

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE DES SCIENCES ET DE LA TECHNOLOGIE



Dr. MOULAY TAHER-Saïda

Faculté Sciences de la nature et de la vie

Département de Biologie

Spécialité : Biotechnologie végétale

Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de Master en biologie

Thème

**ANALYSE QUANTITATIVE ET QUALITATIVE DES
POLYSACCHARIDES PARIETAUX DES TIGES DE
*JUNCUS MARITIMUS***

Présentée par :

Mlle KHELOUFI Aziza

Qualité

Nom et Prénoms

Président :

Mr. AMMAM Abd elkader

(Université de Saida)

Examineur:

Mme : HACHEM Yassmine

(Université de Saida)

Rapporteur

Mr. HACHEM Kadda

(Université de Saida)

Année universitaire : 2015/2016

Remerciements

Avant de commencer la présentation de ce travail, j'ai le plaisir de remercier toutes les personnes qui ont contribué de près comme de loin à son aboutissement.

Merci à Mr.HACHEM Kadda d'avoir encadré ce travail; J'ai profité au cours de cette année de tes réflexions pour faire une bonne expérience sur l'étude d'analyse des polysaccharides pariétaux,

Remerciements s'adressons de jurys :

Madame Hachem Yasmina maitre assistance « A » à l'université de Saïda de bien vouloir accepter d'examiner ce modeste

Monsieur Ammame .A maitre assistance « A » à l'université de Saïda de bien vouloir accepter travail de présider le jury de ce mémoire

J'adresse également tous mes remerciements aux travailleurs, Monsieur MORSSLI Abd elssalam, Melle Moulay Aïcha et Monsieur Kador à L'Institut national de recherche forestière (INRF) à ain skouna –Saïda.

Je remercie l'ingénieur du Laboratoire végétale d'Ain elhdjar Monsieur HAMAD Ahmed, pour m'y avoir accueillie. Je vous suis très reconnaissante d'avoir obtenu pour m'ont permis d'améliorer la qualité de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail à:

Mes très chers parents sans votre affection, vos conseils, vos sacrifices, vos encouragements, vos prières et vos efforts que vous avez déployés durant toute ma vie, ce travail n'aurait jamais pu être réalisé. Je vous présente ma pleine gratitude et mon profond respect, j'espère que Dieu vous donne la longue vie et la bonne santé, je vous aime énormément.

Mes chers frères, mes chers sœurs, son files et fils, j'espère que Dieu vous garde et vous montre le droit chemin.

Mes oncles, tantes, cousins et cousines.

*Mes amis: Sara, Amal, Mokhtaria, Mohamed amine,
Lahssen et Karim.
, et toute la promotion de Biotechnologie végétale.*

Résumé :

Dans un contexte général de valorisation de la végétation des haut-plateaux algérienne, nous sommes intéressés au cours de cette étude aux tiges de *Juncus maritimus* poussant dans le chott Ech chergui, une zone très riche en ressources en eaux salées, saumâtres et thermales chaudes. L'extraction et l'analyse par CCM des polysaccharides pariétaux notamment les pectines, les hémicelluloses et la cellulose a montré que la paroi occupe 33.5% de la biomasse des tiges de *Juncus maritimus*, composée de : Pectines (2.8%) de nature Rhamnogalacturonane (RG), d'Hémicellulose (7.1%) de type Arabinoxylane et de Cellulose (23.6%) constituée essentiellement de glucose.

Mots clés : *Juncus maritimus* L. – Tiges - Paroi végétale - Polysaccharides- CCM.

Abstract:

In a general context of valorization of the Algerian vegetation of the high-plates, we were interested during this study in the stems of *Juncus maritimus* pushing in the chott Ech chergui, a zone very riche water resources salted , brackish and thermal heat , the extraction and the analysis by CCM of parietal polysaccharides in particular pectins ,hemicelluloses and celluloses showed that the wall occupies 33.5% of the biomass of the stems of *Juncus maritimus*, composed of pectins (2.8%) of nature Rhamnogalacturonane (RG), Hemicellulose (7.1%) of Arabinoxylane type and cellulose (23.6%) primarily mode up of glucose.

Keywords: *Juncus maritimus* L – Stems- vegetable wall – polysaccharides CCM.

SOMMAIRE

Sommaire	IV
Liste des Tableaux	VIII
Liste des figures	IX
Liste des abréviations	XI
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I	2
I. La Famille de Jonacées.....	2
1. les caractéristiques générales.....	2
II. Les caractères généraux de genre de <i>Juncus</i>	4
1. Historique de genre de <i>Juncus</i>	4
2. La morphologie de la plante.....	5
2.1. Les racines.....	5
2.2. La tige.....	5
2.3. La Feuille	6
2.4. Inflorescence.....	6
2.5. La fleur	7
2.6. La fruit	8
2.7. La graine	8
2.8. La floraison.....	9
3. la répartition géographique de genre de <i>Juncus</i>	9
III .Etude de <i>Juncus maritimus</i>	10

1. Description botanique	10
2. La classification botanique	10
3. La morphologie	11
4. Utilisation ancienne.....	11
5. Ecologie de la plante.....	11
CHAPITRE II	12
I. La structure de la paroi cellulaire végétale	12
1. la lamelle moyenne.....	12
2. la paroi primaire.....	12
3. La paroi secondaire.....	13
II.les principaux constituants de la paroi végétale.....	14
1. la cellulose	14
2. Les hémicelluloses.....	16
3. les pectines.....	18
4. les lignines.....	19
5. Les protéines structurales	21
6. Les composés phénoliques.....	22
III. Organisation de la paroi des modèles d'hier à aujourd'hui.....	24
IV. Les applications des polysaccharides	28
1. Les applications industrielles	28
2. Les applications alimentations et nutritionnelles	29
3. Les applications pharmaceutiques	29

CHAPITRE III	30
I - Matériel biologique.....	30
II - Présentation de la station de prélèvement	30
1.Station d'Ain Skhouna	30
III -Méthode des études	31
1. Détermination de la teneur en eau.....	31
2. Préparation de la poudre végétale	31
3. Préparation du résidu pariétal	31
4. Extraction des pectines	31
4.1 Extraction des pectines hautement méthylées (PHM).....	32
4.2 Extraction des pectines faiblement méthylées (PFM)	32
5. Extraction des hémicelluloses	34
5.1 Extraction des hémicellulose avec KOH	34
5.2 Extraction des hémicellulose avec NaOH	34
5.3. Extraction de la cellulose.....	35
6. Analyse qualitative par CCM	36
6.1. Hydrolyse acide partielle	36
6.2. Hydrolyse acide totale	37
6.3. Mode opératoire pour l'analyse en CCM	37
6.3.1. Préparation des solutions des sucres de référence	37
6.3.2. Préparation du solvant de migration (ADACHI, 1965)	38
6.3.3. Préparation du révélateur des sucres	38
6.3.4. Réalisation de la CCM	38
CHAPITRE IV	39
I. Détermination de la teneur en eau	39

1. Résultats	39
2. Discussion	39
II. Dosage pondéral du résidu pariétal et des fractions polysaccharidiques pariétales	40
1. Résultat	40
2. Discussion	41
III- Analyse qualitative des Polysaccharides pariétaux par chromatographie sur couche mince	43
1. Résultats	43
1.1.1. Analyse des fractions polysaccharidiques après hydrolyse acide	43
1.1.1. Fractions cellulosiques	43
1.1.2. Fractions hémicellulosiques.....	44
1.1.3. Fractions pectiques.....	45
2. Discussion.....	47
Conclusion	50
Références bibliographiques	

La liste des Tableaux

Tableau 1 : La teneur en eau contenue dans les rameaux apicaux de *Juncus Maritimus*.....39
Tableau 2 : Rendement des pectines, des hémicelluloses et la cellulose extraite par les méthodes de Harche *et al.* (1991).....40
Tableau 4 : Composition osidique des hémicelluloses, cellulose et pectines après avoir subi une hydrolyse acide pour le résidu pariétal.....46

La liste des figures :

Figure 1 : Schéma d'une inflorescence et d'une fleur.....	2
Figure 2 : Schéma du fruit et des graines.....	3
Figure 3 : Les racines des <i>Juncus</i>	5
Figure 4 : la tige du <i>Juncus</i>	5
Figure 5 : les feuilles du <i>Juncus</i>	6
Figure 6 : Inflorescence de <i>Juncus</i>	7
Figure 7 : Les fleurs de <i>Juncus</i>	7
Figure 8 : Les Fruit de <i>Juncus</i>	8
Figure 9 : Les graines de <i>Juncus</i>	8
Figure 10 : la floraison de <i>Juncus</i>	9
Figure 11 : Représentation schématique des constituants de la paroi primaire	13
Figure 12: aspect de la paroi cellulaire végétale en microscopie électronique.....	13
Figures 13: vue perspective d'une paroi ligneuse.....	14
Figure 14 : Liaisons hydrogène intra- et intermoléculaires dans la cellulose.....	15
Figure 15 : Structures des hémicelluloses présentes au sein de la paroi végétale.....	17
Figure 16 : Structure des constituants des pectines.....	19
Figure 17 : Structure des monolignols et des acides hydroxycinnamiques précurseurs..	20
Figure 18 : les différents types des protéines structurales.....	21
Figure 19: Principaux précurseurs de la biosynthèse de la lignine.....	22
Figure 20 : Représentation des liaisons existantes au sein de la lignine.....	23
Figure 21 : Formation des liaisons entre les pectines via les acides diféruliques.....	24

Figure 22 : Compositions chimiques de la paroi des cellules de bois.....	25
Figure 23 : Premier modèle de la paroi primaire végétale présenté.....	26
Figure 24: Représentation schématique de la paroi primaire végétale des plantes à fleurs (type I) pendant l'élongation cellulaire.....	27
Figure 25 : Représentation schématique de la paroi primaire végétale des plantes à fleurs (type I) (A) et de certaines espèces monocotylédones herbacées (type II) (B).....	28
Figure 26 : Localisation de la zone d'étude.....	30
Figure 27 : L'extraction des pectines par les boudins de dialyse.....	32
Figure 28: Schéma d'extraction des pectines pariétales.....	33
Figure 29 : L'extraction des hémicelluloses par les boudins de dialyse.....	35
Figure 30 : Schéma d'extraction des Hémicelluloses et Cellulose pariétaux.....	36
Figure 31: chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse la cellulose de <i>Juncus maritimus</i>.....	44
Figure 32: chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse les hémicelluloses de <i>Juncus maritimus</i>.....	45
Figure 33 : chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse les pectines de <i>Juncus maritimus</i>.....	46

Liste des abréviations utilisées dans le texte

Ac.G : Acide galacturonique.

A : altitude.

Ara : Arabinose.

CCM : Chromatographie sur Couche Mince.

DPA : aniline diphénylamine.

E : Est.

EtOH : Éthanol.

Fru : Fructose.

Gal: Galactose

Glu : Glucose

H₂SO₄:Acid Sulfurique

JMR-WSP: Juncus Maritimus Rods-Water Soluble Pectin

JMR-CSP: Juncus Maritimus Rods-Chelating Soluble Pectin

KOH: Potassium hydroxide

Man: Manose

N: Nord

NaBH₄: Sodium tetrahydridoborate

pH: potentiel hydrogène

PF: Pois Frais

PFM : Pectines Faiblement Méthylées.

PHM : Pectines Hautement Méthylées.

PS: Pois Sec

R : Résidu

Rf : Rapport frontal

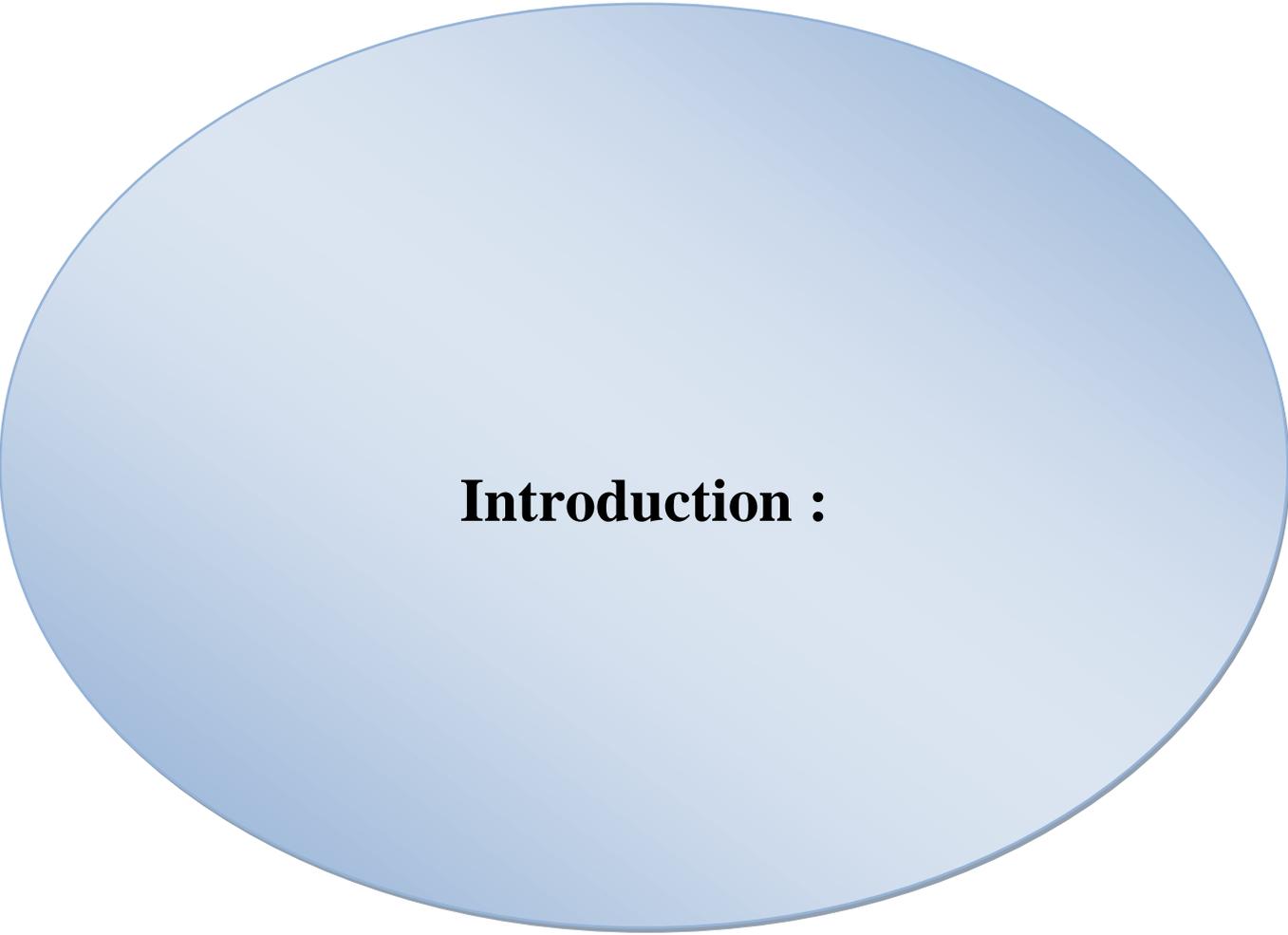
Rha : Rhamnose

TA : Température Ambiante

TME : Teneur Moyenne Eau

V : Volume

Xyl : Xylose



Introduction :

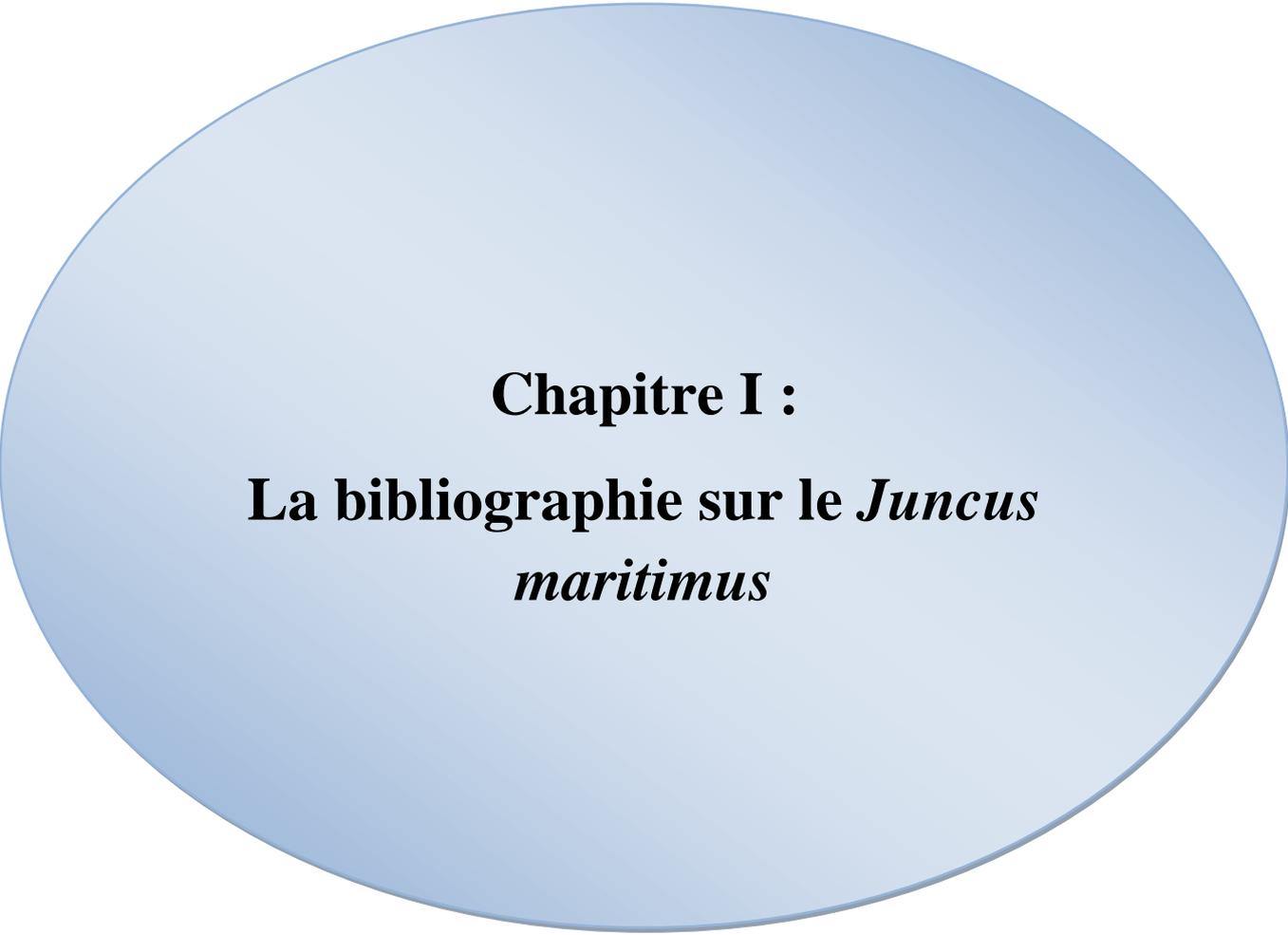
Introduction :

En Algérie, nombreuses sont les espèces végétales se développant spontanément, en dépit des conditions pédoclimatiques, pas toujours favorables. Colonisant une surface assez importante de la région des haut-plateaux, elles engendrent ainsi, une source de molécules que les industries agro-alimentaire, cosmétique et pharmaceutique exploitent pour leurs propriétés remarquables.

C'est dans ce contexte, il nous a paru utile de nous intéresser à la biochimie pariétale des tiges de *Juncus maritimus* (L). Une espèce de plante du genre *Juncus* et de la famille des joncacées (plus de 400 espèces) qui se développe abondamment dans le chott Ech chergui à Ain Skhouna, précisément dans la wilaya de Saida.

Les études relatives à l'analyse des polysaccharides sont rares, voire inexistantes pour le jonc Algérien. Ces composés constituent actuellement une source abondante et renouvelable de biopolymères, parmi lesquels la cellulose, les hémicelluloses, les pectines ou encore les lignines. Comptant pour environ 80% de la biomasse végétale, elles intéressent de nombreuses industries.

La présente étude comprendra donc deux volets principaux. D'abord une étude bibliographique qui portera sur la connaissance de quelques aspects botaniques des Juncacées et en particulier le *juncus maritimus*, puis une analyse des données relatives aux différents polysaccharides et leurs structures. Le deuxième volet, sera consacré à l'extraction et à l'étude des polysaccharides pariétaux des tiges de *juncus maritimus*.



Chapitre I :
La bibliographie sur le *Juncus*
maritimus

I. La Famille des Joncacées :

Environ 400 espèces dans le monde (9 genres) ; seuls les genres *Juncus* et *Luzula* sont présents en France ; famille répandue dans les régions tempérées et froides et des montagnes de la zone intertropicale ; cette famille colonise les milieux à sol pauvre, sec ou humide. Le jonc provient du nom « jungo » en latin qui signifie « joindre », car leurs tiges servaient à faire des liens.

1. Les caractéristiques générales :

Les caractéristiques générales permettant de reconnaître une plante appartenant à cette famille :

- périanthe formé de 2 verticilles, chacun composé de 3 tépales libres (soit 6 tépales au total, comme chez les Liliacées), membraneux ou scarieux, à coloration généralement verte, brune ou noire (parfois blanche ou jaunâtre) ; ils sont étalés à la floraison puis appliqués sur le fruit à maturité ;
- androcée : 1 ou 2 cycles de 3 étamines ;
- gynécée : 3 carpelles formant un ovaire supère ; 1 style court et 3 stigmates filiformes velus ;
- fleurs petites, régulières et hermaphrodites, groupées en cyme ou en corymbe, situés à l'extrémité ou sur le côté de la tige (dans ce cas l'extrémité de la tige est appelée bractée) ;

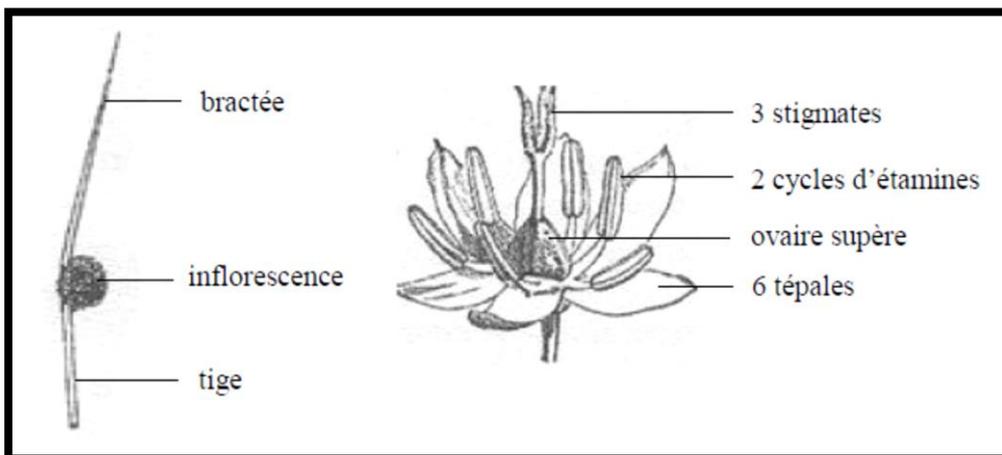


Figure 1 : Schéma d'une inflorescence et d'une fleur

- fruit : capsule (fruit sec déhiscent), qui s'ouvre par 3 valves ;

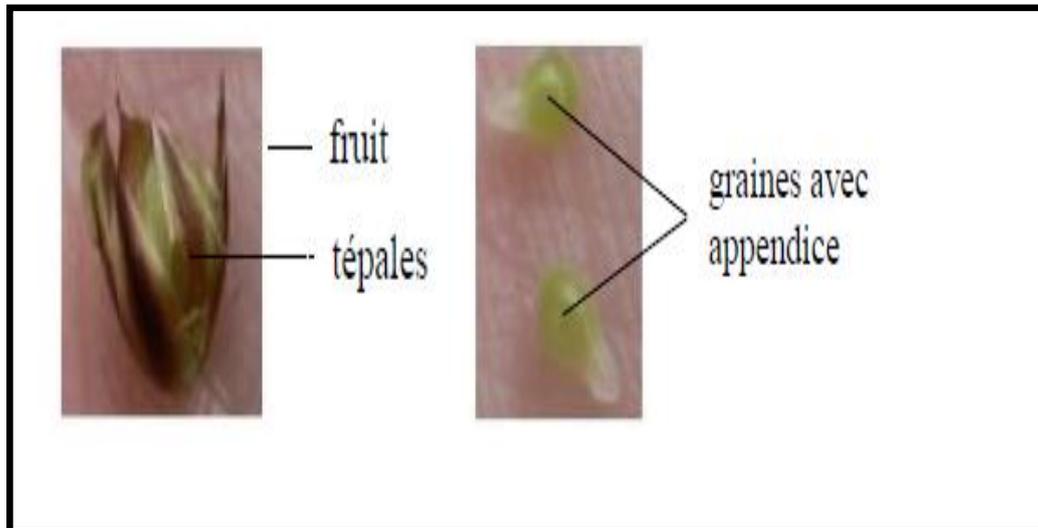


Figure 2 : Schéma du fruit et des graines

- feuilles alternes ou disposées en rosette basale ; chez le genre *Juncus*, elles sont glabres, plus ou moins cylindriques ou canaliculées (formant une gouttière), parfois réduites aux gaines ; chez le genre *Luzula*, elles sont planes et le plus souvent poilues aux marges ;
- tige cylindrique, pouvant être creuse ;
- plantes herbacées, vivaces (parfois annuelles), formant souvent des touffes ou pourvues d'un rhizome traçant.

(www.botagora.fr/Portals/0/Groupe.../Fiche%20NMP%20Joncacées.pdf)

II. Les caractères généraux de genre de *Juncus* :

1. Historique de genre de *Juncus* :

Juncus Du latin *jungo* ,je joins , j'unis (THéris , Glosstot .p.249) un esprit chagrin pourrait croire , au contraire que ce nom est tout récent , et qu'il a été , par ironie et antiphrase, choisi pour exprimer la division ,car parmi les genres de notre flore , il semble spécialement destiné à division les botanistes .établi d'abord par Linné avec la confusion peu excusables de deux genres que déjà avant lui Scheuchzer avait indiqués en leurs caractère essentiels que Micheli avait reconnus nommés et figurés , le genre *Juncus* fut définitivement en 1809 ,divisé par De Gandolle en deux genres évidemment distincts , *Juncus* et *Luzula* (**J.DUVAL-JOUVE 1872**).

Jonc :*Juncus* ,Linn (bot)genre de plantes monocotylédones de l'hexandrie monogynie de Linnaeus et type de la famille des Joncées de jussieu .ses principaux caractères sont les suivants : Calice de six folioles ovale –lancéolées , égales ,coriaces ,persistantes , corolle nulle, six étamines à peu près égale au calice et opposées à six division , un ovaire supère , ovale , surmonté d'un style terminé par trois stigmates filiformes une capsule à trois loges à trois valves portant des cloisons longitudinal sur leur face interne , chaque loge contient des graines nombreuse attachées au cote interne des cloisons.

Les joncs sont des plantes herbacées à racines fibreuses, le plus souvent vivaces ,à feuilles cylindrique ou un peu comprimées naissant immédiatement du collet de la racine ou garnissant les tiges elles même , leurs fleurs sont petites verdâtres ou roussâtres ,terminales ou latérales , disposées le plus communément en panicule ou en corymbe .

On en connaît une trentaine d'espèces, en n'y comprenant pas celles qui en ont été séparées pour former le genre *Luzula*. La plus grande partie de ces plantes croit naturellement en Europe et en France, mais aucune d'elles ne présentant beaucoup d'intérêt, nous ne ferons mention ici qu'espèce suivante (**Plusieurs Professeurs du Jardin du Roi et des Principales Ecoles de Paris 1822**).

2. La morphologie de la plante :

2.1. Les racines :

Plante herbacées vivace, vigoureuse, globale avec un rhizome ligneux horizontal dont l'épaisseur atteint 10mm souvent en touffe lâche du fait des bifurcations fréquentes du rhizome (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).



Figure 3 : Les racines des *Juncus*

2.2. La tige :

La tige peu nombreuse à nombreuse souvent disposées en rangées denses de 50-150 cm de long et de 2-5mm d'épaisseur (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).



Figure 4 : la tige du *Juncus*

2.3 La Feuille :

Feuilles basales réduites à une gaine sans limbe ou bien 1-5 feuilles avec limbe gaine ouverte auricules absentes limbe cylindrique de 25-110 cm de long de 1.5-3 mm d'épaisseur, apex piquant, sclérenchymateux (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).



Figure 5 :les feuilles du *Juncus*

2.4. Inflorescence :

Inflorescence composée de 1 ou quelques panicules sessiles ou subsessiles et de 1 à nombreuses panicules pédonculées portant un nombre variable de capitules habituellement pauciflores de 5-40cm*2-7cm lâche habituellement allongée habituellement sans aucune ramification secondaire à l'aisselle des bractéoles capitules (- 20) 50 -150(-300) les deux bractées inférieures foliacées piquantes à gaines élargies la première de 5-25 cm de long bractée de 2-5 cm de long , les bractées sous tendant de capitules plus courtes que les fleurs , ovales amplexicaules cuspidées de couleur paille capitules à (-1)2-2(-6) fleurs partie supérieure du pédicelle épaisse (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).



Figure 6 : Inflorescence de *Juncus*

2.5. Les Fleurs :

les Fleurs bisexuées tépales 6 elliptiques lancéolés de 2.3 mm de long égaux ou les extérieurs légèrement plus long ; brun pâle à couleur paille ou verdâtres au centre à 'état jeune à bords larges translucides membraneux tépales extérieures étroitement ovale carénés aigus à obtus, tépales intérieure oblongs obtus étamines 6 anthères de 1-1.25mm de long 3-6 fois plus longue que les filets jaunes à l'état jeune , ovaire supère 3 loculaire style d'environ 1mm de long stigmates 3 de 1-1.5mm de long (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).



Figure 7 : Les fleurs de *Juncus*

2.6. La Fruit :

Fruit capsule étroitement trigone ovoïde de 3.5-5mm de long dépassant généralement très visiblement les tépales apex s'amenuisant trigone parfois brusquement contracté mucroné habituellement brun pâle à couleur paille 3 loculaire contenant 70-90 graines (**M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012**).



Figure 8 : Les Fruit de *Juncus*

2.7. La Graine :

Obliquement lancéolées de 1-2mm de long à 20-25 stries brun –rougeâtre à appendices prononcés pâles à la base et à l'apex plantule à germination épigée première feuilles très petites plus ou moins en U en coup transversale ,3^o feuille et suivantes habituellement similaire aux feuilles adultes (**M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012**).



Figure 9 : Les graines de *Juncus*

2.8. La floraison :

La floraison est protogyne .elle débute tôt bien avant que la plante atteigne complètement sa taille adulte ce qui est habituellement le cas après quelque années. Les premières inflorescences sont généralement petites (**M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012**).



Figure 10 : la floraison de *Juncus*

3. La répartition géographique de genre *Juncus* :

Le genre *Juncus* comprend 200-300 espèces de plantes herbacées appelées joncs. Elles sont présentes dans les terres humides des mondes entiers, mais sont plus rares sous les tropiques que dans les régions tempérées.

Juncus est divisé en plusieurs sous-genre le sous genre comprend 9 espèces présente dans le monde entier les espèces citées ici sont toutes classées dans le sous – genre *Juncus*.

Juncus rigidus a souvent été confondu avec *Juncus maritimus* Lam , une espèce voisine plutôt présent dans les régions tempérées .

Celui-ci peut être distingué par sa capsule plus obtuse juste un peu plus longue que les tépales.

Juncus actus L (jonc piquent) est jonc vivace en touffes denses à rhizome extrêmement court et peut visible .Il présente principalement dans les régions subtropicales et tempérées chaudes de l'Amérique latine pacifique et atlantique et en Californie dans les îles de l'Océan Atlantique y compris le Cap-Vert, en Afrique du Nord et de Sud et en Europe méridionale et océanique s'étendant jusqu'à L'Afghanistan et au Pakistan, ainsi qu'en Australie et en nouvelle –Zélande.

Les tiges sont utilisées pour la couverture des toits et pour faire des articles tissés tels que des paniers et des nattes.

Juncus kraussii Hochst .est un jonc vivace à rhizome rampant habituellement à nœuds courts et densément ramifié formant habituellement des denses. IL est présent en Afrique, australe, en Amérique du sud et en Australie et il est divisé en 03 sous-espèces séparées géographiquement.

Subsp.kraussii (saltmarsh rush) est présent dans les régions Côtières d’Afrique du sud dans la partie méridionale du Mozambique et à Madagascar, dans des marais d’eau salée et d’eau douce sur les bords des rivières rarement dans le sable maritime ses tiges sont un matériau favori dans le Kwa Zulu –Natal pour faire des nattes de couchage dont les nattes nuptiales traditionnelles (M.BRINK et E.G. ACHIGAN-DAKO 2012).

III. Etude de *Juncus maritimus* :

1. Description botanique :

Plantes herbacées vivaces vivant en milieu aquatique ou humide, la tige est droite et flexible. Peuplements denses, de touffes dressées, dans les zones humides proches du littoral.

2. La classification botanique :

United States Department of Agriculture

Natural Resources Conservation Service

- **Règne : plantae**
- **Sous-règne : Tracheobionta**
- **Division : Magnoliophyta**
- **Classe : Liliopsida**
- **Sous-classe : commelinidae**
- **Ordre : Juncales**
- **Famille : Juncaceae**
- **Genre : *Juncus* L,**
- **Nom binominal : *Juncus maritimus* LAM**

3. La morphologie :

La feuille :

L'aspect de la feuille est Cylindrique, Dressée, Piquante et Radicale, et leur taille est Presque aussi longue que la tige

Fleur :

Aspect de les fleurs Souvent dépassée par une bractée piquante, en panicule fournie et lâche-décomposée, et la couleur de la fleur est Vert pâle.

Fruit :

Les fruits sont des petites capsules

Graine :

Aspect de la graine est appendiculée

Plante :

Aspect de la plante est glabre,

Taille de la plante est atteignant 1 m,

Périanthe : A divisions lancéolées,

Rhizomes sont R traçants,

Aspect de la tige est Nue, Pleine et Tiges raides en touffe

Cycle de vie :

Juncus maritimus est une espèce vivace tout l'année.

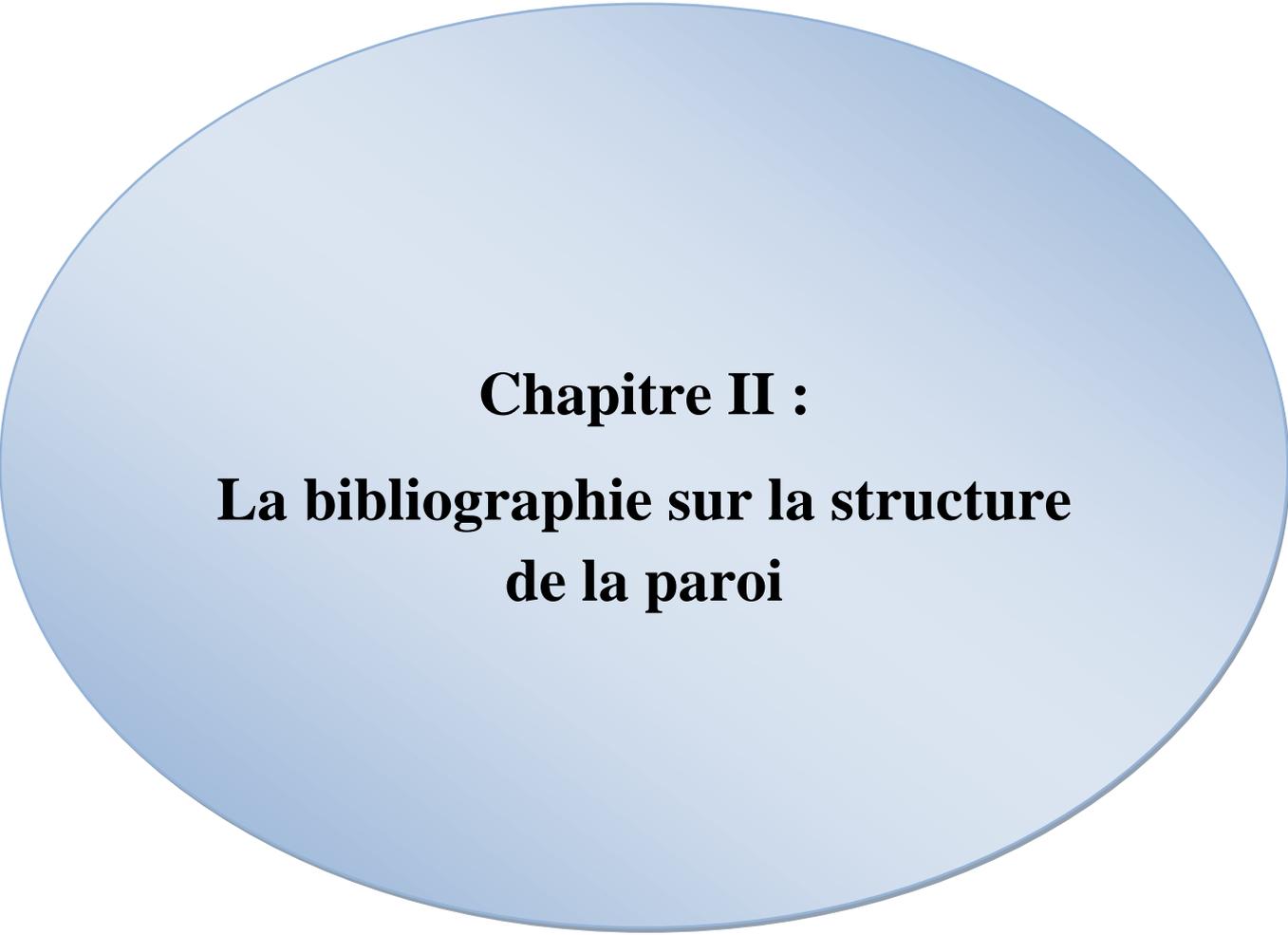
4. Utilisation ancienne :

Comme toutes les espèces du genre *Juncus*, le *Juncus maritimus* était utilisé il y a bien longtemps pour s'éclairer. Les tiges pouvaient en effet être trempées dans de la graisse animale ou végétale, que l'on laissait ensuite durcir. On obtenait ainsi une sorte de bougie.

5. Ecologie de la plante :

La floraison de la plante de *Juncus maritimus* est saisonnier de Juillet à Septembre, et Vivace, cette plante est habitat de Côtes marécageuses.

www.obs-banyuls.fr/UVED/module/fiche_taxon/fiche_taxon_numero_578.html



Chapitre II :
**La bibliographie sur la structure
de la paroi**

I. Structure de la paroi cellulaire végétale :

La paroi des cellules végétales est considérée aujourd'hui comme un organite à part entière, de structure complexe variant en fonction des espèces, de l'âge et des tissus. Elle est composée de polymères dont la structure et a fortiori les voies de biosynthèse sont parmi les plus complexes connues dans la nature. De par sa position, la paroi fait le lien entre le milieu extérieur et le plasmalemme. C'est une structure rigide microfibrillaire enrobée d'une matrice hydrosoluble et gélifiante. Différents niveaux d'organisation vont lui conférer son aspect dynamique et rigide. En effet, elle doit être « modelable » au rythme de la croissance chez les cellules jeunes, tout en restant « ferme » afin d'assurer son rôle de barrière protectrice et permettre la cohésion des cellules. Elle doit s'opposer aux chocs osmotiques, à la dessiccation, aux rayons ultraviolets tout en permettant les échanges intercellulaires et le passage des substances nécessaires au métabolisme cellulaire. Ces exigences à la fois antagonistes et complémentaires, sont à l'origine de la complexité de la paroi cellulaire végétale.

Du point de vue anatomique (figure 12 et 13), certaines caractéristiques permettent de définir un modèle général de la paroi cellulaire végétale, se décomposant en trois zones distinctes, de l'extérieur vers l'intérieur de la cellule :

1. La lamelle moyenne :

La lamelle moyenne, partie commune située entre deux cellules voisines dont le rôle est d'assurer la cohésion entre les cellules. Son épaisseur varie de 0,2 à 1 μm . Cette paroi, dépourvue de cellulose, est riche en pectines.

2. La paroi primaire :

La paroi primaire, plus mince (0,1-0,2 μm), constitue la seule enveloppe fibrillaire des cellules en croissance et montre donc une grande plasticité. Elle présente une structure biphasique, où les microfibrilles de cellulose sont dispersées dans une matrice amorphe fortement hydratée composée de substances pectiques, d'hémicelluloses et de protéines.

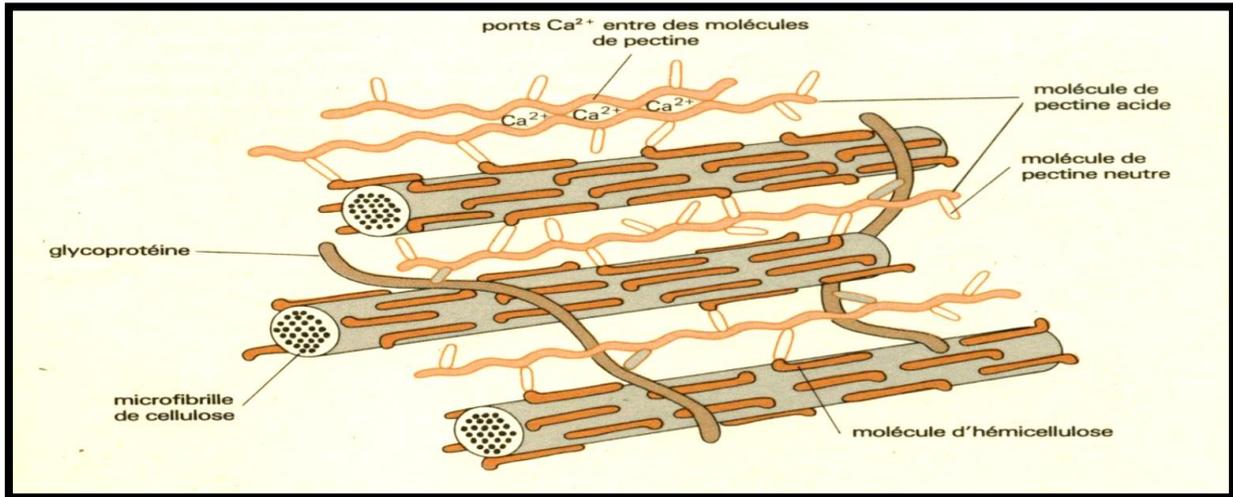


Figure 11 : Représentation schématique des constituants de la paroi primaire (BAUER, 1977 ; REES, 1977 ; ROLAND et VIAN., 1979)

3. La paroi secondaire :

La paroi secondaire, très épaisse (1 à 5 μm) est ajoutée à la paroi primaire lorsque la cellule a cessé de croître. Elle est constituée d'un réseau fibrillaire de cellulose cristalline et d'hémicelluloses. En fonction de l'orientation des fibrilles de cellulose, trois régions distinctes sont définies (S1, S2 et S3). Ces fibrilles de cellulose ont une orientation déterminée qui change rythmiquement et varie d'une strate à l'autre (MOINE 2005).

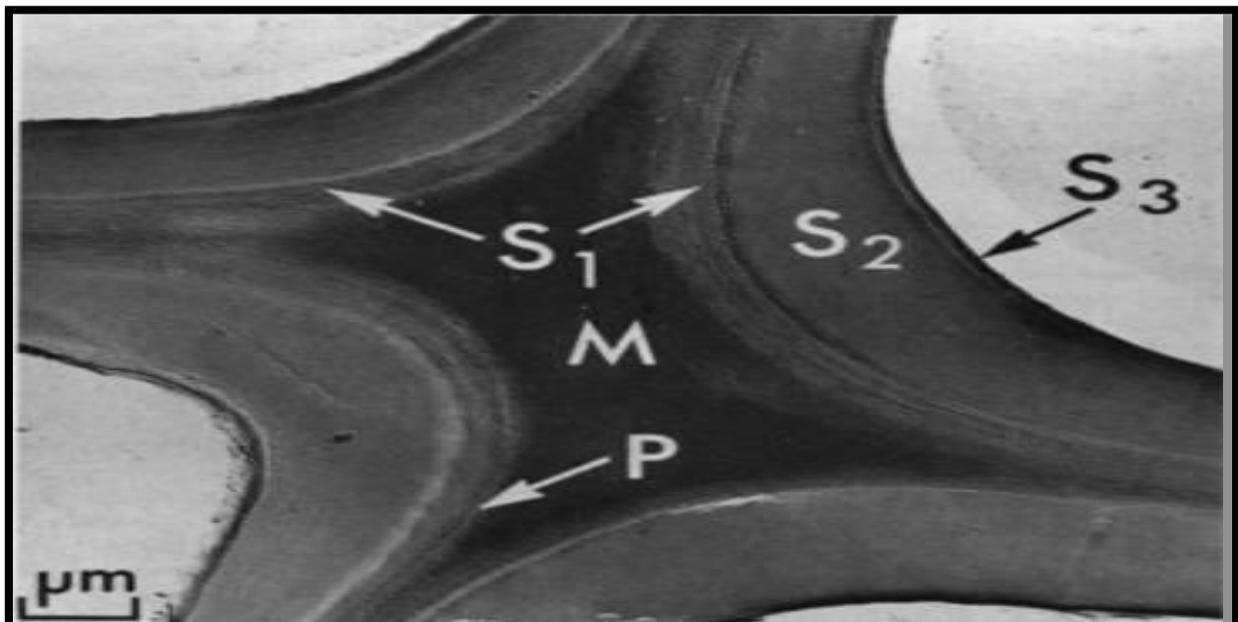
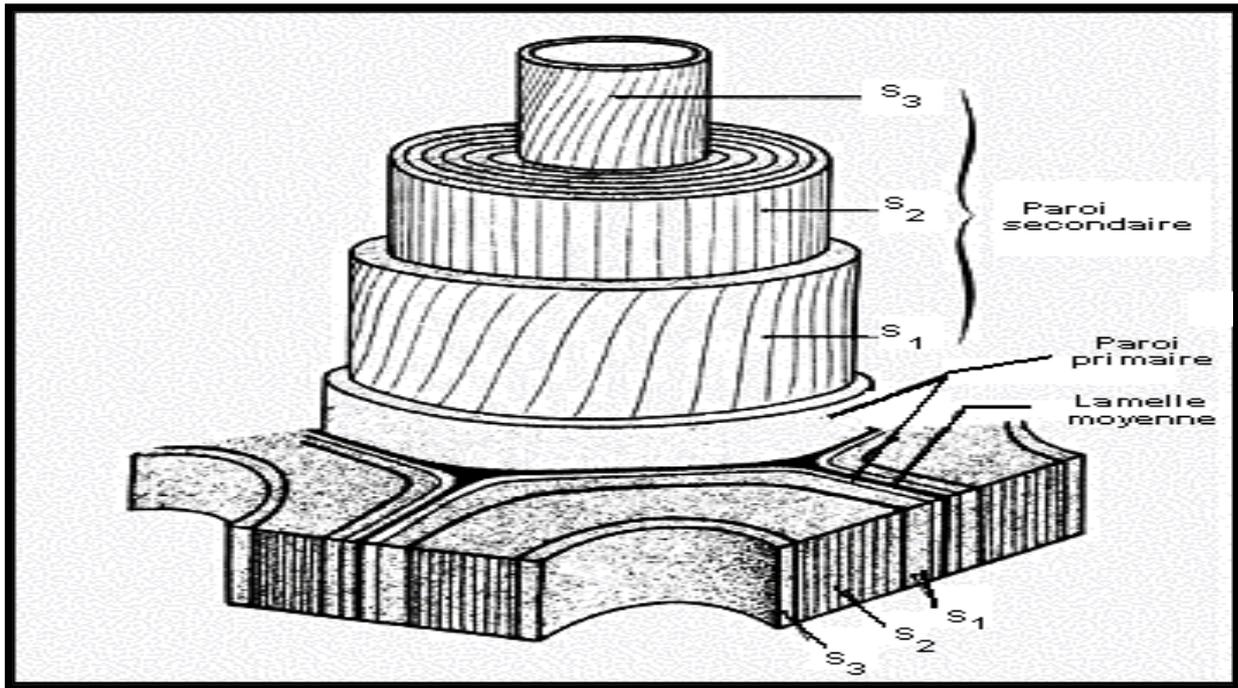


Figure 12: aspect de la paroi cellulaire végétale en microscopie électronique d'après Sjöström et Westermarck (1999). M : lamelle moyenne ; P : paroi primaire ; S1, S2, S3 : paroi secondai



Figures 13: vue perspective d'une paroi lignee, d'après Rolland (1980).

II. Les principaux constituants de la paroi végétale :

La paroi est principalement composée de cellulose, d'hémicelluloses et de lignine, et dans une moindre proportion de pectines et de protéines.

1. La cellulose :

Directement issue de la photosynthèse, la cellulose est la molécule organique la plus abondante sur Terre ainsi que le matériau le plus important de la paroi des cellules végétales.

La quantité de cellulose biosynthétisée par les plantes terrestres est estimée à 100 milliards de tonnes par an, constituant à elle seule 50% de la masse végétale (Robert et Roland, 1998).

La molécule de cellulose est un homopolymère linéaire formé par un enchaînement d'unités cellobiose, motif composé de deux D-glucopyranose en conformation 1C4 liés par une liaison glucosidique β -(1 \rightarrow 4).

Le degré de polymérisation (DP) qui représente le nombre d'unités glucosidiques par chaîne de cellulose est compris entre quelques centaines et plusieurs milliers selon sa provenance et sa situation au sein de la paroi cellulaire. La disposition des hydroxyles libres

des glucoses permet l'établissement de liaisons hydrogène intra-chaînes, stabilisant la molécule dans son orientation linéaire ce qui lui confère une certaine rigidité, et de liaisons inter-chaînes qui relient plusieurs molécules de cellulose et les maintiennent disposées parallèlement (figure 14). Ainsi, l'association de nombreuses molécules de cellulose permet la formation de micro-fibrilles, qui elles-mêmes s'assemblent en fibres et favorisent l'établissement d'un état solide ordonné, cristallin. La structure fibrillaire très condensée de la cellulose explique sa résistance aux attaques chimiques et enzymatiques, sa grande résistance mécanique à la traction, ainsi que son caractère non-soluble dans l'eau. La fraction cellulosique est considérée comme étant le résidu insoluble après l'extraction des autres polysaccharides de la paroi par des agents chélateurs et des bases minérales.

La cellulose est peu soluble dans les solvants organiques usuels du fait de son fort degré de cristallinité. Elle peut cependant être solubilisée dans divers systèmes comme les complexes métal/amine (solutions d'hydroxyde de cuprammonium ou cupriéthylènediamine, les oxydes d'amines tertiaires cycliques (N-méthylmorpholine-N-oxyde ou MMNO, Johnson, 1969) ; plus récemment, la cellulose a été solubilisée dans le système chlorure de lithium/N,N-diméthylacétamide (McCormick, 1981).

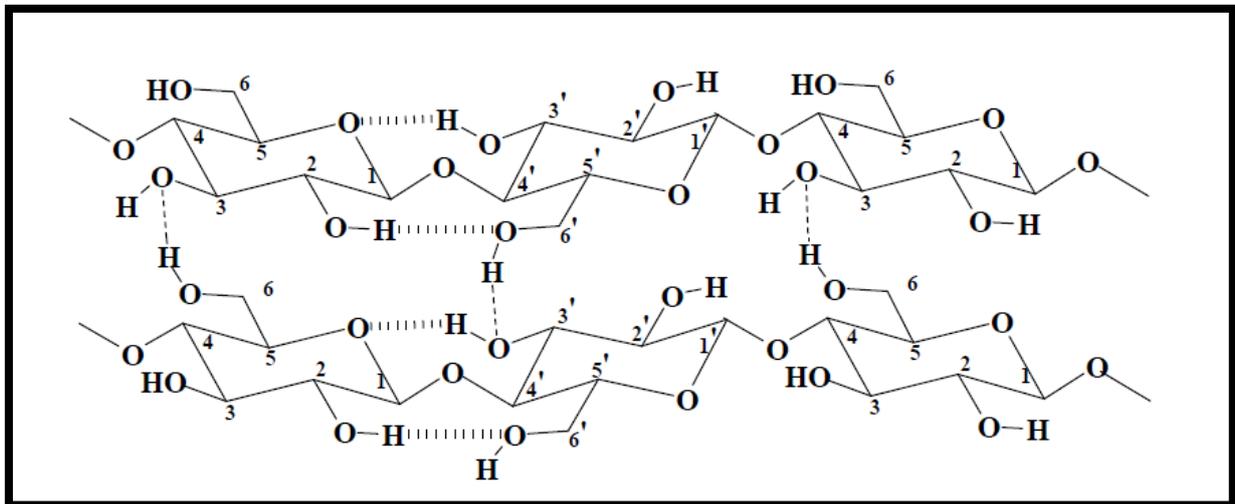


Figure 14 : Liaisons hydrogène intra- et intermoléculaires dans la cellulose.

2. Les hémicelluloses :

Les hémicelluloses représentent, après la cellulose, le polysaccharide le plus abondant dans la nature. Contrairement à la cellulose, elles ne peuvent pas être décrites de façon succincte du fait de leur importante diversité. De plus leur structure dépend de leur origine variétale, du tissu ou du type cellulaire, de l'âge des cellules et de leur localisation dans la paroi végétale. Elles diffèrent de la cellulose de par l'hétérogénéité de leur composition monosaccharidique.

En général elles sont constituées de chaînes moléculaires plus courtes avec un degré de polymérisation souvent inférieur à 200. A l'origine, les hémicelluloses désignent des polysaccharides pariétaux alcalinosolubles ; cependant certains polysaccharides, tels que les arabinanes et les arabinogalactanes sont extraits par l'eau. Donc, par extension, les hémicelluloses regroupent tous les polysaccharides qui ne sont ni cellulosiques, ni pectiques, présents dans les parois cellulaires végétales. A la linéarité et à la monotonie de constitution de la cellulose, s'opposent les multiples façons selon lesquelles s'associent les unités glucidiques dans les hémicelluloses. Elles sont formées d'une chaîne de monosaccharides liés par des liaisons glycosidiques résultant de la condensation d'un hydroxyle hémiacétalique d'un ose avec un hydroxyle alcoolique d'un autre. Cet enchaînement peut être constitué d'un seul type de monomère (homopolysaccharide) ou de plusieurs types différents (hétéropolysaccharide). Par hydrolyse acide ou enzymatique, les hémicelluloses libèrent des hexoses (glucose, mannose, galactose), des pentoses (xylose, arabinose), des désoxyhexoses (fucose et rhamnose) et des acides uroniques (acide glucuronique et son dérivé 4-O-méthyle, acide galacturonique). Les liaisons qui unissent ces motifs sont elles-mêmes variées. Les hémicelluloses sont constituées par un axe osidique principal, le suffixe -ane désignant la nature de cet axe ; par exemple, les xyloglucanes sont construits à partir d'une chaîne de glucose, substitué par des unités xylose.

Cette chaîne principale peut être ramifiée par des chaînes latérales, qui empêchent le rapprochement des chaînes et donc l'arrangement cristallin (MOINE 2005).

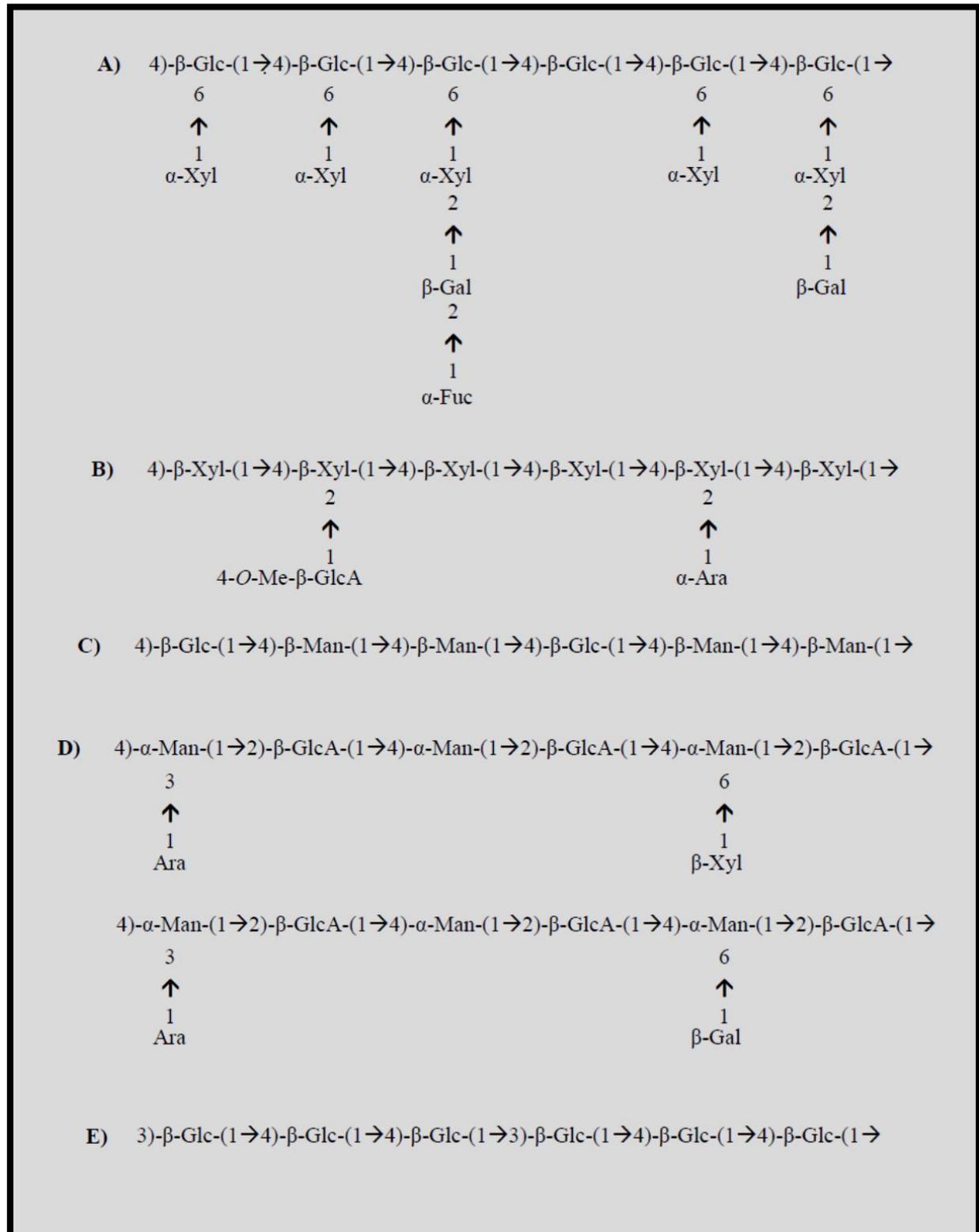


Figure 15 : Structures des hémicelluloses présentes au sein de la paroi végétale (Lopez, 2007).

A) xyloglucane (XGs) ; **B)** xylane ; **C)** glucomannane ; **D)** glucuronomannane ; **E)** β-glucane mixte

3. Les pectines :

Ce sont les constituants essentiels de la lamelle moyenne à la base du «ciment » qui réunit les cellules entre elles. La structure principale des pectines est formée de chaînes faiblement polymérisées d'acides galacturoniques liés en α -(1→4), appelé acide polygalacturonique, sur lesquelles s'insèrent des résidus de L-rhamnose. Chaque unité rhamnose introduit dans la chaîne un coude et confère donc à l'ensemble une configuration en zig-zag. Des chaînes latérales de natures diverses, arabinanes, galactanes et arabinogalactanes sont aussi greffées sur le squelette rhamnogalacturonique, d'où la grande diversité de ces polymères. Les fonctions acides sont souvent estérifiées par des groupements méthyles ou salifiées par des ions monovalents ou divalents tels que K⁺, Na⁺ et Ca²⁺.

La solubilité des substances pectiques dépend de leur masse moléculaire, de la présence de chaînes latérales, mais aussi et surtout du degré de méthylestérification et de la distribution de ces groupements méthyles. Les pectines sont classées suivant leur mode d'extraction, soit à l'eau chaude pour les pectines hautement méthylestérifiées, par des agents chélateurs de cations divalents (EDTA, oxalate d'ammonium) pour les pectines faiblement méthylestérifiées et à l'acide dilué à chaud pour la protopectine (acide polygalacturonique).

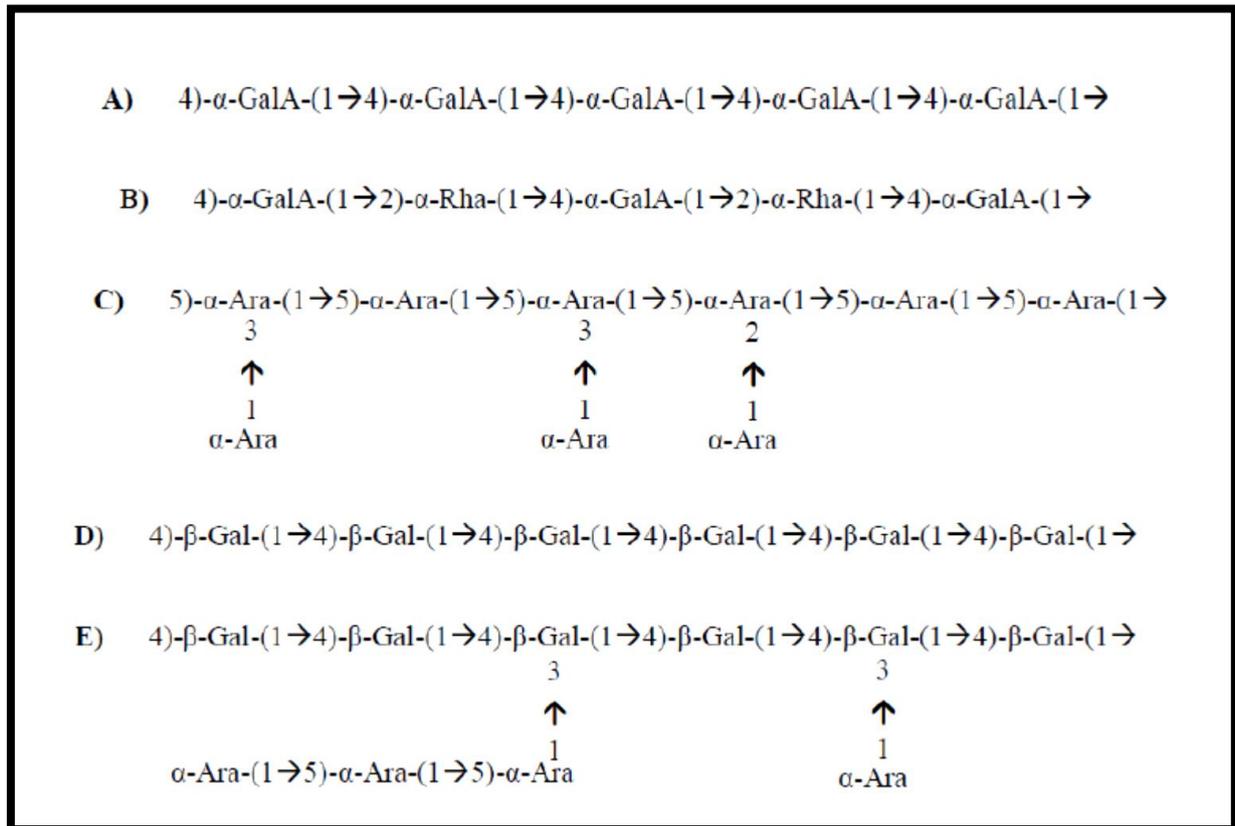


Figure 16 : Structure des constituants des pectines (Lopez, 2007).

A) homogalacturonane ; B) squelette de rhamnogalacturonane I ;

C) arabinane ; D) galactane ; E) arabinogalactanes I

4. Les lignines :

Les lignines sont des polyphénols, macromolécules tridimensionnelles hydrophobes de haut poids moléculaire. Leur structure résulte de la copolymérisation de trois monomères aromatiques de type phénylpropène : l'alcool coumarylique, l'alcool coniférylique et l'alcool sinapylique, que l'on désigne sous le terme général de monolignols (figure 17) ; leurs précurseurs, les acides hydroxycinnamiques (ou alcools phénylpropénoïques), sont produits au niveau du réticulum endoplasmique des cellules en voie de lignification, à partir de la phénylalanine, désaminée en cinnamate, hydroxylée, méthylée et réduite en alcool au niveau de la fonction carboxyle. Au niveau de la paroi cellulaire, les monolignols sont oxydés en radicaux libres sous l'influence d'enzymes (laccases

et peroxydases) ; ces radicaux polymérisent, plus ou moins au hasard et sans intervention enzymatique, ce qui explique la variabilité importante dans la structure des lignines. Cette polymérisation in situ s'accompagne de la formation de liaisons covalentes avec les glycanes de la paroi. A la fin du développement cellulaire la lignine incruste ainsi la cellulose et les hémicelluloses, ce qui assure la rigidité de la paroi, mais pose des problèmes lors de l'extraction des hémicelluloses.

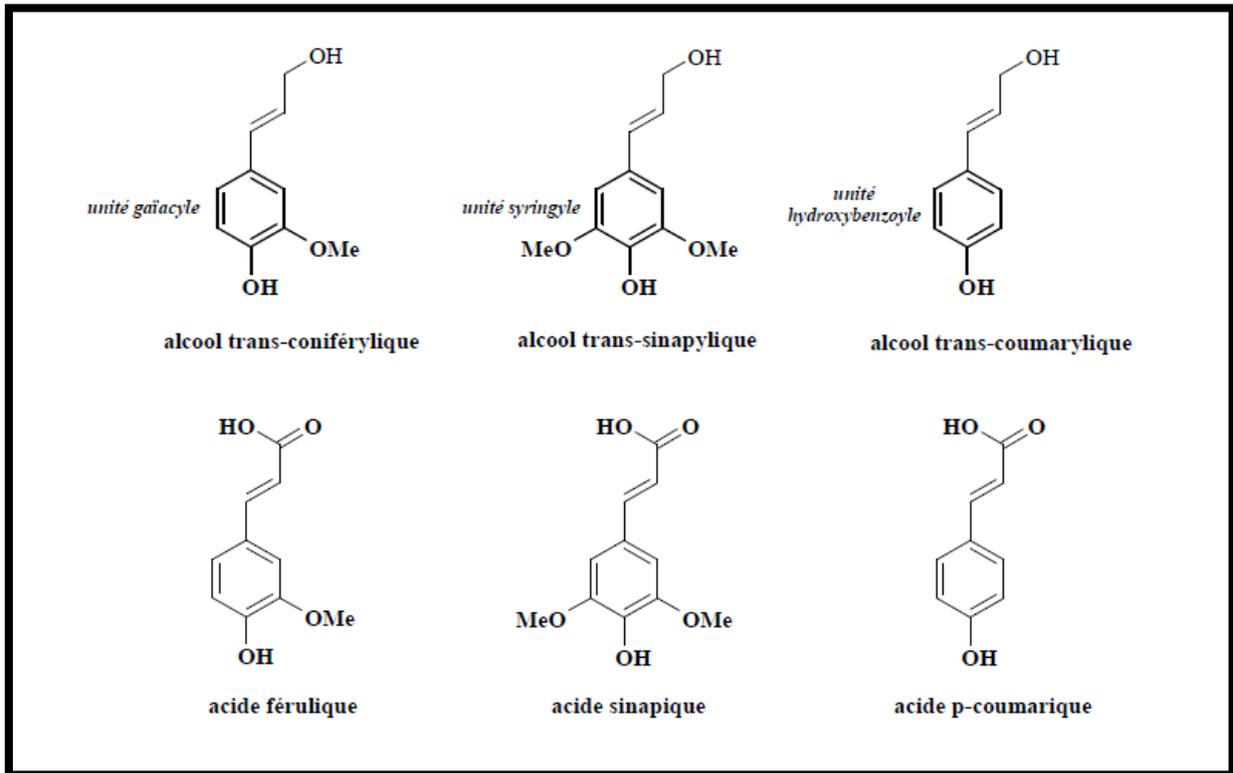


Figure 17 : Structure des monolignols et des acides hydroxycinnamiques précurseurs.

La proportion des trois monomères et les liaisons intramoléculaires sont très variables, dépendantes de l'origine botanique, du tissu et de la localisation dans la paroi.

Les lignines sont difficilement dégradées, très résistantes à de nombreux agents chimiques et biochimiques ; seules certaines bactéries et champignons, comme les Polypores, sont capables d'assurer la lignolyse. Elles sont très réactives, parce qu'elles contiennent entre autres des fonctions phénoliques et hydroxyles, et sont insolubles dans les solvants du fait qu'elles constituent un réseau infini. Pour caractériser les lignines, des méthodes de dégradation douces ont été mises au point, qui permettent de dépolymériser le réseau tridimensionnel du polymère sans dégrader ni les noyaux aromatiques, ni la chaîne

propane. Cependant, du fait des opérations d'extraction, les lignines isolées (lignines d'extraction) sont différentes des lignines in situ (protolignines). Le terme de « klason lignine » est parfois employé et correspond au résidu après avoir débarrassé la paroi des extractibles hydrophiles et lipophiles, et des polysaccharides par de l'acide sulfurique fort (MOINE 2005).

5. Les protéines structurales :

Malgré la prépondérance des polysaccharides dans la paroi, des protéines structurales sont également impliquées dans la formation des assemblages pariétaux. Ce sont, pour la plupart, des glycoprotéines. Quatre classes peuvent être distinguées (figure 18): les protéines riches en proline (PRPs), riches en hydroxyproline (HRGPs) et riches en glycine (GRPs) ainsi que les arabinogalactanes protéines (AGPs). Leur capacité d'interaction avec les autres composants pariétaux leur confère un rôle important au sein de la paroi.

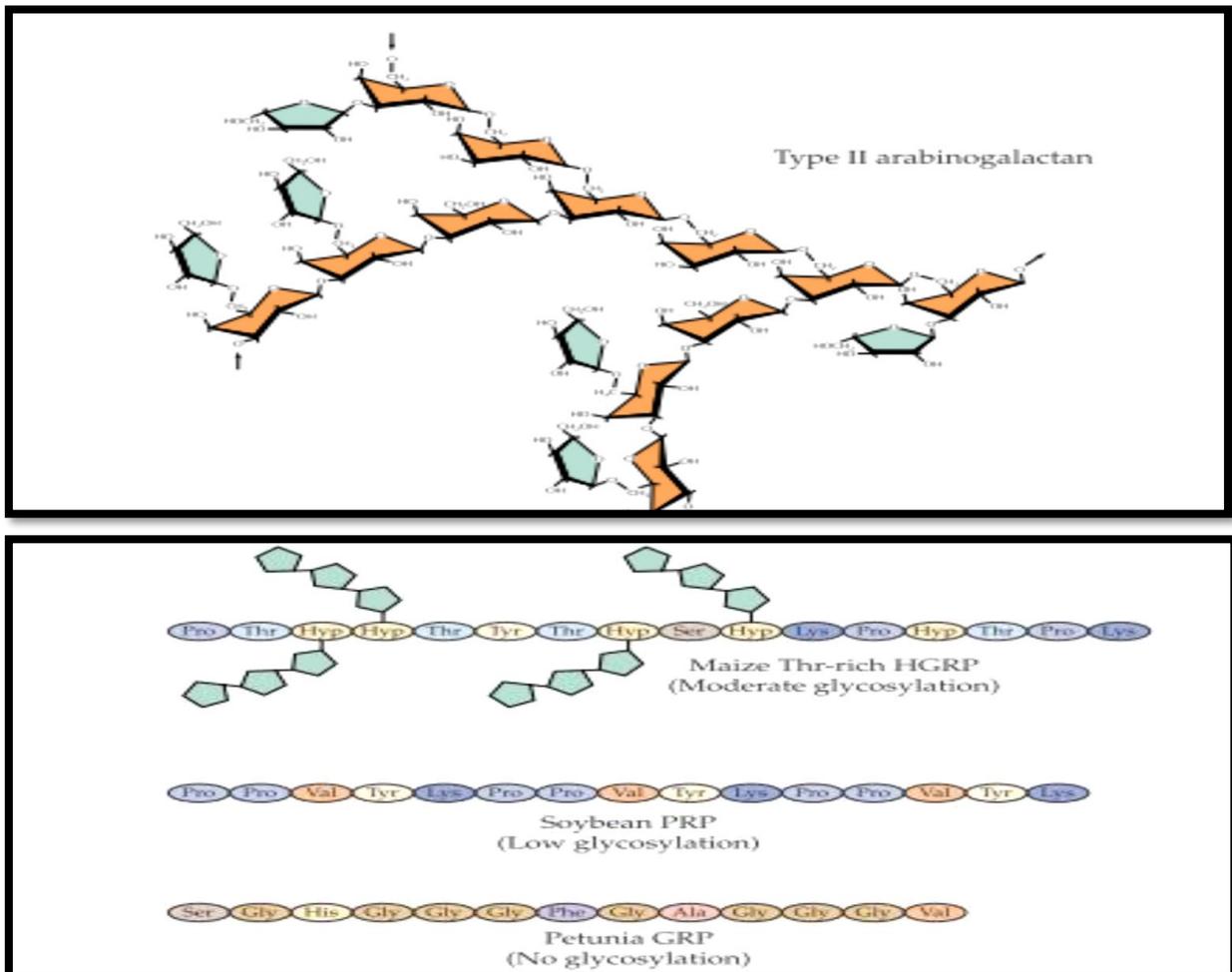


Figure 18 : les différents types des protéines structurales (Carpita et McCann, 2000).

Les HRGPs constituent la classe de protéines la plus étudiée. Une sous-famille de celle-ci a été nommée « extensine » en raison de son rôle supposé sur l'extensibilité de la paroi (Wilson et Fry, 1986). Bien que cette fonction n'ait pas été confirmée, cette appellation demeure. Les HRGPs sont constituées de 50% de glucides principalement d'L-arabinose et de D-galactose. Leur rôle précis est encore mal connu. Il a cependant été déterminé que l'expression des gènes associés est induite par des blessures, des infections de pathogènes, le dessèchement et peut-être le renforcement mécanique de la paroi.

Les AGPs sont, quant à elles, hautement glycosylées et sont composées de plus de 90 % de saccharides, principalement L-arabinose et D-galactose (Bacic *et al.*, 1996). Aucune fonction ne leur est clairement attribuée, mais il semblerait qu'elles jouent un rôle au niveau de l'adhésion cellulaire et dans la transmission des informations à la cellule durant la différenciation (McNeil *et al.*, 1984).

6. Les composés phénoliques :

Les composés phénoliques sont des molécules aromatiques portant un groupement hydroxyle directement lié à un cycle benzénique.

Les parois secondaires des cellules végétales contiennent plus de 30 % de lignine, composé phénolique et principal constituant de cet assemblage. La lignine est formée dans la paroi cellulaire lorsque l'élongation des cellules est terminée par polymérisation des alcools p-coumarylique, p-coniférylique et p-sinapylique (Lewis et Yamamoto, 1990), représentés sur (la figure19). La lignine est impliquée dans la structure et la cohésion de la paroi mais également dans la résistance aux microorganismes.

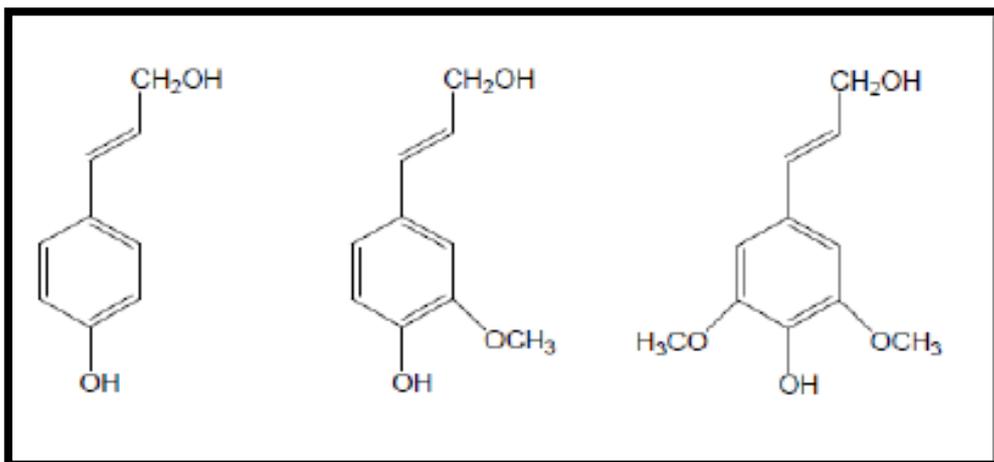


Figure 19: Principaux précurseurs de la biosynthèse de la lignine.

La proportion des différents précurseurs composant la lignine est très variable en fonction de l'espèce et des tissus considérés. Ces précurseurs sont liés par des liaisons éther, ester ou carbone-carbone. La nature covalente de ces liaisons entraîne une rigidité et une stabilité importante de la lignine.

Sa polymérisation a lieu tant que la paroi dispose de précurseurs et d'espace. La lignine occupe en conséquence tout l'espace pariétal qui n'est pas occupé par des macromolécules, déplaçant, de ce fait, l'eau. La lignine forme ainsi un maillage tridimensionnel hydrophobe inapte à l'extension, qui génère l'arrêt de la croissance pariétale (la Figure 20) représente les différents types de liaison présents dans la lignine.

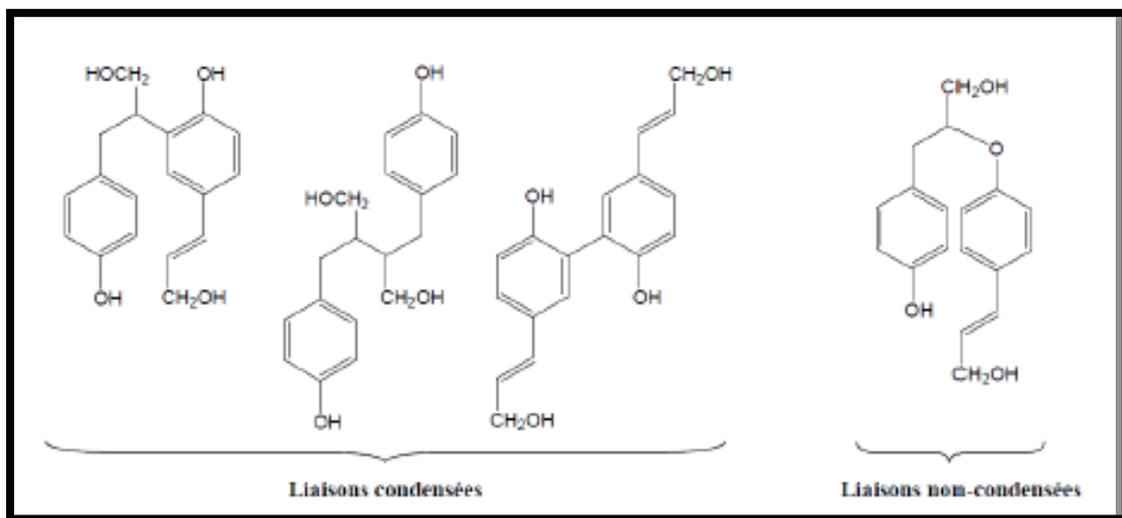


Figure 20 : Représentation des liaisons existantes au sein de la lignine.

La paroi primaire ne contient que peu, voire pas de lignine. En revanche, bien que nettement moins abondants, d'autres composés phénoliques existent au sein de celle-ci. Ces composés sont présents en faibles quantités mais ont une importance majeure car ils sont impliqués dans les liaisons inter-polysaccharidiques. C'est le cas des acides p-coumaroylique, p-hydroxybenzoïque et férulique.

Il semblerait en effet que l'acide férulique soit responsable de la réticulation entre pectines (Ralet *et al.*, 2005) via des acides diféruliques (Figure 21).

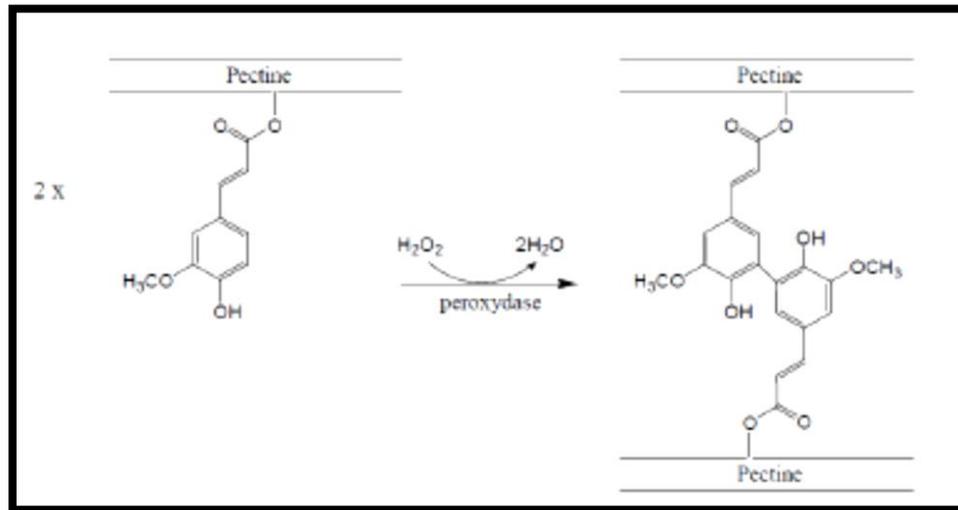


Figure 21 : Formation des liaisons entre les pectines via les acides diféruliques.

De même, les arabinoxylanes, qui sont les hémicelluloses majoritaires des Monocotylédones, seraient réticulés via des acides féruliques (Kato et Nevins, 1985 ; Ishii, 1997).

La nature, la proportion et l'organisation des constituants pariétaux dans les différents domaines de la paroi végétale donnent donc accès à des assemblages présentant des caractéristiques à la fois variables et spécifiques, leur permettant d'assurer des fonctions différentes et complémentaires (MOINE 2005).

III. Organisation de la paroi des modèles d'hier à aujourd'hui :

Il existe une relation directe entre la conformation d'un polysaccharide et sa fonction à l'intérieur de la paroi. En effet, ces polymères jouent le rôle de matériaux de construction dans la consolidation de la paroi végétale. Ainsi la cellulose constitue l'armature de la paroi de par sa conformation rigide, alors que les hémicelluloses et les pectines, matériaux tampons, assurent une certaine flexibilité qui permet la croissance de la cellule ; enfin la lignine cimente l'édifice. Ces différentes macromolécules forment un réseau tridimensionnel dont la cohésion est assurée aussi bien par des liaisons de faible énergie, comme les liaisons de Van der Waals et des liaisons hydrogènes, que par des liaisons ioniques et covalentes. La proportion des quatre grandes catégories de molécules (cellulose, pectines, hémicelluloses et lignine) est fonction de leur la localisation dans la paroi cellulaire végétale (figure 22) (HACHEM 2014).

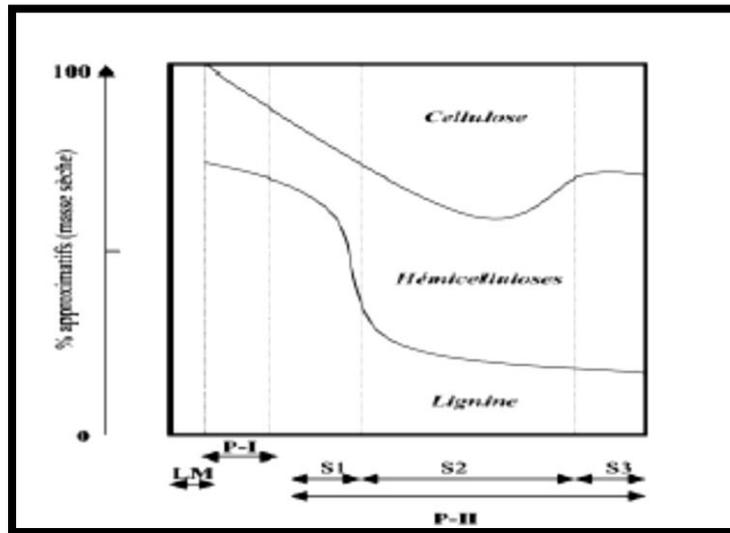


Figure 22 : Compositions chimiques de la paroi des cellules de bois (exprimés en % massique) et leur distribution d'après Popa (1996).

LM : Lamelle Moyenne ; P-I : Paroi primaire ; P-II : Paroi secondaire.

Trois cent cinquante années séparent cependant la première observation microscopique d'un tissu végétal par Robert Hooke (1635-1702) de l'image informatique d'un modèle moléculaire de paroi cellulaire végétale par **Carpita et Gibeaut (1993)**.

Les études de la structure et de l'organisation de la paroi cellulaire végétale portaient au début sur les techniques de cytologie et de biochimie. En effet, avant les années 50, les premières observations de la paroi n'étaient possible que par l'utilisation de colorants cytochimiques (carmin aluné, vert d'iode, rouge de ruthénium...) qui permettent de distinguer plusieurs composés en fonction de leur nature chimique. L'avènement du microscope électronique, a permis d'observer la paroi primaire qui apparaît constituée d'une structure fibrillaire baignant dans un matériel matriciel ayant tous deux une nature polysaccharidique (**Bonner, 1936**). D'autres composés de nature protéique et lipidique (la cuticule), sont aussi mis en évidence.

A partir des années 60, l'utilisation des outils technologiques comme CPG, CPG-MS, RMN a permis l'établissement d'un premier modèle de la paroi primaire végétale proposé par **Keegstra et al (1973)**. Dans ce modèle (figure 23), tous les polymères non cellulosiques sont reliés entre eux par des liaisons covalentes pour former un réseau xyloglucane - pectines – extensines – arabinogalactanes. Les microfibrilles de cellulose sont attachées à la matrice et plus particulièrement aux xyloglucanes par l'intermédiaire de liaisons hydrogène. Dans ce modèle, l'extension cellulaire (acid-induced growth) ne nécessite pas forcément une hydrolyse des liaisons covalentes mais une séparation temporaire des fibrilles de celluloses et

des xyloglucanes pourrait permettre un glissement latéral des microfibrilles. Cette hypothèse fut abandonnée quand **Valent et Albersheim (1974)** montrèrent que les liaisons hydrogène entre les microfibrilles de cellulose et les xyloglucanes étaient renforcées plutôt qu'amoindries en condition de pH acide.

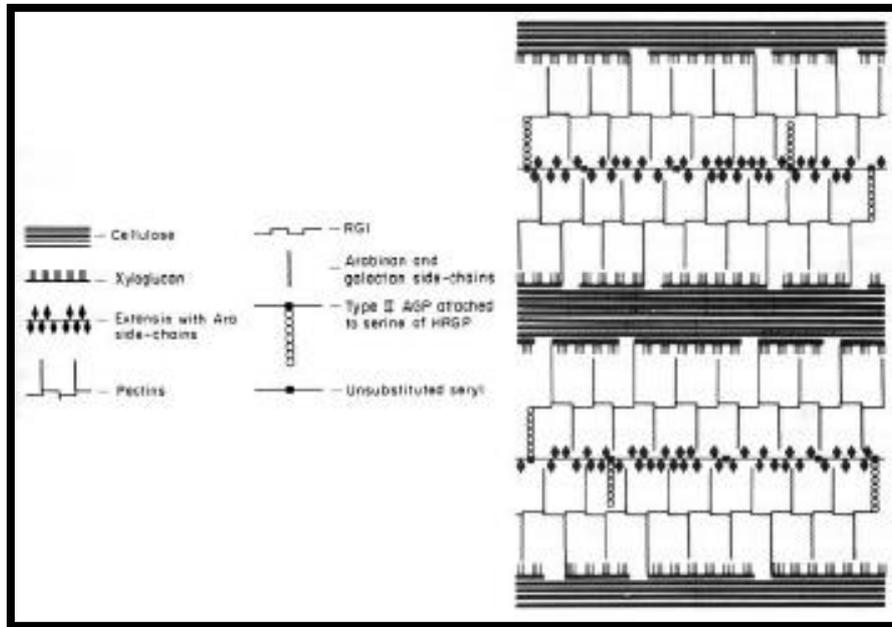


Figure 23 : Premier modèle de la paroi primaire végétale présenté par Keegstra *et al* (1973).

Jusqu'aux années 90, la paroi végétale était perçue comme une structure inerte extérieure à la cellule et commence à être considérée comme partie intégrante de la cellule. De plus, étant le premier contact avec l'espace environnant ou entre les cellules, elle est donc un lieu de passage où le transfert d'information est inéluctable (**Roberts, 1994**). La paroi végétale formerait donc un réseau dans lequel les polysaccharides, les protéines et les glycoprotéines sont étroitement interconnectées. Cette vue beaucoup plus dynamique de la paroi végétale est maintenant bien installée. En effet, de nombreuses observations ont montré que des changements structuraux, pouvant être limités à des microdomaines, apparaissent au cours de la maturation, de l'extension et de la dégradation des parois et doivent sans aucun doute être régulés spécifiquement. Deux types de paroi cellulaire végétale primaire (paroi de type I et de type II) sont considérés par **Carpita et Gibeault (1993)** – (figure 24) - repris par **Carpita et McCann (2000)** – (Figure 18). Ces deux types de paroi sont essentiellement basés sur les différences chimiques observées entre la paroi des plantes à fleurs (type I) et certaines

espèces herbacées comme les poacées (type II). La paroi primaire de type I est composée principalement de cellulose, de xyloglucanes, de pectines et d'extensine .

La paroi primaire de type II est essentiellement composée de cellulose, de glucuronoarabinoxylanes et comprend des groupements phénoliques (figure 24).

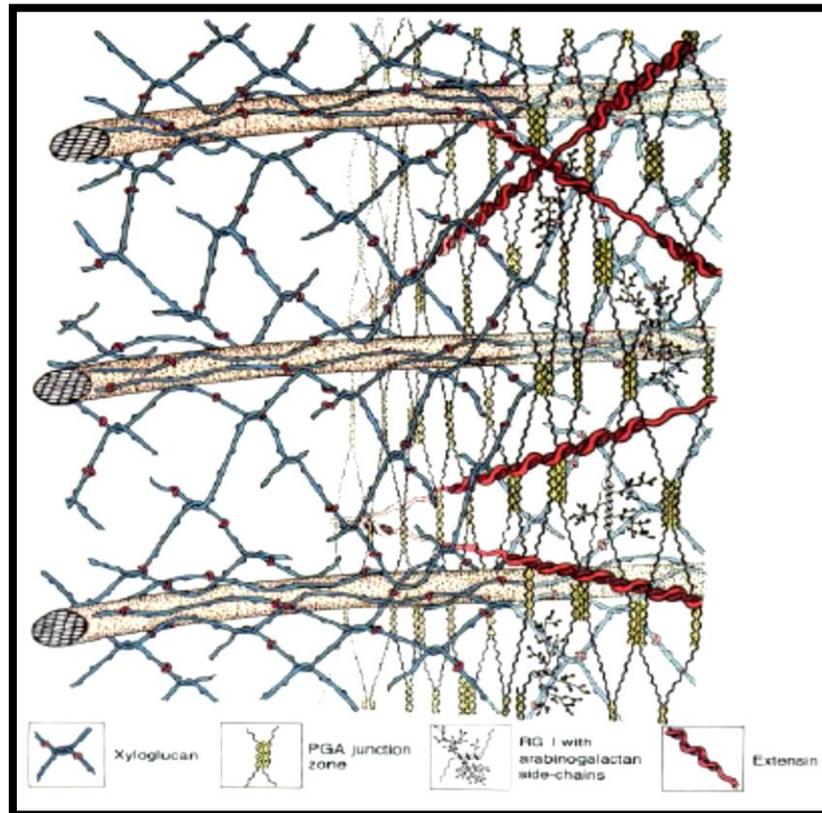


Figure 24: Représentation schématique de la paroi primaire végétale des plantes à fleurs (type I) pendant l'élongation cellulaire. Schéma tiré de Carpita et Gibeault (1993).

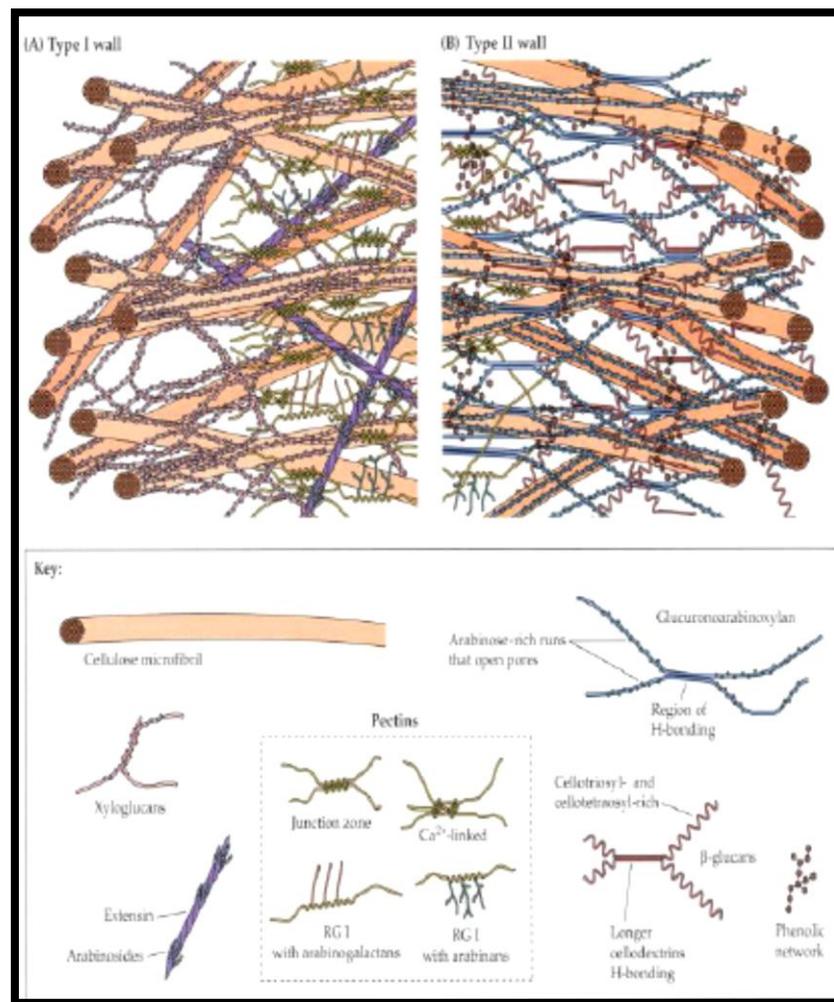


Figure 25 : Représentation schématique de la paroi primaire végétale des plantes à fleurs (type I) (A) et de certaines espèces monocotylédones herbacées (type II) (B). Schémas tirés de Carpita et McCann (2000).

IV. Les applications des polysaccharides :

Les polysaccharides sont des ressources végétales très importants tels que les hémicelluloses et les pectines, ils sont utilisés dans plusieurs secteurs comme les industriels pharmaceutique et agroalimentaire.

1. Applications industrielles :

Les polysaccharides, en particulier les xylanes peuvent être utilisés comme substrats de base pour l'élaboration de films plastiques potentiellement biodégradables. Face à

l'épuisement des ressources pétrolières, les scientifiques s'intéressent à la fabrication de ces nouveaux films d'origine végétale. De nombreuses études décrivent l'utilisation d'autres ressources naturelles ou de co-produits comme matière première pour la synthèse de plastiques. C'est le cas de la paille de blé (**Fredon, 2001**), des polysaccharides d'algues rouges (**Ruiz, 2005**), de la cellulose (**Joly, 2003**) ou encore des hémicelluloses (**Hansen et Plackett, 2008**). Ces derniers, dans le cas d'arabinoxylanes d'orge, peuvent former des films sans ajout de plastifiant (**Höije et al., 2005**). Les films alors obtenus par casting, sont rigides, assez cassants, hygroscopiques et amorphes (**HACHEM 2014**).

2. Applications alimentaires et nutritionnelles :

Les polysaccharides sont employés en tant que fibres alimentaires. Ils ne sont pas dégradés par les enzymes digestives humaines et permettent ainsi d'accélérer le transit intestinal. En outre, leur ingestion diminuerait de manière significative l'accumulation des lipides dans le foie et le taux de cholestérol sanguin (Chanliaud, 1995). Les hémicelluloses tout comme les pectines, sont utilisées comme additifs alimentaires, épaississants, émulsifiants, agents gélifiants, adhésifs et adsorbants. Les pectines sont utilisées ces dernières années comme substitut de la graisse ou du sucre dans les aliments à faible teneur en calories (**Thakur et al., 1997**).

3. Applications pharmaceutiques :

La cellulose et les hémicelluloses sont des fibres insolubles qui selon **Garrett et Grisham (2000)**, stimulent les fonctions normales du colon, et réduiraient ainsi le risque de cancer du colon. Quant aux pectines, solubles dans l'eau, forment des suspensions visqueuses, ce qui ralentirait la vitesse d'absorption intestinale de nombreux nutriments, y compris des oses; elles abaisseraient dans certains cas le taux du cholestérol sanguin.

La littérature est abondante à ce propos et témoigne de l'intérêt des polysaccharides dans ce domaine et, en particulier, les xylanes suscitent un intérêt croissant. Des propriétés antioxydants ont été rapportées sur des extraits de sauge (**Capek et al., 2009**) et de coquilles d'amandes (**Ebringerová et al., 2008**). Des activités antitussives (**Kardosová et al., 2002**) et des effets anti-ulcéral (**Cipriani et al., 2008**) rapportées sur des plantes médicinales. Les xylanes sulfatés, présentent, quant à eux, des propriétés anticoagulantes et anti VIH (**Stone et al., 1998, Yoshida et al., 2001**).



Chapitre III :
Matériel et Méthode

I - Matériel biologique :

Le matériel végétal ayant servi à cette étude sont des feuilles prélevées de *Juncus maritimus*, d'âge inconnu qui pousse dans la région d'Ain Skhouna - Saïda.

II - Présentation de la station de prélèvement :

1-Station d'Ain Skhouna :

La zone humide d'Ain Skhouna, située sur les hautes plaines steppiques Sud Oranaises, à 70 km au sud de la ville de Saïda, est un écosystème spécifique et riche en ressources naturelles (eau, avifaune, végétation) où la protection de l'environnement est plus que nécessaire (M.Benslimane *et al.*2015).

Informations géographique concernant la position de prélèvement de l'espèce dans Aïn Sekhouna :

N=34.501666 , E=0.84484 A=995m

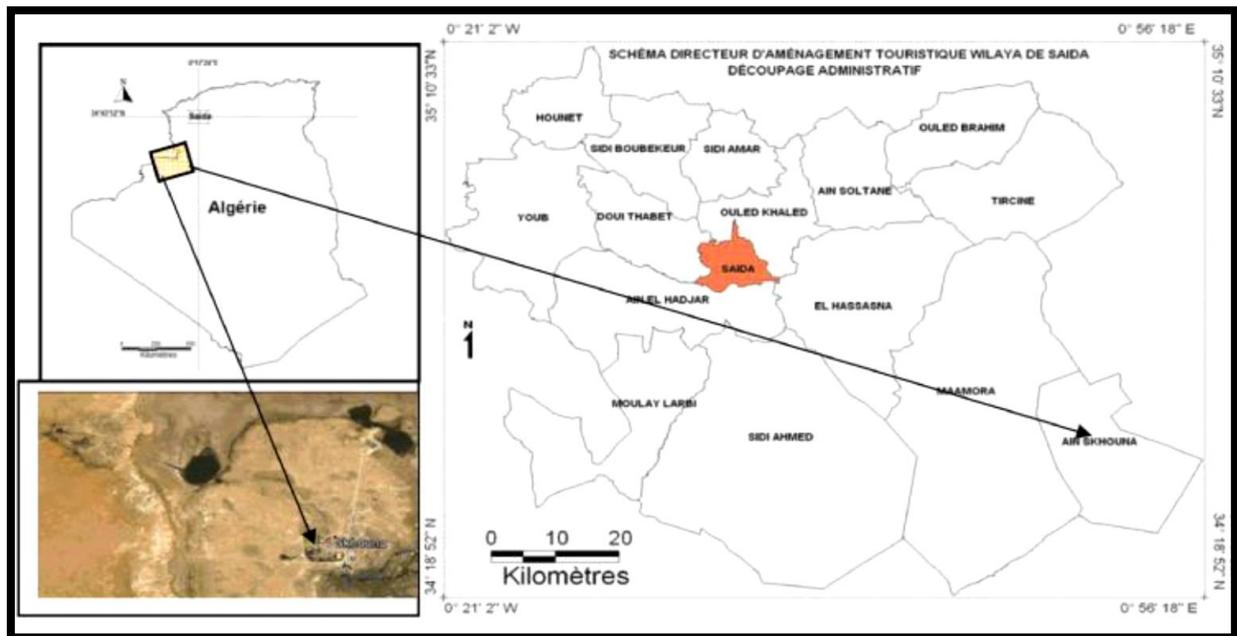


Figure 26 : Localisation de la zone d'étude (M.Benslimane *et al.*2015).

III /Méthode des études :

1. Détermination de la teneur en eau

1280g des tiges de *Juncus maritimus* sont décomposés en petits fragments et pesés pour déterminer leur poids frais (PF). Ils sont ensuite placés dans un moule et mis à sécher à l'étuve à la température de 40° C.

Après 22 jours de séchage, les fragments sont repesés pour déterminer leur poids sec (PS).

La différence entre le poids frais (PF) et le poids sec (PS) nous donne la teneur en eau contenue dans les fragments.

2. Préparation de la poudre végétale :

Les fragments séchés sont broyés par un broyeur à couteaux de type RETCH, muni d'un filtre à mailles.

3. Préparation du résidu pariétal :

La paroi est obtenue par la méthode de **HARCHE *et al.* (1991)** qui consiste à éliminer les lipides, les protéines, les tanins, etc.... (**Figure 27**).

10 g de poudre végétale sont introduits dans un erlen-meyer contenant un mélange éthanol – toluène (V-V) et mis sous agitation pendant 24h.

Après filtration sur toile à bluter, le résidu est mis dans l'éthanol sous agitation pendant 2h pour éliminer les traces de toluène, le résidu **R₀** est ensuite rincé trois fois à l'eau distillée pour éliminer l'éthanol.

4. Extraction des pectines :

Les pectines hautement méthylées (PHM) sont solubilisées par l'eau bouillante, par contre les pectines faiblement méthylées (PFM) sont extraites à l'Oxalate d'ammonium qui est un chélateur ionique (**LAMPORT., 1970 ; THIBAUT, 1980**) (**Figure 28**).

4.1 Extraction des pectines hautement méthylées (PHM):

Le résidu R_0 est placé dans un erlen-meyer contenant 200ml d'eau distillée et mettre à reflux à la température 100°C, pendant 20 min.

Après filtration sur toile à bluter, le résidu R_1 récupérait pour la suite de l'extraction, les filtrats sont mis au boudin dialyse pendant trois jours, après le volume récupéré est précipité dans l'éthanol (1V-3V) pendant 24heures.

Après centrifugation, le culot est lavé à l'eau distillée, à l'alcool puis séché à l'étuve à 60° C, il constitue les pectines hautement méthylées (PHM). (HACHEM 2014)

4.2 Extraction des pectines faiblement méthylées (PFM) :

Le résidu R_1 est placé dans un erlen-meyer contenant 200ml d'oxalate d'ammonium 1% et mettre à reflux à la température 85°C, pendant 02 heures.

Après filtration sur toile à bluter, le résidu R_2 récupérait pour la suite de l'extraction, les filtrats sont mis au boudin dialyse pendant trois jours, après le volume récupéré est précipité dans l'éthanol (1V-3V) pendant 24heures.

Après centrifugation, le culot obtenu est lavé à l'eau distillée, à l'alcool puis séché à l'étuve à 60°C, cette fraction représente les pectines faiblement méthylées. (HACHEM 2014)



Figure 27 : l'extraction des pectines par les boudins de dialyse.

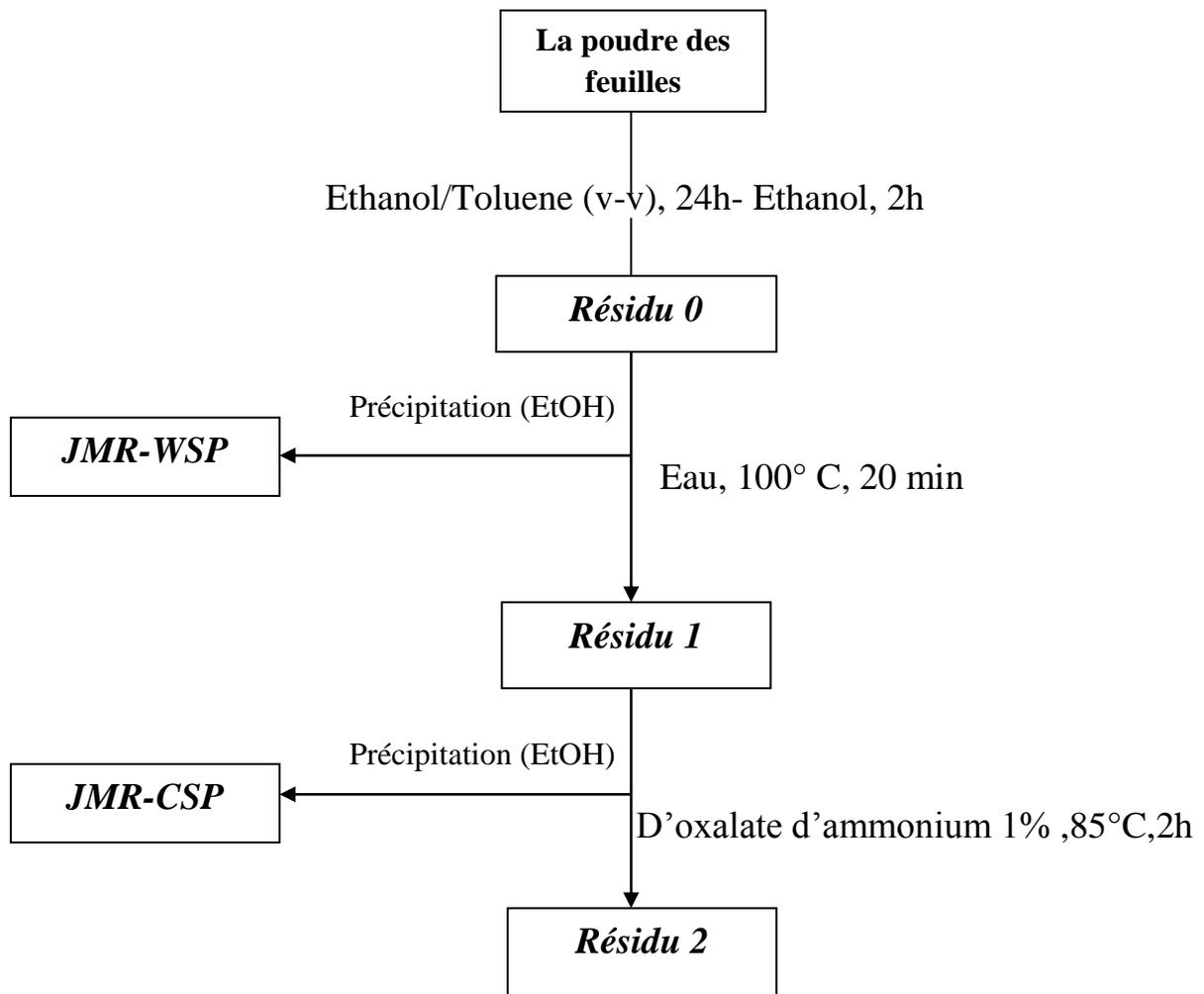


Figure 28 : Schéma d'extraction des pectines pariétales (HACHEM 2014)

JMR-WSP: Juncus Maritimus Rods-Water Soluble Pectin

JMR-CSP: Juncus Maritimus Rods-Chelating Soluble Pectin

5. Extraction des hémicelluloses :

Les hémicelluloses ont fait l'objet de nombreux travaux (MOLLARD et BARNOUD, 1976 ; REIS, 1978).

Les hémicelluloses sont solubles dans les solutions alcalines qui, en particulier, solubilisent les xyloglucanes et les arabinoxyanes (BAUER *et al.*, 1973 ; BURKE *et al.*, 1974).

5.1 Extraction des hémicellulose avec KOH :

Le résidu **R₂** est placé dans un erlen-meyer contenant 200ml de KOH 24% à 3mg/ml de NaBH₄ (48g/200ml + 0.6g de NaBH₄) et mettre à la température ambiante, pendent 24 heures.

Après on ajoute l'acide acétique pour la neutralisation jusqu'à pH 5.5 (environ 50 ml pour 200 ml de liquide)

(ATTENTION, dégagement de H₂, prévoir un grand récipient)

Après filtration sur toile à bluter, le résidu **R₃** récupérait pour la suit de l'extraction, les filtrats sont mis au boudin dialyse pendant cinq jours, après le volume récupérer est précipité dans l'éthanol (1V-3V) pendant 24heures.

Après centrifugation, le culot obtenu est lavé à l'eau distillée, à l'alcool puis séché à l'étuve à 60°C, cette fraction représente les pectines faiblement méthylées (HACHEM 2014).

5.2 Extraction des hémicellulose avec NaOH :

Le résidu **R₃** est placé dans un erlen-meyer contenant 200ml de NaOH 24% à 3mg/ml de NaBH₄ (48g/200ml + 0.6g de NaBH₄) et mettre à la température ambiante, pendent 24 heures.

Après on ajoute l'acide acétique pour la neutralisation jusqu'à pH 5.5 (environ 50 ml pour 200 ml de liquide)

(ATTENTION, dégagement de H₂, prévoir un grand récipient)

Après filtration sur toile à bluter, le résidu **R₄** récupéré pour la suite de l'extraction, les filtrats sont mis au boudin dialyse pendant cinq jours, après le volume récupéré est précipité dans l'éthanol (1V-3V) pendant 24 heures.

Après centrifugation, le culot obtenu est lavé à l'eau distillée, à l'alcool puis séché à l'étuve à 60°C, cette fraction représente les pectines faiblement méthylées (**HACHEM 2014**).

5.3. Extraction de la cellulose :

La cellulose est une fraction polysaccharidique qui apparaît en fin du protocole d'extraction des hémicelluloses (**D'après CHANDA et al, 1950**).



Figure 29 : l'extraction des hémicellulose par les boudins de dialyse.

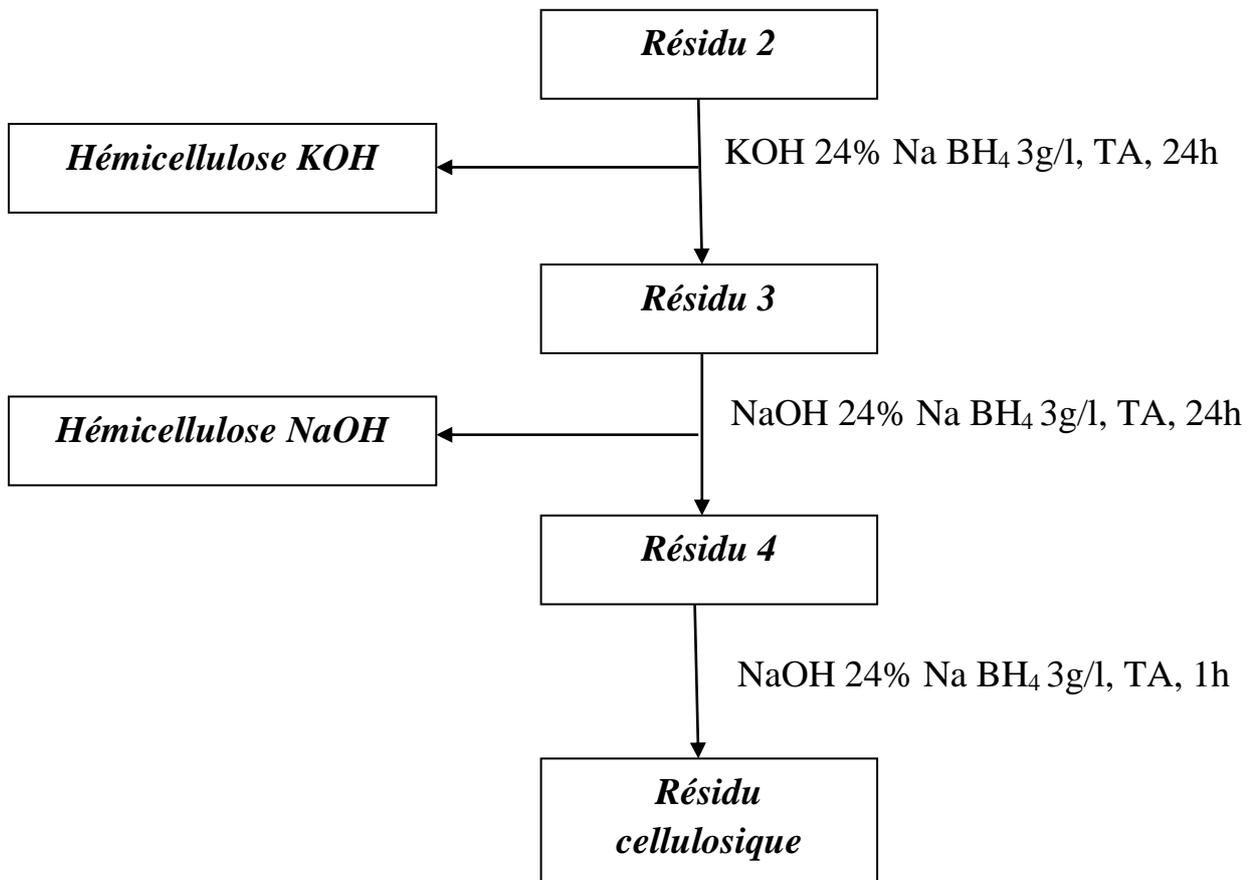


Figure 30 : Schéma d'extraction des Hémicelluloses et Cellulose pariétaux (HACHEM 2014)

6. Analyse qualitative par CCM :

L'analyse qualitative par la chromatographie sur couche mince (CCM) est utilisée pour déterminer la composition osidique des polysaccharidiques pariétaux (RANDERATH, 1971), ces dernières ont subi deux types d'hydrolyse.

6.1. Hydrolyse acide partielle :

L'hydrolyse acide partielle permet l'hydrolyse des polysaccharides de la matrice, les pectines et les hémicelluloses sont hydrolysables par les acides dilués, propriété qui les

distinguent de la cellulose. La méthode utilisée est celle décrite par **HARCHE et al. (1991)**. Dans des tubes à bouchon vis contenant 100 mg de fraction pectique ou hémicellulosique, on ajoute 2 ml d'H₂SO₄ 1N. Ces tubes sont bien fermés et placés pendant 4h au bain-marie à la température de 100°C.

Les hydrolysats sont filtrés 3 fois sur filtre Buchner en verre fritté N° 7, le résidu insoluble est rincé à l'eau distillée puis éliminé.

Les filtrats sont neutralisés par le Carbonate de calcium selon la technique de **REIS (1975)** puis gardés à la température de 0°C jusqu'à l'analyse.

6.2. Hydrolyse acide totale :

La cellulose est hydrolysée par la méthode décrite par **HARCHE et al., (1989)**.

10 mg de cellulose et 1 ml d'H₂SO₄ à 72% sont placés dans un tube à vis pendant 2 h à une température ambiante.

Le volume est ensuite complété avec 9 ml d'eau distillée afin d'obtenir H₂SO₄ 1 N, l'hydrolyse est poursuivie pendant 2h au bain-marie à 100 °C.

Après filtration sur verre fritté, le filtrat est neutralisé par le Carbonate de calcium puis gardé à la température de 0°C jusqu'à l'analyse.

6.3. Mode opératoire pour l'analyse en CCM :

Nous avons effectué des chromatographies monodimensionnelles réalisées sur des plaques de gel de silice 60 G polygram (Merck), de 0.25 mm d'épaisseur.

6.3.1. Préparation des solutions des sucres de référence :

Les sucres témoins sont préparés à une concentration de 0.025 g/ml dans une solution d'eau distillée, il s'agit du D-glucose ; D-galactose ; D-mannose ; D-arabinose ; D-xylose et L-rhamnose, acide galacturonique.

6.3.2. Préparation du solvant de migration (ADACHI, 1965) :

Acétate d'éthyle 60ml

Acide acétique 15 ml

Méthanol 15 ml

Eau distillée 10 ml

6.3.3. Préparation du révélateur des sucres :

Le révélateur est l'aniline diphénylamine (DPA) - acide phosphorique 85% (GIRI et NIGAM, 1953) dont la composition est la suivante :

Solution A : 2% d'aniline dans l'acétone.

Solution B : 2% de DPA dans l'acétone.

A l'emploi, mélanger A et B et 10 ml d'acide phosphorique.

6.3.4. Réalisation de la CCM :

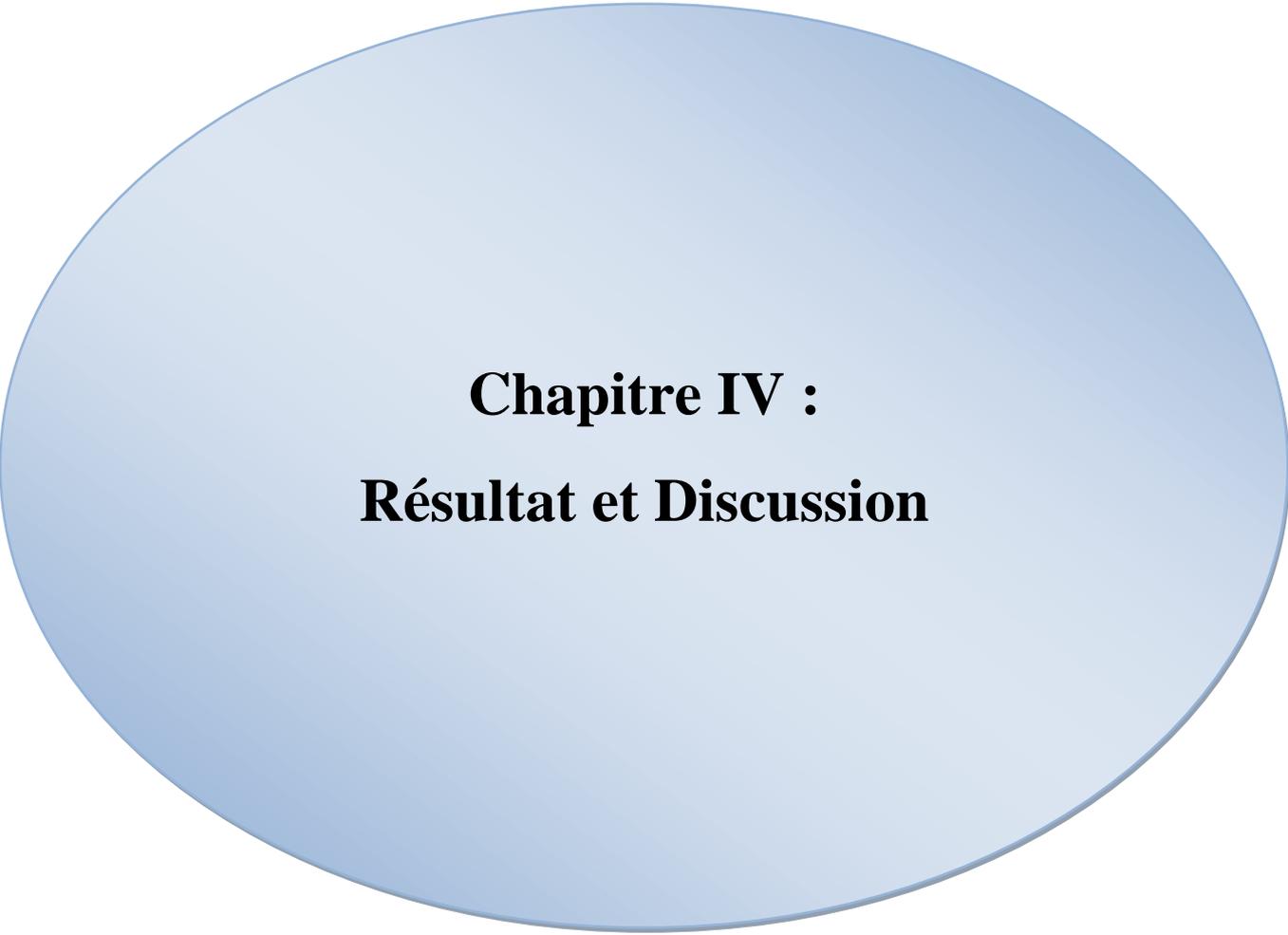
Le dépôt des échantillons s'effectue sur des repères distants à l'aide d'une seringue, qui permet de déposer des gouttes ne dépassant pas 2 mm de diamètre. Les témoins sont déposés dans les mêmes conditions pour pouvoir identifier les échantillons.

Après le séchage des chromatogrammes à l'aide d'un sec cheveu, la plaque est placée verticalement dans la cuve contenant le solvant de migration (à saturation).

La migration est arrêtée au bout de 3h lorsque le front de solvant atteint une hauteur de 16cm. Après séchage à l'air libre, la position des oses est révélée par pulvérisation du révélateur sous une hotte, les plaques sont séchées à l'étuve à 100°C pendant 10 mn.

Après révélation, nous avons noté à l'aide d'un crayon le front de migration du solvant (distance parcourue par le solvant). Les spots sont également entourés d'un trait de crayon. Après, nous avons évalué le Rf de chaque échantillon et témoin en rapport avec la distance parcourue par les substances (d) sur la distance parcourue par le solvant (D).

$$R_f = d \text{ (distance parcourue par les substances)} / D \text{ (distance parcourue par le solvant).}$$



Chapitre IV :
Résultat et Discussion

I. Détermination de la teneur en eau :

1. Résultats :

Les valeurs des teneurs en eau des tiges de *Juncus Maritimus*, exprimées en pourcentage sont regroupées dans le tableau suivant :

Tableau 1 : La teneur en eau contenue dans les rameaux apicaux de *Juncus Maritimus* (Unité en g de matière sèche et en pourcentage)

	PF (g)	PS(g)	TME(g)	TE%
La teneur en eau	200	31.41	168.59	84.30%

PF = Poids fais - PS = Poids sec - TME = Teneur moyenne en eau

Détermination de la teneur en eau :

$$TE = (PF-PS).100 / PF = (200-31.41).100 / 200 = \mathbf{84.30\%}$$

2. Discussion :

Les tiges de *Juncus maritimus* présentent une teneur en eau de 168.59g pour 200g d'échantillon, soit d'une teneur de 84.30% du poids total,

La quantité d'eau est très élevée puisque *Juncus maritimus* est une plante aquatique.

II. Dosage pondéral du résidu pariétal et des fractions polysaccharidiques pariétales :

1. Résultat :

Le poids du résidu pariétal pur, est déterminé par pesée après élimination des composés lipidiques, des constituants cytoplasmiques et des pigments.

Les pectines sont obtenues par extractions successives à l'eau bouillante qui extrait les pectines hautement méthyles (**PHM**) et à Oxalate d'ammonium qui extrait les pectines faiblement méthyles (**PFM**), les résultats sont regroupées dans le tableau dessous.

Tableau 2 : Rendement des pectines, des hémicelluloses et la cellulose extraites par les méthodes de Harche *et al.* (1991), (Unité en g/ 10g de matière sèche et en pourcentage).

Résidu	Quantité moyenne exprimée en g/10g de m.s	Pourcentage %
PHM	0.02	0.2 %
PFM	0.26	2.6 %
Hémicellulose KOH	0.41	4.1 %
Hémicellulose NaOH	0.30	03 %
Cellulose	2.36	23.6 %

2. Discussion :

Les résultats du tableau 2 montrent un pourcentage appréciable en cellulose pour les quatre résidus pariétaux, tandis qu'un pourcentage faible en les pectines hautement méthyles

La quantité de cellulose est 08 fois supérieure à la quantité de pectines obtenues et 03 fois pour les hémicelluloses.

L'isolement des parois des tiges de *Juncus maritimus* par des solvants organiques permet d'estimer le taux de paroi dans l'organe considéré, la valeur moyenne de ce taux est de l'ordre de 33.5 %.

On remarque que le taux de paroi peut varier d'un matériel végétal à l'autre. L'étude des parois de coléoptile de *Maïs* (NICHOLAS, 1983), le rachis de feuilles adultes de *Washingtonia robusta* H.Wendl (SEBAA, 2002) et des feuilles d'*Alfa* (SARNI, 1980) présente respectivement une estimation commune de taux de parois (43% - 43,75% -53%) de résidu pariétal ; de même chez certain dicotylédones : *Vitis vinifera* et *Opuntia ficus-indica* , la paroi représente respectivement 57% (BELMOKHTAR, 2002) et 55% (BOUKHARI et HACHEM, 2001).

Alors que les parois des rameaux de *l'arganier* (HACHEM 2004) ; les parois des feuilles de *sparte* (ZERHOUNI, 1996), *Aristida pungens* L. (BENAHMED, 1997) et *le Lin* (RIHOUEY, 1994) renferment beaucoup plus de parois pures (82,5% - 82,6% - 75,2% - 78%).

L'étude de la paroi végétale des tiges du *Juncus maritimus* a montré qu'elle est constituée principalement de cellulose, hémicelluloses et pectines à des concentrations différentes.

La cellulose constituée uniquement d'un enchaînement d'unités glucopyranose. Certains sucres, tels que le galactose, le mannose et la xylose se trouvent incorporés dans les chaînes. La présence d'unités xylose au sein des fibres a été considérée comme responsable de la fragilité des liaisons glycosidiques dans lesquelles elles sont engagées (NEVELL et ZERONIAN, 1980).

Nos résultats qui représentent l'importance de la fraction cellulosique et les teneurs moyennes en résidu cellulosique sont semblables à ceux obtenus chez les monocotylédones et certaines dicotylédones. Par contre, d'autres résultats montrent que la fraction cellulosique est inférieure, cela est démontré dans le tableau suivant :

Plantes	Cellulose en %	Références
<i>Arganier</i>	58.4 à 63.4	HACHEM 2004
<i>La paille de Maïs</i>	40.5	DOREE, 1949
<i>Tissus foliaire de Stipa ténacissima L.</i>	54	SARNI, 1980
<i>+Hypocotyle de lin</i>	47,23	MORVAN et al, 1991
<i>L'Hibiscus cannabinus</i>	55,5	BOURELY, 1978
<i>Dactylis glomerata</i>	30,6	CINDY et al., 1987
<i>Opuntia ficus-indica</i>	30 à 40	BOUKHARI et HACHEM, 2001
<i>Vitis vinifera</i>	44 à 50	BELMOKHTAR, 2002
<i>Le peuplier</i>	22	SIMON et TIMELL, 1978
<i>Le rosier</i>	24	CHAMBAT, 1982

Les tiges de *Juncus maritimus* contiennent d'hémicellulose (7.1 %). Cette fraction est variable selon le matériel végétal étudié.

Cette quantité est faible par rapport à certaines espèces monocotylédones. Les parois de *Stipa tenacissima L.* renferment 13,5 % d'hémicelluloses (**SARNI, 1979**), tandis qu'un taux élevé a été obtenu chez le *Maïs* (33,4 %) (**DOREE, 1949**), l'hypocotyle de *Lin* (**MORVAN et al., 1991**)

(23,5 %), et chez d'autres dicotylédones tel que l'*Opuntia ficus-indica. L* (16 à 30%) (**BOUKHARI et HACHEM, 2001**), *Vitis vinifera. L* (30 à 34%) (**BELMOKHTAR, 2002**) et les parois de l'arganier qui contiennent d'hémicellulose (15,2 % - 16,4 %) (**HACHEM 2004**).

L'extraction des pectines par l'*Oxalate d'ammonium* a montré que ces dernières viennent en troisième position après la cellulose et les hémicelluloses avec un rendement faible de 2.6%. Ce pourcentage rappelle aux résultats obtenus par **BENAHMED (1997)** sur l'*Aristida pungens L.* 2,24% et **SARNI (1979)** sur l'*Alfa* 0,28%.

Par contre, la quantité des pectines est beaucoup plus élevée chez les pectines des dicotylédones : l'arganier (9.8% -13.6%) (**HACHEM 2004**), les tissus foliaires de deux variétés de *Vitis vinifera. L* (Variété rouge 16,4% – Variété blanche 17,2%) **BELMOKHTAR (2002)**, l'*Opuntia ficus-indica. L* (16 à 30,4%) (**BOUKHARI et HACHEM, 2001**).

III-Analyse qualitative des Polysaccharides pariétaux par chromatographie sur couche mince :

1. Résultats :

1.1. Analyse des fractions polysaccharidiques après hydrolyse acide :

La cellulose a subi une hydrolyse acide totale (**H₂ SO₄ 72%**), par contre les pectines et les hémicelluloses ont subi une hydrolyse acide partielle (**H₂ SO₄ 1N, 100°C, 4h**).

1-1.1. Fractions cellulosiques :

Les résultats de la **CCM** révèlent pour le résidu pariétal la présence de deux spots. Le premier est très prononcé et représente une surface importante.

Le calcul de son Rf correspond à celui du glucose. Le deuxième spot est moins important que le premier. Le calcul de son Rf correspond à celui de la xylose.

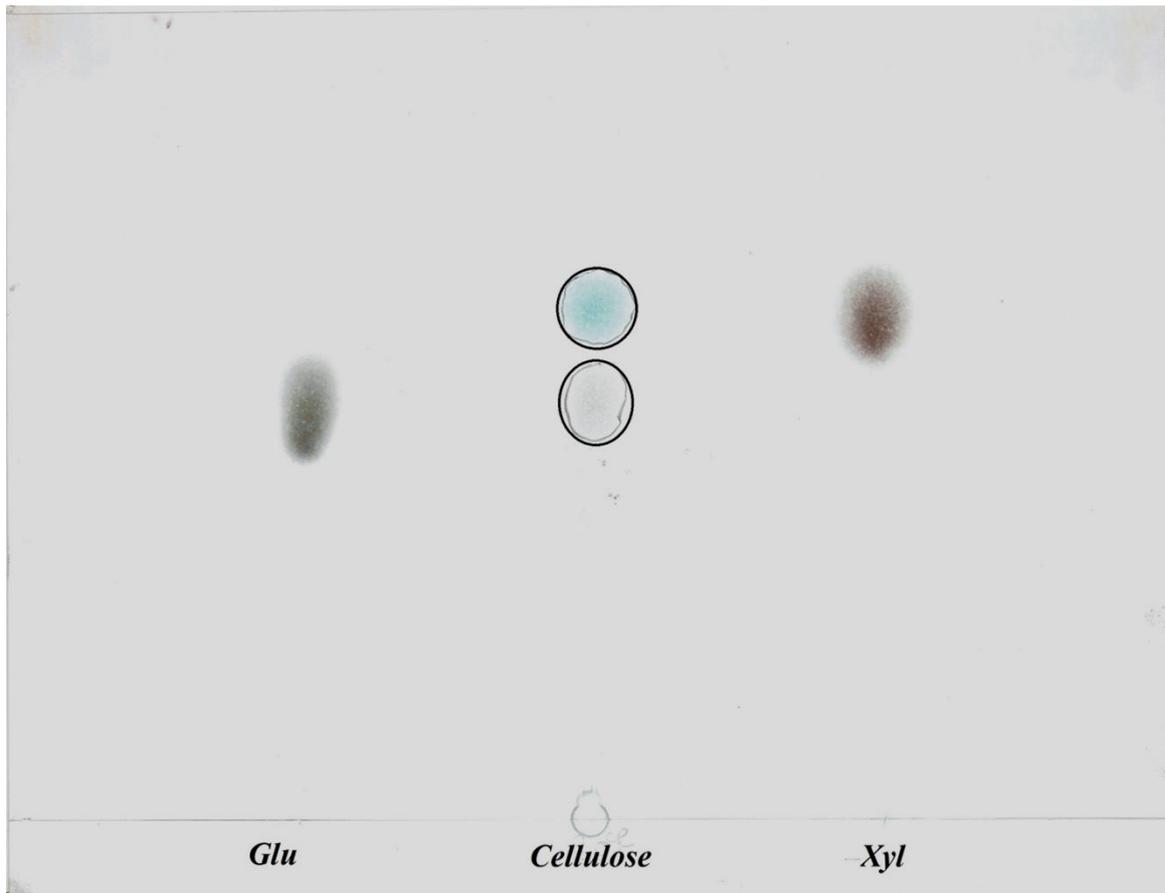


Figure 31 : chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse la cellulose de *Juncus maritimus*

1-1.2. Fractions hémicellulosiques :

L'analyse chromatographique a montré des résultats identiques pour les deux résidus hémicellulose KOH et hémicellulose NaOH.

Les résultats sont présentes dans la (PL. II,) le calcul des Rf des spots montre qu'il s'agit du :

- Xylose
- Arabinose

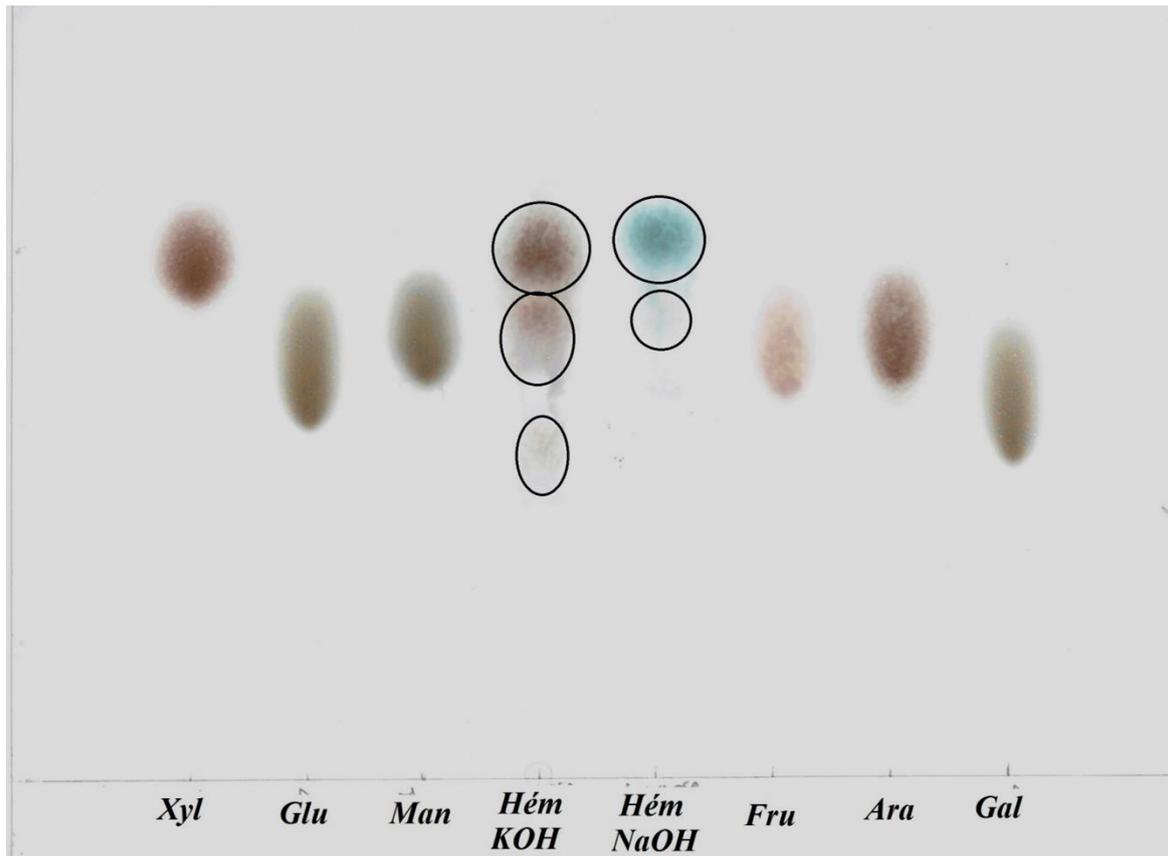


Figure 32 : chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse les hémicelluloses de *Juncus maritimus*

1-1.3. Fractions pectiques

L'analyse par CCM des PHM et des PFM obtenues à partir d'un résidu pariétal brut et délignifié des rameaux de *l'arganier*. L'hydrolyse acide partielle de 4h, a permis de révéler la composition osidique des 2 résidus (PL. III).

PHM et PFM : Trois oses ont été révélés, leur Rf correspondent respectivement aux :

- **Rhaminose**
- **Acide galactonique**

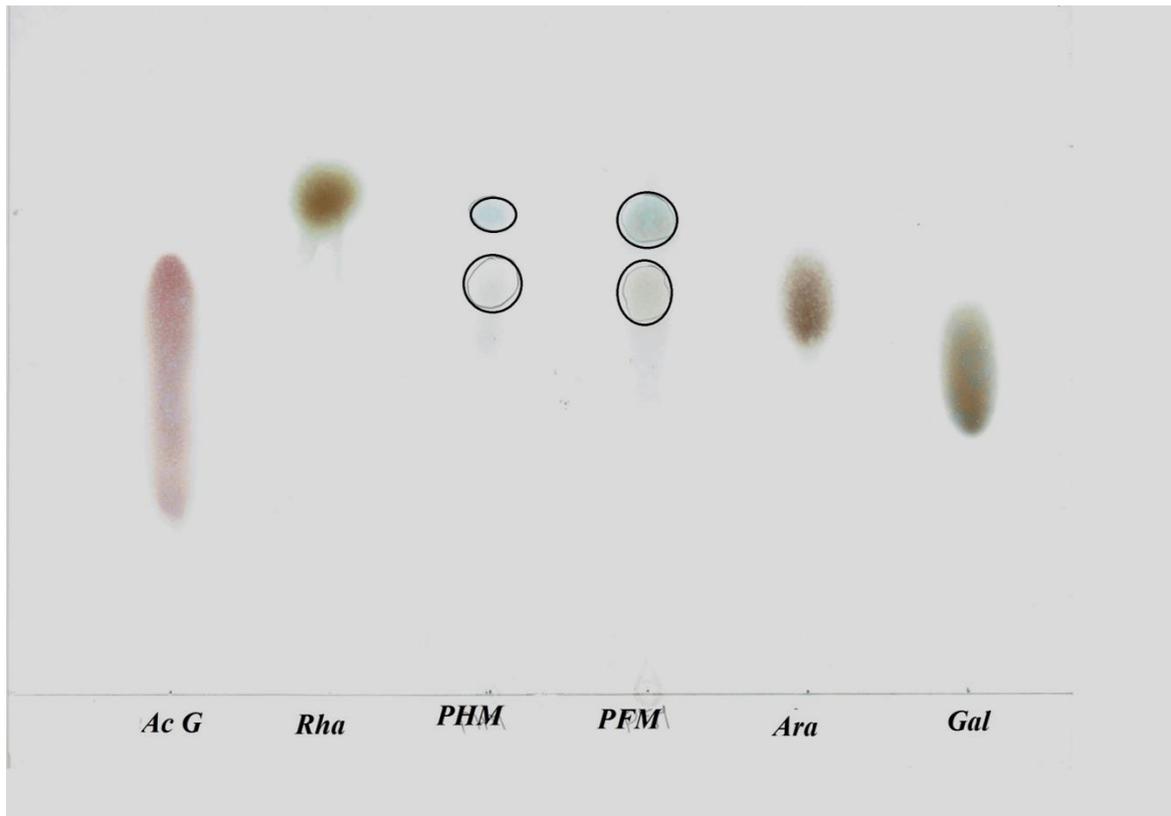


Figure 33 : chromatographie sur couche mince des l'hydrolyse les pectines de *Juncus maritimus*

Les résultats de toutes les fractions polysaccharidiques obtenues après traitement acide sont indiqués dans le tableau suivant :

Tableau 4 : Composition osidique des hémicelluloses, cellulose et pectines après avoir subi une hydrolyse acide pour le résidu pariétal.

	pectines		Hémicellulose		Cellulose
	PHM	PFM	KOH	NaOH	
La Paroi	Rhamnose	Rhamnose	Xylose	Xylose	Xylose
	Acide Galactonique	Acide Galactonique	Arabinose	Arabinose	Glucose
			Galactose		

2. Discussion :

Concerne les pectines des tiges de *Juncus maritimus*. L'analyse qualitative après hydrolyse acide partielle montre que les pectines hydrosolubles et les pectines extraites à l'Oxalate d'ammonium pour le résidu pariétal présentent des compositions analogues.

Deux oses ont été révélés par la CCM pour les **PHM** et **PFM** : Rhamnose et Acide galactonique.

La présence de Rhamnose et d'acide galacturonique dans les tiges de *Juncus maritimus* suggère que les pectines sont de type **Rhaminogalacturonique**.

Plusieurs travaux ont montré que les pectines sont majoritairement constituées de rhamnose, cet ose a été décrit comme un élément qui interrompt l'enchaînement hélicoïdal des acides polygalacturoniques, tous les 25 résidus d'acides galacturoniques (**POURELL et al., 1982**).

Des études réalisées sur les pectines des tissus foliaires monocotylédones de *Lygeum spartum* L. ont montré que les pectines de cette espèce sont constituées de deux oses, le rhamnose et l'arabinose (**ZERHOUNI, 1996**). De même, chez *Aristida pungens* L. les pectines sont constituées d'arabinose, galactose et rhamnose, ainsi que chez *Stipa tenacissima* L. (**BENYAMINA, 1996**).

Chez, l'arganier Les pectines des rameaux sont constituées de trois types des oses : xylose, arabinose, galactose (**HACHEM 2004**). Ces résultats similaires ont été obtenus sur les raquettes de *Opuntia ficus-indica*. L (**BOUKHARI et HACHEM, 2001**).

Chez *Vitis vinifera*. L, (variétés blanche et rouge), les pectines sont composées d'arabinose, glucose, rhamnose et xylose (**BELMOKHTAR, 2002**), et c'est la même composition osidique qui a été rencontrée chez la variété *sylvestris* de *Vitis vinifera*. L (**TAIEB BRAHIM, 2001**).

L'hydrolyse acide partielle des hémicelluloses des tiges de *Juncus maritimus* a fait apparaître deux oses neutres qui sont la xylose et l'arabinose. La présence en plus de galactose chez les hémicellulose KOH peut être expliquée par la contamination de ces extraits

hémicellulosiques par les pectines co-extraites au cours de la mise en œuvre du protocole d'extraction.

Les résultats obtenus montrent que xylose est l'ose majoritaire, ceci suggère que les hémicelluloses des tiges de *Juncus maritimus* sont de type **xylane** dont la chaîne principale est constituée de xylose. Le second ose bien représenté est l'**arabinose**.

Au vue de ces résultats, il apparaît que des résidus d'arabinose sont liés à la chaîne principale des xylanes, donc les hémicelluloses des tiges de *Juncus maritimus* sont de type **arabinoxylane**.

Des résultats similaires obtenus chez certaines monocotylédones montrent que l'hémicellulose est de type arabinoxylane, cela a été observé par **BENYAMINA (1996)**, chez *Stipa tenacissima* L. **ZERHOUNI (1996)**, chez *Lygeum spartum* L. **BENAHMED (1997)**, chez l'*Aristida pungens* L.

D'autres études sur les dicotylédones ont montré qu'il y a une variabilité au niveau de la chaîne principale des hémicelluloses.

Des arabinogalactanes, ont été montrés par **MORITA (1965)** lors de l'étude des polysaccharides de graine de Soja, également connues dans de nombreuses familles des plantes supérieures. De même, ont été détectées dans les graines de Colza (**SIDDIQUI et WOOD., 1979**), dans le bois de conifères, particulièrement le Mélèze (**HAQ et ADAMS., 1961 ; ROUDIER., 1962 ; KARACSONY et al., 1984**), ainsi que dans la canne à sucre (**BLAKE et al., 1983**).

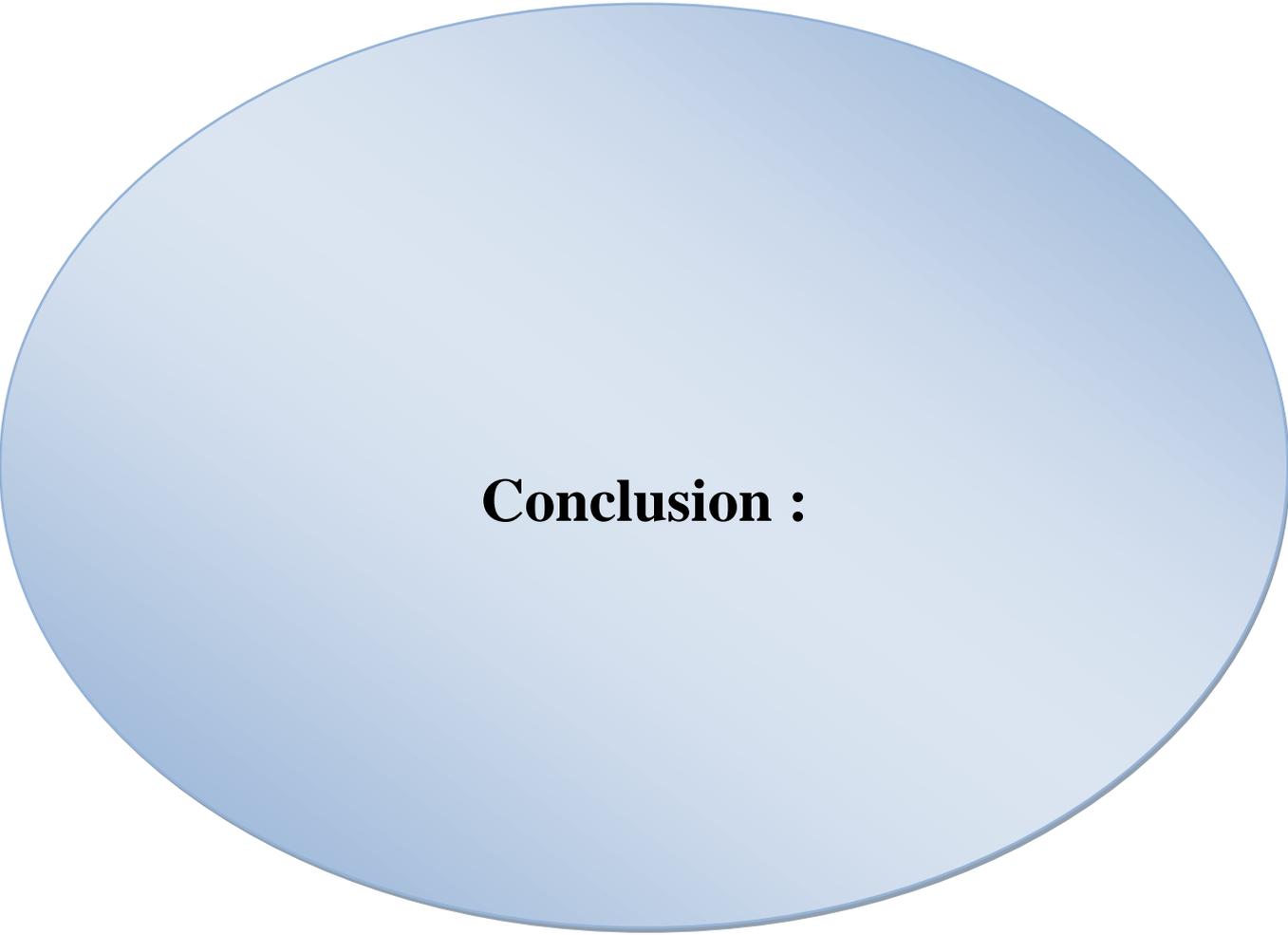
Les xylanes sont les plus connues comme constituants des parois. Ces dernières contiennent souvent l'arabinose et l'acide glucuronique (**BARNOUD et al., 1973 ; COMTAT et JOSELEAU, 1981**). Elles sont alors nommées glucuronoxylanes ou glucuronarabinoxylanes.

L'analyse de la cellulose après hydrolyse acide totale montre la présence du glucose et xylose.

Sachant que la cellulose est un enchaînement de glucose, la présence de la xylose dans cette fraction nous conduit à suggérer que l'extraction des hémicelluloses n'était pas complète puisque des résidus xylose normalement présents dans les hémicelluloses sont restés attachés à la cellulose.

Des résultats similaires ont été obtenus dans le cas d'*Aristida pungens* L. (**BENAHMED, 1997**) et *Stipa ténacissima* L. (**BENYAMINA, 1996**), c'est la xylose qui reste lié à la cellulose. Une hydrolyse acide poussée pourrait le détacher, bien que dans le cas d'une autre poacée (*Lygeum spartum* L.) (**ZERHOUNI, 1996**).

Ces résultats rejoignent ceux de **FRY (1988)** qui suggèrent que le résidu insoluble après extraction par différents agents chimiques n'est pas pur, il peut contenir du mannose et du galactose. Comme chez *Rubus fruticosus* **CARTIER (1986)** et dans les fibres de Lin, la cellulose contient du galactose, de la xylose et du mannose (**DOUGALL, 1993**).



Conclusion :

conclusion

Notre étude se proposait à l'origine de suivre comme axe directeur, l'isolement des macromolécules pariétales (cellulose hémicellulose, pectines) du *Juncus maritimus*.

Pour l'extraction et l'isolement des polysaccharides à partir des tiges, nous avons utilisés des solutions alcalines de KOH à 24% et de NaOH à 24% dans le cas des hémicelluloses et la cellulose. Quant aux pectines, nous les avons extraites à l'eau bouillante et à l'Oxalate d'amomum à 0,1%.

Cette étude biochimique des tiges de *Juncus maritimus* montrent que la paroi occupe (**33.5%**) de la biomasse des tiges, composée de : Pectines (**2.8%**), d'Hémicellulose (**7.1%**) et de Cellulose (**23.6%**).

L'analyse des polysaccharides obtenus par chromatographie sur couche mince (CCM) a montré que les pectines sont de type **Rhamnogalacturonane (RG)**, les Hémicelluloses sont de type **Arabinoxylane** et la cellulose est constituée essentiellement de glucose.

Sur le plan de perspectives, Il serait intéressant à faire appel à des techniques plus fines de fractionnement et de caractérisation telles que CPG, HPLC, CPG-MS et RMN pour mieux identifier et valoriser ces polysaccharides pariétaux dans différents domaines tel que l'industrie agroalimentaire et pharmaceutique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **BrinK.M § Achigan-Dako.E.G;2012.** Ressources végétales de l'Afrique tropicale 16 Plante à fibres
- **HACHEM;2004** *ETUDE BIOCHIMIQUE ET HISTOCHIMIQUE DES RAMEAUXCAULINAIRES DE L'ARGANIER (Argania spinosa L. SKEELS)*
- **HACHEM ;2014** Extraction, dosage, analyse biochimique et structurales des polysaccharides pariétaux de l'Arganier *Argania spinosa* (L.). Valorisation dans la biosorption du Plomb et du Cadmium.
- **Joseph Duval ;Jouve ;1872.** De quelque Juncus a feuilles cloisonnées et en particulier
- **Plusieurs Professeures du Jardin du Roi, et Principales Ecoles de Paris ;1822.** DICTIONNAIRE DES SCIENCES NATURELLES

REFERENCES D'INTERNET

- www.botagora.fr/Portals/0/Groupe.../Fiche%20NMP%20Joncées.pdf
- www.obs-banyuls.fr/UVED/module/fiche_taxon/fiche_taxon_numero_578.html
- United States Department of Agriculture Natural Resources Conservation Service
- M. Benslimane *et al.* / Larhyss Journal, 22 (2015), 167-181