



Article original

Caractérisation et valorisation des polysaccharides pariétaux d'*Urginea pancration* (Steinh) Phil. de Djebel Tessala (Nord-Ouest Algérien)

*Characterization and valorization of cell wall polysaccharides of *Urginea pancration* (Steinh) Phil. from Tessala Mountain (north-west of Algeria)*

**Bouzidi Mohamed Ali*, Latrèche Ali*, Attaoui Ilhem*, Mehdadi Zoheir*,
Benyahia Mohamed**, Bouguenaya Nadia** et Meliani Hbib****

*Laboratoire de Biodiversité Végétale: Conservation and Valorisation, Département des Sciences de l'Environnement, Université Djillali Liabès, BP 89 Sidi Bel Abbès, Algérie.

** Département des Sciences de l'Environnement, Université Djillali Liabès, BP 89 Sidi Bel Abbès, Algérie.
E-mail : bouzidi_bio@yahoo.fr

RESUME

Dans le cadre de la valorisation des espèces végétales méditerranéennes, nous avons mené une étude sur la variation de la composition en polysaccharides pariétaux d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil. contenus dans le bulbe et dans le feuillage.

Les résultats de cette étude révèlent une richesse en cellulose d'une moyenne de 68,40% et en pectines avec une moyenne de 11%.

L'étude de la composition osidique de la cellulose par Chromatographie sur couches minces révèle la présence du glucose comme sucre majoritaire et quelques traces de xylose dans les deux parties analysées de l'espèce. Pour les hémicelluloses, elle indique la présence de xylose, d'arabinose et de glucose dans les feuilles, par contre dans les bulbes elles ne sont composées que de xylose et de glucose.

MOTS CLÉS: Valorisation, *Urginea pancration* (Steinh) Phil., Polysaccharides pariétaux

ABSTRACT

As part in valorization of Mediterranean plant species, we have study the variation composition of cell wall polysaccharides of *Urginea pancration* (Steinh.) Phil. contained in the bulb and foliage.

The results of this study reveal a wealth of cellulose from an average of 68.40% and pectin with an average of 11%.

The study of the saccharide composition of cellulose by thin layer chromatography revealed the presence of glucose as sugar majority and traces of xylose in both parties analyzed of the species. For hemicelluloses, it indicates the presence of xylose, arabinose and glucose in the leaves, by cons in the bulbs they are composed only of xylose and glucose.

KEYWORDS: Valorization, *Urginea pancration* (Steinh) Phil., Cell Wall Polysaccharides.



INTRODUCTION :

Urginea pancration (Steinh.) Phil. est une Hyacinthaceae très répandu en région méditerranéenne. Dans la flore de l'Afrique du nord [1], le nom correct est *Urginea maritima* (L.) Baker var. *pancratium* (Steinh.) Baker. Pour [2], il s'agit d'*Urginea pancration* (Steinh.) Philippe., Selon Manning & Goldblatt (2003), c'est *Drimys pancration* (Steinh.) J.C. Manning & Goldblatt [3] et pour Dobignard (2008) le nom correct est *Charybdis pancration* (Steinh.) Speta [4].

Cette espèce a fait l'objet de multiples travaux concernant sa caryologie dans le but de sa classification [2-3, 5-7]. Cependant peu de travaux relatifs à sa valorisation biochimique ont été entrepris [8-9]. En plus, aucun travail sur le plan macromoléculaire n'a été fait jusqu'à présent.

C'est dans ce contexte que s'inscrivent les objectifs du présent travail, qui suit la composition d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil. en polysaccharides pariétaux contenus dans les feuilles et dans le bulbe prélevée dans des conditions naturelles.

PARTIE EXPERIMENTAL :

Matériel biologique :

L'espèce est prélevée dans Djebel Tessala, zone montagnarde au nord de la ville de Sidi Bel Abbès (Algérie occidentale) en Mai 2008. Un spécimen est déposé dans l'herbier de la faculté des sciences de l'université Djillali Liabès.

Extraction des polysaccharides :

1-Préparation de la poudre végétale et du résidu pariétal :

Après avoir été collectée sur terrain à l'aide d'une sape, l'espèce est ramenée dans un sac hermétique bien fermé. Arrivé au laboratoire, les feuilles et le bulbe d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil. sont séparés par un couteau. La matière sèche et la préparation de la poudre végétale sont faites selon la norme NF B 51-004. Pour cela, les deux parties composantes de l'espèce sont découpées en petits fragments et pesées pour déterminer leurs poids frais (PF). Elles sont ensuite étalées sur deux plaques métalliques et mises à sécher à l'étuve à une température de 80°C pendant 48 heures. Après

refroidissement dans un dessiccateur, les fragments sont repesés pour déterminer le poids sec (PS), la différence entre les deux poids donne la teneur en eau (TE) estimée en pourcentage, puis ils sont réduits en poudre par un broyeur à couteau de type MF10 basic IKA WERKE muni d'un filtre à maille de 0.25µm. Directement, le résidu pariétal (RP) est obtenu par la méthode de Harche *et al.* [10] dont le principe est de mettre en agitation, pendant 14 heures et sous hotte, 50g de poudre végétale avec un mélange Ethanol-Tholuène (1V-1V). Afin d'éliminer les lipides solubles, les tanins et autres constituants cytoplasmiques, l'opération est répétée deux fois. Après filtration sur toile à blüter, le résidu pariétal contenant les lignines, la cellulose, les hémicelluloses et les pectines est mis dans l'éthanol sous agitation durant deux heures afin d'éliminer les traces du toluène, il est ensuite rincé quatre fois à l'eau distillée, et une dernière fois à l'acétone, puis séché à l'étuve à 60°C pendant 24 heures. Il est à noter que ce protocole est effectué sur les deux poudres végétales (bulbe et feuillage).

Les deux résidus obtenus sont mis dans des bocaux bien fermés puis conservés dans le dessiccateur.

2-Extraction de la cellulose et des hémicelluloses :

Avant cette opération, une délignification du résidu pariétal est faite. Ce procédé permet de rompre les liaisons lignines-polysaccharides et par conséquent de visualiser le maximum de polysaccharides extraits.

Pour cela, 15g de résidu pariétal sont mélangés à 150ml d'eau, 1ml d'acide acétique et 5g de chlorite de sodium, le tout est mis en agitation à 80°C pendant 14 heures sous hotte. Puis, 5g de chlorite de sodium et 1ml d'acide acétique sont ajoutés au mélange, le tout est laissé en agitation pendant 13 heures.

Après filtration sur toile à blüter, le résidu est lavé à l'eau distillée et à l'éthanol puis mis à sécher à l'étuve à 60°C pendant 24 heures pour être conservé ensuite dans des petites boîtes à l'intérieur d'un dessiccateur.

Pour l'extraction de la cellulose et des hémicelluloses, on a choisi le protocole de



Chanda *et al.* [11]. Pour cela, 5g de résidu pariétal délignifié sont introduites dans un erlen contenant 100ml de NaOH à 4% et mis sous agitation pendant 14heures.

Après filtration sur toile à blüter, le résidu est lavé avec de l'eau distillée puis avec l'acétone, ensuite séché à l'étuve à 60°C pendant 14heures et enfin pesé. Cette partie représente la fraction cellulosique.

Les deux filtrats obtenus sont neutralisés par l'acide acétique pur, puis précipités dans l'éthanol (1V-3V) pendant 14heures.

Après centrifugation à 3600t/min pendant 30 minutes, le culot est lavé par l'eau distillée puis par l'acétone, ensuite séché à l'étuve à 60°C pendant 14heures et enfin pesé. Cette partie représente la fraction hémicellulosique.

3- Extraction des pectines :

Les pectines hautement méthylées (PHM) sont extraites à l'eau bouillante selon le protocole de Thibault (1980), tandis que les pectines faiblement méthylées (PFM) sont extraite à l'EDTA (Ethyène Tétra Acétique) selon le protocole de Lamport (1970) modifié par Thibault (1980) [12].

Pour les PHM, 5g de résidu pariétal sont mis dans un erlen contenant 100ml d'eau distillée sous agitation pendant 14heures, puis mis à ébullition sous reflux deux fois deux heures, après filtration sur toile à bluter ; le filtrat est concentré au rotavapor. Le filtrat obtenu est précipité dans l'acétone à froid (1V-2V) pendant 14heures, après centrifugation, le culot est lavé à l'eau distillée, à l'alcool puis séché à l'étuve à 50°C et pesé, il constitue les pectines hautement méthylées.

Il est à noter que tous les protocoles d'extraction sont répétés trois fois.

4- Analyse qualitative par CCM :

La chromatographie sur couche mince (CCM) est utilisée pour déterminer la composition qualitative en oses polysaccharidiques pariétaux. Cette technique a été utilisée par Randerath (1971). A cet effet, des chromatographies monodimensionnelles ont été effectuées sur des plaques en gel de silice 60G polygram (Merk) de 0.25mm d'épaisseur.

Avant d'être analysés, les polysaccharides pariétaux des feuilles et du bulbe d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil. ont subit deux types

d'hydrolyse : la première est dite hydrolyse acide partielle où les pectines et les hémicelluloses sont dilués par les acides, propriétés qui les distinguent de la cellulose. La méthode utilisée est celle décrite par Harche *et al.* [10]. Pour la réalisation ; dans des tubes à vis contenant 100mg de fraction pectique ou hémicellulosique, on ajoute 2ml d'H₂SO₄ à 1N. Ces tubes sont bien fermés et placés pendant 4heures au bain marie à une température de 100°C.

Les hydrolysats sont filtrés 3 fois sous vide sur filtre Buchner en verre fritté n°7. Le résidu insoluble est rincé à l'eau distillé puis éliminé. Les filtrats sont neutralisés par le carbonate de strontium, puis gardés à une température de 0°C jusqu'à l'analyse.

Pour la deuxième, dite hydrolyse acide totale, la cellulose est hydrolysée par la technique de Harche *et al.* [13]. A cet effet, 10mg de cellulose et 1ml d'H₂SO₄ à 72%, sont placés dans des tube à vis bien fermés pendant 2 heures à la température ambiante. Le volume est en ensuite complété avec 9ml d'eau distillé afin d'obtenir H₂SO₄ à 1N, l'hydrolyse est poursuivie pendant 2 heures au bain Marie à 100°C.

Après filtration sur verre fritté, le filtrat est neutralisé par le carbonate de strontium puis gardé à une température de 0°C jusqu'à l'analyse. Ensuite une préparation des solutions des sucres témoins à une concentration de 0.025g/ml dans de l'eau distillée est effectuée, il s'agit du D-Glucose, D-Fructose, D-Galactose, D-xylose, L-Rhamnose et D-Arabinose. Suivie d'une préparation du révélateur des sucres, qui est l'aniline diphénylamine (DPA)-acide phosphorique à 85% 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, on mélange les deux solutions avec 10ml d'acide phosphorique.

Le dépôt des échantillons s'effectue sur des repères distants à l'aide d'une seringue, qui permet de déposer des gouttes qui ne dépassant pas 2mm de diamètres.

Les témoins sont déposés dans les mêmes conditions pour pouvoir identifier les échantillons. Après le séchage des chromatogrammes, la plaque est placée verticalement dans la cuve contenant le



solvant de migration (60ml d'acétate d'éthyle sont mélangés à 15ml d'acide acétique, 15ml de méthanol et 10ml d'eau distillée) et à saturation.

La migration est arrêtée au bout de 3 heures lorsque le front du solvant atteint une hauteur de 16 cm. Après séchage à l'air libre, la position des oses est révélée par pulvérisation du révélateur sous hotte suivie d'un séchage à l'étuve pendant 10 minutes à 100°C.

RESULTATS ET DISCUSSIONS :

Les valeurs obtenues de la teneur en eau des différentes parties d'*Urginea pancration* (Steinh) Phil. regroupées sur le tableau 1 montre une importante contenance en cet élément de l'ordre de 87,75% dans les feuilles et de 77,07% dans le bulbe.

Tableau I : Résultats de la teneur en eau dans la partie aérienne et souterraine d'*Urginea pancration* (Steinh) Phil.

	PF (g)	PS (g)	TE (g)	TE (%)
Feuillage	358,33	43,88	314,45	87,75
Bulbe	1265,12	290,09	975,03	77,07

PF : poids frais, PS : poids sec, TE : teneur en eau.

La variation de la teneur en eau entre la partie souterraine et aérienne s'explique par le mécanisme de transport d'eau dans la plante. Les racines puisent cette eau tandis que son stockage se fait au niveau des cellules de la partie aérienne (feuille), lieu des différentes réactions métaboliques où elle participe à la photosynthèse dont les plantes ont besoin pour se développer [15].

L'isolement de la paroi des tissus d'*Urginea pancration* (Steinh) Phil. à permis l'obtention de (68,6 ± 0,19)% de résidu pariétal brut pour les feuilles et de (58,6 ± 0,09)% dans le bulbe. Ces résultats ont permis d'indiquer que la fraction pariétale rencontrée dans les feuilles est plus importante que celles rencontrée dans le bulbe (tableau 2). Par rapport à d'autres espèces, tel le maïs qui renferme 43% et *Stipa tenacissima* L. avec 53%, notre espèce renferme une richesse plus importante en masse pariétale des tissus foliaires d'*Urginea pancration* (Steinh) Phil. mais ces

mêmes proportions ont été trouvés chez *Lygeum spartum* L. et *Aristida pungens* L. La cellulose dans les feuilles présente (3,52 ± 0,09)g pour 5g de résidu pariétal délignifié soit un pourcentage de (70,4 ± 1,8)%. Quant aux hémicelluloses, ils ne présentent que (0,71 ± 0,04)g de 5g de résidu pariétale soit environ (14,20 ± 0,8)% (tableau 2). Pour le même poids de résidu pariétal délignifié obtenu à partir du bulbe, la cellulose offre (66,4 ± 1,6)% de 5g soit (3,32 ± 0,08)g. Les hémicelluloses ne présentent que (0,7 ± 0,02)g soit un taux de (14 ± 0,4)%. Nos résultats indiquent une forte richesse en cellulose dans notre espèce par rapport à d'autres taxons tels que *Stipa tenacissima* L. avec 54% et *Populus alba* L. qui ne renferme que 22% [10,16]. Par contre, le dosage pondéral des hémicelluloses a fourni un taux plus faible dans notre espèce par rapport aux mêmes taxons sus cités qui renferment respectivement 47,52% et 25,02%. Ainsi, cette faible teneur explique le rôle que joue les hémicelluloses dans l'élasticité des parois végétales, plus le taux des hémicelluloses diminue, plus la paroi devient incassable [17]. La concentration des pectines hautement méthylées dans les feuilles est de (8,8 ± 0,2)% (tableau 2), au niveau du bulbe elle est de l'ordre de (6,5 ± 0,1)% de 5g. On note des taux faibles pour les pectines faiblement méthylées dans les feuilles qui ne renferment que (4,4 ± 0,03)% et dans le bulbe présentes avec une teneur de (2,4 ± 0,02)%. Par rapport à d'autres espèces telles que *Stipa tenacissima* L. qui offre 0,28% et *Aristida pungens* L. 2,24% de pectines [13], *Urginea pancration* (Steinh) Phil. présente des taux plus importants, mais ils restent faibles par rapport à d'autres plantes car les pectines sont localisées principalement dans la paroi primaire et la lamelle mitoyenne des plantes vasculaires. Ce sont les composants principaux des parois primaires des dicotylédones ; les pectines sont présentes en quantités moindres dans les parois des monocotylédones, en particulier des graminées



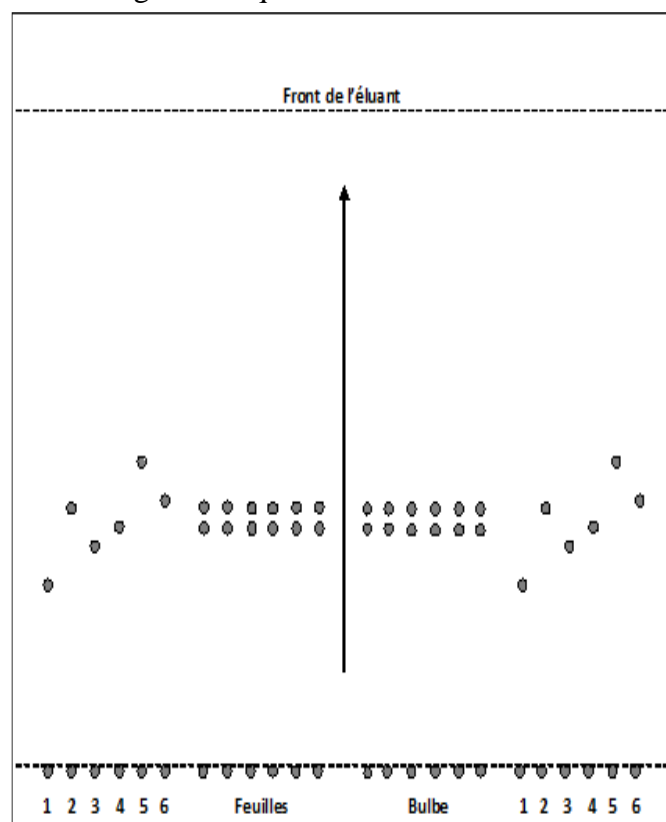
Tableau II : Composition en polysaccharide (%) d'*Urginea pancrati* (Steinh) Phil

Composition		Pourcentage (%)
Résidu pariétal (RP) (Quantité/50g de PV)	Feuillage	68,6 ± 0,19
	Bulbe	58,6 ± 0,09
Cellulose (Quantité/5g de RP)	Feuillage	70,4 ± 1,8
	Bulbe	66,4 ± 1,6
Hémicelluloses (Quantité/5g de RP)	Feuillage	14,20 ± 0,8
	Bulbe	14 ± 0,4
Pectines hautement méthylées (Quantité/5g de RP)	Feuillage	8,8 ± 0,2
	Bulbe	6,4 ± 0,1
Pectines faiblement méthylées (Quantité/5g de RP)	Feuillage	4,4 ± 0,03
	Bulbe	2,4 ± 0,02

Les résultats de la chromatographie sur couche mince après une hydrolyse acide total de la cellulose, révèlent la présence de deux spots pour les feuilles et le bulbe, ils correspondent à celui du glucose et xylose (fig. 2). Or, la cellulose est normalement une macromolécule tendue constituée uniquement de monomère de glucose relié en β (1→4) [18].

Ces résultats montrent l'impureté de la cellulose, puisque les résidus de xylose caractéristiques des hémicelluloses restent liés à la cellulose. Ceci

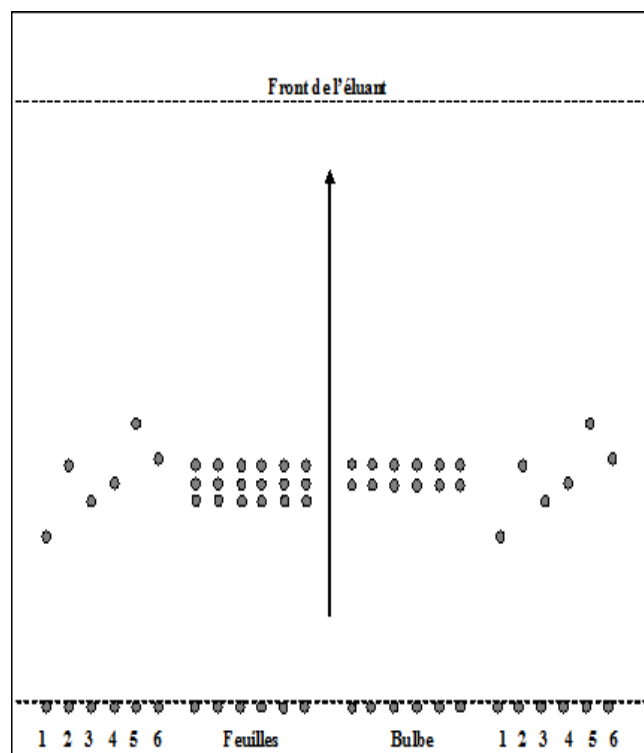
signifie que la xylose est lié de façon covalente à la chaîne glucosidique



1 : Galactose, 2 : Xylose, 3 : Arabinose, 4 : Glucose, 5 : Rhamnose, 6 : Galactose, ↑ : sens de migration

Figure 2 : Schématisation de la plaque de CCM contenant la composition osidique de la cellulose de la paroi des tissus foliaires et du bulbe d'*Urginea pancrati* (Steinh) Phil.

Les résultats obtenus après hydrolyse partielle des fractions hémicellulosiques font apparaître l'existence de trois spots qui correspondent à ceux du glucose, le xylose et l'arabinose dans les feuilles. Par contre deux spots seulement sont observés chez le bulbe correspondant à celui du glucose et xylose.



1 : Galactose, 2 : Xylose, 3 : Arabinose, 4 : Glucose, 5 : Rhamnose, 6 : Galactose, ↑ : sens de migration

Figure 3 : Schématisation de la plaque de CCM contenant la composition osidiques des hémicelluloses de la paroi des tissus foliaires et du bulbe d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil.

A partir de ces résultats, nous constatons une variabilité en composition osidique des hémicelluloses entre les feuilles et le bulbe.

Dans le bulbe, les hémicelluloses ne sont formées que de glucose et xylose. Cela convient de dire qu'ils sont de type xyloglucane constitué d'une chaîne linéaire de glucose, comme dans la cellulose, mais présentent des ramifications formées de courtes séquences d'unités xyloses. Ce sont ces liaisons qui donnent la rigidité des plantes [18-20].

La présence d'arabinose et de xylose dans les feuilles permet de mettre en évidence des hémicelluloses de type arabinoxylane comme chez certaines monocotylédones. Ainsi, ces composés selon l'origine, le tissu ou le type cellulaire et selon le stade de maturité des tissus génèrent une grande diversité structurale [21-23].

CONCLUSION :

Le suivie de la composition en polysaccharides pariétaux contenue dans le bulbe et le feuillage d'*Urginea pancration* (Steinh.) Phil. à permis d'établir un certain classement par ordre décroissant dans les fractions pariétales, soit :

Cellulose > PHM > PFM > Hémicellulose.

Ainsi, l'analyse quantitative et qualitative révèle une richesse en cellulose d'une moyenne de 68,40% et en pectines avec une moyenne de 11%.

Les teneurs élevées en cellulose nous permettent de valoriser l'espèce dans l'industrie papetière comme matière première pour la fabrication de la pâte à papier.

L'étude de la composition osidique de la cellulose qui est le constituant majeur du résidu pariétal par CCM révèle la présence du glucose comme sucre majoritaire et quelques traces de xylose dans les deux parties analysées de l'espèce.

L'analyse par CCM des hémicelluloses indique la présence de xylose, d'arabinose et de glucose dans les feuilles, par contre dans les bulbes elles ne sont composées que de xylose et de glucose.

La présence de la xylose dans la construction des hémicelluloses et son existence sous forme de trace liée à la cellulose, nous incite à trouver des protocoles de purification de ce sucre qui donne le xylitol, monosaccharide utilisé comme agent sucrant chez les diabétiques.

Il serait intéressant également de réaliser des analyses plus poussées sur les polysaccharides en utilisant d'autres techniques plus performantes tel que HPLC ou CPG ou par couplage CPG-SAA, et ce dans le but d'identifier et de caractériser leurs dérivés.

En plus, il est souhaitable de compléter cette étude par une autre caryologique, ce qui permettra de déceler les cytotypes pouvant exister chez cette espèce et donc apporter de nouveaux éléments en matière de sa taxonomie.

REFERENCES

- [1] Maire R. *Flore de l'Afrique du nord*. Vol. V. Ed. Le Chevalier. Paris, 1958, 250p.
- [2] Speta F. Karyosystematik, Kultur und Verwendung der Meerzwiebel (Urginea STEINH., Liliaceae s.l.). *Katalog Oberösterreich. Landesmuseums 105, zugleich Linzer Biol. Beiträge*, 1980, 12 (1), 193 - 238.
- [3] Rossello JA., Castro M. and Fraga P. New records of diploid *Urginea* pancratium (Hyacinthaceae) in Cabrera (Balearic Islands). *Flora Montiberica*, 2005, 31(7), 44-46.
- [4] Conservatoire et jardin botanique. Plante à fleurs d'Afrique, <http://www.ville-ge.ch/cjb/bd/africa/index.php?langue=fr> (Consultation le 16/01/2008).
- [5] Speta F. Die Echte und die Falsche Meerzwiebel: *Charybdis SPETA* und *Stellarioides MEDICUS* (Hyacinthaceae), mit Neubeschreibungen und Neukombinationen im Anhang. *zugleich Kataloge des OÖ. Landesmuseums. Neue Folge*, 2001, 164, 139-176.
- [6] Özhartay N. Diversity of bulbous monocots in Turkey with special reference: Chromosome numbers. *Appl. Chem.*, 2002, 4 (74), 547-555.
- [7] Pfosser M. and Speta F. From Scilla to Charybdis – is our voyage safer now? *Plant Syst. Evol.*, 2004, 246, 245-263.
- [8] Fabricant DS. and Farnsworth NR. The Value of Plants Used in Traditional Medicine for Drug Discovery. *Environmental Health Perspectives*, 2001, 109, 69-75.
- [9] Ygartua P., Fernandez M., Arrupe T. and Vega FA. Nuevos glicoflavonoides en los bulbos de *Urginea*. *Anal. Inst. Bot. Cavanilles*, 1978, 85, 341-352.
- [10] Harche M., Tollier MT., Monties B. and Catesson AM. Caractérisation comparée des constituants (polyosides, lignines et acides phénoliques) des parois cellulaires de trois Graminées sub-désertiques pérennes : *Stipa tenacissima* L., *Lygeum spartum* L. et *Aristida pungens* L. *Cellulose. Chem. Technol.*, 1991, 25, 11-17.
- [11] Chanda S.K., Hirst E.L., Jones J.K.N and Percivale E.G.V.. The construction of xylan from esparto grass (*Stipa tenacissima* L.). *J. Chem. Soc.*, 1950, 1289-1297.
- [12] Monties B. *Les lignines*. In : *les polymères végétaux*. Ed. Gautier Villars, Paris, 1980, 122-155.
- [13] Harche M., Tarzels D. and Catesson AM. Etude expérimentale de la lignification des fibres foliaires de l'Alfa (*Stipa tenacissima* L.). *Ann. Sc. Nat. Bot.*, 1989, 0, 27-34.
- [14] Makoumbou U. *Raffinage des agroressources : La valorisation séquentielle des sous produits de censerrie de Maïs-Doux*. Thèse Doc. INP. Toulouse, 1988, 325p.
- [15] Hoffmann L. *Etude du métabolisme des phénylpropanoïdes; analyse de l'interaction de la caféoyl-coenzyme A 3-O-méthyltransférase (CCoAOMT) avec son substrat et caractérisation fonctionnelle d'une nouvelle acyltransférase, l'Hydroxycinnamoyl-CoA: shikimate/quinat hydroxycinnamoyl Transférase (HCT)*. Thèse Doc. Univ. Strasbourg, 2003, 166p.
- [16] Cartier N. *Les polysaccharides de la paroi primaire des cellules de Rubus fruticosus Mill. cultivées en suspension: intervention des polysidases endogènes dans leur réarrangement au cours de la croissance*. Thèse Doc. Univ. Grenoble, 1986, 466p.
- [17] Heller R.. *Physiologie végétale Tome. 2 : Développement*. Ed. Dunod, 2000, 366p.
- [18] Guignard JL. *Biochimie végétale*. 2^{ème} édition, préface de pierre Potier. Ed. Dunod. Paris, 2000, 274p.
- [19] Mcneil M., Albersheim P., Taiz L. and Jones R. The structure of plant cell walls. *Plant Physiology*, 1975, 55-64.
- [20] Hayashi K., Mardsen M. and Delmar D. Pea xyloglucan and cellulose: xyloglucan-cellulose interactions in vitro and in vivo. *Plant Physiology*, 1987, 83-384.
- [21] Buchala AJ. and Wilkie KCB. Total hemicelluloses from wheat at different stages of growth. *Phytochemistry*, 1973, 12, 450-499.
- [22] Roland JC. *Visualisation des polysaccharides au niveau ultrastructural*. Dans : *Les Polymères Végétaux. Polymères Pariétaux et Alimentaires non azotés*. Ed. Gauthier-Villars. Paris, 1980, 150p.
- [23] Rajnchapel MJ. and Vincent C. Les polysaccharides. *Biofutur*, 1986, 10, 17-30.