

UNIVERSITE KASDI MERBAH, OUARGLA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
ET SCIENCES DE LA TERRE ET DE L'UNIVERS
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



Projet de Fin d'Etudes

En vue de l'obtention du diplôme de

Licence

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Biologie

Spécialité : Biologie et Physiologie Végétale

Thème

*Synthèse bibliographique sur les protocoles utilisés pour
l'étude anatomique des épidermes de plantes*

Présenté par :

OULAD BELKHIR Aicha

DJELLAL Amina

Encadreur :

Dr^{te}. HANNANI Amina

Examineur : Houari Kahina-Dalila

Année universitaire:

2013/2014

Liste des photos

N°	Titre	pages
1	Oudneya africana	19
2	<i>Lantana camara</i>	20
3	Epiderme d'Oudneya africana (Brassicaceae) avec stomates GX400	23
4	Epiderme d'Oudneya africana (Brassicaceae) avec stomates GX100	23
5	Epiderme de <i>Lantana camara</i> (Verbenacea) avec stomates et trichomes GX1000	24
6	Epiderme de <i>Lantana camara</i> (Verbenacea) avec stomates et trichomes GX400	24

Liste des figures

N°	Titre	Pages
1	Stomate de face abaxial d'une feuille	9
2	Trichome	9
3	Quelques types de trichomes	10
4	Sorgho	12

Table des matières

Résumés	
Liste des figures	
Liste des photos	
Table des matières	
Introduction	1
CHAPITRE I: Présentation de la région étude	2
I.1 Sahara septentrional.....	2
I.2 Le climat et ses composants.....	2
I.3 Les formations géomorphologies.....	3
CHAPITRE II : Les tissus végétaux.....	7
II.4 La feuille	7
II.5 La tige.....	8
II.6 Les épidermes.....	8
CHAPITRE III : L'histoire.....	11
III.1 Présentation historique des fondamentaux de l'anatomie.....	11
III.3 Les protocoles.....	12
III.3.1 Protocole 1.....	12
III.3.2 Protocole 2.....	13
III.3.3 Protocole 3.....	14
III.3.4 Protocole 4.....	14
III-3-5 Protocole 5.....	15
III.3.6 Protocole 6.....	15
III.3.7 Protocole 7.....	17
III.3.8 Protocole 8.....	18
Chapitre IV : Matériel et méthode.....	20
L'objectif	20
IV.1 Matériel végétal	20
IV.1.2 <i>Lantana camara</i> (Verbenaceae).....	21
IV.2 Matériel logistique	22
IV.3 Méthodes utilisées au laboratoire	22
Chapitre V : Résultat et discussion.....	23

Conclusion.....	27
Référence bibliographique	

Remerciements

Avant tout nous remercions Dieu de nous avoir donné le courage,

La patience et la chance d'étudier et de suivre

Le chemin de la science.

Nos sincères remerciements et notre profonde gratitude s'adressent à

AMINAHANNANI pour avoir accepté de diriger ce travail, pour sa grande patience ses encouragements, ses orientations et ses conseils précieux.

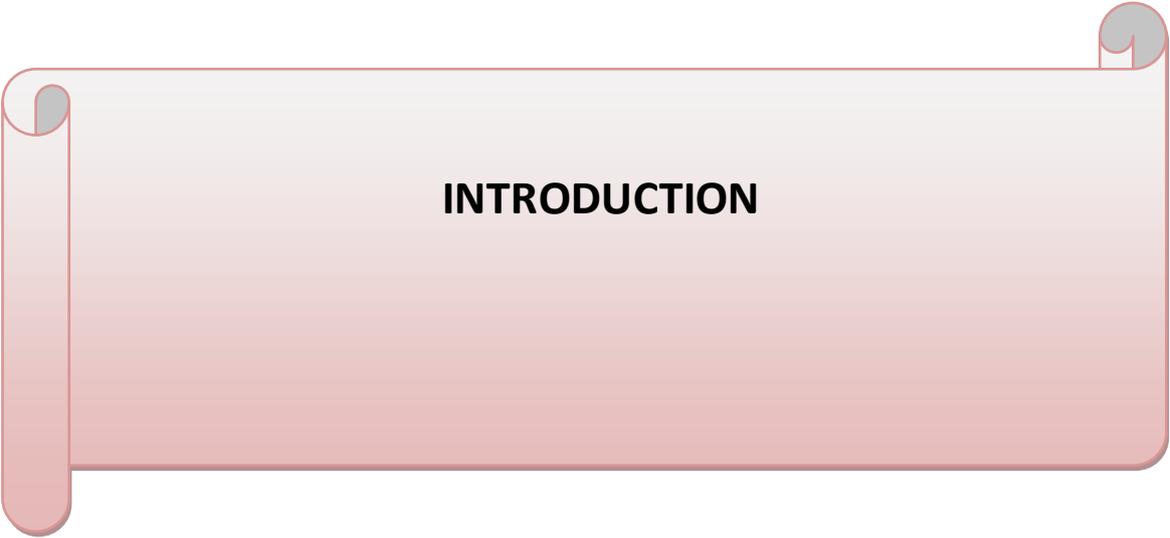
On tient à remercier particulièrement *Houari Kahina -Dalila* d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Nous remercions M^{er} *Oulad Belkhir Amar* pour ses conseils et son aide.

Nous remercions tous le personnel de laboratoire pédagogique et laboratoire bio-ressources, surtout M^{me} *Kaci Safia*.

Nous remercions infiniment le personnel de la bibliothèque, également, tous les enseignants de la faculté, ainsi que nos collègues de la promotion de la biologie et physiologie végétale (2013-2014).

A ceux qui ont contribué pour la réalisation de ce travail.



INTRODUCTION

Introduction :

Dès l'aube de l'humanité, la plante a été utilisée comme aliment, médicament poison ou matériau. Mais, pendant longtemps, cette utilisation a eu lieu sans que l'on connaisse les spécificités biologiques des plantes (SPERANZA A et CALZONI G.L, 2005).

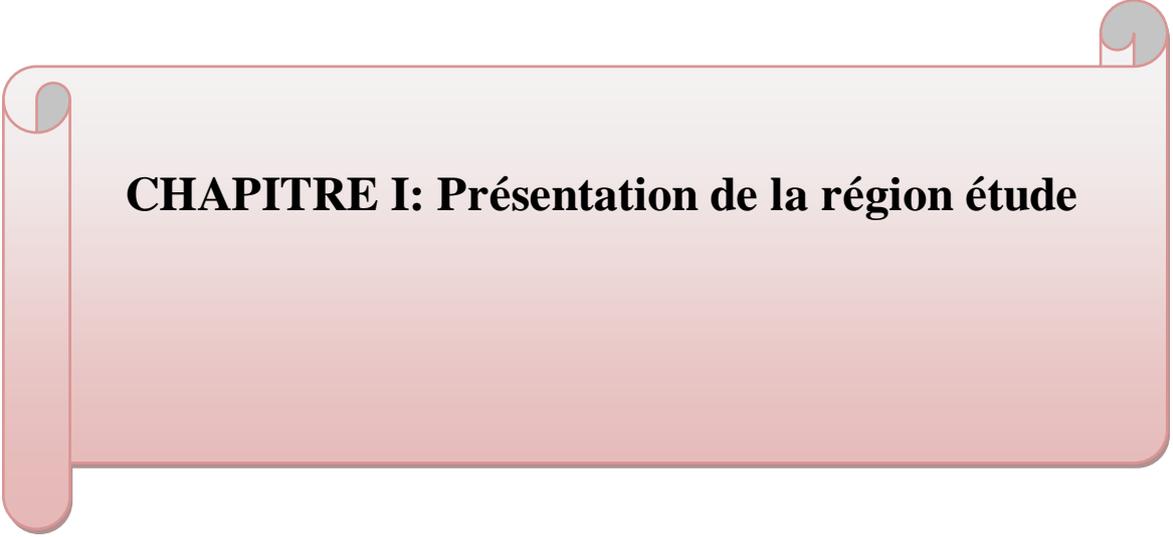
Le mot « anatomie » désigne l'acte de coupe pour connaître les caractéristiques de la structure interne, examen qui a lieu généralement au niveau microscopique. Alors que l'histologie décrit la qualité des tissus, l'anatomie étudie leur place dans l'organisme, ce qui permet de comprendre leurs de développement et l'association à des niveaux hiérarchique de plus en plus élevés jusqu'à celui de l'organe (VALERIE et al, 2010).

Le corps des cormophytes est organisé en racine, tige et feuille. Les ensembles de tissus, comme le bois, le liber et les faisceaux, sont aussi des structures anatomiques homogènes par leur origine. Elles comprennent les tissus de conduction et sont d'une importance fondamentale pour déterminer les caractéristiques des organes et fournir des éléments sur les parentés systématiques entre plantes. L'anatomie s'avère parfois très utile pour l'identification des espèces, de spécimens d'herbier qui ne sont pas accompagnés de fleur ou de fruit (BOUTIN et al, 2010).

Ces dernières années, les taxonomistes ont essayé d'élargir le spectre d'informations utilisés afin d'obtenir des unités les plus proches possibles des groupements naturels de divers taxons de plantes. A part les caractères génétiques, biochimiques et physiologiques, l'anatomie de beaucoup de parties de plantes, ainsi que les pollens, chromosomes, bois et épidermes ont fourni des informations précieuses renforçant celles obtenues par les études de classification morphologique des plantes, ainsi dans beaucoup de groupes, la valeur de l'épiderme dans l'identification a été trouvé comme étant très important (STACE, 1966)

A cet effet, TURQUET (1910) in BOURAS(2010), écrivais que l'anatomie de la feuille peut conduire à la connaissance d'un végétale au point de vue de la famille et de l'espèce à laquelle il appartient.

Notre travail a pour objectif d'élaborer un catalogue de référence des protocoles des études des épidermes de plantes.



CHAPITRE I: Présentation de la région étude

CHAPITRE I: Présentation de la région étude

I.1 Sahara septentrional

Le Sahara est le plus grand des déserts ; mais également le plus expressif et typique par son extrême aridité, c'est à dire celui dans lequel les conditions désertique atteignent leur grand piot d'âpreté (TOUTAIN, 1979 et OZENDA, 1991).

Le Sahara est subdivisé en, Sahara septentrional, méridional, central et occidental (DUBIEF ,1952).

Le Sahara septentrional, avec un million de km², est soumise au climat méditerranéen, où les pluies surviennent toujours en hiver. Il se présente comme une zone de transition entre les steppes méditerranéennes nord africaines et le Sahara central. La pluviosité à laquelle il est soumis est comprise entre 50 et 100 mm, (HOUEROU, 1990).

I.2 Le climat et ses composants

I.2.1 Le climat

Les caractères du climat sahariensont dus tout d'abord à la situation en latitude, au niveau du tropique, ce qui entraine de fortes températures et au régime des vents qui se traduit par des courants chauds et secs (OZENDA, 1991).

Il est caractérisé notamment par la faiblesse et l'irrégularité desprécipitations, une luminosité intense, une forte évaporation et de grands écarts de température (CHEHMA, 2008).

I.2.2 Les précipitations

SelonDUBIEF(1953), les précipitations ont pratiquement toujours lieu sous forme de pluies. Ces dernières sont caractérisées par leur faible importance quantitative et les pluies torrentielles sont rares. Elles sont liées aux perturbations soudano-sahariennes ou sahariennes. Cette insuffisance de pluies sahariennes est accompagnée d'une irrégularité très marquée du régime pluviométrique et d'une variabilité inter annuelle considérable, ce qui accentue la sécheresse (OZENDA, 1991).

I.2.3 La température

Le climat thermique du Sahara est relativement uniforme ; dès la partie septentrionale, on rencontre des étés brûlants qui ne sont guère plus durs que ce qui s'observent dans la partie centrale et même soudanaise (OZENDA, 1991).

I.2.4 Le vent

Malgré les apparences, le Sahara n'est pas un pays venteux, mais un pays où, par suite de sa dénudation, on ressent le plus facilement le vent (DUBIEF, 1952). Les effets du vent sont partout sensibles et se traduisent par le transport et l'accumulation du sable le façonnement des dunes, la croissance et le polissage des roches et surtout l'accentuation de l'évaporationetc. (MONOD, 1992).

I.2.5 L'évaporation

D'après DUBIEF (1950), l'évaporation se définit par l'épaisseur, exprimée en millimètre, de la couche d'eau évaporée dans l'unité du temps que l'on considère : jours, mois, année. C'est un phénomène physique qui augmente avec la température, la sécheresse de l'air et son agitation. (OZENDA, 1991).

Selon DUBIEF, (1950) le Sahara apparaît comme la région du monde qui possède l'évaporation la plus élevée. L'insolation à cause de la faible nébulosité de l'atmosphère, la quantité de lumière solaire est relativement forte, ce qui a un effet desséchant en augmentant la température (OZENDA, 1991).

I.3 Les formations géomorphologies

1.3.1. La Hamada

C'est une zone plates dont l'apparence et le paysage sont homogènes, parfois couverte de cailloux et de sable. Les plus célèbres des Hamadas est celle d'El-Atchane qui s'étend entre Ouargla, El-Goléa, et le plateau de Tademaït au Sud, traversée de son côté oriental par les Haouadh, et celle appelé hamada El-Hamra (hamada de Guir) dans le Sahara Nord occidental, cette dernière se caractérise par la présence des dayas et d'une richesse floristique importante par rapport à la première (OULAD BELKHIR, 2008).

1.3.2. Le Reg

C'est une formation caillouteuse ou rocheuse généralement de petites surfaces comprise entre deux formations géomorphologiques. Les regs sont situés dans différentes régions et les plus importants sont ceux du Nord d'Ouargla parfois traversés par des Ergs tel que celui de l'Aarifji et Bekhzana. Alors que ceux situés à côté de l'erg oriental ; s'appellent El-Guassi, sont des cours entre les dunes de sable dont le lit est un reg, et les regs qui se trouvent au Nord d'El-Goléa s'appellent Machfars (OULAD BELKHIR A, 2008). Et selon (MONOD, 1937), les regs sont divisés en deux types :

1.3.2.1. Regs autochtone:

Ils sont formés par désagrégation du substratum géologique en place, donnant naissance à une surface recouverte d'une pellicule de bords ou moins anguleux.

1.3.2.2. Regs allochtone

Ils se sont formés aux dépens de dépôts anciens, plus ou moins grossiers et soumis aux agents d'érosions éoliennes. Ils diffèrent des premiers par la forme de leurs éléments, qui est dans ce cas là du type érodé, émoussé.

Les regs sont des plaines de graviers et de fragments rocheux. Au Sahara, ils occupent des surfaces démesurées (MONOD, 1992).

1.3.3. Les formations éoliennes

Le Sahara est recouvert par le tiers des sables, ils proviennent de l'érosion éolienne des massifs montagneux et qui vont donner naissance à des reliefs hautement caractéristiques du Sahara (QUEZEL, 1983). Et Selon OZENDA (1977), on en distingue plusieurs types : depuis les minces couches de sables (voiles et placages sableux), jusqu'aux cordons dunaires de haute altitude.

1.3.3.1. Les Ergs

Les Ergs sont des grandes rides dunaires atteignant plusieurs dizaines de mètres de haut en Algérie sont orientées généralement Nord Sud (OZENDA, 1983).

Selon QUEZEL (1965), ajoute que les Ergs se déplacent peu sous l'action du vent, et parmi les nombreux Ergs sahariens, le Grand Erg Oriental et le Grand Erg Occidental.

A). Grand Erg oriental

OULAD BELKHIR (2008), rapporte que l'Erg oriental s'appelle El-Ouaer (le difficile) parce qu'il est difficile de la traverser, et le représente le plus hautes Ghrouds. Il se caractérise par la présence des Regs et des Faidj (surface non ensablée) à l'intérieur de l'Erg. Sa surface à peu près le double de celle de Grand erg occidental, elle est voisine à 190.000 km carré car leur 2/3 donne l'aspect d'une mer de sables, il est limité au Nord par les chaînes montagneuses El-Ksour de la Tunisie et au Sud par le plateau du Tademaït, et par la hamada de Tinghert au Sud-Est, et à l'Ouest se trouve la zone des Haoudhs et les Sahnes.

B). Grand Erg occidentale

C'est un ensemble de chaînes sableuses qui commencent par des endroits un peu plats dans la partie Nord, traversés par des Oueds.

La partie Sud dans le Grand Erg Occidental elle est très difficile à traverser, est caractérisée par le manque d'autres formations géomorphologiques à l'intérieur de l'Erg. Le grand Erg occidentale est une immense mer de sables, sous forme de croissant d'une superficie de 80.000 Km carré, il est limité au Nord et au Nord-Ouest par les chaînes montagneuses de l'Atlas saharien et au Nord-Est se trouvent les Mechfars et les Regs localisés au Nord d'El-Goléa et au Sud de la zone de Chebka, aussi il est limité au Sud et au Sud-Est par le plateau du Tademaït et à l'Ouest par la Hamada El-Hamra et au Sud-Ouest par Erg Erraoui (OULAD BELKHIR, 2008).

1.3.3.2. Les voiles et placages

Ce sont des accumulations uniformes, planes de faibles épaisseurs (OZENDA, 1977).

1.3.3.3. Les dunes

Selon DUROZOY (1963), Elles constituent un matériau théoriquement très perméable et affleurant très largement. Et d'après FOUCAULT et RAOULT (2001), rapportent que les dunes sont fixes ou mobiles selon la topographie et peuvent être allongées parallèlement au vent (dunes longitudinales) ou perpendiculairement (dunes transversales). Et selon OZENDA (1983), défini comme étant de forme le plus souvent sableuse, et extrême fine, et lorsqu'on le fait glisser sur une pente, il s'écoule presque comme une veine liquide.

1.3.3.4. Nebka

Selon LOZET et MATHIEU (2002), la nebka est une accumulation éolienne de sable, basse et allongée, sous le vent d'un petit obstacle généralement des plantes dispersées.

D'après AZZI et BOUCETTA (1992), des auteurs disent que la Nebka est une accumulation de sable éolienne arrêtée par un obstacle (touffes de végétation, bloc rocheux). (OULAD BELKHIR (2008), a défini la nebka comme une accumulation de sables qui aura

lieu a cause de la présence du couvert végétal, des pierres, du reste des matériaux ou animaux morts. Et la nebka est toujours moins haute que les dunes.

1.3.3.5. Barkhanes

Selon CAPOT-REY (1957), Les barkhanes ou dunes croissant sont des formes de reliefs dunaires les plus communes à la surface des continents. Elles se trouvent particulièrement dans les déserts chauds mais aussi sur les cotes de la zone tempérée et dans l'intérieur de cette zone, là où le sol sablonneux n'est pas suffisamment protégé par la végétation.

1.3.4. Les dépressions

1.3.4.1. Les dayas

Ce sont des effondrements, en entonnoir, ou de petites dépressions fermés). (CAUNEILLE, 1968) ; et selon OZENDA, (1983) ce sont les résultats de la dissolution locale des dalles calcaires ou siliceuse qui constituent les hamadas ; elles caractérisent une dépression fermée, très fertiles à cause de l'accumulation des éléments fertiles apportés par les eaux de ruissellement non ou peu salée.

1.3.4.2. Les chottes et sebkhas

Selon GHAUCHER et BURDIN (1974), le chott est une dépression souvent plus étendue, et bordée de falaises, dans la quelle aboutissent des cours d'eau, desséchés pendant les mois sans pluie.

Selon OULAD BELKHIR (2008), sebkha c'est une dépression semblable au daya mais la différence existe la salinité qui résulte de la saturation des eaux des oueds avec des sels des zones qu'ils traversé a cause des eaux salées qui flottent sur la surface de la sable après l'érosion des roches calcaires ou salins trouvées sous la dépression.

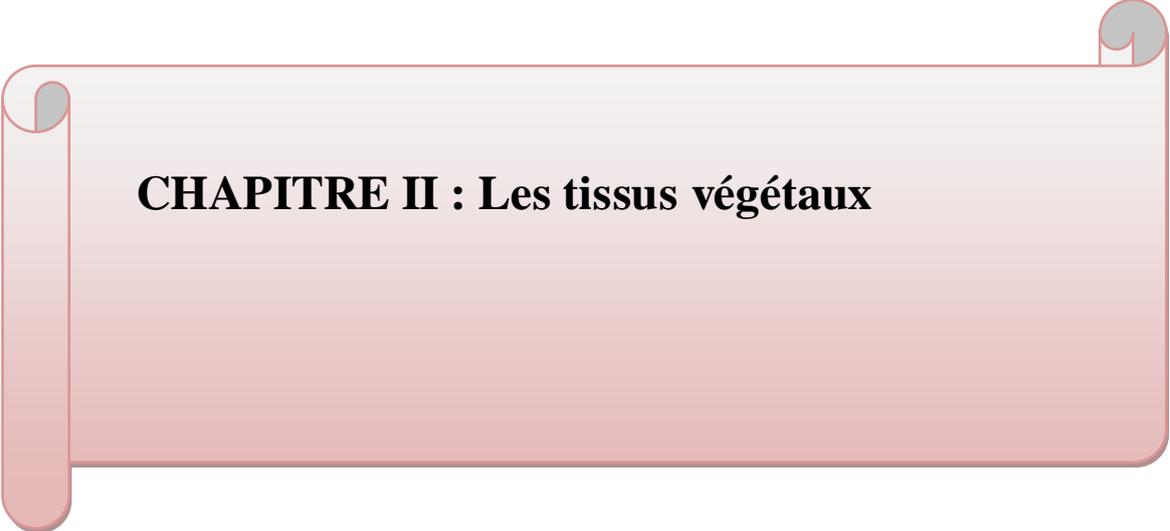
Selon LOZET et MATHIEU (2002), les chotts sont les grandes sebkhas où l'eau séjourne en permanence dans la partie centrale.

1.3.4.3. Les Haoudhs

Ce sont des dépressions considérables, de forme allongée, à flancs en talus, à fond plat ; parfois les proportions sont grandes qu'on a l'impression d'un véritable oued (CAUNEILLE, 1968).

1.3.5. Les Oueds

Ce sont des formations géomorphologiques très différentes d'une zone à une autre, on peut avoir des oueds de ruissellements saisonniers ou annuels et des oueds fossiles. Généralement sont composés par des sols argileux (des sols très fertiles) (AZZI et BOUCETTA, 1992).



CHAPITRE II : Les tissus végétaux

CHAPITRE II : Les tissus végétaux

II.1 Définition d'un tissu

Un tissu est un ensemble de cellule de structure identique jouant le même rôle. Les tissus végétaux peuvent être classés suivant le rôle au sein de la plante. On distingue ainsi les tissus de protection, les tissus de soutien, les tissus parenchymateux, le tissu conducteur et les méristèmes (BOURAS, 2010).

II.2 Le tissu de protection ou tissu de revêtement

Les plantes ont besoin de tissu de protection contre les évaporations trop importantes, les blessures, ainsi que la chaleur ...etc. parmi ces tissus, on compte l'épiderme, l'assise pilifère (VISOFLORE, 2009).

II.3 Anatomie des coupes histologiques

A première vue, la plante possède une structure relativement simple : les racines, les tiges et les feuille. L'anatomie (ana- = au travers ; -tomie = coupe) est l'étude de la structure interne de la plante, c'est-à-dire la répartition des tissus (en fonction des organes, de l'âge des individus, des taxons). L'anatomie est souvent assimilée à la microscopie, mais il y a quelques nuances de détail. Ainsi, une observation de la surface de la plante (ex. poils ou autres cellules épidermiques) se fait au microscope mais ce n'est pas véritablement de l'anatomie. A l'inverse, en dendrologie (l'étude des cernes des arbres), on peut faire de l'anatomie sans microscopie (CHICOUENE, 2000).

II.4 La feuille

La feuille est un organe aérien et chlorophyllien, aplati et porte latéralement par la tige. Elle est attachée sur la tige au niveau des nœuds. La feuille joue un rôle importance dans la vie de plante : un rôle dans la nutrition (assimilation chlorophyllienne : photosynthèse qui a lieu au niveau du parenchyme chlorophyllien dit aussi parenchyme assimilateur) et rôle dans l'équilibre hydrique (transpiration : émission dans l'atmosphère de la vapeur d'eau).

La feuille peut être simple ou composé et constituée de différentes parties :

-le limbe est la partie principale de la feuille .Il recouverte de nervure.-le pétiole rattache la tige à la partie élargie de la feuille.

-les stipules, au nombre de deux, sont de petites pièces foliaires présente à la base du pétiole (BOURAS, 2010).

II.5 La tige

La tige est un axe de forme plus ou moins cylindrique, le plus souvent dressée et généralement aérienne. Cependant il existe des tiges rampantes, horizontales, gazonneuses et des tiges souterraines. C'est un organe généralement chlorophyllien et très polymorphe (BOURAS, 2010).

II.6 Les épidermes

Un épiderme est une couche continue des cellules qui recouvre les parenchymes des organes aériens tels que les feuilles, les jeunes tiges, les pièces florales et les fruits. D'une façon générale, on distingue dans un épiderme, des cellules épidermiques assurant la protection contre la déshydratation et des stomates qui permettent les échanges gazeux. L'épiderme est interrompu au niveau des stomates. Ce sont des structures épidermiques spécialisées, souvent présentes à la face inférieure des feuilles contentent les stomates qui sont responsables de la transpiration de la plante (YVES et al, 2005).

II.6.1 Cellules épidermiques :

Les cellules épidermiques formant un ensemble compact qui procure aux de la plante une protection mécanique efficace. Elles assurent la protection contre la déshydratation excessive. Elles sont toujours étroitement juxtaposées.

On distingue :

- L'épiderme simple (une seule couche de cellule).
- L'épiderme composé (plusieurs couches).

Ce sont des cellules vivantes sans chloroplastes chez les végétaux supérieurs, mais chez les végétaux d'ombre et certaine plante aquatique elles sont pourvues de chlorophylles (BOURAS, 2010).

II.6.2 Les stomates

Ils sont formés de deux cellules de garde qui possèdent de nombreux chloroplastes et qui sont capables de faire varier l'ostiole par des mécanismes osmotiques. L'ostiole

correspondant à l'orifice présent entre les deux cellules stomatique réniformes. Les cellules de garde sont plus épaisses du côté interne qui délimite l'ostiole, et sont souvent accompagnées de cellules compagnes, dépourvues de chloroplastes, avec lesquelles elles sont intimement en contact par leur face externe (figure 1).

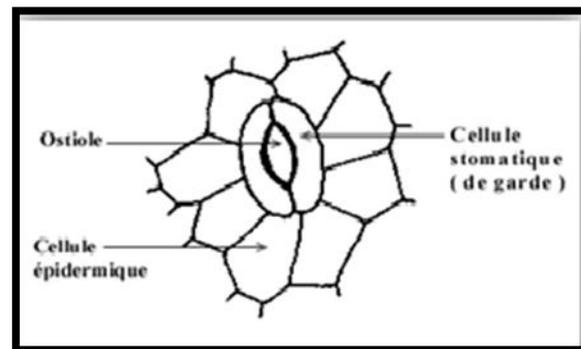


Figure 1 Stomate de face abaxial d'une feuille

<http://tsspesvt.over-blog.com>

La paroi interne des cellules stomatiques est épaisse et cutinisée ; la paroi externe ; par contre, est mince et uniquement cellulosique.

METCALFE et CHALK (1957), ont classé les types stomatiques en fonction du nombre, de la forme, de la taille et de l'agencement des cellules annexes.

Nous pouvons distinguer les principaux types suivants :

- ANOMOCYTIQUE : se dit d'un stomate qui est entouré d'un nombre restreint de cellule dont la taille et la forme semblable à celle d'autres cellules épidermiques.
- PARACYTIQUE : se dit d'un stomate qui possède deux cellules annexes disposées parallèlement à l'ostiole.
- ANISOCYTIQUE : c'est un stomate qui possède trios cellules annexes de tailles inégales.
- DIACYTIQUE : c'est un stomate qui possède deux cellules annexes disposésperpendiculairement à l'ostiole.

Et depuis, d'autre formes et types de stomates ont été classés (BOURAS S, 2010).

II.6.3 Les trichomes

Les «trichomes» sont définis comme les cellules spécialisées dérivées de l'épiderme. Ainsi, d'un point de vue morphologique (figure 2),

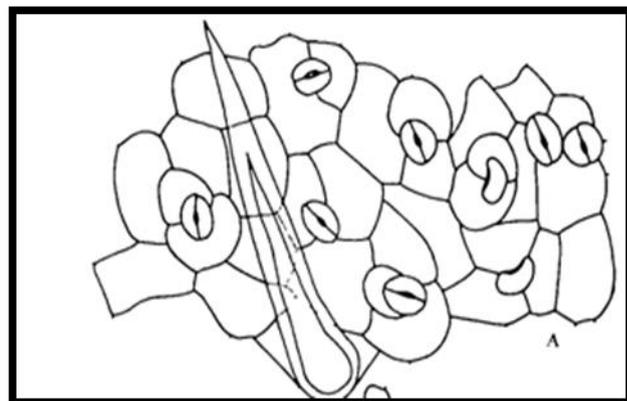


Figure 2 : stomate et trichome
(INAMDAR,1968)

Cheveux fondamentaux sont classifiés comme

trichomes (WERKER, 2000).

De façon intéressante, les avancées récentes dans le champ de biologie moléculaire ont confirmé leur similarité somatique en démontrant que les cheveux fondamentaux sont sous certains des mêmes contrôles génétiques comme la feuille, les tiges et fleur et trichomes (KELLOGG, 2001).

Pour le but de simplicité cependant les termes trichomes et les cheveux fondamentaux seront utilisés pour les cellules épidermiques spécialisées trouvées sur tige et racine, respectivement. Trichomes à été classifié dans plusieurs catégories, fondées sur leur morphologie et leurs autres critères .Mais globalement peuvent être classés aussi comme glandulaire ou non-glandulaire, selon la présence ou l'absence de sécrétion (WERNER, 2000).

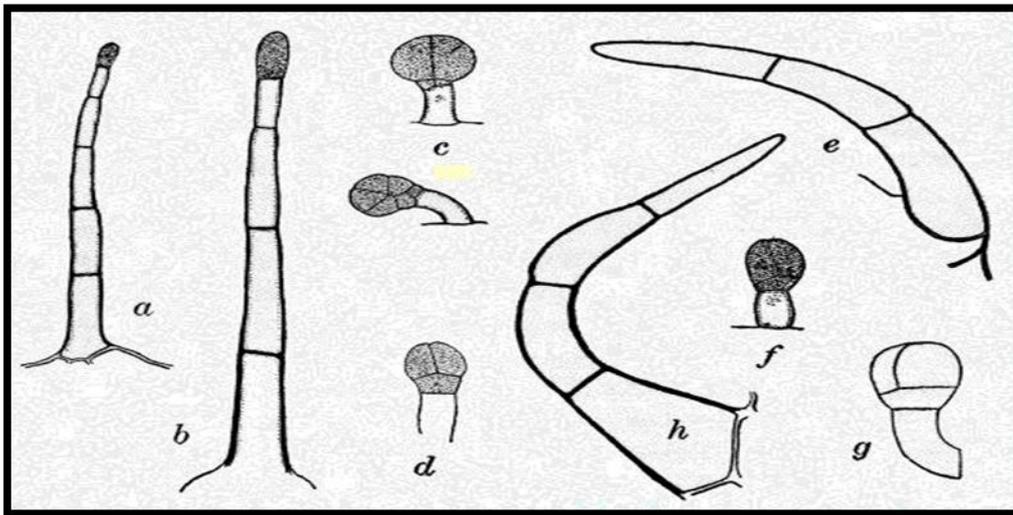
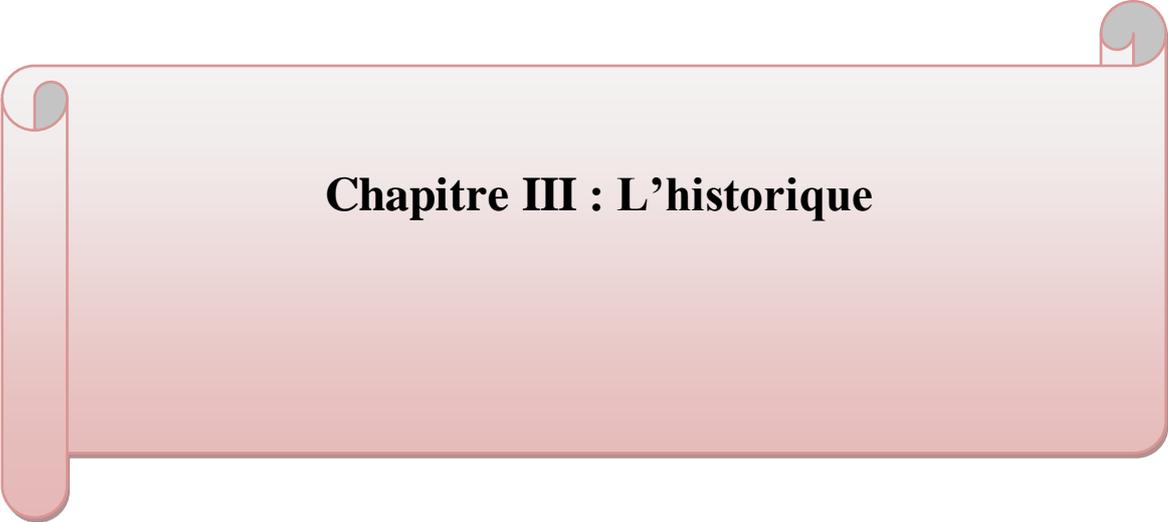


Figure 3 Quelques types de trichome chez le genre
Solanum(Solanaceae)

<http://bulbrose.x10.mx>



Chapitre III : L'histoire

CHAPITRE III : L'historique**III.1 Présentation historique des fondamentaux de l'anatomie****III.1.1 Des origines à la fin du XVIIIème**

HOOKE (1665), mathématicien anglais, amateur de microscopie, examine un bouchon de liège en coupe transversale et en coupe longitudinale ; il distingue :

- *cell* pour le trou (traduit par "cellule") qu'il prend pour du "vide".

- *wall* ou mur ("paroi" en français) que cet auteur considère comme la «matière végétale». Aussitôt, 2 biologistes, anatomistes se mettent au travail sur les plantes : Marcello MALPIGHI (après avoir fait de l'anatomie animale) et NEHEMIA GREW (le bois se raréfiant, il cherche comment il pousse) exposent leurs premiers résultats à la Royal Society de Londres en 1671.

- GREW (1682) in "Anatomy of plants" avec 80 planches, est à l'origine de plusieurs termes toujours actuels : cambium, vaisseaux, parenchymes, limbe. Le XVIIIème siècle (avec DAUBENTON, DESFONTAINES,...) est limité à quelques observations ; les théories n'évoluent pas, ou celles qui sont produites ne sont pas correctes.

Les découvertes du XIXème vers 1800 (en particulier 1816 et 1839), BRISSEAU de MIRBEL montre que le cambium est un tissu, jeune ; il expose le double jeu du cambium :

Chaque année il y a formation d'une couche de bois et d'une couche de liber (qui se produit à l'inverse du bois, de dedans en dehors). La théorie cellulaire commence avec DUTROCHET (1824) qui pense que tous les organes sont composés de cellules ou dérivent de cellules.

MOHL (1835 et 1846) découvre la division cellulaire et la bipartition de cellules cambiales (en 1846) ; il a décrit et a classé à peu près tous les tissus actuellement connus. Il a comparé les données de la morphologie et de l'anatomie, puis celles de l'anatomie et de la taxonomie (en passant les principales familles en revue). Vers 1890, on découvre l'assise subéro-phellodermique qui fabrique plus de suber que de phelloderme.

La fin du XXème Depuis 1950, les travaux portent principalement sur 2 sujets : - la différenciation des parois, ultra-structure (BUVAT 1950-60, MUHLETALER 1961) ; - l'étude des méristèmes terminaux à l'aide d'éléments marqués (à la limite de la physiologie), de l'apparition des primordiums foliaires.

III.3 Les protocoles

III.3.1 Protocole 1

Méthode d'étude anatomique méthode classique, elle comporte différentes étapes.

Coupes transversales fines d'une portion de rameau d'environ 0,5 cm de diamètre; la portion a été introduite dans la moelle de sorgho, servant de support solide.



Figure 4 de sorgho

<http://www.ikonet.com/fr/ledictionnairevisuel/regne-vegetal/cereales/sorgho.php>

- Séjour des coupes dans de l'eau de javel, pendant 20 mn ; l'eau de javel sert à digérer tout le contenu cellulaire; seules les parois cellulaires sont conservées pour l'étude des tissus en histologie végétale.
- Rinçage des coupes à l'eau ordinaire.
- Passage des coupes dans de l'eau acétique (acide acétique dilué), pendant 15 mn, pour neutraliser l'excès d'eau de javel, chimiquement basique et rendre les parois cellulaires réceptives au colorant. Cette réceptivité, dénommée mordantage, favorise et améliore la fixation du colorant.
- Rinçage à l'eau ordinaire, pour chasser l'excès d'eau acétique.

Coloration au carmino-vert ; le carmino-vert est un double colorant fabriqué à partir de carmin-aluné (poudre rouge) et du vert d'iode (poudre verte). Le carmino-vert, colorant métachromasique, est de coloration violette. Les parois cellulaires sont colorées en fonction de leur nature chimique. Les parois riches en lignine sont colorées en vert ou en bleu ; celles

qui sont riches en cellulose sont colorées en rose; les parois riches en cutine sont colorées en bleu-vert; les parois riches en subérine sont colorées en jaune vert.

- Rinçage à l'eau ordinaire.

Montage des coupes entre lame et lamelle, dans une goutte d'eau glycinée (glycérine diluée), pour observation au microscope optique.

- Réalisation du dessin.

Après observation des coupes au microscope optique et identification des tissus, il est possible de prendre des photos, grâce à un appareil numérique intégré avec le microscope (Ref. Elc :1).

III.3.2 Protocole 2

- Réalisation d'une coupe de racines, coloration au carmin-vert d'iode.
- Réaliser des coupes transversales dans l'échantillon.
- Placer une extrémité de racine entre deux morceaux de moelle de sureau coupée longitudinalement, disposer l'ensemble dans un microtome puis utiliser une lame de rasoir pour réaliser des coupes fines.
- Placer les coupes 15 minutes dans l'hypochlorite de sodium ou eau de Javel (destruction du contenu cellulaire).
- Lavage abondant à l'eau (3 bains successifs, le dernier contenant quelques gouttes d'acide acétique) ; l'acide acétique augmente l'affinité pour les colorants. Coloration 5 minutes dans le carmin-vert d'iode (ou 2 minutes dans le vert d'iode, rinçage, puis 10 minutes dans le carmin).
- Rinçage à l'eau.
- Observez les coupes au microscope optique entre lame et lamelle après avoir déposé une goutte d'eau sur la lame.
- Faites la mise au point sur les régions les plus fines et choisissez un grossissement adapté (Ref. Elc :2).

III.3.3 Protocole 3

- Protocole de réalisation d'une préparation microscopique d'empreinte d'épiderme
- Repérez la face abaxial et la face adaxial de la feuille de HOUX.
- Étalez une goutte de vernis incolore (ou pansement liquide) sur une surface de 0,5 cm de diamètre sur la face abaxial de la feuille fournie.
- Évitez les couches excessivement fines qui ne se décolle pas ainsi que les gouttes épaisses qui sèchent très lentement. (NB il est éventuel de réaliser plusieurs étalements pour faire plusieurs essais).
- Répétez l'opération sur la face adaxial.
- Faites sécher la feuille quelques minutes.
- Quand le vernis est sec, soulevez le bord d'une couche de vernis à l'aide de l'aiguille lancéolée et décollez-la délicatement à l'aide de la pince fine.
- Déposez sur une lame, pour chaque face de la feuille, dans une goutte d'eau, l'empreinte ainsi réalisée, face décollée sur le dessus, bien à plat, sans la froisser et en évitant de piéger des bulles d'air.
- Recouvrez d'une lamelle et marquez au feutre, si nécessaire, sur la lame l'origine du prélèvement (adaxial ou abaxial) et observez au microscope optique (Ref. Elc : 3).

III.3.4 Protocole 4

Manipulation et prélèvement

- Couper un morceau de l'épiderme de la face abaxial de la feuille de la plante (étudiée pervenche de Madagascar et/ou poireau).
- COLORATION ET MONTAGE
- Placer chacun dans un verre de montre différent contenant une solution de saccharose à 6%, colorée au rouge neutre. Faire en sorte que les fragments relevés soient bien déroulés. Après 2 ou 3 minutes, poser une goutte du liquide de coloration sur la lame,

- y placer un fragment de l'épiderme de chaque plante et le recouvrir d'une lamelle (Ref. Elc :3).

III-3-5 Protocole 5

Méthodes d'étude anatomique

Elle a consisté essentiellement en des observations au microscope optique, des coupes transversales préparées de fragments de pétiole. Dix individus par espèce étudiée pour ce paramètre sont échantillonnés pour les observations au microscope photonique. Cinq coupes par individu et par fragment d'organe sont maintenues pour les observations. Le choix des individus au sein du peuplement de l'espèce est aléatoire. Des coupes transversales minces ont été réalisées à l'aide d'un microtome sur les fragments d'organes végétatifs. Ces coupes sont ensuite traitées selon les techniques préconisées par GABE (1968).

Les colorants utilisés sont le Carmino-vert de Mirande et/ou le carmin aluné de Grenacher.

Les meilleures coupes sont montées et conservées entre lame et lamelle dans la glycérine pour les observations et la prise d'images à l'aide d'un appareil photo intégré au microscope. La localisation des tanins dans les tissus de ces plantes est faite avec les sels ferriques qui colorent les tanins galliques et ellagiques en bleu-noir et les tanins condensés en brun verdâtre. Les tanins galliques donnent également une coloration rose avec l'iodate de potassium (l'acide gallique libre est lui coloré en orange par ce réactif). Les tanins ellagiques sont colorés par l'acide nitreux en milieu acétique (d'abord rose, la coloration vire au pourpre puis bleu) et les tanins condensés sont colorés en rouge par la vanilline chlorhydrique. Le réactif d'Arnou (nitrate de sodium - modylate de sodium – H₂O) donne le même résultat.

Ce réactif colore les tanins en orange. Les coupes sont observées au grossissement 100 pour une vue d'ensemble et une portion représentative détaillée de l'organe est photographiée à 400 (ou 600) (BRUNETON, 1997) (Ref. Elc :4).

III.3.6 Protocole 6

- Préparation et observation des coupes anatomique .Les étapes ci-dessous présentent une étude anatomique que nous avons faite au niveau des organes aérien (tige et feuille) des plantes prélevés. Réalisation et coloration des coupes longitudinale et

- transversale des organes végétale (tige, feuille). Réalisation des coupes. On effectue des coupes minces longitudinales et transversales au niveau des tiges et des feuilles en tenant directement l'organe végétal à la main par lame de rasoir, ensuite on choisira les meilleures à la fin de l'opération. Coloration des coupes dans notre travail nous utilisons la méthode de double coloration par le rouge de Congo et le vert d'iode.
- Les coupes réalisées sont placées dans l'eau de javel pendant 15 à 20 mn. Cette opération entraîne la destruction du contenu cellulaire tout en conservant les parois cellulaires
- Laver les coupes par l'eau distillée plusieurs fois pour éliminer les traces de l'eau de Javel et favoriser la fixation des colorants dans les étapes à venir.
- A l'aide d'une pipette mettre quelques gouttes de l'acide acétique et laisser pendant 2mn pour bien fixer les colorants.
- Laver les coupes par l'eau distillée une seule fois pour éliminer les traces de l'acide acétique (CH-COOH).
- A l'aide d'une pipette mettre quelque gouttes de vert d'iode et laisser pendant 2mn au maximum ce qui entraîne la coloration des parois lignifiées en vert.
- Laver les coupes par l'eau distillée plusieurs fois pour éliminer les traces de vert d'iode
- A l'aide d'une pipette mettre quelque goutte de rouge de Congo et laisser pendant 10mn ce qui entraîne une coloration rose des parois celluloses.
- A l'aide d'une pipette mettre quelques gouttes de l'acide acétique et laisser pendant 2mn pour bien fixer les colorants.
- Laver les coupes par l'eau distillée une seule fois pour éliminer les traces de l'acide acétique (CH-COOH).
- Laver les coupes par l'eau distillée plusieurs fois pour éliminer les traces de rouge de Congo.
- Prélèvement de l'épiderme
- Le prélèvement et l'observation de l'épiderme sont effectués sans coloration.

- A l'aide d'une pince couper un morceau d'épiderme de feuille pour les plantes à feuille ou d'un rameau pour les plantes aphyllés.
- L'épiderme réalisé est placée dans l'eau de javel pendant 15 à 20mn. Pour éliminer les traces de chlorophylle.
- Laver les épidermes réalisés par l'eau distillée plusieurs fois pour éliminer les traces de l'eau de javel.
- L'observation prendre un petit fragment de 1 ou 2 mm de l'épiderme ou les coupes réalisées des tiges et des feuilles soit transversale ou longitudinale, la mettre sur une lame, recouvrir d'une lamelle, écraser doucement pour bien aplatir et Placer lame et lamelle dans le microscope pour l'observation. Dans le cadre de notre travail au niveau de laboratoire on a :
- Essayer d'obtenir des coupes à main levée très fines à l'aide de lame de rasoir.
- Changer lame après quatre fois de leur utilisation dans les quatre frontières.
- Faire presque des centaines des coupes soit longitudinale ou transversale.
- Utiliser plusieurs organes de même type (tige, feuille).
- Il est préconiser de remplacer l'organe utilisé (exemple la tige) par un rameau lorsqu'il est difficile de faire les coupes sur lui.
- Changer les colorants d'une période à l'autre pour la conservation de leur qualité

(BENGHERSALLAH et ELHADI, 2013).

III.3.7 Protocole 7

OBSERVATION DE POILS ABSORBANTS

- Observer les poils absorbant d'une graine en cours de germination à la loupe binoculaire.
- Ajouter une goutte de colorant (bleu de méthylène) et observer.
- Préparer une goutte d'eau déposée au centre d'une lame.
- Prélever quelques poils absorbants et déposer les sur la goutte d'eau.

- Recouvrir d'une lamelle et observer au microscope (Ref. Elc :4).

III.3.8 Protocole 8

OBSERVATIONS DE STOMATES

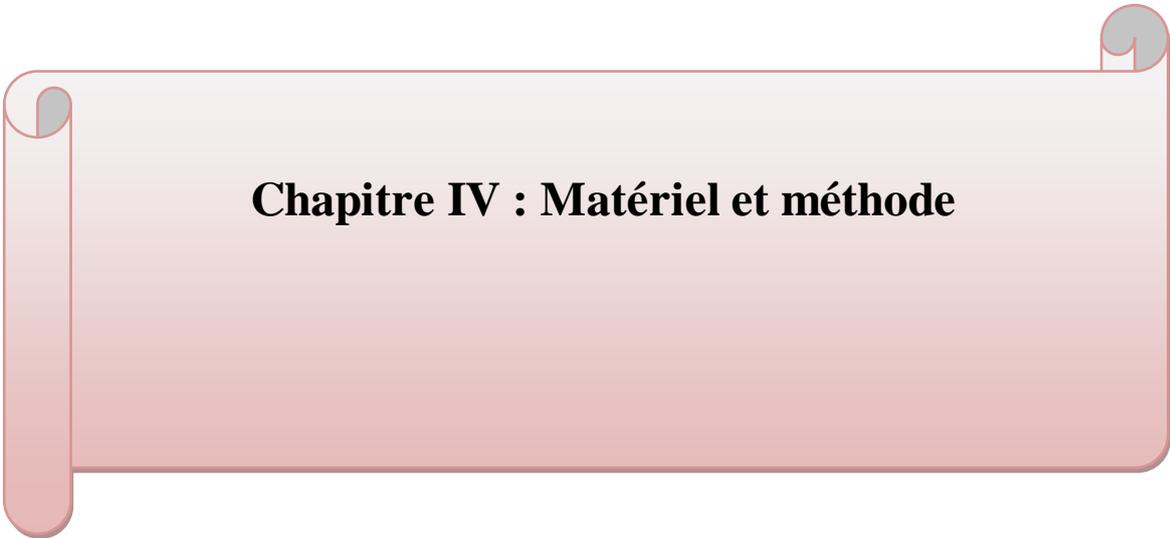
Technique du lambeau d'épiderme

- Faire une encoche peu profonde, perpendiculairement au grand axe, dans la face abaxial de la feuille fournie.
- Soulever l'épiderme incolore avec les pincen évitant d'entraîner du parenchyme vert.
- Couper un fragment de 2 à 3mm de coté et le placer entre lame et lamelle dans unegoutte d'eau.

Votre préparation devraêtre nette et propre (montage sans bulle d'aire ni débordement d'eau et /ou de fragments végétaux).

Technique de l'empreinte d'épiderme

- Recouvrir avec deux couches successives de pansement liquide de vernis à ongle incolore. La surface abaxial d'environ 1 cm² d'une feuille fraîche.
- Laisser sécher (possibilité d'utiliser le sèche-cheveux).
- Décoller doucement le filme obtenu à l'aide d'une pince fine en commençant par les bordures.
- Poser le film à plat sur une lame.
- Recouvrir d'une goutte d'eau puis d'une lamelle et observer(Ref. Elc :4).



Chapitre IV : Matériel et méthode

Chapitre IV : Matériel et méthode

L'objectif

L'objectif de notre travail est l'étude anatomique des épidermes de deux plantes sous des conditions différentes : spontanée et cultivée, se développant dans un milieu saharien.

IV.1 Matériel végétal

IV.1.1 *Oudneya africana* (Brassicaceae) (Photo 1)

appelée communément henat l'ibel

Description : Plante vivace en buisson rameux, pouvant atteindre 1 mètre de hauteur. Feuilles entières en spatule, un peu charnues. Fruit cylindrique étroit. Plante pérenne, ligneuse, en période chaud, qui régénèrera dès que les conditions seraient favorables. **Habitat :** rencontrée dans les zones sableuses, plusieurs pieds, à côté des herbes du genre *Stipagrostis*. **Répartition :** Sahara septentrionale.

Période de végétation : Floraison en mars-avril.

Utilisation : Pharmacopée : Elle est utilisée, en poudre ou en compresse, pour les traitements des lésions cutanées. Intérêt pastoral : elle est très appréciée par les dromadaires (d'où son nom arabe) (CHEHMA ,2006).



Photo 1

IV.1.2 *Lantana camara* (Verbenaceae)

Famille: Verbénacées

Le genre comprend plus de 150 espèces

L'espèce compte plusieurs variétés d'où la diversité de couleurs de fleurs dont *Lantana camara* 'Brasier Rouge' aux fleurs de couleur rouge-orange.



Photo 2

Description : est un arbrisseau au port buissonnant et aux multiples tiges dressées, quadrangulaires et épineuses. Les feuilles vert foncé, dentées et légèrement gaufrées sont tronquées à la base et se rétrécissent au sommet. A la fin du printemps démarre l'incroyable floraison : regroupées en larges ombelles, les petites fleurs tubulaires forment une myriade de bouquets ronds et colorés ; quelle que soit la variété et sa couleur dominante, la fleur s'ouvre claire puis se fonce .**Origine:** Régions tropicales d'Amérique Centrale, Amérique du Sud et d'Afrique. **Couleur des fleurs:** blanc, jaune, rose, orange, rouge .

Utilisation: massif, pot, bac.

Toxicité: plante toxique (Ref. Elc :5).

IV.2 Matériel logistique

- Les lames minces et lamelles
- Pince
- L'eau distillée
- L'eau de javel
- Rouge de Congo
- Les feuilles des plantes
- Vernis à ongle incolore
- Microscope optique munie d'une caméra intégrée et logiciel Motic 2.0

IV.3 Méthodes utilisées au laboratoire

Technique du lambeau d'épiderme

- Faire une encoche peu profonde, perpendiculairement au grand axe, dans la face abaxial de la feuille fournie.
- Soulever l'épiderme incolore avec les pinces en évitant d'entraîner du parenchyme vert.
- Couper un fragment de 2 à 3mm de côté et le placer entre lame et lamelle dans une goutte d'eau.

Notre préparation devra être nette et propre (montage sans bulle d'air ni débordement d'eau et /ou de fragments végétaux).

Technique de l'empreinte d'épiderme :

- Recouvrir avec deux couches successives de pansement liquide de vernis à ongle incolore. La surface abaxial d'environ 1 cm² d'une feuille fraîche.
- Laisser sécher.

- Décoller doucement le film obtenu à l'aide d'une pince fine en commençant par les bords.
- Le réactif rouge Congo a été utilisé pour *Lantana camara* seulement
- Poser le film à plat sur une lame.
- Recouvrir d'une goutte d'eau puis d'une lamelle et observer



Chapitre V :Résultat et discussion

Chapitre V : Résultat et discussion

Famille Brassicaceae

Oudneya africana

La coupe anatomique de l'épiderme de feuille appartenant à *Oudneya africana* montre que la structure de l'épiderme est constituée des cellules à différents forme en disposition irrégulière et à parois cutinisées.

Elle montre également la présence des stomates de type **anisocytique** selon **DOUZET(2007)**

On remarque que chaque stomate est entouré par troiscellules.



Photo 3: G X400

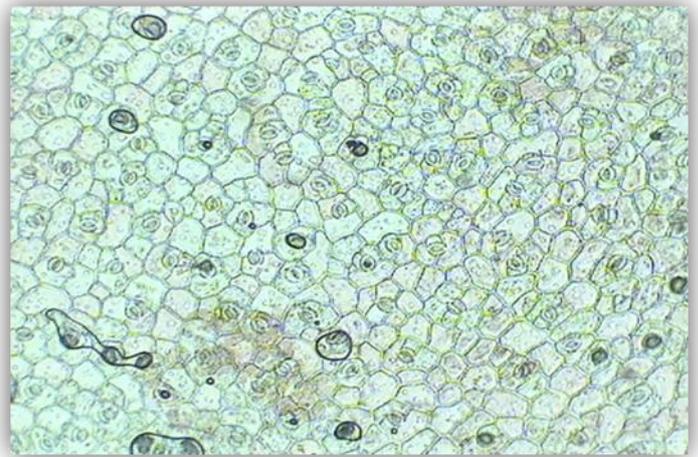


Photo 4: G X100

Epiderme d'*Oudneya africana* (Brassicaceae) avec stomates

Famille des Verbenacea

Lantana camara

La coupe anatomique de l'épiderme de feuille de *Lantana camara* montre que la structure du l'épiderme est constituée par des cellules à différentes formes polygonale,rectangulaire,arrondi en disposition irrégulière avec des parois épaisse recouvertes de poiles

Elle montre aussi laprésence des stomates de type **diacytique** où chaque stomate entouré par quatre cellules épidermiques selon le schéma d'INAMDAR (1968).

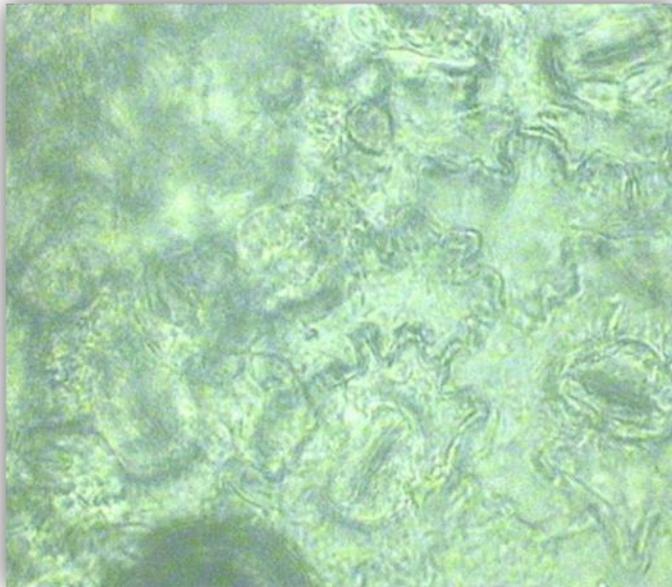


Photo 5 : G X1000



Photo 6 : GX400

Epiderme de *Lantana camara* (Verbenaceae) avec stomates et trichomes

Discussion

Les prélèvements des épidermes que nous avons fait au niveau des feuilles de deux espèces appartenant à deux familles montre que :

Après l'observation microscopique de l'épiderme des plantes étudiées, nous avons trouvé deux types d'arrangements stomatiques qui sont : Le type **anisocytique** et le type

diacytique .

Chez certaines espèces, les cellules épidermiques portent des poils qui donnent un touché chevelu sur la surface des feuilles ou des tiges. Ces poils sont unis ou pluricellulaires.

Lorsqu'ils sont courts, ils sont appelés papilles (HOUEIBIB et LOULY,2008)

D'après l'observation microscopique d'épiderme de la feuille de *Lantana camara*, on a trouvé que le poil observé est de type **tecteur** unicellulaire allongé cité par (SOLTNER, 2001) et (HAMMICHE, 1988).

A partir des différents protocoles de l'étude anatomique du tissu épidermique des plantes, chaque protocole est différent des autres. Car il y a des protocoles qu'on utilise pour l'observation des stomates, des trichomes ou les poils absorbants.

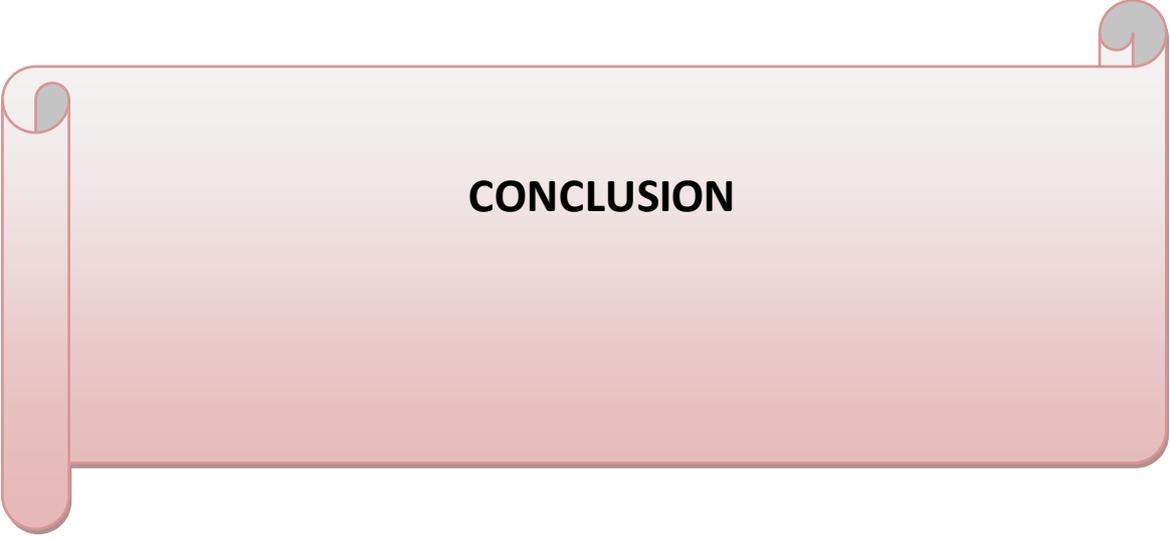
Dans notre travail on a découvert pour chaque espèce on choisie le protocole qui lui convient et se la suivant : la plante a un épiderme mince ou épaisse, ou est une facile du prélèvement de son épiderme par contre une plante, elle est difficile du prélèvement, La présence d'une cuticule épaisse, des poils et l'existence d'un épiderme pluristratifiée.

Dans notre expérience on a utilisé 02 espèces différentes, pour chaque espèce on utilise le protocole convenable.

Les deux protocoles qu'on a utilisés :

Technique de l'empreinte d'épiderme avec *Lantana camara*, parmi les étapes l'utilisation de verni, car le prélèvement de son épiderme est très difficile on a utilisé pour facilité le prélèvement et on a ajoute l'eau de javel pour éliminer le continu chlorophyllien et le rouge de Congo pour colorer les tissus vivants.

Technique de prélèvement simple avec *Oudneya africana* par ce que le prélèvement de son épiderme est très facile, le prélèvement et l'observation de l'épiderme sont effectués sans coloration.



CONCLUSION

Conclusion

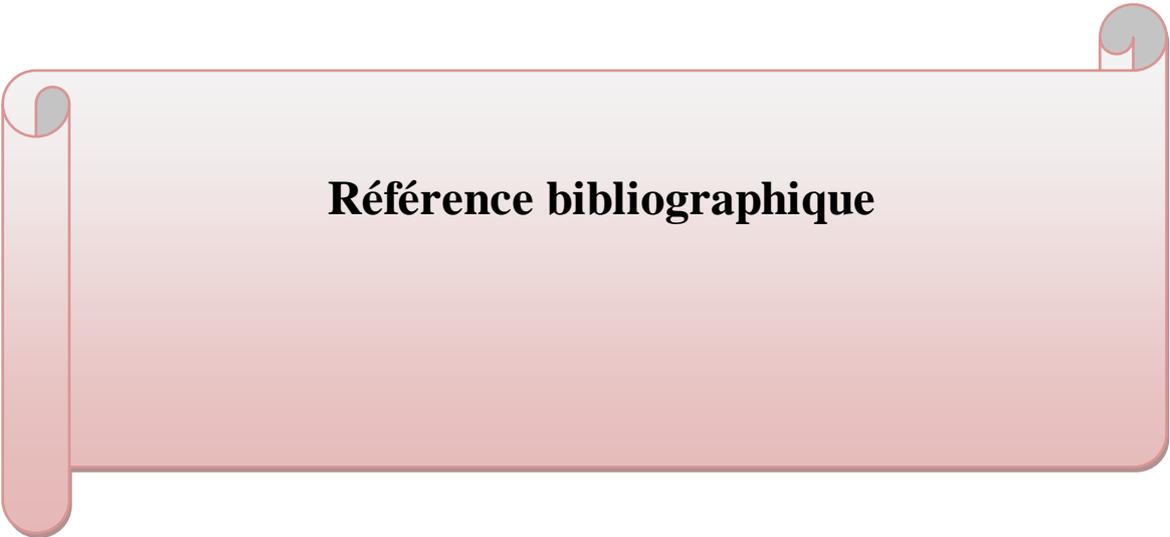
A partir des résultats de l'étude anatomique du tissu épidermique au niveau des feuilles chaque famille possède des caractéristiques différentes de l'autre ; certaines particularités de l'épiderme peuvent être caractéristiques d'une famille, comme l'identité les formes des cellules épidermiques au niveau des feuille chez différentes espèces.

La structure, la densité, la localisation et la répartition des stomates existent en nombre variable sur les feuilles. La différence entre les divers types stomatiques basés sur le nombre, la forme, la taille des cellules annexes.

Certaines espèces portent des poils sur la face extérieure qui sont considérés comme une forme d'adaptation au climat pour minimiser la perte de l'eau par la transpiration par exemple.

Les résultats obtenus par l'analyse microscopique des caractères épidermiques, permettent dans la plupart des cas de différencier des espèces entre elles. D'où prendre en considération que cette étude anatomique est plus qu'indispensable pour connaître déterminés l'identification des différentes espèces.

Donc pour réaliser un catalogue des protocoles d'étude anatomique il est nécessaire d'étudier des fragments d'épidermes provenant de différentes parties de la plante car les caractéristiques de l'épiderme peuvent varier entre les organes.



Référence bibliographique

Référence bibliographique

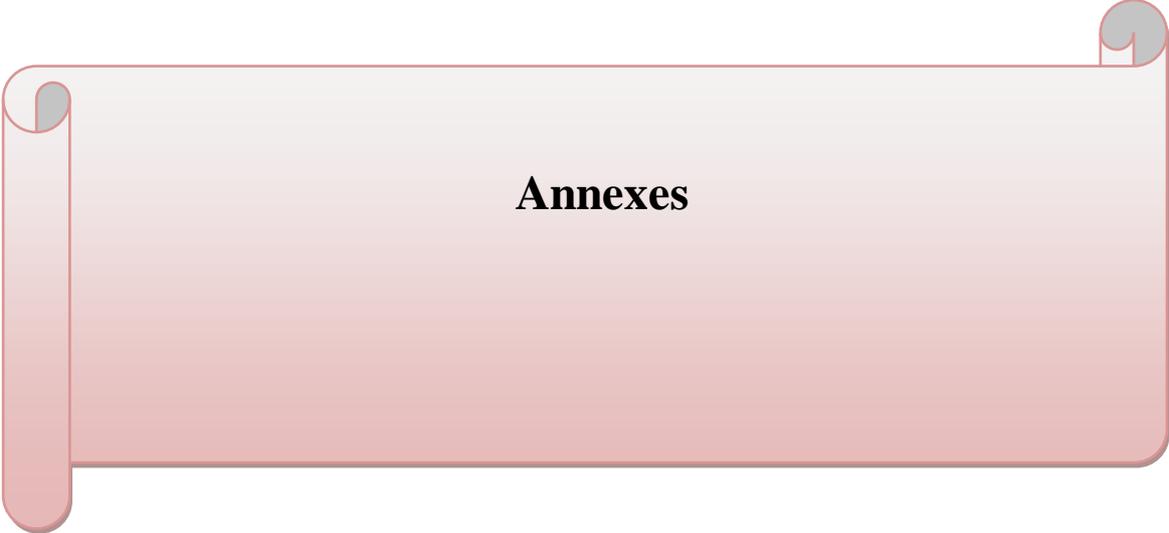
1. **AZZI, M. et BOUCETTA, T., (1992)** : Contribution a l'étude du comportement alimentaire du dromadaire « camelusdromedarius » en fonction de la saison (hiver,printemps) au Sahara septentrionale (cas de la région d'Ouargla),ThèseIng , ITAS (Ouargla) , 63 p .
2. **BENGHERSALLAH N. et ELHADI K ., (2009)** : Réponse anatomique à la sécheresse de quelques plantes spontanées du Sahara septentrional. mémoire de master académique, Université kasdiMerbah .Ouargla ,58p
3. **BENKRIMA.A et GOUMRI .Z.,(2011)** :Essai d'élaboration d'un catalogue de référence des épiderme des principale plantes spontanées broutées par le dromadaire ou Sahara septentrional algérien (cas de la région de Ouargla).projet de fin d'études ,université KASDI MERBAH .OUARGLA .43.
4. **BOURAS S.,(2010)** : Elaboration d'un catalogue de référence des épidermes des principales plantes spontanées broutées par le dromadaire au Sahara septentrional algérien (cas d'El oud, Ouargla et Ghardaïa).mémoire de fin d'étude ,université KASDI MERBAH .OUARGLA ,97p
5. **BOUTIN V, FOGELGESANG J.-F, BEAUX J.-F, RIBOLA F.,(2010)** : Atlas de structure de biologie. Ed Paris , 128p.
6. **CAPOT-REY R., (1952)**:Les limites du Sahara français. Ed: Inst. Rech. Sah., Alger. Tome VIII. pp. 23 - 47.
7. **CAUNEILLE A., (1968)**: Les Châanba, et leur nomadisme Ed. Du C.N.R.S. Paris, p317.
8. **CHEHMA A., (2008)** : Phytomasse et valeur nutritive des principales plantes vivaces saharaseptentrional algérien. université d'Ouargla. Ed Dar el Houda, 79p
9. **CHEHMA A., (2006)** : Catalogue des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien. Ed.Dar Elhouda Ain M'lila. Univ Kasdi Merbah. Ouargla. Faculté des sciences et science de l'ingénieur. Laboratoire de recherche :(protection des écosystèmes en zones arides et semi-arides).140p.
10. **DUBIEF J .,(1952)** : Le vent et le déplacement du sable au Sahara. Ed : Inst. Rech. Sah., Alger. Tome VIII. Pp. 123-163.

11. **DUBIEF J., (1953)** : Essai sur l'Hydrologie superficielle au Sahara. Ed : service des études scientifique, Alger. pp. 26- 163.
12. **DUROZOY G., (1963)** : Travaux de l'institut de recherches sahariennes, Volume XII, 480p.
13. **FOUCAULT A. RAOULT J.F., (2001)** : Dictionnaire de la géologie, 5eme Edition (DUNOD), paris. 221p.
14. **GAUCHER G. BOURDIN ;(1974)** : Géologie, géomorphologie et hydrologie des terrains salés, presses universitaire de France.205p.
15. **HAMMICHE V., (1988)** : Systématique et morphologie botaniques. Ed Office des publications universitaires,190 p.
16. **HOUEIBIB M, LOULY A., (2008)** : fascicule des travaux pratiques de biologie végétale BGF2.Ed. Université de Nouakchott. Faculté des sciences et techniques. Département de biologie, 16p.
17. **LE HOUEROU H.N., (1990)** : Définition et limites bioclimatiques du Sahara. Sécheresse,1(4). pp. 246-259.
18. **LOZET J. MATHIEU C., (2002)** : Dictionnaire de science du sol ; 4 eme Edition, 545p.
19. **MAGNIN-GONZE J., (2009)** : Histoire de la botanique . Ed : ArtesGraficas Toledo, 241p.
20. **MONOD T., (1992)** : De désert. sécheresse, 3(1),pp. 7-24.
21. **MONOD T., (1937)** : Essai de synthèse structurale de l'ouest saharien, Gauthier, Tours, Edition1937, 387p.
22. **OULAD BELKHIR A ., (2008)** : Les systemes d'élevage camelins en algerie chez les tribus des chaambas et des touregs . Mem Magister (en arabe) . Université KASDI Merbah – Ouargla, 96p
23. **OZENDA P., (1991)** :Flore et végétation du Sahara. Edi. CNRS, Paris. 3 ème édition. 663p.
24. **OZENDA P., (2000)** : Les végétaux ; organisation et diversité biologique. Edi. DUNOD. 2ème édition. Paris.pp353-450.
25. **OZENDA P., (1977)**: Flore de Sahara édition 2 et complétée .CNRS Paris .p :622.
26. **OZENDA P., (1983)** : Flore du Sahara. Ed.Centrenati. Rech. Sci. (C.N.R.S), paris, 622p.

27. **Quézel, P.,(1983)** : Flore et végétation actuelles de l'Afrique du Nord, leur signification en fonction de l'origine, de l'évolution et des migrations des flores et structures de végétation passées. *Bothalia* 14(3/4) : 411-416.
28. **SOLTNER D.DUPONT F., DELELIS A., (2001)** : Les bases de la production végétale (le sol-climat –la plante) 3ème édition. Ed. Sciences et techniques, 304p.
29. **SPERANZA A. CALZONI G.L.,(2005)** : Atlas de la structure des plantes .N° d'Edition :003868-01, belin sup, France,223p
30. **TOURTE Y, BORDONNEAU M, HENRY M, TOURTE C., (2005)** : Le monde des végétaux, organisation, physiologie et génomique, Ed DUNOD, Paris 2003.400 p
31. **TOUTAIN G., (1979)** : Elément d'agronomie saharienne, de la recherche au développement. I.N.R.A. Paris . 276p.
32. **VESQUE J., (1981)** : De l'anatomie des tissus appliquée à la classification des plantes. Noun. Arch. Mus .Hist .Nat. Ser. 2,4 :pp 1-56
33. **INAMDAR J.A.,(1968)** : Epidermal Structure and Ontogeny of Stomata in some Verbenaceae. Department of Botany, Sardar Patel University, VallabhVidyanagar, India ;pp 55-66.

REFERENCE ELECTRONIQUE:

1. Pharm. MM Trad. Afr. 2006, Vol. XIV, pp. 97-116([greenstone .ilecames.org](http://greenstone.ilecames.org))consulté le 27/01/2014
2. Librairie. Immatériel.fr consulté le 26/01/2014
3. www.Svtlouisarmand.free.fr
4. <http://dc.plantouz.chez-alice.fr/anatomie.htm>DANIEL CHICOUENE, 2000consulté le 30/01/2014
5. <http://www.aujardin.info/plantes/lantanier.php>
6. Journal des Sciences <http://www.cadjds.org> 04/02/2014
7. WWW.LFVAL.NETconsulté le 27/01/2014
8. [Http : //www.visoflora.com](http://www.visoflora.com) consulté le22/05/2014.
9. http://serres.u-bourgogne.fr/rubrique.php3?id_rubrique=131
10. <http://www.ikonet.com/fr/ledictionnairevisuel/regne-vegetal/cereales/sorgho.php>consulté le 19/04/2014
11. <http://bulbrose.x10.mx>
12. **STACE c .,1966** : the use of epidermal characters in phylogenetic consideration . The new-phytologiste 65: pp 304-318
13. **Kellogg, E. A.** (2001) Root hairs, trichomes and the evolution of genes. Trends in Plant Science, 6, 550–552.
14. **Werker, E. (2000)**Trichome diversity and development. Advances in Botanical Research, 31, 1–35.



Annexes

Annexes

Colorations

Coloration par le carmin aluné-vert d'iode

Protocole : les coupes ont été réalisées à l'aide d'une lame de rasoir. Elles ont ensuite été vidées de leur contenu cellulaire en les plongeant dans l'eau de javel. Ainsi, seules les parois cellulaires persistent. La coloration au carmin aluné-vert d'iode permet de distinguer les parois cellulaires colorées en rose par le carmin des parois lignifiées colorées en vert par le vert d'iode. Quant à la cuticule (constituée de cutine, substance de nature lipidique), elle n'est pas colorée. Elle apparaît transparente ou grisâtre.

Coloration de la cuticule

La cutine est colorée en rouge orangé par le rouge soudan III (colorant des lipides). Il n'existe pas de colorant spécifique de la cutine.

ABAXIAL (adj.) (du latin *ab* (éloignement) et *axis* (essieu))

1. - Se dit de la face inférieure d'une feuille (*syn.* Inférieur).
2. - Se dit de la face externe d'une pièce florale (*syn.* Dorsal ; Externe).

ACICULAIRE (adj.) (du latin *acicula*(aiguille))

Se dit de cristaux rigides, aigus, piquants comme une aiguille.

ADAXIAL (adj.) (du latin *ad* (éloignement) et *axis* (essieu))

- 1.- Se dit de la face supérieure d'une feuille (*syn.* Supérieur).
- 2.- Se dit de la face interne d'une pièce florale (*syn.* Ventral ; Interne).

ALBUMEN (n.m.) (du latin *albumen* (blanc d'oeuf))

Tissu de réserve qui avoisine la plantule dans certaines graines.

ALEURONE (n.m.) (du grec *αλευρον* [aleuron] (farine))

Substance de réserve de nature protéique, sous forme de grains, généralement contenue dans des cellules de l'albumen ou des cellules des cotylédons.

AMIDON (n.m.) (du grec αμυλον [amylon] (pas moulu)) Substance de réserve de nature glucidique, sous forme de grains, qui s'accumulent dans certaines cellules de parenchyme.

ANISOCYTIQUE (adj.) (du grec α (a privatif), ισος [isos] (égal) et κυτος [kutos] (cellule))

Se dit d'une organisation particulière des cellules annexes d'un stomate.

ANOMOCYTIQUE (adj.) (du grec ανομαλος [anomalos] (qui s'écarte de la norme) et κυτος (cellule))

Se dit d'une organisation particulière des cellules annexes d'un stomate.

(Voir : Stomate anomocytique)

ANTICLINAL (adj.) (du grec αντι [anti] (anti) et κλινε [kliné] (incliner))

Se dit de la portion d'une paroi cellulaire, située perpendiculairement à la surface de l'organe.

ARÉOLE (n.f.) (du latin *areola* (cercle qui entoure))

Petit disque perforé situé dans la paroi externe des trachéides.

ASSISE (n.f.) (du latin *assedere* (être assis auprès))

Rang de cellules accolées.

ASSISE GÉNÉRATRICE LIBÉRO-LIGNEUSE (*syn.* Méristème secondaire ; Cambium interne)

Élément, caractéristique et constant, d'une structure secondaire, constitué par une assise de cellules produisant du liber vers l'extérieur et du bois vers l'intérieur.

ASSISE GÉNÉRATRICE SUBÉRO-PHELLODERMIQUE (*syn.* Cambium externe)

Élément, caractéristique d'une structure secondaire, constitué par une assise de cellules produisant du suber vers l'extérieur et du phelloderme vers l'intérieur

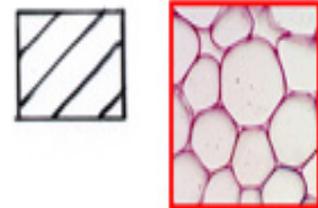
Une reconnaissance rapide selon la nature des parois

Les tissus à paroi cellulosique

(Au moins en grande partie cellulosiques ou dans un premier temps de la vie de l'organe)

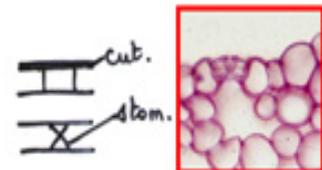
Le parenchyme, tissu fondamental

Tissu plutôt homogène ou à variation progressive, à cellules presque toutes identiques, grandes ou très grandes, séparées par des méats, avec nombreuses spécialisations et adaptations, pouvant se lignifier avec le temps.



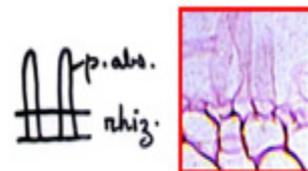
L'épiderme, assise limitant de tige feuillée

Assise superficielle unisériée, composée de cellules jointives et de stomates, pouvant être lignifiée



Le rhizoderme et assise pilifère limitant la racine

Assise superficielle unisériée composée de cellules banales jointives et de poils absorbants, cellulosique dans un premier temps.



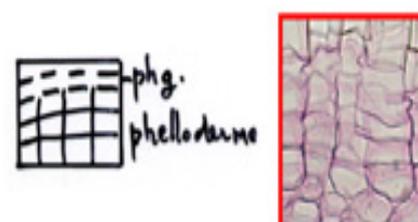
Le péricycle, assise limitant la stèle

Assise unique ou composée de quelques couches, placée sous l'endoderme, cellulosique pouvant évoluer ou se différencier,



Le phellogène ou assise génératrice subéro-phellodermique et le phelloderme

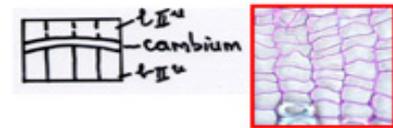
Couche de courtes files de cellules initiales tabulaires, habituellement localisées sous le suber secondaire, pouvant se subériser avec le temps.



Phelloderme ; couche peu épaisse de cellules tabulaires différenciée sous le phellogène, cellulósiques ou lignifiées

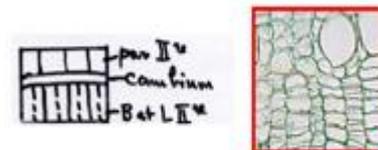
Le cambium ou assise génératrice libéro-ligneuse

Couche mince ou plus épaisse composée de courtes files radiales de cellules initiales à parois minces, fusiformes et de rayon.



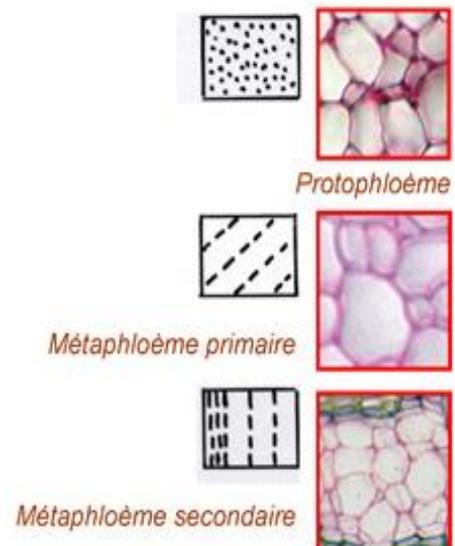
Le m̀ristème d'élargissement secondaire (MES, cambium) et le parenchyme cortical secondaire

Cambium péricyclique fonctionnement spécifique dans les tiges des angiospermes monocotylédones arborescentes. Les dérivées externes deviennent un parenchyme cortical secondaire.



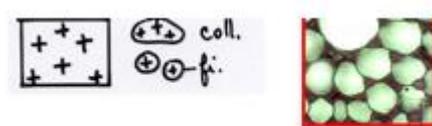
Les phloèmes ou libers, tissus conducteurs de la sève élaborée

Tissus hétérogènes composés de cellules conductrices de petit ou très petit diamètre, polygonales et jointives, de parenchyme, parfois de fibres, disposées en désordre ou en files radiales.



Le collenchyme, tissu de soutien souple

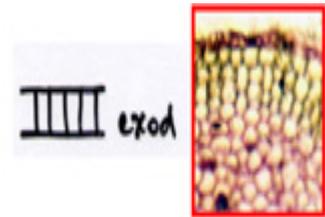
Cellules à paroi cellulósique particulièrement épaisse, jointives ou isolées (fibres).



Les tissus à paroi squelettique régulièrement lignifiée ou subérisée

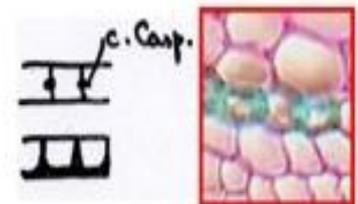
L'exoderme (ou assise subéreuse), tissu externe limitant l'écorce de racine.

Assise d'une ou quelques épaisseurs de cellules, Placée sous le rhizoderme, cellulosique dans la jeune racine absorbante puis rapidement subérisée parfois lignifiée.



L'endoderme, assise interne limitant l'écorce

Assise primaire placée au contact et à l'extérieur du péri cycle composée de cellules jointives avec épaissements subérés ou lignifiés {bande ou cadre de Caspary).



Le suber secondaire ou liège secondaire, tissu limitant et de protection

Files radiales de cellules subérisées différenciées dans les dérivées externes du phellogène.



Molécule ou tissu à colorer	Colorant à choisir	Aspects techniques ou intéressants
Aleurone	iodure de K fixation au liquide de Lugol	Couleur jaune Cristalloïde de sphérique
Amidon	bleu-noir au liquide de Lugol	Croix noire en lumière polarisée
Callose	bleu coton, bleu d'aniline	(chauffer si nécessaire pour une coloration + intense)
	acide sulfurique + iode	couleur bleue {+ dissociation

Cellulose	hémalun. iode (I. de Lugol) -prend les colorants acides	de fibres) couleur brune (si non lignifié)
Chromatine	réaction de Feulgen (Schiff) carmin acétique (ou acéto* ferrique)	Rouge à froid ou à chaud (mijoter quelques minutes sans bouillir) rouge (ou rouge noir)
Cutine	Soudan III alcoolique	
inuline	fixée à l'alcool	sphéro-cristaux
Liège	Soudan III alcoolique vert d'iode fuchsine ammoniacale	ne colore pas la lignine colore aussi la lignine colore aussi la lignine
Lignine	phloroglucine chlorhydrique vert d'iode fuchsine ammoniacale	rouge (spécifique) colore aussi le liège colore aussi le liège
Matières grasses, huiles, cires, résines	Soudan III alcoolique	spécifique
Pectines	colorants basiques rouge de ruthénium	spécifique

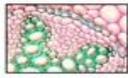
Les doubles colorations

Les principes :Les doubles colorations d'anatomie les plus intéressantes opposent

- bleu / rouge ou rose / vert
- cellulose / lignine et subérine

Les plus faciles à utiliser sur les coupes faites à main levée sont

- carmin aluné / vert d'iode
- fuchsine / bleu de méthylène

Association de colorants	Image	Couleur des	Couleur des lignines et subérine
Carmin aluné + vert diode		Rose à rouge	vere à bleu
Bleu de méthylène + fuchsine ammoniacale		Bleu	rouge a viole

Les colorations

Les coupes « vidées » ont subi le traitement à l'eau de javel avec rinçage à l'eau du robinet, jusqu'à ne conserver que les parois cellulaires. Un éventuel blanchiment à l'eau acétique peut s'ajouter.

1-carmin aluné avec mordantage préalable.

Mordantage acide du colorant et blanchiment des parois ; eau acétique (acide acétique dilué 1/2) 10 minutes {pas plus). Egoutter mais ne pas rincer

Coloration

Utiliser un récipient très propre, rincé à l'eau distillée

Choisir parmi les 4 méthodes suivantes selon les possibilités de matériel, de produits et le temps disponible.

1- Carmin aluné- vert d'iode, préparation dite « carmino-vert de Mirande »

Méthode la plus pratique en TP {rapide, efficace, bien différentielle)

sortir de l'eau acétique, égoutte

3 minutes dans une très petite quantité du colorant carmmo-vert. Peu de risques de surcoloration mais ne pas dépasser 10 minutes

Rincer à l'eau distillée.

2-Carmin aluné- vert d'iode

Méthode sans alcool, assez longue et aléatoire pour un débutant

sortir de l'eau acétique (ne pas rincer)

1 heure dans le carmin aluné (ne pas rincer, ou rapidement à l'eau distillée).

Synthèse bibliographique sur les protocoles utilisés pour l'étude anatomique des épidermes des plantes.

Résumé

- Le présent sujet porte sur une recherche basée sur les protocoles utilisés pour l'étude anatomique des épidermes des plantes, et surtout les épidermes des feuilles car ils sont l'espace de contact avec son environnement de la plante ce qui nous permet de récolter les informations sur la plante étudiée et pour connaître et déterminer les différentes espèces.
- Nous avons utilisé un protocole de prélèvement des épidermes sur 02 espèces *Oudneya africana* (*Verbenaceae*) et *Lantana camara* (*Brassicaceae*).
- On a observé qu'il y a des différences entre les 02 espèces en ce qui concerne les types des stomates et la présence ou l'absence des trichomes.

Mot clé : protocole-anatomie-épiderme-*Oudneya africana*-*Lantana camara*

Bibliographical synthesis on the protocols used for the anatomical study of the skins of the plants.

Summarize

- The subject presence relates to a research based on the protocols used for the anatomical study of the skins of the plants, and especially the skins of the leaves because they are the contact of the plant with their environment which gives us information on the plants studied and to know given the identification of the various species.
- We used a protocol of taking away of the skins on 02 species: *Oudneya africana* (*Verbenaceae*) and *Lantana camara* (*Brassicaceae*).
- It was observed that there are respect between the 02 species have what relates to standard stomats and the presence or the absence of the trichomes.

Key word: protocol-anatomy-skin – *Oudneya africana*- *Lantana camara*

بحث مكتبي حول البروتوكولات المستعملة في الدراسة التشريحية لبشرة النباتات

ملخص

يستند هذا العمل على البحث عن البروتوكولات المستعملة في تشريح بشرة النباتات و بالخصوص بشرة الاوراق لأنها تشكل سطح النبات و محيطه , و بالتالي تمكنا الدراسة من جمع المعلومات حول النبات المدروس و تحديد مختلف انواعه .
في هذا العمل قمنا باستعمال بروتوكول يعتمد على نزع بشرة نوعين من النباتات : *Oudneya africana* -*Lantan acamara* .
لا حظنا وجود فرق بين النوعين في ما يخص نوع المسامات و وجود او غياب الاوبار .

الكلمات المفتاحية : بروتوكول - تشريح - بشرة - *Oudneya africana* -*Lantana camara*