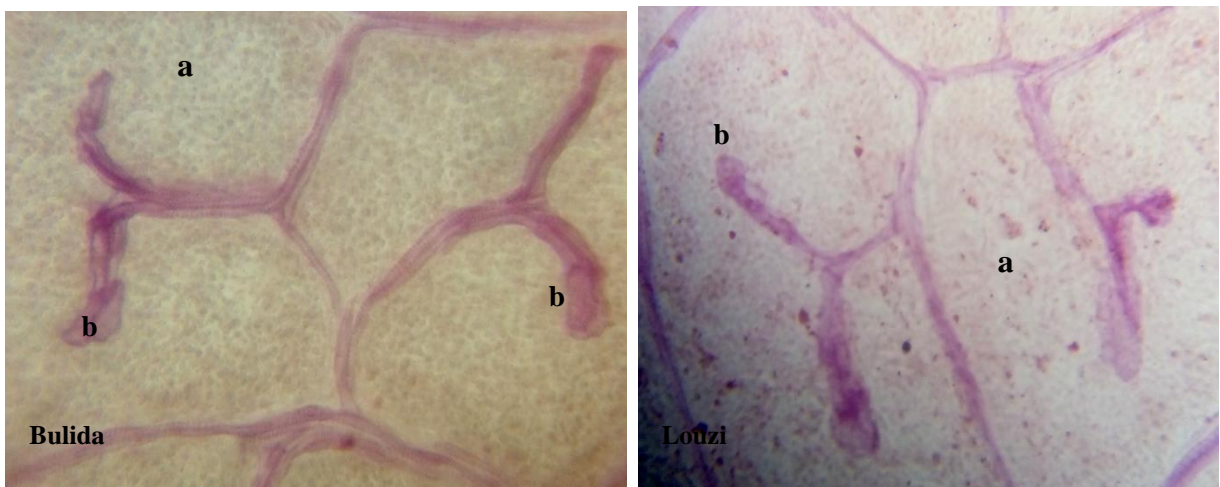
**Figure 34:** Photographie de la feuille éclaircie au microscope (X40).

**a :** nervure principale ; **b :** nervure secondaire ; **c :** nervure fine au cours de formation ; **d :** nervure fine différencié.



**Figure 35:** Photographie agrandie d'une partie d'une feuille éclaircie (X100).

**a :** aréole ; **b :** extrémité des vaisseaux.



**Figure 36:** Photographie présente les nervures fins au cours de la différenciation X400.

**a :** aréole ; **b :** extrémité des vaisseaux.

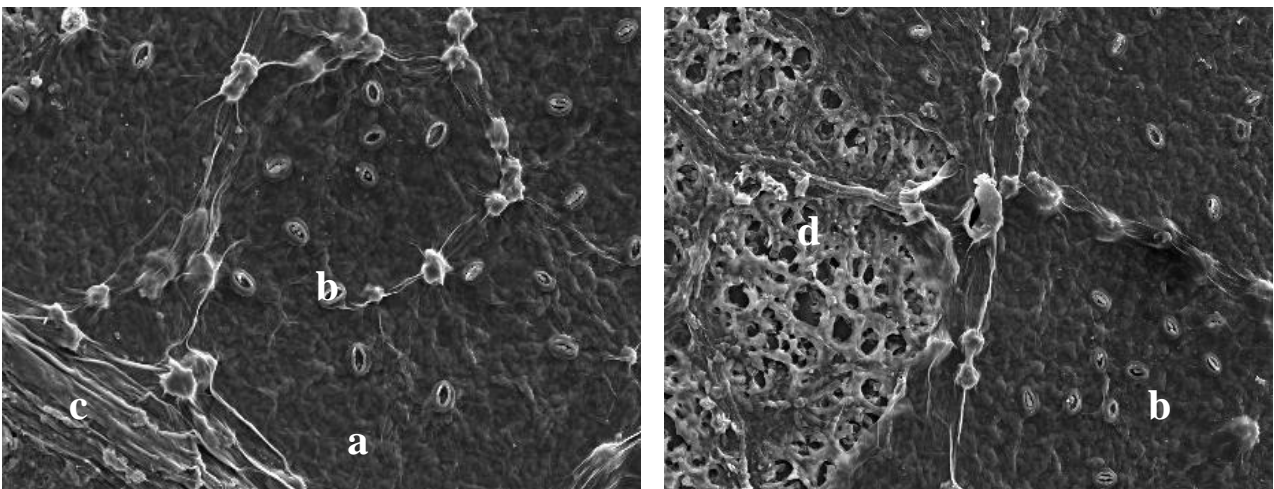
Dans la plupart des dicotylédones, un système de nervation réticulée se développe. le système vasculaire du pétiole est habituellement fourni par trois ou plus de trois traces de feuilles, une grande trace médiane et deux, quatre ou plus petites traces latérales. (Beck, 2010).

La nervure médiane ou la veine primaire, est continue avec la veine majeure du pétiole. Elle est liée à de nombreuses petites veines secondaires (de second ordre) qui se ramifient à partir de celle-ci et s'étendent souvent jusqu'à les marges des feuilles.

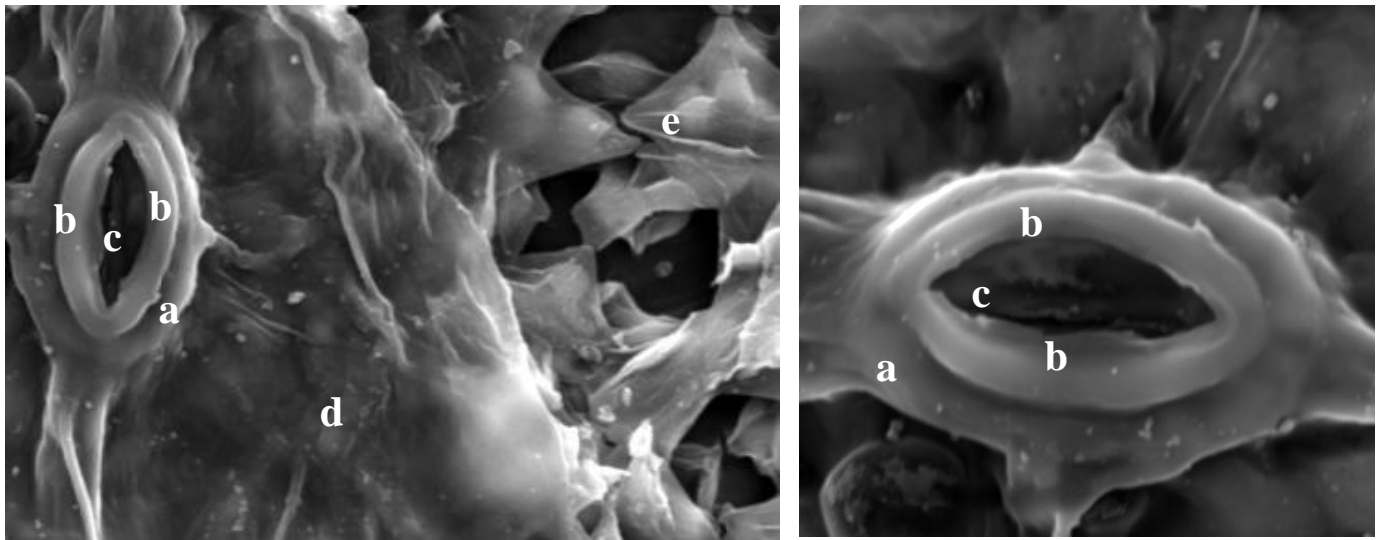
À leur tour, les veines plus petites se ramifient à partir de la veine d'ordre secondaire et ultérieur, formant un réseau réticulé. Les zones de mésophylle entre les plus petites veines de la feuille sont appelées aréoles, et si les veines du second ordre se terminent sur les bords ou en boucle pour se lier aux veines secondaires superadjacentes. (Rudall, 2007).

### 7. Observation par le microscope électronique à balayage

Après le traitement des feuilles et à l'aide de microscope électronique à balayage (VEGA3 TESCAN), on obtenu les résultats suivant (Figure 37 et Figure 38).



**Figure 37:** Epiderme de la feuille X200.  
**a:** épiderme ; **b:** stomate ; **c :** vaisseaux conducteurs ; **d :** parenchyme lacuneux.



**Figure 38:** Stomate de la feuille X4000.

**a :** Stomate ; **b :** Cellules gardes ; **c :** Ostiole ; **d :** épidermes ; **e :** parenchyme lacuneux.

Selon Ben Saadia et Boudiaf (2017), le type de stomates de l'abricotier est anomocytique.

A partir de ces figures on peut remarquer que les cellules qui entourent les stomates sont des cellules d'un nombre variable qui ne diffèrent en aucune façon des cellules stomatiques de l'épiderme en général. Donc, les caractères précédents caractérisent les stomates anomocytiques, qui les caractérisent l'abricotier.

## **Conclusion**

Au terme de ce travail porté sur trois variétés d'abricotier et qui a touché plusieurs aspects : morphologique, physiologique et anatomique.

Sur le premier aspect, nous avons constaté que les racines de la variété Arbi ont une vigueur très appréciable par rapport aux autres variétés qui confirme sa bonne qualité en tant que porte greffe.

Sur le plan physiologique, cette étude montre une différence de la conductance stomatique et la densité chlorophyllienne entre les variétés. Et nous avons pu ressortir, dans l'aspect anatomique, l'ultra-structure de la feuille d'abricotier par l'utilisation de la microscopie électronique à balayage.

Cette étude reste incomplet et demande des études confirmatives et complémentaire, concernent l'élargissement de nombre de variétés, ainsi l'utilisation des rhizotrons plus grands, et d'autre ex-situ pour atteindre des stades de développement plus avancés (stade arbre).

## Références bibliographiques

- Anonyme, 2007. La culture de l'abricotier. Edition I.T.A.F. Tessala El Merdja – Birtouta-Alger. pp 7.8.
- Bahlouli,F., Gueliane, K. et Ameer, S., 2016. Étude de l'effet de l'âge des rameaux fruitiers sur le comportement de quatre variétés d'abricotier (*Prunus armeniaca*) dans la région de Boukhmissa, Msila. Revu d'agriculture. pp 120-128.
- Beck, CB., 2010. An introduction to plant structure and development. 2<sup>ème</sup> Edition Cambridge University Press.New York. p 328.
- Ben Saadia, I. et Boudiaf, K., 2017. Quelques aspects physiologiques et biométrique chez cinq variétés d'abricotier (*Prunus armeniaca* L.) cultivées à la commune de M'sila. Mémoire Master. Université de Mohamed Boudiaf de M'sila. 54 p.
- Boutin, V., Fogelgesang, JF., Beaux, JF. et Ribola, F., 2010. Atlas de biologie végétale. Edition Dunod. Pais. p 26.
- Brooker, RJ., Widmaier, E, Graham, L E. et Stiling, PD., 2008. Biology. 2<sup>ème</sup> Edition Mcgraw-Hill. New York. p 747.
- Camefort, H., 1977. Morphologie des végétaux vasculaires. 2<sup>ème</sup> Edition Doin. Paris. p 304.
- Campbell, N., Reece, JB., Urry, LA., Cain, ML., Wasserman, SA., Minorsky, PV. et Jackson, RB., 2012. Biologie de Campbell. 4<sup>ème</sup> Edition Pearson. Pris. p 862.869.873.
- Crosaz, Y., 1995. Lutte contre l'érosion des sols en montagne méditerranéenne. Thèse doctorat de l'Université de droit, d'économie et des sciences d'Aix-Marseille. p 85.
- Doré, C. et Varoquaux, F., 2006. Histoire et amélioration de cinquante plantes cultivées. Edition Institut National de La Recherche Agronomique. Paris. p 61.
- Elbagore, H. et Benadel, Z., 2017. Contribution à l'étude de quelque aspects de pollinisation et de fécondation chez six variétés d'abricotier dans la région du K'SOB (M'sila). Mémoire de Master. Université Mohamed Boudiaf de M'sila. 52 p.
- Giraud, N., Pradere, F., Chevalet, et Soubaya, T., 2010. Biologie. Edition Dunod. Paris. p 593.
- Hopkins, WG., 2006. Photosynthesis and respiration. Edition Chelsea house. New York. p 20.

- Laberche, JC., 2010. Biologie végétale. 3<sup>ème</sup> Edition Dunod. Paris. p 106 .
- Lee, S. et Wen, J., 2001. A phylogenetic analysis of *Prunus* and the *Amygdaloideae* (*Rosaceae*) using ITS sequences of nuclear ribosomal DNA. *Am J Bot.* 88:150-160. In El debbagh, N. 2016. Analyse de la diversité de processus de développement racinaire chez les *Prunus*. Aptitude au bouturage et Réponses à la contrainte hydrique. Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse. p 1.
- Lichou, J. et Jay, M., 2012. Monographie d'abricot. Edition Centre Technique Interprofessionnel des Fruits Et Légumes. Paris. p 68.188.199.
- Mahroug, S. et Seghiri, S., 2016. Etude de première stade de développement racinaire des deux variétés d'Abricotier (*Prunus armeniaca* L.) cultivées à M'sila. Mémoire de Master. Université Mohamed Boudiaf de M'sila. p 36.
- Martin, C. et Naïm, P., 2013. Rhizotron évaluation de l'architecture racinaire et réponse adaptative des plantes. Edition INRA. Lyon. p 3.
- Meister, MH. et Bolhar Nordernkampf, HR., 2001. Stomata imprints a new and quick method to count stomata and epidermis cells *In* Reigosa Roger, MJ. Handbook of plant ecophysiology techniques. p 235-250.
- Pagès, L., 1991. Mini-rhizotrons transparents pour l'étude du système racinaire de jeunes plantes. Application à la caractérisation du développement racinaire de jeunes chênes (*Quercus robur*). Article in Canadian journal of botany. February 2011. p 183.
- Pallardy, SG., 2008. Physiology of woody plants. 3<sup>ème</sup> Edition Elsevier. California. p 13.
- Pesson, et Louveaux, J. 1984. Pollinisation et production végétale. Edition: Institut national de la recherche agronomique. Paris. p 366.
- Raven, PH., Evert, RF. et Eichhorn, SE., 2014. Biologie végétale. 6<sup>ème</sup> Edition De boeck. Paris. p 601.
- Roland, JC., Roland, F., Bouteau, HM. et Bouteau, F., 2008. Atlas biologie végétale 2. Organisation des plantes à fleurs. 9<sup>ème</sup> Edition Dunod. Paris. p 6.36.38.
- Rudall, PJ. 2007. Anatomy of flowering plants an introduction to structure and development. 3<sup>ème</sup> Edition: Cambridge university press. New York. p 13.51.70.71.

Tonelli, N. et Gallouin, F., 2013. Des fruits et des graines comestibles du monde entier.  
Edition Brigitte Peyrot. Paris. p 32-33.

## Annexes 01 :

**Annexe 1.1 :** Analyse de variance pour la conductance stomatique des feuilles en (cm/s).

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	0,0392343	2	0,01961715	12,0159483	0,0002422	3,40282611
A l'intérieur des groupes	0,03918222	24	0,00163259			
Total	0,07841652	26				

**Annexe 1.2 :** Analyse de variance pour la densité stomatique des feuilles en (stomate/mm<sup>2</sup>).

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	10,2213713	2	5,11068563	0,17914794	0,83708986	3,40282611
A l'intérieur des groupes	684,665719	24	28,5277383			
Total	694,887091	26				

**Annexe 1.3 :** Analyse de variance pour la densité chlorophyllienne des feuilles d'abricotier en (CCD).

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	102,36074	2	51,180370	11,331447	0,0003426	3,4028261
A l'intérieur des groupes	108,4	24	4,5166666			
Total	210,760741	26				

**Annexe 1.4 :** Analyse de variance pour la longueur des stomates en µm.

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	64,9333333	2	32,4666667	1,12669384	0,33370148	3,21994229
A l'intérieur des groupes	1210,26667	42	28,815873			
Total	1275,2	44				

**Annexe 1.5** : Analyse de variance pour la largeur des stomates en  $\mu\text{m}$ .

<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	67,777777	2	33,888888	2,1879483	0,12476604	3,21994229
A l'intérieur des groupes	650,533333	42	15,4888889			
Total	718,311111	44				

## الملخص

تم انجاز هذا العمل على ثلاث أصناف من شجرة المشمش *Prunus armeniaca* L. (عربي، بلدية، لوزي) المزروعة في بلدية المسيلة. من أجل مقارنة الأجزاء الجذرية والخضرية لكل نوع. استخدمت العديد من التقنيات نذكر منها المجدر لدراسة الجذر (دراسة الديناميكية والكتلة الحيوية) ، وكذلك بعض المعايير البيومترية، الفسيولوجية والنسجية المتعلقة بالجزء الخضري وخاصة الأوراق الفتية للنبات. لقد لاحظنا أن الصنف عربي له مميزات جيدة جدا من حيث جودة الجذر مقارنة مع الأصناف الأخرى و التي تأهله ان يكون كحامل طعم جيد. وجدنا تباينا ملحوظا بين الأصناف المدروسة في القسم التالي الناقلية الثغرية، كثافة اليخضور و المساحة الورقية تم ملاحظة الأوراق و الجهاز الثغري لصنف لعربي تحت المجهر الإلكتروني الماسح. الكلمات المفتاحية: شجرة المشمش ، المجدر ، المسيلة ، الأنسجة ، الكتلة الحيوية.

## Résumé

Ce travail a été réalisé sur trois variété d'abricotier *Prunus armeniaca* L. (Arbi, Bulida, Louzi) cultivées dans la commune de M'sila afin de valoriser les différences inter variétales sur les parties racinaire et caulinaires.

Plusieurs paramètres ont été utilisés, particulièrement un rhizotron pour l'étude de la racine (étude dynamique et la biomasse), autres paramètres biométriques, physiologiques et histologiques concernant la partie caulinaires et principalement la feuille des jeunes plantes.

Nous avons pu constater que la variété Arbi est très appréciable en qualité racinaire par rapport aux autres variétés ce qui l'est qualifie comme un bon porte-greffe.

Nous avons trouvé une différence significative entre les variétés étudié dans les paramètres suivants : conductance stomatique, densité chlorophyllienne et la surface foliaire. Une observation par un microscope électronique à balayage a montré l'ultra structure des stomates de la variété Arbi.

**Mots clé :** abricotier, Rhizotron, M'sila, histologie, biomasse.

## Abstract

This work was carried out on three varieties of apricot tree *Prunus armeniaca* L. (Arbi, Bulida, Louzi) cultivated in the commune of M'sila in order to valorize the inter-variational differences on the root and cauline parts.

Several parameters were used, particularly a rhizotron for the study of the root (dynamic study and biomass), other biometric, physiological and histological parameters concerning the cauline part and mainly the leaf of the young plants.

We have seen that the Arbi variety is very appreciable in root quality compared to other varieties which is qualified as a good rootstock.

We found a significant difference between the varieties studied in the following parameters: stomatal conductance, chlorophyll density and leaf area.

An observation by a scanning electron microscope showed the ultra structure of the stomata of the Arbi variety.

Key words: apricot tree, Rhizotron, M'sila, histology, biomass.