

Ampteatu

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS

"ANALISIS FITOQUIMICO Y APLICACION QUIMIOTAXONOMICA DE

LOS MUCILAGOS DE ORIGEN FOLIAR DE LAS ESPECIES DE

Chorisia H.B.K. (Bombacaceae) QUE CRECEN EN EL PAIS"

N° 672 (1)

POR

NORA SILVIA PRIOLO de LUFRANO

1979

N° 672 (1)

27-12-79

69/85

LIV. S. 49.6.11

Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Exactas
Biblioteca
50 y 115 1° subsuelo
biblioteca@exactas.unp.edu.ar
Tel 0221 422-6977/79 int. 129



DEX-49615

U N I V E R S I D A D N A C I O N A L D E L A P L A T A

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS

"Análisis fitoquímico y aplicación quimiotaxonómica de
los mucílagos de origen foliar de las especies de
Chorisia H.B.K. (Bombacaceae) que crecen en el país"

por

NORA SILVIA PRIOLO de LUFRANO

1979



27-12-79
E.69185 Inv. B.496 A.S.

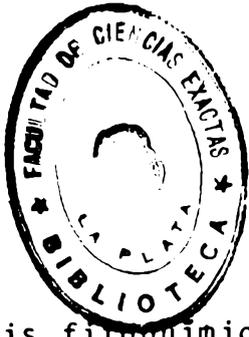
672 (1)

a mi esposo,

a mis hijos

El presente Trabajo de Tesis fue realizado en la Cátedra de Botánica, bajo la dirección del Profesor Dr. Néstor Oscar Caffini, con el apoyo de subsidios de la Comisión de Investigaciones Científicas de la Pcia. de Buenos Aires y de la Secretaría de Estado de Ciencia y Técnica. Durante su ejecución la autora revistó en carácter de becaria de la primera de las instituciones mencionadas.

Deseo expresar mi profundo agradecimiento al Profesor Dr. Néstor Oscar Caffini, por su resuelta amistad y comprensión, por su valiosa crítica y su generosidad para brindarme la ayuda y la guía necesaria en la concreción del presente trabajo. Quiero además atestiguar mi gratitud y aprecio a los Profesores Marta T. Nájera y Dr. Manuel G. Escalante, por su amplio humanitarismo y por la sabiduría de sus consejos en todo tiempo. Finalmente, vaya también mi reconocimiento a los compañeros de labor, quienes siempre me han prestado su eficiente y desinteresado apoyo.



"Análisis fitoquímico y aplicación quimiotaxonómica de los mucílagos de origen foliar de las especies de *Chorisia* H.B.K. (Bombacaceae) que crecen en el país" (1)

por Nora Silvia Priolo de Lufrano (2)

Los mucílagos son heteropolisacáridos de amplia distribución en todo el Reino Vegetal, caracterizados por formar soluciones coloidales cuando se ponen en contacto con el agua, adquiriendo de este modo propiedades viscosantes y adhesivas a las que deben el intenso uso que el hombre ha hecho de ellos desde los tiempos más remotos (Mantell, 1947).

Resulta difícil hacer referencia al término *mucílago* - sin asociarlo al de *goma*, debido a que no existe una diferenciación neta entre ambos productos vegetales, ya que además de poseer propiedades físicas similares, su composición química también lo es: en ambos casos se han aislado hexosas (D-Galactosa, D-Glucosa y D-Manosa y con menor frecuencia D-Fructosa), pentosas (D-Xilosa, L-Arabinosa y más raramente D-Ribosa), desoxiazúcares (L-Rhamnosa y L-Fucosa) y azúcares ácidos (D-Galacturónico, D-Glucurónico y D-Manurónico), a menudo en forma de sales de calcio, magnesio o potasio. En algunos casos más complejos ha sido posible observar además la presencia de derivados acetilados, sulfatados o metilados.

En consecuencia, el único criterio válido de diferenciación es el que tiene en cuenta la forma en que estos productos naturales se encuentran en el cuerpo del vegetal. De esta manera las *gomas* serían exudaciones provenientes de un metabolismo anormal -

(1) Tesis para optar al grado de Doctor en Ciencias Bioquímicas

(2) Licenciada en Ciencias Bioquímicas

ocasionado por heridas, picaduras de insectos, contaminación bacteriana o fúngica o condiciones ambientales desfavorables, que puestas en contacto con el aire forman masas amorfas que suelen quedar adheridas a la superficie del vegetal. Los *mucílagos* en cambio resultarían productos normales de la actividad celular, manteniéndose en el interior de los órganos que los originan, contenidos en células, cavidades glandulares u otras estructuras histológicas adecuadas (Smith y Montgomery, 1959).

Los mucílagos pueden localizarse en distintos órganos del vegetal, tales como tallos, raíces, hojas, frutos, semillas e incluso flores y su función principal sería la de actuar como reservorios de agua, previniendo la desecación. Además, por ser producto del metabolismo normal de la planta podrían considerarse como sustancias de reserva, al igual que el almidón. Tharanathan (1977).

La importancia de este tipo de sustancias está determinada por la profusa utilización que se hace de ellas, tanto en los campos farmacológico y bromatológico como en variados procesos industriales.

Aún cuando existe un gran número de estudios fitoquímicos sobre mucílagos de plantas superiores, son pocos los referidos a especies incluídas dentro del orden Malvales, que precisamente se caracterizan por producir este tipo de sustancias. Sólo han sido estudiados los mucílagos de quince especies de Malvales, de los cuales únicamente dos pertenecen a la familia Bombacaceae: el mucílagos de flores de *Bombax malabaricum* DC y el de hojas de *Adansonia digitata* L.

En cuanto al género *Chorisia* H.B.K. los únicos antecedentes fitoquímicos se remontan a la observación de Domínguez et al. (1928) señalando la presencia de mucílagos en hojas y tallos de *Ch. insignis* H.B.K. y *Ch. speciosa* St. Hil. y más recientemente al trabajo de Coussio (1965) sobre el aislamiento del heterósido rohiolina en las cuatro especies cuyos mucílagos se analizan en esta

oportunidad.

El objetivo de este trabajo es el análisis de los mucílagos de hojas de las cuatro especies del género *Chorisia* H.B.K. que crecen en el país: *Ch. insignis* H.B.K., *Ch. pubiflora* (St.Hil) Dawson, *Ch. speciosa* St.Hil y *Ch. crispiflora* H.B.K.

El estudio de las características físicas y químicas de los mismos, independientemente del aporte al conocimiento fitoquímico de especies de nuestra Flora, brinda la información básica necesaria para decidir su posible aprovechamiento industrial. Por otra parte existe la pretensión de utilizar los datos provistos por el análisis de estos mucílagos con fines quimiotaxonómicos, tanto a nivel genérico como específico.

REVISION BIBLIOGRAFICA

El Género *Chorisia* H.B.K.

Mucílagos y gomas: relaciones y
diferencias

Distribución de mucílagos en
plantas superiores.

Clasificación de mucílagos.

Composición de mucílagos.

Usos y Aplicaciones.

Aplicación quimiotaxonómica del
estudio de mucílagos.

El género *Chorisia* H.B.K.

El género *Chorisia* fue fundado por Friedrich A. von Humboldt, Aimé Bonpland y Karl S. Kunth (Nova Genera et Species, 5: 295, t. 485, 1821), separándolo de *Bombax* por el androceo doble, es decir formado por un ciclo interno de estambres fértiles monadelfos y un ciclo externo de estambres cortos estériles (estaminodios).

Conjuntamente con el género *Chorisia* se mencionan por primera vez dos especies: *Ch. insignis*, cuya descripción original está en la página 297 de la obra mencionada, y *Ch. crispiflora*, a la que se alude en los renglones anteriores y de la cual no hay descripción. Para ambas especies se cita la Lámina 485, en la cual la primera especie está ilustrada en la Figura 1 y la segunda en la Figura 2. De tomarse la Figura 2 como descripción de *Ch. crispiflora*, es indudable que *Ch. insignis* resulta la especie genérica.

Auguste de Saint Hilaire en su Flora Brasiliensis Meridionalis (1 (2): 267, 1827) incluye dos especies de *Chorisia*: *Ch. speciosa*, que ya había sido descrita en otra obra (Plantes Usuelles des Brasiliens, tab. 63, 1827) y *Eriodendron pubiflorum*, que posteriormente Genoveva Dawson transfiriera a *Chorisia* (Revista Argentina de Agronomía, 11: 3, 1944) basada en la presencia del ciclo de estaminodios, aún cuando Karl Schumann (en Martius, Flora Brasiliensis, 12(3): 213, 1886) considera que pertenece a *Ceiba* porque le atribuye más importancia a la separación de los estambres y establece la combinación *Ceiba pubiflora* (St.Hil.) Schum.

La *Chorisia rosea* de Seeman, descrita para Colombia, según Schumann (l.c.) es sinónimo de *Ceiba pubiflora* y por lo tanto igual a *Chorisia pubiflora*, lo mismo que *Ceiba Fiebrigii* Hochreutiner, *Ceiba boliviana* y *Ceiba Mandoni*, especies de Britton y Baker.

La *Chorisia ventricosa* de Nees y Martius fue sinonimiza

da por Saint Hilaire (Fl. Bras. Merid., 1.c.) con *Chorisia insignis*, pero según el parecer de De Candolle (Prodromus, 1: 480, 1824) y de Schumann (l.c.) corresponde en realidad a *Chorisia crispiflora*.

Aparte de las cuatro especies que incluye esta contribución, el Index Kewensis agrega seis especies más que no hemos estudiado, a saber: *Ch. soluta* J.D.Smith (Guatemala), *Ch. Chodatii* Hasler (Paraguay), especie citada para el país por Latzina (Lilloa, 1:174, 1937) pero de la que no hallamos otras referencias ni ejemplares para estudiar, *Ch. integrifolia* Ulbr. (Perú), *Ch. Josephinae* Bertoni (Paraguay), *Ch. glaziovii* (Kuntze) E. Santos (Brasil) y *Ch. incana* A. Robyns (Brasil).

De todo esto surge que el género *Chorisia* H.B.K. es americano, sobre todo sudamericano, que incluye a lo sumo diez especies distribuídas en zonas templadas.

En nuestro país crecen dos especies del género, *Ch. insignis* H.B.K. y *Ch. speciosa* St.Hil., en la región chaqueña serrana, Sierra de Guasayán, extendiéndose hasta regiones no muy altas de las laderas orientales de los cordones montañosos del NO del país, habitando preferentemente en bosques caducifolios hasta la transición con la selva. Aparte son dos especies muy cultivadas en parques y plazas de Buenos Aires, La Plata y otras ciudades.

Mucílagos y gomas: relaciones y diferencias

Es poco menos que imposible hacer referencia a los mucílagos sin mencionar a las gomas. Los términos *goma* y *mucílago* se hallan tradicionalmente asociados a través de toda la bibliografía botánica, farmacognóstica y fitoquímica, que siempre los ha considerado como productos naturales muy relacionados entre sí. Se trata de sustancias de amplia distribución entre los vegetales, calificados como coloides hidrofílicos y que desde el punto de vista químico son en su mayoría heteropolisacáridos de complejidad variable.

Los exudados gomosos son producidos por un considerable número de plantas superiores, de preferencia árboles (solamente del género *Acacia* se conocen más de cien especies productoras de goma). En muchos casos la producción de goma, ya sea en forma natural o inducida, es tan abundante como para justificar su explotación. Como ocurre con otros productos naturales, la presencia de gomas está restringida a especies de un reducido grupo de familias botánicas: Anacardiaceae, Combretaceae, Leguminosae, Rosaceae y Rutaceae, entre otras no tan importantes.

Los mucílagos tienen una distribución mayor que las gomas, ya que además de ser abundantes entre las Espermatófitas no son menos importantes los extraídos de plantas inferiores, en especial de algas, como lo pone en evidencia la revisión que hicieron del tema Percival y McDowell (1967). Entre las Angiospermas, las familias reconocidas como productoras de mucílagos son Araceae, Gramineae, Liliaceae, Bombacaceae, Cactaceae, Compositae, Cruciferae, Leguminosae, Malvaceae y Tiliaceae, por citar las más destacadas.

Con respecto al origen de la gomosis no existe un criterio definido que sea aplicable a todos los casos. En especies del género *Acacia* se ha comprobado la necesidad de condiciones ambientales exigentes para que comience la producción de goma, ya que esto no ocurre en condiciones favorables de suelo, humedad y temperatura. La inoculación de microorganismos a especies de *Acacia* también ha estimulado la producción de goma. Algunos autores sostienen que la exudación se produce como consecuencia de la actividad bioquímica de hongos que parasitan al vegetal, los que segregarían las enzimas necesarias para la síntesis de los polisacáridos gomosos. A ello debe agregarse la profusa exudación que se produce al recibir el vegetal una herida. Como puede apreciarse, en todos los casos la producción de goma obedece a la vigencia de situaciones anormales o patológicas.

A diferencia de las gomas, que son volcadas fuera del vegetal, los mucílagos quedan contenidos en el interior del órgano que los produce, encerrados en estructuras histológicas especializadas. Se considera que los mucílagos son sustancias que provienen de un metabolismo normal, el que parece estar íntimamente relacionado con el de algunos de los componentes de la pared celular (hemicelulosas y pectinas). Por esta causa se ha postulado que pueden constituir material de reserva para el vegetal, o bien actuar como agentes de retención de agua, como parece ocurrir en muchas plantas suculentas (Tharanathan, 1977). En el caso de las gomas se ha supuesto que la exudación, al solidificarse y obturar la herida evita una evaporación excesiva y al mismo tiempo impide una posible infección.

Aún reconociendo la estrecha relación que existe entre ellos, desde un primer momento se realizaron variados intentos para diferenciar a las gomas de los mucílagos. Probablemente la primera distinción que se pretendió establecer fue la que consideraba que las gomas formaban soluciones verdaderas al disolverse en agua, mientras que los mucílagos producían geles en solución acuosa -- (Claus y Tyler, 1965).

Más adelante se sostuvo que las gomas estaban constituidas por polisacáridos de naturaleza ácida y que los mucílagos eran de carácter neutro. Los primeros estudios químicos revelaron la inconsistencia de este criterio, al demostrar la presencia de residuos ácidos en muchos de los mucílagos analizados y -aunque en menor proporción- la existencia de algunas gomas compuestas exclusivamente por azúcares neutros.

Luego se intentó una clasificación basada en el tipo de azúcar ácido presente, considerando que en las gomas predominarían los ácidos D-Glucurónico y 4-O-Metil-D-Glucurónico y en los mucílagos en cambio sería más frecuente el ácido D-Galacturónico, pero el hallazgo de varias excepciones a esta regla descartó también es

ta pretendida diferenciación (Youngken, 1951).

Posteriormente y con el desarrollo de la química orgánica estructural se ha llegado al convencimiento de que es ilusorio pretender establecer un límite definido entre gomas y mucílagos en base a los caracteres químicos (Smith y Montgomery, 1959), pues como se ha visto ambos pueden ser de naturaleza neutra o ácida y las unidades estructurales que lo constituyen son las mismas: hexosas (D-Galactosa, D-Glucosa, D-Manosa y con menos frecuencia D-Fructosa), pentosas (L-Arabinosa, D-Xilosa y en pocos casos D-Ribosa), desoxiazúcares (L-Rhamnosa y L-Fucosa) y ácidos urónicos (D-Galacturónico, D-Glucurónico y en algún caso D-Manurónico), además de algunos azúcares metilados (3-O-Metil-L-Rhamnosa, 4-O-Metil-D-Glucurónico).

Por otra parte, ciertos productos liberados durante la hidrólisis parcial, es decir oligosacáridos ácidos o neutros, pueden encontrarse tanto en gomas como en mucílagos. Así por ejemplo el ácido aldobiourónico 2-O-(β -D-Glucopiranosilurónico)-D-Manosa separado de los exudados gomosos de *Virgilia oroboides* (Stephen, 1963), *Prunus insititia* (Hirst y Jones, 1946), *Prunus cerasus* (Jones, 1939), *Anogeisus latifolia* (Aspinall, 1955) y *Hakea acicularis* (Stephen, 1956), también fue aislado del mucílago extraído de hojas de una planta acuática, *Brasenia schreberi* (Misaki, 1962).

Teniendo en cuenta entonces que tanto las gomas como los mucílagos pueden presentar los mismos caracteres químicos e incluso físicos, el único criterio que puede mantenerse para su diferenciación es el que tiene en cuenta la forma en que se presentan en el vegetal: las gomas o exudados gomosos son secreciones o exudaciones que la planta vierte al exterior y que por exposición al aire constituyen sólidos amorfos, provenientes de un metabolismo anormal resultante de condiciones patológicas tales como heridas, picaduras de insectos, contaminación bacteriana o fúngica, o bien de circunstancias ambientales desfavorables. Por el contrario, los

mucílagos son productos normales de la actividad celular y se mantienen en el interior de los órganos que los originan (raíces, tallos, hojas, frutos, semillas e incluso flores), contenidos en células, cavidades glandulares u otras estructuras histológicas apropiadas (Wallis, 1966).

Distribución de mucílagos en plantas superiores

Si bien existen familias y hasta órdenes de Angiospermas que se caracterizan por ser productores de mucílagos, la distribución de estas sustancias es tan amplia que probablemente no exista ninguna familia en la que al menos una especie no las contenga.

Naturalmente que el número de mucílagos cuya composición química se conoce es escaso. Así lo ponen en evidencia la excelente monografía de Smith y Montgomery (1959) sobre gomas y mucílagos, las revisiones periódicas de Bezanger-Beauquesne (1946, 1953, 1956, 1961) y Bezanger-Beauquesne y Pinkas (1966), la de Stepanenko (1960) sobre glucomananos y últimamente la de Caffini y Priolo de Lufrano (1974-1975) sobre gomas y mucílagos de plantas superiores.

En base a esta información y a la obtenida posteriormente se puede afirmar que hasta el momento han sido estudiados los mucílagos de 281 especies de Angiospermas, de los cuales 88 pertenecen a Monocotiledóneas y 193 a Dicotiledóneas. Con respecto al origen, 132 mucílagos provienen de semillas, 68 de órganos subterráneos, 34 de hojas, 27 de tallos, 21 de frutos y 4 de flores, mientras que en 11 casos el mucílago proviene de la extracción de toda la planta.

Clasificación de mucílagos

Cualquier intento de clasificación de estas sustancias entraña un serio riesgo, ya que de acuerdo al criterio adoptado

pueden realizarse algunas características en desmedro de otras, o bien en función de una determinada propiedad reunir en un mismo grupo a dos entidades que difieren en todos los demás aspectos.

La clasificación que se propone a continuación, basada en la composición química de los mucílagos y ordenada alfabéticamente por familias y especies botánicas, además de ofrecer un panorama general de los distintos grupos pretende resultar de alguna utilidad a quienes se interesan teórica o prácticamente en el tema.

Una circunstancia frecuente en los mucílagos y que rara vez ocurre con las gomas es la presencia en su composición de dos o más fracciones glucídicas, es decir que el mucílago esté compuesto de dos o más polisacáridos o -en otras palabras- que sea heterogéneo. La explicación probablemente deba buscarse en los diferentes modos de obtención de la muestra: en el caso de las gomas sólo hace falta separar las "suertes" o "lágrimas" del exterior de la planta, mientras que en los mucílagos se requiere un proceso de extracción que puede asumir múltiples variantes, existiendo en consecuencia mayores posibilidades de obtener una muestra heterogénea.

De aquí que en la clasificación propuesta la condición de homogeneidad o de heterogeneidad del mucílago purificado sea el primer criterio utilizado. Sin embargo debe advertirse que algunos mucílagos considerados homogéneos podrían resultar heterogéneos si se les aplicaran las actuales técnicas de fraccionamiento.

Se consignan en primer término los mucílagos heterogéneos de Monocotiledóneas y Dicotiledóneas, ordenados alfabéticamente de acuerdo a las familias botánicas a las que pertenecen los vegetales de los que provienen. A continuación del nombre científico de la especie productora se señala el órgano del que se extrajo el mucílago y las referencias bibliográficas correspondientes.

COMPOSITAE

Tussilago farfara L. hojas Haaland (1969)

CRUCIFERAE

Brassica alba Boiss. semillas Bailey (1935)

Brassica napus Gmeal " Theander y Aman (1978)

DILLENIAEAE

Actinidia rufa Miq. corteza Takei (1958)

LABIATAE

Ocimum canum Sims. semillas Anjaneyalu y Gowda (1978)

Ocimum gratissimum L. toda la planta Haq y Nizamuddin (1975)

LEGUMINOSAE

Lupinus luteus L. semillas Tomoda y Kitamura(1967)

Medicago sativa L. hojas y tallos Aspinall y Moilov(1968)

Phaseolus lunatus L. semillas Kenneth y Bevenue(1958)

LINACEAE

Linum usitatissimum L. semilla Easterby y Jones (1950)

MALVACEAE

Althea officinalis L. raíz Guarnieri et al. (1974)

Malva sylvestris L. hojas Karawya et al. (1971)

Salmalia malabarica Schott. raíz Haq y Gomes (1973)
et Endl.

NICTAGINACEAE

Boerhaavia repens L. toda la planta Haq y Haq (1975)

PLANTAGINACEAE

Plantago albicans L. semillas Ahmed et al. (1965)

Plantago coronopus L. " "

Plantago crassifolia Forsk " "

Plantago crypsoides Boiss. " "

Plantago cylindrica Forsk " "

Plantago fastigiata Morris " Anderson et al. (1941)

Plantago major L. " Ahmed et al. (1965)

Plantago notata Lag. " "

<i>Plantago ovata</i> Forsk.	semillas	Ahmed et al. (1965)
<i>Plantago psyllium</i> L.	"	Karawya et al. (1971)

PONTEDERIACEAE

<i>Eichornia speciosa</i> Kunth	raíz	Haq y Mollah (1974)
---------------------------------	------	---------------------

STERCULIACEAE

<i>Glossostemon bruguieri</i> Desf.	raíz	Amin y Awad (1968)
-------------------------------------	------	--------------------

TILIACEAE

<i>Corchorus capsularis</i> L.	corteza	Haq y Abanda (1976)
--------------------------------	---------	---------------------

A pesar de ser elevado el número de mucílagos heterogéneos, son mucho más abundantes los constituídos por un solo tipo de macromolécula polisacarídica. Dentro de los mucílagos homogéneos puede realizarse una subdivisión de acuerdo a la presencia o ausencia de azúcares ácidos tales como los ácidos galacturónico, glucurónico o manurónico, por lo que se puede hablar en primera instancia de Mucílagos Ácidos y de Mucílagos Neutros.

Por otra parte, de acuerdo a las diferentes unidades estructurales que constituyen los polisacáridos neutros, éstos pueden a su vez clasificarse como Arabinogalactanos, Arabinoxilanos, Galactomananos, Glucanos, Glucomananos, Glucosilanos, Mananos, Xilanos o bien como mucílagos de composición química variada.

MUCILAGOS HOMOGENEOS

Mucílagos ácidos

MONOCOTILEDONEAS

AMARILIDACEAE

<i>Curculigo orchioides</i> Gaertn.	bulbos	Rao y Beri (1954)
<i>Ungernia ferganica</i> Bunge	hojas y bulbos	Malikova et al. (1976)

ARACEAE

<i>Amorphophallus konjak</i> C.Koch	raíz	Torigata (1952)
<i>Amorphophallus oncophyllus</i> Prain.	raíz	Wise (1949)
<i>Arisarum vulgare</i> Torg-Tozz var. <i>veslingii</i> (Schott.) Engl.	bulbos	Ahmed et al. (1968)

<i>Arum horolkowi</i> L.	frutos y tallos	Khodzhaeva e Ismailov (1974)
<i>Eminium spiculatum</i> (Blume) Ktze.	bulbos	Ahmed et al.(1968)
BASELLACEAE		
<i>Basella rubra</i> L.	hojas	Haq et al. (1969)
BROMELIACEAE		
<i>Tillandsia aeranthos</i> (Loisel) L.B.Smith	toda la planta	Moyna y Tubío (1977)
GRAMINEAE		
<i>Arundo donax</i> L.	tallo	Mutalshaikhov e Ismailov (1974)
<i>Phragmites communis</i> Trin.	hojas y tallos	Dudkin y Tatarkina (1962)
<i>Phyllostachys makinoi</i> Hayata	tallo	Liao (1964)
<i>Poa pratensis</i> L.	tallo	Dudkin et al. (1974)
<i>Saccharum spontaneum</i> L.	tallo	Mutalshaikhov e Ismailov (1974)
<i>Zea mays</i> L.	frutos	Srivastava y Smith (1957)
IRIDACEAE		
<i>Iris orientalis</i> Mill.	semillas	Andrews et al.(1953)
<i>Watsonia versfeldii</i> Mathews et L.Bolus	frutos	Shaw y Stephen (1966)
LILIACEAE		
<i>Aloe vera</i> L.	hojas	Roboz y Haagen-Smith (1948)
<i>Allium fistulosum</i> L.	"	Mizuno y Kinpyo (1956)
<i>Asparagus adscendens</i> Roxb.	raíz	Rao et al. (1952)
<i>Asparagus filicinus</i> Buch. Harn. ex D. Don.	"	Rao y Rozdon (1950)
<i>Asparagus racemosus</i> Willd.	raíz	Rao et al. (1951)
<i>Eremurus robustus</i> Regel	"	Gudyuskhina et al.(1976)
<i>Eremurus</i> spp	"	Rakhimov et al. (1976)
<i>Korolkowia sewerzowi</i> Regel	"	"
<i>Petilium raddeana</i>	"	"
<i>Phenopetalum estenanterum</i>	"	"

<i>Phormium tenax</i> Forst.	hojas	Mc Ilroy (1951)
<i>Polygonatum odoratum</i> Druce var. <i>japonica</i>	rizoma	Tomoda et al. (1971)
DICOTILEDONEAS		
AIZOACEAE		
<i>Mesembryanthemum chilense</i> Mol.	toda la planta	Moyna y Tubío (1977)
ANACARDIACEAE		
<i>Anacardium occidentale</i> L.	frutos	Haq et al. (1975)
<i>Mangifera indica</i> L.	frutos	Das y Gupta (1965)
BOMBACACEAE		
<i>Adansonia digitata</i> L.	hojas	Woolfe et al. (1977)
BORRAGINACEAE		
<i>Cordia myxa</i> L.	frutos	Ifzae (1976)
<i>Symphytum</i> spp	raíz	Pinkas et al. (1965)
CACTACEAE		
<i>Cereus peruvianus</i> Mill.	tallo	Moyna y Ramos (1975)
<i>Cereus triangularis</i> Mill.	tallo	Tabak y Pueschel (1969)
<i>Echinocactus arechavaletai</i> Schuman	tallo	Moyna y Di Fabio (1978)
<i>Echinocactus concinus</i> Monville	toda la planta	Moyna y Di Fabio (1977)
<i>Notocactus ottonis</i> Lehmann	toda la planta	Moyna y Tubío (1977)
<i>Opuntia aurantiaca</i> Lindley	"	Moyna y Di Fabio (1978)
<i>Opuntia brasiliensis</i> (Willdenow) Haworth	"	Moyna (1978)
<i>Opuntia monacantha</i> Haworth	tallo	Moyna y Ramos (1975)
<i>Opuntia nopalea-coccinillifera</i> Mill.S.Dyck	tallo	Moyna y Ramos (1975)
<i>Wigginsia erinacea</i> Br. & Rose	tallo	Moyna y Ramos (1975)
CHENOPODIACEAE		
<i>Salsola ruthenica</i> Iljin	tallo	Liang (1963)
CISTACEAE		
<i>Helianthemum</i> spp.	hojas	Mathe y Racz (1976)

<i>Helianthemum chamaecistus</i> Mill.	hojas	Kostka (1965)
COMPOSITAE		
<i>Artemisia capillaris</i> Thunb.	hojas	Maki y Sato (1968)
<i>Helianthus annuus</i> L.	semillas	Edrees et al. (1976)
<i>Matricaria chamomilla</i> L.	flores	Gorin y Yakovlev(1974)
<i>Silybum marianum</i> (L.)Gaertn.	semillas	Rizk et al. (1971)
CONVOLVULACEAE		
<i>Ipomea caerulea</i> Bello	semillas	Sinha (1959)
CRUCICERAE		
<i>Brassica campestris</i> L.	semillas	Siddiqui y Wood (1971)
<i>Lepidium iberis</i> L. var. alba	"	Joshi y Tewari (1957)
<i>Lepidium sativum</i> L.	"	Kalac y Zemanova (1969)
<i>Mathiola incana</i> R.Br. var. roja	"	Bhakuni y Joshi (1959)
<i>Mathiola incana</i> R.Br. var. amarilla	"	Bhakuni y Joshi (1958)
<i>Megakarpae orbiculata</i> Benth & Hook	raíces	Solpieva et al. (1975)
DILLENIAEAE		
<i>Dillenia indica</i> L.	frutos	Haq y Gomes (1974*)
EUPHORBIACEAE		
<i>Jatropha curcas</i> L.	semillas	Sinha (1959)
<i>Phyllanthus maderaspatensis</i> L.	"	Bhakuni y Joshi (1959)
LABIATAE		
<i>Ocimum basilicum</i> L.	"	Bekers y Kroh (1978)
<i>Salvia aegyptiaca</i> L.	"	Chaterjee y Mukherjee (1958)
LEGUMINOSAE		
<i>Abrus precatorius</i> L.	semillas	Akhtar et al. (1972)
<i>Abrus precatorius</i> L.	raíces	Haq et al. (1973)
<i>Cassia angustifolia</i> Sene	hojas	Lemli y Cuveele(1976)
<i>Ceratonia siliqua</i> L.	"	Schobinger (1962)
<i>Leucaena glauca</i> (L.) Benth.	"	Moritmoto y Umrau(1962)

<i>Lupinus termis</i> Forsk.	semillas	Tadros y Kamel (1952)
<i>Mimosa pudica</i> L.	"	Hulyalkar et al.(1956)
<i>Phaseolus glaber</i> Schlecht.	"	Sinha (1960*)
<i>Phaseolus mungo</i> L.	"	Kakol et al. (1961)
<i>Pongamia glabra</i> Vent.	"	Sinha (1960*)
<i>Samanea saman</i> (Jacq.)Merrill.	hojas	Moritmoto y Unrau(1962)
MALVACEAE		
<i>Abelmoschus manihot</i> Medic.	raíces	Tomoda y Suzuki (1977)
<i>Abutilon indicum</i> L.(Sweet.)	hojas	Gaind y Chopra (1976)
<i>Alcea rugosa</i> Alef.	tallo	Kozhina y Mamatov(1974)
<i>Althaea officinalis</i> L.	hojas	Franz (1966)
<i>Althaea officinalis</i> L.	flores	Franz (1966)
<i>Althaea officinalis</i> L.	raíces	Tomoda et al. (1977)
<i>Hibiscus esculentus</i> L.	frutos	Woolfe et al. (1977)
<i>Hibiscus esculentus</i> L.	semillas	Amin (1956)
<i>Hibiscus ficulneus</i> L.	tallos	Bajpai y Mukherjee (1966)
<i>Hibiscus ficulneus</i> L.	semillas	Bajpai y Mukherjee (1969)
<i>Hibiscus manihot</i> L.	raíces	Oshibuchi y Kusunose (1957)
<i>Hibiscus sabdarifa</i> L.	frutos	Haq y Gomes (1974*)
<i>Hibiscus sabdarifa</i> L.	flores	El-Hamidi et al.(1966)
<i>Sida carpinifolia</i> L.	semillas	Pande y Tewari (1960)
MARANTACEAE		
<i>Thaumatococcus daniellii</i> Benth.	frutos	Adesina y Higginbotham (1977)
NYMPHACEAE		
<i>Brasenia schereberi</i> Gmel.	hojas	Nakahara (1940)
PAPAVERACEAE		
<i>Papaver somniferum</i> L.	frutos	Wold et al. (1970)
PLANTAGINACEAE		
<i>Plantago arenaria</i> Waldst. et Kit.	et semillas	Hirst et al. (1954)

<i>Plantago fastigiata</i> Morris	semillas	Anderson et al. (1941)
<i>Plantago lanceolata</i> L.	semillas	Mullan y Percival (1940)
<i>Plantago major</i> L.	hojas	Gorin (1965)
<i>Plantago major</i> L. var. <i>asiática</i>	semillas	Tomoda y Masayo (1971)
PORTULACACEAE		
<i>Portulaca oleracea</i> L.	hojas	El-Amin y El-Deeb (1977)
ROSACEAE		
<i>Cydonia</i> spp.	semillas	Morvay y Szendrei (1967)
<i>Cydonia oblonga</i> Mill.	semillas	Renfrew y Cretcher (1932)
RUTACEAE		
<i>Afraegle paniculata</i> Engl.	frutos	Torto (1961)
<i>Citrus limonia</i> Osbeck	tallos, hojas y raíces	Suprunov (1975)
SAPOTACEAE		
<i>Mimusops elengi</i> L.	semillas	Haq y Gomes (1974 ^b)
SAXIFRAGACEAE		
<i>Hydrangea paniculata</i> Sieb.	tallo y hojas	Machida e Inano (1955)
STERCULIACEAE		
<i>Scaphium affine</i> Pierre	frutos	Nakahara (1935)
THEACEAE		
<i>Thea sinensis</i> L.	hojas	Mizuno et al. (1964)
TILIACEAE		
<i>Corchorus capsularis</i> L.	corteza	Haq et al. (1975)
<i>Corchorus olitorius</i> L.	hojas	El-Amin (1956)
ULMACEAE		
<i>Ulmus fulva</i> Michx.	corteza	Beveridge et al. (1969)
VIOLACEAE		
<i>Viola tricolor</i> L.	hierbas	Franz (1969)

MUCILAGOS NEUTROS

MONOCOTILEDONEAS

Arabinogalactanos

ARACEAE

Colocasia antiquorum Schott. tubérculo Taki et al. (1972)

Arabinoxilanos

GRAMINEAE

Triticum aestivum L. semillas Montgomery y Smith
(1955)

Galactomananos

PALMACEAE

Arenga saccharifera Labill. semillas Kooiman (1971)
Borassus flabellifer L. " Mukherjee et al. (1961)
Cocos nucifera L. frutos Kooiman (1971)
Hyphaene thebaica Mart. semillas El-Kadem y Sallam (1967)
Phoenix dactylifera L. " Jindal y Mukherjee (1970)

Glucanos

AMARYLIDACEAE

Pancratium sickenbergeri Aschers bulbos Ahmed y Rizk (1964)
 et Schueinf. ex Boiss.

GRAMINEAE

Avena sativa L. semillas Morris (1942)
Hordeum vulgare L. " Preece y Mackenzie
(1952)

Glucomananos

AMARYLIDACEAE

Lycoris radiata Herb. bulbos Mizuna y Hayashi (1957)
Narcissus tazetta L. " Kato et al. (1973)

ARACEAE

Amorphophallus konjak C.Koch raíces Satoh et al. (1970)
Amorphophallus oncophyllus " Rebers y Smith (1954)
 Prain.

LILIACEAE

LILIACEAE

<i>Aloe plicatilis</i> Miller	hojas	Paulsen et al.(1978)
<i>Eremurus altaicus</i> Stev.	tubérculo	Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus comosus</i> O.Fedtsch	"	Scherbukhina et al. (1974)
<i>Eremurus hissaricus</i> Vved.	"	Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus indiriensis</i> Regel Gartenfl.	"	Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus lactiflorus</i> Marsch-Bieb."		Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus lutens</i> Baker	"	Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus regelii</i> Vved.	"	Rakhimov et al.(1976)
<i>Eremurus spectabilis</i> Bieb.	raíces	Dovletmuradov (1970)
<i>Eremurus tadshicorum</i> March-Bieb.	"	Rakhimov et al. (1976)
<i>Eremurus turkestanicus</i> Regel	"	Rakhimov et al. (1976)
<i>Eremurus turkestanicus</i>	parte aérea	Rakhimov et al. (1973)
<i>Lilium auratum</i> Lindl.	bulbos	Tomoda et al. (1975)
<i>Lilium candidum</i> L.	"	Andrews et al.(1956)
<i>Lilium dauricum</i> Ker-Gawl.	"	Andrews et al.(1956)
<i>Lilium Henry</i> Baker.	"	Andrews et al.(1956)
<i>Scilla nonscripta</i> Hoff.& Link.	semillas	Thompson y Jones (1964)

ORCHIDACEAE

<i>Bletia striata</i> (R.Br.) Druce	bulbos	Otsuki (1937)
<i>Cremastra variabilis</i> Nakai	"	Otsuki (1937)
<i>Orchis hircina</i> Grantz	"	Courtois (1964)
<i>Orchis intacta</i> Link.	"	Courtois (1964)
<i>Orchis mascula</i> L.	"	Courtois (1964)
<i>Orchis militaris</i> L.	"	Courtois (1964)

Mananos

AMARYLIDACEAE

<i>Cooperia pedunculata</i> Herb.	bulbos	Guess et al.(1960)
-----------------------------------	--------	--------------------

DISCOREACEAE

<i>Dioscorea batatas</i> Decne.	tubérculo	Misaki et al. (1972)
---------------------------------	-----------	----------------------

Xylanos

BROMELIACEAE

Ananas sativum L. frutos Haq y Mollah (1974)

Mucílagos neutros de composición variada

GRAMINEAE

Cynodon plectostachyum (K.Schum.) Pilger hojas y tallos Cheetam y McIlroy (1972)

Oriza sativa L. semillas Aspinall y Sturgeon (1957)

Secale cereale L. " Aspinall y Sturgeon (1957)

IRIDACEAE

Iris pseudacorus L. semillas Colin y Augem (1928)

Iris germanica L. " Colin y Augem (1928)

Iris foetidissima L. " Colin y Augem (1928)

Iris orientalis Mill. " Andrews et al. (1953)

Iris sibirica L. " Andrews et al. (1953)

Watsonia pyramidata Klatt bulbos Shaw y Stephen (1966^b)

LILIACEAE

Polygonatum officinale All. rizoma Gaal (1927)

Mucílagos neutros

DICOTILEDONEAS

Arabinogalactanos

DILLENIACEAE

Actinidia callosa Lindl. Var. corteza Kihara (1938)
rufa Makino

LEGUMINOSAE

Anagyris foetida L. semillas Condorelli y Chindemi (1928)

MAGNOLIACEAE

Kadsura japonica L. tallo y hojas Yoshimura (1895)

MENISPERMACEAE

Cocculus laeba DC. hojas Sinha (1960^o)

Tinospora crispa Miers " Sinha (1960^o)

SOLANACEAE

SOLANACEAE		
<i>Capsicum</i> spp	semillas	Britto (1895)
Arabinoxilanos		
LAURACEAE		
<i>Machilus thunbergii</i> Sieb. et Zucc	hojas	Kusunose y Oshibuchi (1971)
Galactomananos		
ANNONACEAE		
<i>Annona muricata</i> L.	semillas	Kooiman (1971)
CONVOLVULACEAE		
<i>Convolvulus tricolor</i> L.	"	Kooiman (1971)
<i>Ipomoea muricata</i> Jacq.	"	Khanna y Gupta (1967)
LEGUMINOSAE		
<i>Anthyllis vulneraria</i> L.	"	Soemme (1967)
<i>Alysicarpus vaginalis</i> (L.) DC.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Astragalus cicer</i> L.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Astragalus nuttallianus</i> Speg.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Astragalus sinicus</i> Thunb.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Astragalus sinicus</i>	"	Kusunose y Oshibuchi (1972)
<i>Astragalus tenellus</i> Bunge	"	Tookey et al. (1962)
<i>Caesalpinia cacalaco</i> Humb. et Bonpl.	"	Anderson (1949)
<i>Caesalpinia pulcherima</i> (L.) Sw.	"	Unrau y Choy (1970)
<i>Cassia absus</i> L.	"	Kapoor y Mukherjee (1969)
<i>Cassia emarginata</i> L.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Cassia fistula</i> L.	"	Lal y Gupta (1972)
<i>Cassia leptocarpa</i> L.	"	Anderson (1949)
<i>Cassia marilandica</i> L.	"	Tookey y Clark (1965)
<i>Cassia nodosa</i> Buch.-Ham. ex Roxb.	"	Rizvi et al. (1971)
<i>Cassia occidentalis</i> L.	"	Gupta y Mukherjee (1973)
<i>Centrosema plumieri</i> Benth.	"	Moritmoto y Unrau (1962)

<i>Ceratonia siliqua</i> L.	semillas	Hui y Neukom (1964)
<i>Cercidium torreyanum</i> Sarg.	"	Anderson (1949)
<i>Crotalaria incana</i> L.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Crotalaria intermedia</i> Kotschy	"	Anderson (1949)
<i>Crotalaria mucronata</i> Desv.	"	Unrau y Choy (1970 ^b)
<i>Crotalaria lanceolata</i> E. Mey	"	Tookey et al. (1962)
<i>Crotalaria retusa</i> L.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Crotalaria spectabilis</i> Roth	"	Tookey et al. (1962)
<i>Cyamopsis tetragonoloba</i> (L.) Taub.	"	Hui y Neukom (1964)
<i>Delonix regia</i> (Boj.) Rafin.	"	Anderson (1949)
<i>Desmanthus illinoiensis</i> MacM.	"	Anderson (1949)
<i>Desmodium pulchellum</i> Benth.	"	Sinha y Tewari (1970)
<i>Genista scoparia</i> Lam.	"	Leschziner y Cerezo (1969)
<i>Gleditsia amorphoides</i> (Gris.) Taub.	"	Cerezo (1965)
<i>Gleditsia ferox</i> Desf.	"	Courtois y LeDizet (1963)
<i>Gleditsia triacanthos</i> L.	"	Pourrat (1966)
<i>Glycine max</i> (L.) Merrill	"	Whistler y Saarnio (1957)
<i>Glycine max</i> (L.) Merrill	"	Aspinall y Whyte (1964)
<i>Gymnocladus dioica</i> (L.) Koch	"	Anderson (1949)
<i>Gymnocladus dioica</i> (L.) Koch	"	Larson y Smith (1955)
<i>Indigofera hirsuta</i> L.	"	Anderson (1949)
<i>Indigofera spicata</i> Forsk.	"	Ford (1969)
<i>Leucaena glauca</i> (L.) Benth.	"	Moritmoto y Unrau (1962)
<i>Lotus corniculatus</i> L.	"	Soemme (1966)
<i>Lotus pedunculatus</i> Cav.	"	Richards et al. (1968)
<i>Lotus scoparius</i> Ottley	"	Tookey et al. (1962)
<i>Medicago hispida</i> Gaertn.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Medicago lupulina</i> L.	"	Soemme (1968)

<i>Medicago orbicularis</i> (L.)All.	semillas	Tookey et al.(1962)
<i>Medicago sativa</i> L.	"	Courtois et al.(1958)
<i>Melilotus indicus</i> (L.)All.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Parkinsonia aculeata</i> L.	"	Tookey et al. (1962)
<i>Sesbania aculeata</i> Scop.	"	Farooqui y Sharma (1972)
<i>Sesbania grandiflora</i> Poir.	"	Srivastava et al. (1968)
<i>Sophora japonica</i> L.	"	Anderson (1949)
<i>Sophora japonica</i> L.	"	Kooiman (1971)
<i>Trifolium alexandrinum</i> L.	"	Krishnaswamy et al. (1966)
<i>Trifolium hirtum</i> All.	"	Tookey et al.(1962)
<i>Trifolium pratense</i> L.	"	Andrews et al. (1952*)
<i>Trifolium repens</i> L.	"	Deorsei y Wickstroem (1962)
<i>Trifolium resupinatum</i>	"	Tookey et al. (1962)
<i>Trigonella foenum-graecum</i> L.	"	Andrews et al. (1952*)
Glucanos		
NYMPHACEAE		
<i>Nymphaea lotus</i> L.	raíces	Hujjatullah et al. (1967)
Glucomananos		
LABIATAE		
<i>Ocimum basilicum</i> L.	semillas	Tharanathan y Anjane- lu (1975)
SALICACEAE		
<i>Salix alba</i> L.	corteza	Toman y Karacsonyi (1972)
Glucosilanos		
LEGUMINOSAE		
<i>Phaseolus aureus</i> Roxb.	semillas	Kato y Matsuda (1977)
Mucílagos neutros de composición variada		
ANACARDIACEAE		
<i>Lentinus edodes</i> (Tourn.)L.	frutos	Shida et al. (1975)

ASCLEPIADACEAE

<i>Calotropis procera</i> Dry.	hojas	Qudrat-i-Khuda y Amir (1969)
--------------------------------	-------	---------------------------------

BOMBACACEAE

<i>Bombax malabaricum</i> DC.	flores	Agrawal et al. (1972)
-------------------------------	--------	-----------------------

BORRAGINACEAE

<i>Borago officinalis</i> L.	hierbas	Franz (1969)
------------------------------	---------	--------------

<i>Symphytum officinale</i> L.	raíces	Franz (1969)
--------------------------------	--------	--------------

CACTACEAE

<i>Nopalea cochinillifera</i> Salm-Dyck	tallo	Master (1958)
--	-------	---------------

<i>Opuntia ficus-indica</i> Mill.	tallo	El-Amin et al.(1970)
-----------------------------------	-------	----------------------

LEGUMINOSAE

<i>Clitoria mariana</i> L.	hojas	Sinha (1960)
----------------------------	-------	--------------

<i>Clitoria ternatea</i> L.	"	Sinha (1960)
-----------------------------	---	--------------

<i>Phaseolus mungo</i> L.	semillas	Chakraborty (1975)
---------------------------	----------	--------------------

<i>Tamarindus indica</i> L.	"	Srivastava y Singh (1967)
-----------------------------	---	------------------------------

MALVACEAE

<i>Alcea hyrcana</i> L.	tallo	Mamtov y Kozhina(1975)
-------------------------	-------	------------------------

POLYGONACEAE

<i>Fagopyrum esculentus</i> Moench	semillas	Fujimaki et al.(1969)
------------------------------------	----------	-----------------------

RUTACEAE

<i>Aegle marmelos</i> Correa	semillas	Parikh et al.(1958)
------------------------------	----------	---------------------

Entre sus principales aplicaciones puede mencionarse su uso en la industria de la pintura, en la preparación de papeles y cartones, en el apresto de telas y sobre todo en los campos de la Bromatología, la Farmacología y la Cosmética (Mantell, 1947).

En Bromatología es muy profuso el uso que se hace de ellos, ya que intervienen como espesantes y gelificantes en la elaboración de diversas confituras, jaleas y mermeladas, así como en la conservación de jugos de frutas, cremas heladas y en la clarificación de la melaza de caña de azúcar.

La Farmacología ha aprovechado sus reconocidas propiedades emolientes y demulcentes en el tratamiento de diversas afecciones dérmicas, mientras que las características hidrofílicas han permitido su uso como laxantes suaves; algunos mucílagos han evidenciado también propiedades diuréticas, citándose además su empleo como expectorantes y en la profilaxis del envenenamiento con metales. Finalmente y en base a su capacidad viscosante y emulgente constituyen el vehículo de numerosas formas farmacéuticas, debiendo consignarse además la intensa utilización que de ellos ha hecho la Cosmética, bajo la forma de cremas faciales, lociones, ungüentos, pastas y pomadas (Smith y Montgomery, 1959).

A continuación y a modo de ejemplo de los posibles usos y aplicaciones de estos productos naturales, se citan algunos mucílagos de plantas superiores cuyo uso está relativamente difundido.

Fuente vegetal	Parte utilizada	Uso	Referencia
<i>Ciamopsis tetragonoloba</i>	semillas	Farmacología e industria del papel, cosméticos y comestibles.	Smith y Montgomery (1959)
<i>Plantago fastigiata</i>	"	Farmacología y alimentos	Taranathan (1977)
<i>Cydonia vulgaris</i>	"	Preparaciones medicinales, comestibles y cosméticos.	Smith y Montgomery (1959)

Fuente vegetal	Parte utilizada	Uso	Referencia
<i>Hibiscus ficulneus</i>	semillas	Clarificante de la melaza de caña	Taranathan (1977)
<i>Plantago ovata</i>	"	Catártico	Claus y Tyler (1965)
<i>Linum usitatissimum</i>	"	Cosméticos y productos farmacéuticos	Taranathan (1977)
<i>Aloe vera</i>	hojas	Catártico	Taranathan (1977)
<i>Asparagus racemosus</i>	raíces	Preparaciones medicinales	Taranathan (1977)
<i>Asparagus filicinus</i>	"	Apresto de telas	Taranathan (1977)
<i>Tamarindus indica</i>	semillas	Apresto de telas	Taranathan (1977)
<i>Amorphophallus konjak</i>	tubérculos	Manufactura de papel y goma látex	Taranathan (1977)
<i>Abelmoschus manihot</i>	raíces y corteza	Manufactura de papel y goma látex	Taranathan (1977)
<i>Ulmus rubra</i>	corteza	Demulcente y emoliente	Claus y Tyler (1965)
<i>Althea officinalis</i>	raíces	Demulcente	Claus y Tyler (1965)

Aplicación quimiotaxonómica del estudio de mucílagos

Con el desarrollo de la química orgánica y paralelamente al aislamiento de productos naturales de origen vegetal comienza a correlacionarse la información química con la taxonómica, apareciendo entonces una nueva disciplina: la *Quimiotaxonomía*, también designada como *Fitoquímica Comparada* o *Bioquímica Sistemática*.

Se ha afirmado que el origen de la Quimiotaxonomía se confunde con el de la Botánica, ya que desde muy antiguo el hombre ha tendido a agrupar a los vegetales de acuerdo a sus aplicaciones (sustancias medicinales, comestibles, aromáticas, etc.), lo que en última instancia implica la existencia de semejanzas en algunos de sus componentes químicos (Gibbs, 1963). Sin embargo el verdadero desarrollo de esta disciplina comienza con las obras de Alston y Turner (1963), Mentzer y Fatianoff (1964), los simposios editados

por Swain (1963) y Leone (1964) y los primeros volúmenes de la obra de Hegnauer (1962-1966).

Son varios los productos naturales que han demostrado su utilidad en las clasificaciones vegetales, conjuntamente con los caracteres micro y macromorfológicos; de ellos los flavonoides han sido los que mejores resultados arrojaron, aunque en este sentido también se ha señalado la eficacia de sustancias tales como alcaloides, taninos, compuestos cianogenéticos y aminoácidos no proteicos, entre otros.

A pesar de que Maiden en 1889 sugirió que el estudio químico de los componentes glucídicos podría ser usado con ventajas en las clasificaciones botánicas, hasta hace poco tiempo los polisacáridos no habían sido objeto de aplicación biosistemática, e incluso algunos investigadores (Percival, 1966) afirmaron que en muy pocos casos estas sustancias habían probado su valor taxonómico.

Es recién a fines de la década pasada que comienzan a aparecer algunos trabajos con neta orientación sistemática, siendo probablemente Anderson y Dea quienes realizan los primeros intentos de aplicación quimiotaxonómica al estudiar los exudados gomosos de *Albizia* (1968), seguido de una revisión que abarcó las gomas de treinta especies de *Acacia* (1969). Casi al mismo tiempo se conocieron los estudios que el mismo autor efectuara en gomas de *Lannea* (Anderson y Hendrie, 1969) y *Araucaria* (Anderson y Munro, 1969) y posteriormente los que realizara sobre nuevas gomas de *Acacia* incluidas en las series *Botriocephalae* (Anderson et al., 1971) y *Phyllodineae* (Anderson et al., 1972). En un trabajo posterior (Anderson y Brenan, 1975) sobre los exudados gomosos producidos por subespecies de *Acacia tortilis* se analizaron las posibilidades quimiotaxonómicas de estas sustancias a nivel infraespecífico. Últimamente ha aparecido una nueva revisión (Anderson, 1978) que comprende cuarenta y siete especies de *Acacia*, ratificando la potencial utilidad biosistemática de estos productos naturales.

En nuestro país el único antecedente sobre el tema lo constituye el estudio de gomas separadas de frutos del género *Bromelia* (Caffini et al., 1976).

Son menos y más recientes los intentos de aplicación quimiotaxonómica de los datos proporcionados por el análisis de mu cílagos, pudiendo citarse en este sentido únicamente los trabajos realizados sobre algunas especies de *Cactaceae* (Moyna y Ramos, 1975; Moyna y Di Fabio, 1978) y de *Palmaceae* (Moyna y Di Fabio, 1977; Moyna, 1977).

MATERIAL Y METODOS

MATERIAL

Recolección y acondicionamiento del material.

Descripción de las especies estudiadas.

METODOS

Estudio anatómico de los folíolos y ubicación histológica de las zonas productoras de mucílago.

Extracción de mucílagos.

Purificación.

Viscosidad relativa.

Desviación polarimétrica.

Establecimiento del grado de homogeneidad de los polisacáridos purificados.

Carácter ácido de los polisacáridos.

Contenido de Nitrógeno total.

Hidrólisis parcial.

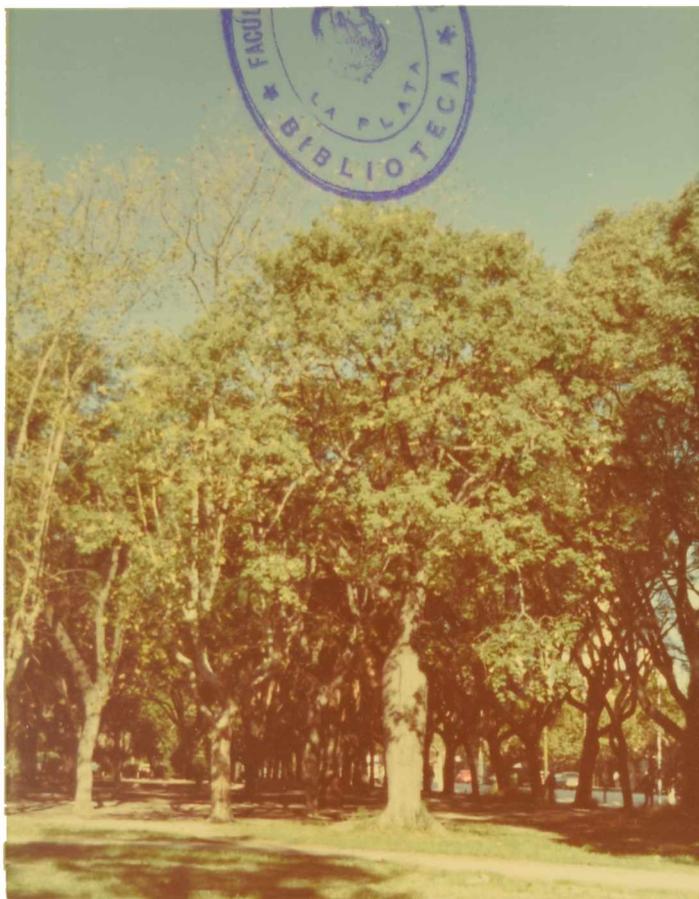
Hidrólisis total.

Análisis cualitativo.

Determinación cuantitativa.

MATERIAL

Descripción de las especies estudiadas

*Chorisia insignis* H.B.K.

(n.v.: "palo borracho de flor blanca", "yuchan", "samohú").

Arbol de gran porte, tronco muy abultado en el medio, grisáceo, provisto de numerosos agujones. Hojas caedizas, alternas, largamente pecioladas, compuestas de 5 a 7 folíolos oblongos u obovado-oblongos, acuminados, aserrados, de 5 a 12 cm de largo, cortamente pedicelados.

Las flores varían mucho en tamaño y en el matiz, desde muy blancas hasta de color cremoso y a veces con estrías rosadas, muy vistosas, con los pétalos oblongos, lisos, de 5 a 6 cm de largo. Cápsula oblonga de 10 a 15 cm de largo. Natural de Sudamérica, es común en el Parque Chaqueño y Noroeste Argentino.

Florece a fines del verano y otoño y se reproduce por semillas (Dimitri, 1978).



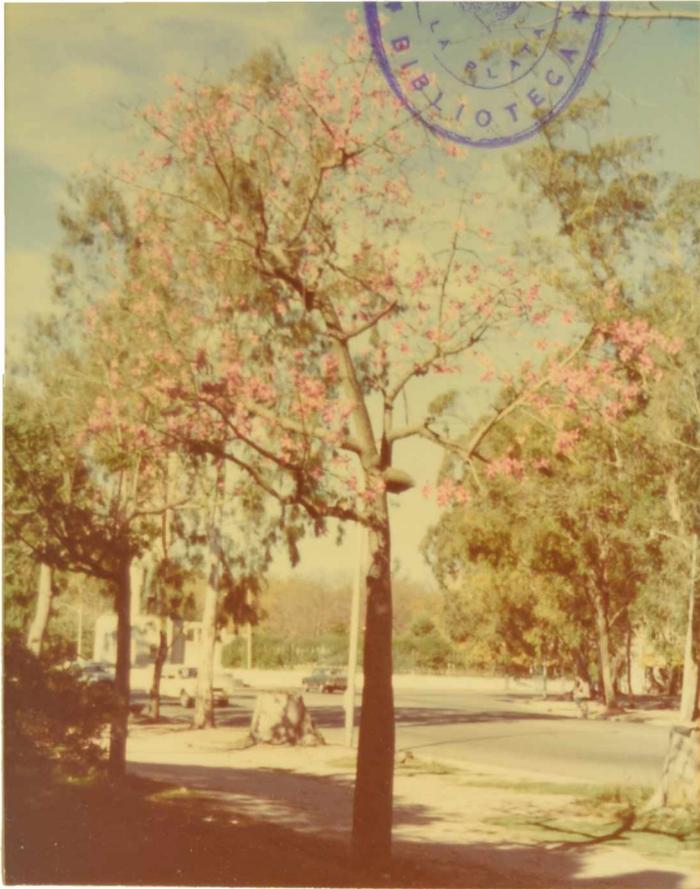
Chorisia pubiflora (St.Hil.)

Dawson. Arbol caducifolio de gran porte, con el tronco ligeramente engrosado en la base y corteza verde con agujones. Hojas alternas, palmaticompuestas, con 5 a 7 folíolos desiguales, glabros, acuminados, serrados.

Flores solitarias de corola vistosa con cinco pétalos aovado-oblongos, de 9 a 6 cm de largo por 2,5 cm de ancho máximo. Pétalos pubescentes de color rosado-pálido con estrías castaño-claras y con el margen algo ondulado. El tubo estaminal es muy corto, no mayor de 4 mm, que se divide en cinco estambres de 5 cm de largo, con anteras dítecas y extrorsas.

Natural de Brasil, Paraguay y Norte Argentino. Ornamental. Florece en el otoño, se reproduce por semillas y no fructifica en el clima de Buenos Aires (Dawson, 1944).





Chorisia speciosa St.Hil.

(n.v.: "palo borracho de flor rosada", "samuhú rojo", "paine-ra"). Arbol de gran porte y follaje caedizo, tronco verde oscuro, cilíndrico o subcilíndrico, provisto de escasos agujijones. Hojas largamente pecioladas, compuestas de 5 a 7 folíolos lanceolados, acuminados, aserrados, glabros, de 4 a 12 cm de largo.

Flores pedunculadas, solitarias, geminadas o ternadas. Pétalos de 7 a 9 cm de largo, blanco-tomentosos por fuera, rosados o rojizos por dentro, amarillentos y con manchas oscuras en la base. Fruto oblongo, verde, de 15 a 20 cm de largo. Semillas negras.

Habita en Brasil y Nordeste Argentino. Florece en verano y se reproduce fácilmente por semillas (Dimitri, 1978).



Chorisia crispiflora H.B.K.

(n.v.: "palo borracho de flor crespá"). Arbol de follaje caedizo, con el tronco abultado o no en la base, provisto de numerosos agujones. Hojas largamente pecioladas, compuestas de 5 a 7 folíolos glabros, lanceolados u oblongo-lanceolados, acuminados, aserrados, de 5 a 15 cm de largo.

Flores pedunculadas, con los pétalos linear-oblongos, de 7 a 9 cm de largo por 1 a 1,5 cm de ancho, encrespados notoriamente en el margen, de color rosado intenso con estrías oscuras. Estambres formando un largo tubo estaminal.

Originaria de Brasil. Ornamental. Florece en el otoño y se reproduce por semillas (Dimitri, 1978).



Recolección y acondicionamiento del material

El material utilizado consiste en folíolos de las cuatro especies del género *Chorisia* H.B.K. (Bombacaceae) que crecen en el país.

Las muestras destinadas al análisis, todas ellas provenientes de ejemplares cultivados y en estado de floración, fueron recolectadas en distintos lugares de las ciudades de La Plata y Buenos Aires.

Chorisia insignis H.B.K. La Plata, jardines de la Facultad de Ciencias Exactas (LPE* 790, 1975).

Chorisia pubiflora (St.Hil.) Dawson. La Plata, Paseo del Bosque (LPE 810, 1975).

Chorisia speciosa St.Hil. La Plata, calles 51 y 28 (LPE 794, 1975).

Chorisia crispiflora H.B.K. Buenos Aires, Cangallo 3937 (LPE 811, 1977).

Una vez seleccionados los folíolos son secados en estufa a una temperatura no mayor de 40°C, molidos y tamizados (apertura media de malla 0,5 cm). Las muestras se conservan en recipientes adecuados y al abrigo de la humedad hasta el momento de ser procesadas.

* LPE: Herbario de la Cátedra de Botánica, Facultad de Ciencias Exactas de la Universidad Nacional de La Plata.

MÉTODOS

Estudio anatómico de los folíolos y ubicación histológica de las zonas productoras de mucílago.

El estudio anatómico de transcortes de folíolos permite observar la distribución de los tejidos productores de mucílago y al mismo tiempo aporta una referencia preliminar sobre el contenido de los mismos.

Las zonas productoras de mucílago fueron presuntivamente localizadas a favor del aspecto de las mismas en relación con el resto de la anatomía foliar, ya que las sustancias mucilaginosas presentan color amarillo-verdoso y una refringencia característica. La ubicación definitiva fue establecida merced a la aplicación de dos técnicas histoquímicas, una de ellas de uso frecuente en Anatomía Vegetal, basada en la coloración diferencial que produce una solución diluída de rojo de rutenio (Jensen, 1962) y la otra de aplicación probablemente original, adaptada de la técnica utilizada para la determinación de ácidos urónicos en presencia de ácido sulfúrico concentrado y una solución alcohólica de carbazol (McComb y McReady, 1952).

Extracción de mucílagos

El método de extracción aplicable a los mucílagos depende del material vegetal y fundamentalmente del órgano del mismo en cuestión (Tharanathan, 1977). Entre los mas conocidos pueden mencionarse aquellos que incluyen el uso de agua a distintas temperaturas, soluciones salinas o ácidos o álcalis diluídos como agentes extractantes, seguido de una precipitación con solventes orgánicos miscibles con el agua, tales como etanol o acetona. En el caso de semillas el mucílago se encuentra generalmente como una capa vítrea en el interior de la cubierta seminal; en estos casos los mucílagos se extraen mecánicamente luego de haber dejado las semillas en con-

tacto con agua durante un tiempo adecuado.

Ejemplos de extracción de mucílagos

Agente extractante	Material vegetal	Organo	Referencia
Agua	<i>Hydrangea paniculata</i>	corteza	Komatsu y Ueda (1925)
	<i>Kadsura japonica</i>	tallo	Smith y Montgomery (1959)
	<i>Scaphium affine</i>	fruto	Nakahara (1935)
	<i>Viola</i> sp.	flor	Balavoine (1946)
	<i>Brassica alba</i>	semilla	Bailey y Norris (1932)
Agua caliente	<i>Asparagus racemosus</i>	raíz	Rao et al. (1951)
	<i>Lepidium sativum</i>	semilla	Tyler (1965)
Agua hirviente	<i>Ulmus fulva</i>	corteza	Gill et al. (1946)
	<i>Cydonia vulgaris</i>	semilla	Renfrew y Cretcher (1932)
Alcali diluído	<i>Colocasia antiquorum</i>	raíz	Smith y Montgomery (1959)
	<i>Linum usitatissimum</i>	semilla	Erskine y Jones (1957)

En el presente caso y con el objeto de obtener el máximo rendimiento de mucílago, alicuotas de 100 gramos de material seco, pulverizado y tamizado se sometieron alternativamente y en forma in dependiente a cinco diferentes tipos de extracción:

- a) extracción con agua a temperatura ambiente
- b) extracción con agua caliente (80°C) del residuo de la extracción anterior.
- c) extracción a temperatura ambiente con ácido clorhídrico 0,1 N
- d) extracción con agua caliente (80°C) del residuo de la extracción anterior, previa eliminación de cloruros por sucesivos lavados con agua fría
- e) extracción con agua caliente (80°C)

En todos los casos se introduce la muestra en un vaso de precipitado de dos litros y se le adicionan 1500 ml del solvente en cuestión. La extracción se favorece con una agitación mecánica con-

tinua. En los casos de extracción en caliente, el recipiente donde se efectúa la misma se sumerge en un baño termostático regulado a 80°C.

El tiempo que dura cada extracción es de treinta minutos, al cabo de los cuales el extractivo se filtra por embudo Buchner a través de una gasa doble. El residuo debe ser reextraído hasta agotamiento del material, hecho que se determina por la falta de opalescencia o turbidez al agregar una alícuota del extractivo sobre cuatro volúmenes de etanol de 96° a temperatura ambiente. Para llegar a este estado se deben realizar dos a tres reextracciones sucesivas con 500 ml de solvente cada vez. Los filtrados se reúnen y se mantienen a 4°C durante 24 horas; al cabo de ese tiempo se llevan a temperatura ambiente y se centrifugan durante diez minutos a 3000 rpm con el objeto de separar la roifolina, glicósido que cristaliza espontáneamente al enfriar el extractivo acuoso (Coussio, 1965).

Con el fin de separar cada mucílago del extractivo viscoso obtenido se vierte éste gota a gota sobre cuatro volúmenes de etanol de 96°, agitando continuamente. El polisacárido así separado se centrifuga, se elimina el sobrenadante y el precipitado se lava varias veces con etanol y luego con éter y finalmente se lleva a sequedad en desecador al vacío con cloruro de calcio anhidro como deshidratante. Una vez seco se pulveriza en mortero de porcelana, obteniéndose un polvo más o menos fino de color variable entre pardo-grisáceo y marrón oscuro, según el material vegetal del que procede. Las muestras así obtenidas se conservan en recipientes cerrados y al abrigo de la humedad.

De los cinco métodos ensayados, el que proporciona mayor cantidad de mucílago en todos los casos es el que se realiza en caliente, con agua a 80°C como agente extractante, por lo que en definitiva fue el adoptado.

Purificación

Un elevado contenido de cenizas evidencia un bajo grado de pureza, por lo que ésta es una de las primeras determinaciones a efectuar sobre cada uno de los mucílagos separados como se acaba de describir.

Dado que la proporción de cenizas es usualmente alta (25 a 30% en el caso de los mucílagos foliares de *Chorisia*) es corriente tratar de purificar los "mucílagos crudos" por repetidas precipitaciones con etanol, para lo cual son previamente redissueltos en agua hasta obtener soluciones de elevada viscosidad que se vierten sobre cuatro volúmenes de etanol de 96°, de la manera antes indicada.

Para controlar el proceso de purificación, luego de cada precipitación etanólica se determina el contenido de cenizas; así puede observarse que luego de una tercera precipitación, si bien la proporción de las mismas disminuye aproximadamente en un 10%, aún sigue siendo considerable (16 al 24%). En consecuencia y con el objeto de conseguir una mayor purificación se redissuelve el polisacárido en agua y se dializa sucesivamente frente a agua destilada y soluciones de ácido clorhídrico centésimo, milésimo y diezmilésimo molar, durante un tiempo variable. Los mejores resultados se obtienen dializando durante cincuenta horas frente a agua destilada.

Como paso final de la purificación, cada polisacárido dializado se precipita con etanol, se lava con etanol y éter, se seca a presión reducida y se pulveriza.

A pesar de la exhaustiva depuración realizada, los mucílagos aún producen por incineración una apreciable cantidad de cenizas (entre 10% y 20%), por lo que se decidió hacer el análisis cualitativo de las mismas.

Viscosidad relativa

Dado que la capacidad viscosante de los mucílagos es una de las propiedades que justifican su aplicación industrial, se juzgó conveniente efectuar un estudio viscosimétrico que contemplara la influencia de la concentración sobre la viscosidad de las soluciones.

El coeficiente de viscosidad se determina por comparación con el de otro líquido de referencia -habitualmente agua- utilizando un viscosímetro de Ostwald. Su empleo requiere medir los tiempos necesarios para que volúmenes iguales de líquido problema y líquido de referencia pasen por el mismo tubo capilar, a una temperatura dada.

La ecuación aplicada es la siguiente:

$$\frac{\eta_1}{\eta_2} = \frac{\delta_1 t_1}{\delta_2 t_2} \quad , \text{ en la que:}$$

η_1 : coeficiente de viscosidad de la solución mucilaginosa

δ_1 : densidad de la solución mucilaginosa

t_1 : tiempo de escurrimiento de la solución mucilaginosa

η_2 : coeficiente de viscosidad del agua

δ_2 : densidad del agua

t_2 : tiempo de escurrimiento del agua

La densidad del agua a la temperatura de trabajo se extrae de tablas (Handbook of Chemistry and Physics, 30a. Ed.), mientras que las densidades de las soluciones mucilaginosas se obtienen por el método del picnómetro.

Se analizó el comportamiento viscosimétrico de soluciones de concentración creciente (0,1% a 0,5%) de cada uno de los polisacáridos estudiados. Los valores de viscosidad relativa se expresan en centipoises (cps) y con ellos se confeccionan los gráfi-

cos correspondientes, en función de la concentración de las soluciones.

Desviación polarimétrica

Se determinó la actividad de soluciones diluídas de los polisacáridos purificados frente a la luz polarizada. Para ello se midieron las rotaciones angulares de acuerdo a lo indicado por Farmacopea Argentina VIa.Ed., a 24°C en un tubo de 1 dm, empleando luz D de sodio (5890 Å) a la concentración de 0,01% en agua.

Establecimiento del grado de homogeneidad de los polisacáridos purificados

Antes de proceder a la determinación cuali y cuantitativa de los componentes individuales de los polisacáridos estudiados es preciso establecer el grado de homogeneidad de los mismos, para lo que puede recurrirse a la electroforesis de zona sobre papel (Rizvi et al., 1970).

La electroforesis se lleva a cabo sobre tiras de papel Whatman N°1 de 22 x 3 cm, humedecidas con una solución tampón de borato de sodio de pH 9,24, a 260 v-2,5 mA. La cantidad de material a sembrar es de 10 µg y el tiempo de desarrollo de aproximadamente dos horas y media. Como revelador se emplea solución de bencidina (Smith, 1969); la visualización de las bandas se ve considerablemente favorecida por exposición de las tiras a la luz ultravioleta.

Con fines comparativos se determinaron asimismo los valores de movilidad electroforética de cada uno de los polisacáridos estudiados.

Carácter ácido de los polisacáridos

En los polisacáridos purificados se determina el contenido de ácidos urónicos empleando la técnica colorimétrica del car

bazol (McComb y McReady, 1952). Para ello previamente es necesario confeccionar una curva patrón con cantidades variables (10 a 100 μg) de ácido galacturónico monohidrato (PM 212,16). A este respecto debe aclararse que lo que en realidad se valora es ácido anhidro-galacturónico (PM 176,12), ya que el ácido sulfúrico concentrado que se utiliza en la reacción lo deshidrata y lactoniza, por lo que la relación molar ácido galacturónico monohidrato/ácido anhidrogalacturónico (0,83) debe tenerse en cuenta al confeccionar la curva de calibración.

Para proceder al dosaje de ácidos urónicos en los mucílago purificados se utilizan soluciones al 0,1% en agua, las que previamente deben ser desesterificadas; para ello se ponen en contacto 5 ml de cada solución con 15 ml de hidróxido de sodio 0,05 N durante 30 minutos a 28-30°C, completándose finalmente el volumen a 25 ml, con lo que se obtiene una concentración final de 0,02%. Es necesario destacar aquí que si bien el método original aconseja una concentración diez veces más diluída, la misma está calculada para pectinas, que contienen de 80% a 90% de ácido urónico. Dado que los mucílago presentan una menor proporción (15% a 20%), se estimó conveniente utilizar soluciones de mayor concentración para facilitar las lecturas espectrofotométricas. El proceso de desesterificación mencionado se hace imprescindible ante la posibilidad de existencia de ésteres metílicos que interfieren en la reacción colorimétrica.

Se toman 2 ml de la solución así desesterificada y diluída y se agregan a 12 ml de ácido sulfúrico concentrado enfriado en baño de hielo a 3°C. La mezcla se calienta en baño de agua hirviente durante 10 minutos, posteriormente se enfría a 20°C y se le incorpora un ml de solución reactivo de carbazol al 0,15% en etanol purificado. Luego de agitar y dejar en reposo a temperatura ambiente durante 20 a 30 minutos se determina a 520 nm la intensidad del color rosa-violáceo desarrollado y los resultados obtenidos se transforman en valores de ácido urónico mediante el uso de una cur-

va patrón.

Simultáneamente se estima la acidez de los polisacáridos por titulación potenciométrica. Para ello se toman 10 ml de una solución al 0,5% en agua y se hacen pasar a través de una columna de vidrio de 1 x 25 cm conteniendo Amberlita IR-120 (H^+) y finalmente se llevan a volumen de 50 ml. De esta solución se toma una alícuota de 20 ml y se titula con hidróxido de sodio 0,01 N hasta pH 7 (Misaki y Smith, 1962). La resina utilizada debe lavarse previamente y en forma sucesiva con hidróxido de sodio 1 N, ácido clorhídrico 1N y agua destilada recientemente hervida y enfriada. Sobre el agua de lavado se practica un "blanco de titulación" utilizando la misma solución de hidróxido de sodio 0,01 N y este valor es descontado de las titulaciones realizadas. Los resultados se expresan como miliequivalentes de hidróxido de sodio por miligramo de polisacárido purificado.

Contenido de nitrógeno total

Debido a que en muchos casos tanto los polisacáridos provenientes de mucílagos como de exudados gomosos se presentan asociados a proteínas, se procedió a determinar el contenido de nitrógeno de cada mucílago purificado por medio del micrométodo de Kjeldahl descrito en Farmacopea Argentina VIa. Edición. La determinación se realiza sobre 100 mg de muestra y los resultados se expresan en gramos por ciento de nitrógeno y en gramos por ciento de proteínas, valor éste que resulta de multiplicar el anterior por el factor 6,25. Paralelamente se determina el contenido de humedad de cada muestra por el método de Karl Fischer y con este dato se corrigen los valores obtenidos.

Hidrólisis parcial

El orden en que los monosacáridos se van separando de la molécula polisacáridica y la velocidad con que lo hacen ante condiciones hidrolíticas suaves, así como las características de esta última proporcionan una información básica sobre la estructura del mucílago. En algunos casos el simple calentamiento de la solución mucilaginoso es suficiente como para liberar los primeros componentes, pero por lo general es necesario recurrir al empleo de ácidos minerales diluidos como el ácido sulfúrico 0,05 N, analizando por cromatografía las muestras que se extraen a intervalos de cinco minutos (Agrawal et al., 1972).

Al aplicar este último procedimiento a los mucílagos de las especies de *Chorisia* estudiadas pudo comprobarse que las condiciones hidrolíticas eran demasiado débiles (ausencia de azúcares simples al cabo de una hora de hidrólisis), por lo que en definitiva se recurrió a aumentar la concentración del agente hidrolítico. En consecuencia se disolvieron 100 mg de cada mucílago en 80 ml de ácido sulfúrico 0,2 N y se mantuvieron en baño de agua hirviente por espacio de tres horas. Los primeros monosacáridos liberados aparecen recién a los treinta minutos de iniciado el proceso.

Hidrólisis total

Para poder iniciar el análisis cuali-cuantitativo de los componentes individuales de los mucílagos en estudio se hace necesario efectuar la hidrólisis total de los mismos. Para ello se colocan 200 mg de muestra y 8 ml de agua destilada en un mortero de porcelana y se trabaja con un pilón hasta obtener una solución altamente viscosa a la que se le agregan 2 ml de ácido sulfúrico 5 N, con lo que el volumen final es de 10 ml y la concentración de ácido sulfúrico es 2 N. La adopción de este procedimiento obedece a

que los mucílago de *Chorisia* no se disuelven totalmente en ácido sulfúrico 2 N, por lo que se hace necesario solubilizarlos previamente en agua para luego llevarlos al medio ácido que requiere la hidrólisis. Las soluciones se homogenizan y se colocan en ampollas de vidrio Pyrex que se cierran a la llama y se calientan en estufa a 120°C durante 8 horas (Misaki y Smith, 1962).

Luego de ser hidrolizadas, las soluciones se neutralizan con hidróxido y carbonato de bario y los iones bario residuales se eliminan por pasaje a través de una columna (1,5 x 25 cm) de Amberlita IR-120 (H⁺). Finalmente cada hidrolizado se concentra al vacío en evaporador rotatorio y se lleva a volumen final de 5 ml, con isopropanol al 10% en agua (Karawya et al., 1970; Aspinall, 1965).

Los hidrolizados deben ser conservados en refrigerador hasta el momento de su análisis cromatográfico. El agregado de isopropanol impide la contaminación de los mismos.

Análisis cualitativo

Los productos de la hidrólisis total fueron analizados por cromatografía en papel y capa fina frente a sustancias patrones y su identidad confirmada por co-cromatografía. Para ello se ensayaron las siguientes técnicas cromatográficas:

a. Cromatografía en capa fina sobre sílicagel G (Merck) impregnada con ácido bórico 0,034 M

Solvente I: n-Butanol-Acetato de Etilo-Isopropanol-Acido Acético-Agua (3:10:6:6:3). Tiempo de corrida 90 minutos (Lato et al., 1971)

Solvente II: n-Butanol-Etanol-Acido Clorhídrico 0,1 N (1:10:5). Tiempo de corrida 90 minutos (Stahl, 1969)

Solvente III: n-Butanol-Metanol-Agua (5:3:1). Tiempo corrida 2 horas (Lato et al., 1971).

Solvente IV: Metanol-Cloroformo-Acetona-Amoníaco 28° Bé (5:2:3:2). Tiempo de corrida 1 hora (Lato et al., 1971).

En todos los casos se siembran 25 a 50 microlitos de cada uno de los hidrolizados y como reactivos reveladores se utilizan ftalato de anilina o naftoresorcinol (Smith, I., 1969).

Los resultados logrados con estos sistemas cromatográficos no fueron buenos, ya que ninguno de ellos brindó información definitiva respecto a la composición cualitativa de los polisacáridos analizados. Así, los Solventes I y III no permiten separar Glucosa de Arabinosa, monosacáridos que presentan el mismo valor de R_f y que luego de revelados no pueden diferenciarse por el color desarrollado. Por otra parte, con el Solvente II los valores de R_f de todos los azúcares son muy altos, mientras que con el Solvente IV, si bien se consigue separar a los dos monosacáridos antes mencionados, se producen "colas" que perjudican su capacidad de resolución.

b. Cromatografía en capa fina sobre Kieselgur G (Merck) impregnada con buffer fosfato de pH 5

Solvente V: n-Butanol-Acetona-Buffer fosfato de pH 5 (4:5:1). Tiempo de corrida una hora. Solución reveladora: p-anisaldehído (Stahl, 1969).

Este método cromatográfico arrojó buenos resultados, permitiendo la identificación de todos los monosacáridos presentes; además el reactivo revelador utilizado desarrolla colores diferenciales que favorecen la individualización de los distintos componentes.

c. Cromatografía descendente sobre papel Whatman N° 1 (23 x 56 cm)

Solvente VI: Acetato de Etilo-Acido Acético-Agua (4:1:1). Tiempo de corrida 25 horas. Revelador: solución de Bencidina (Smith, I., 1969). Cantidad sembrada 200 microlitros de hidrolizado.

Dado que este solvente no permite la separación de los ácidos urónicos identificados previamente por cromatografía en capa

fina, se probó un solvente de desarrollo específico para su resolución:

Solvente VII: Acetato de Etilo-Acido Fórmico-Acido Acético-Agua (18:1:3:4). Tiempo de desarrollo 36 horas.

A pesar de desarrollar la cromatografía durante un tiempo prudencialmente largo, a fin de favorecer la separación de los azúcares ácidos, la resolución no es buena, por lo que este solvente se descartó a tal efecto.

d. Cromatografía descendente sobre papel Whatman 3MM
(23 x 56 cm)

Solvente VIII: Acetato de Etilo-Piridina-Agua (12:5:4). Tiempo de corrida 13 horas.
Revelador: solución de bencidina.
(Smith, I., 1969). Cantidad sembrada 250 microlitros de hidrolizado.

Mediante el uso de este sistema cromatográfico se logra una muy buena separación de los ácidos urónicos entre sí y del resto de los azúcares, como así también es posible la resolución e identificación de los demás monosacáridos neutros. El único inconveniente en este caso es que la separación de Manosa y Arabinosa no es neta, en razón de sus cercanos valores de R_g.

Determinación cuantitativa

La proporción en la que los distintos monosacáridos integran la molécula de cada uno de los polisacáridos mucilaginosos fue determinada mediante la aplicación -con algunas modificaciones- de la técnica desarrollada por Dubois et al. (1956). El método está basado en la reacción del fenol-sulfúrico, que permite dosar pequeñas cantidades de azúcares y que en conjunción con la cromatografía de partición sobre papel, se utiliza con éxito para determinar la composición química de polisacáridos.



Consecuentemente y en forma previa a la aplicación de la técnica colorimétrica, los monosacáridos deben separarse por cromatografía. Para ello se adopta la técnica descendente sobre papel Whatman 3MM con el Solvente VIII. El polisacárido separado de *Chorisia speciosa* contiene Manosa y Arabinosa, monosacáridos que no logran separarse por este medio lo suficiente como para ser estimados cuantitativamente en forma individual, por lo que en este caso se recurre en forma complementaria al empleo de papel Whatman N° 1 con el Solvente VII.

Luego de su separación cromatográfica los monosacáridos se extraen de los respectivos cromatogramas por elución de los mismos con agua y se valoran espectrofotométricamente.

A pesar de ser éste un método simple, sensible y que proporciona resultados fácilmente reproducibles, ciertos factores complican el análisis, fundamentalmente los hidratos de carbono solubles que se presentan como impurezas del papel cromatográfico y que son extraídos del mismo durante el proceso de elución junto a los azúcares a ser analizados. Sin embargo este error puede ser evitado realizando simultáneamente un "blanco", siendo por otra parte posible reducir considerablemente el valor de este último por lavado previo del papel cromatográfico con solución al 1% de amoníaco (Novellie L., 1950). Para ello se coloca el papel en la cuba cromatográfica y se permite que la solución amoniaca fluya a través de ellos por espacio de 15 horas.

Luego de lavado, cada papel es secado y sobre él se trazan 3 líneas equidistantes en el sentido del mayor diámetro que lo dividen en cuatro zonas iguales. Se siembran 200 microlitros en cada una de las zonas externas y 1 ml "en banda" en una de las centrales, mientras que la otra zona central oficia de "blanco".

Luego de desarrollar el cromatograma el tiempo requerido (13 horas), únicamente las zonas marginales se recortan y revelan con solución de bencidina, lo que permite localizar los distin

tos azúcares presentes. Posteriormente se reconstituye el cromatograma y se delimitan las áreas correspondientes en ambas zonas centrales (las de una de ellas servirán de "blanco" para cada azúcar). Estas áreas se recortan y transfieren en forma individual a frascos Borell conteniendo 20 ml de agua destilada y se dejan eluir durante 20 minutos, agitando suavemente de tanto en tanto. Posteriormente los eluatos se filtran a través de lana de vidrio para separar las fibras de celulosa que pueden desprenderse en el proceso de elución.

Finalmente se practican las determinaciones colorimétricas sobre alícuotas de 2 ml de cada uno de los eluatos, a las que se añade 1 ml de solución de fenol al 5% (P/V) y 5 ml de ácido sulfúrico concentrado ($d = 1,84$), cuidando que el mismo no toque las paredes del tubo de ensayo y que escurra de la pipeta antes de transcurridos 20 segundos.

Los tubos se dejan en reposo por espacio de 10 minutos, luego se agitan vigorosamente y por último se colocan en un baño de agua a 25-30°C durante 10 a 20 minutos. La absorbancia del color amarillo-anaranjado desarrollado se mide espectrofotométricamente a 480 nm para pentosas y ácidos urónicos y a 485 nm para hexosas. Los valores de absorbancia se transforman en cantidad de azúcar mediante el uso de las respectivas curvas patrones, obtenidas sometiendo cantidades variables de cada monosacárido (125, 250, 500, 750 y 1000 microgramos) a la técnica descripta.

RESULTADOS OBTENIDOS

Localización anatómica de las zonas productoras de mucílago.

Viscosimetría.

Polarimetría.

Contenido de cenizas.

Homogeneidad de los polisacáridos.

Nitrógeno total y Nitrógeno proteico.

Carácter ácido de los polisacáridos.

Hidrólisis parcial.

Composición química.

Localización anatómica de las zonas productoras de mucílago

Las zonas responsables de la formación de mucílago adoptan una distribución variada en los folíolos de las cuatro especies estudiadas. En *Chorisia insignis* puede observarse (fig. 1A) que a nivel de la nervadura central, bordeando el haz líbero-leñoso de la misma se presenta una banda mucilaginoso a modo de vaina discontinua e irregular, advirtiéndose además en el parénquima cortical de esta nervadura la existencia de glándulas o cámaras que contienen mucílago. También se señala la disposición de una delgada capa de mucílago en forma continua alrededor de las venas secundarias. Los folíolos de esta especie presentan una epidermis monoestratificada, con grandes células mucilaginosas en la cara adaxial, dispuestas en forma regular y cada dos células epidérmicas, a diferencia de la epidermis abaxial en la que se encuentra un menor número de células productoras de mucílago y de tamaño semejante al de las epidérmicas.

El corte transversal de folíolos de *Chorisia pubiflora* (fig. 1B) muestra que en el parénquima cortical de la vena central los mucílagos se ubican en cámaras que se disponen muy próximamente unas de otras, llegando a constituir a veces una zona continua que acompaña por fuera a una vaina del haz también productora de mucílago. La epidermis superior es pluriestratificada, con grupos constituídos por 2 a 3 células contiguas y de mayor tamaño que las epidérmicas, especializadas en la producción de mucílago; en la cara inferior el número de células mucilaginosas es menor y de igual tamaño que las de la superior. También elaboran mucílagos las células que integran la vaina del haz de nervaduras secundarias.

En *Chorisia speciosa* (fig. 2A) se advierte una vaina mucilaginoso continua que rodea la mitad inferior del haz líbero-leñoso de la nervadura principal y al igual que en las especies anteriores se observan cámaras de mucílago en el parénquima cortical

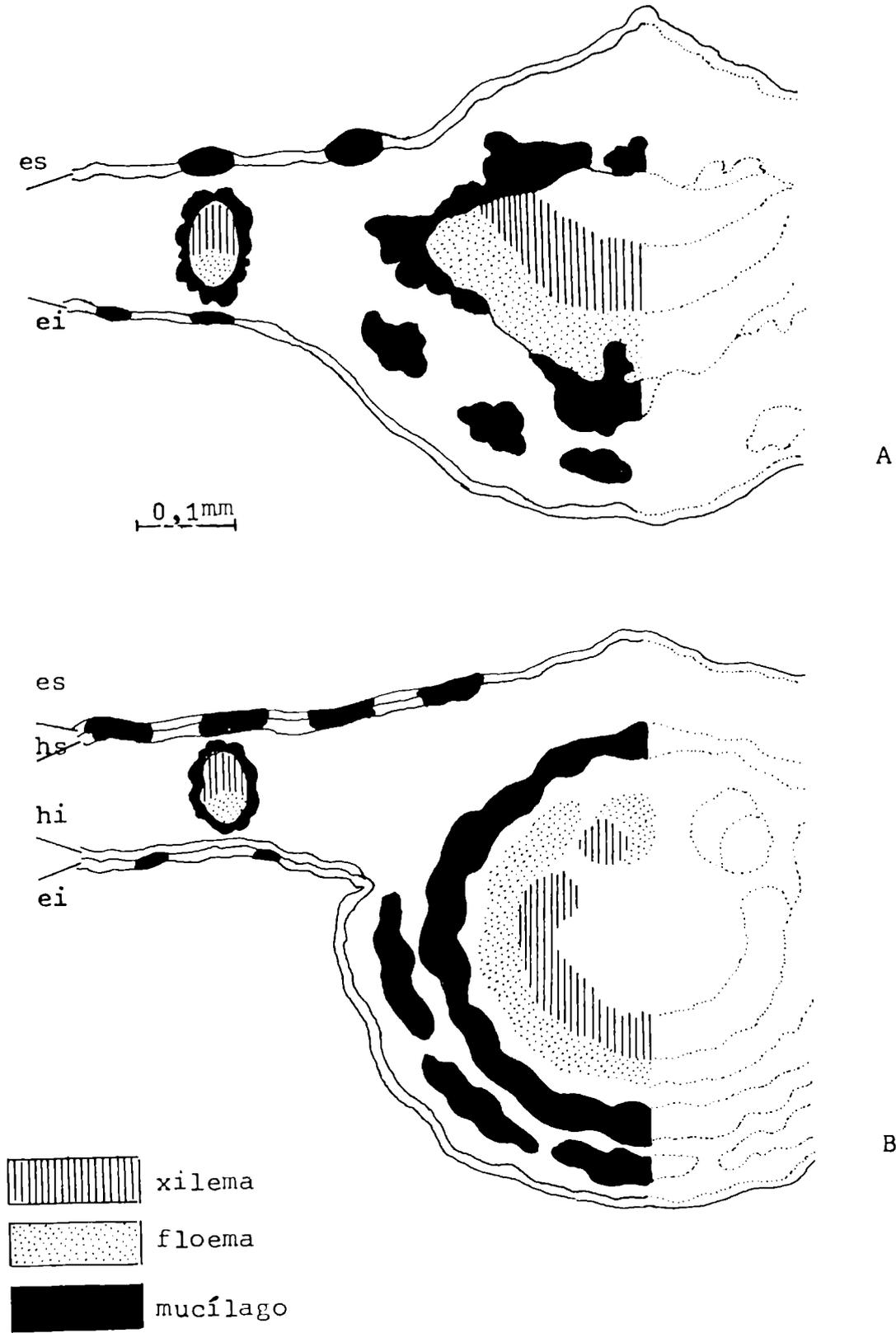


Figura 1: Corte transversal de folíolo.

A: *Chorisia insignis* H.B.K.

B: *Chorisia pubiflora* (St. Hil.) Dawson

es: epidermis superior. ei: epidermis inferior. hs.: hipodermis superior hi: hipodermis inferior.

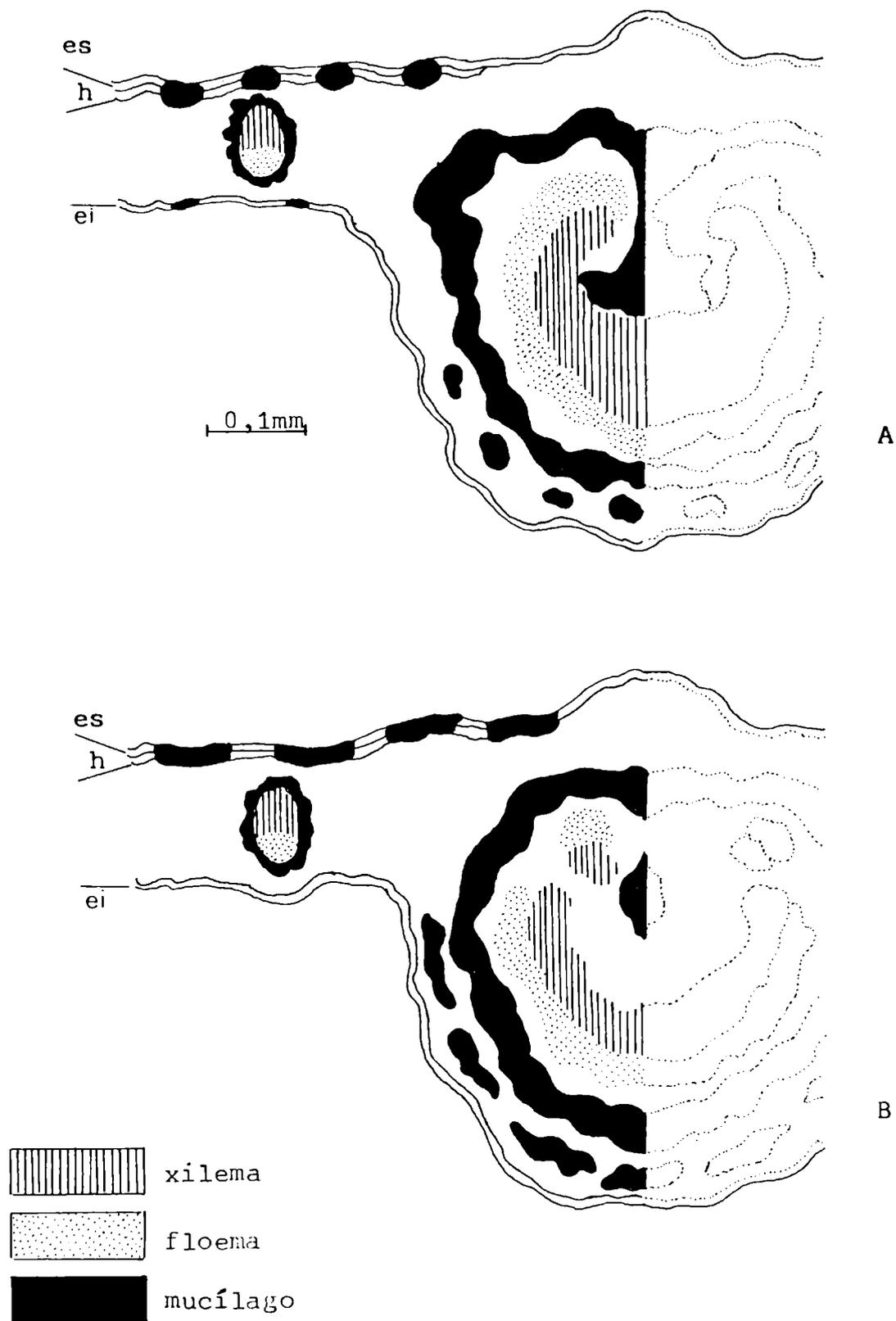


Figura 2: Corte transversal de folíolo

A: *Chorisia speciosa* St. Hil.

B: *Chorisia crispiflora* H.B.K.

es: epidermis superior.

ei: epidermis inferior

h: hipódermis

de la misma. En las nervaduras secundarias sólo en algunos casos hay vainas del haz de naturaleza mucilaginosas. En esta especie únicamente la epidermis adaxial es pluriestratificada, encontrándose idioblastos mucilaginosos de mayor tamaño que las células epidérmicas, dispuestos aisladamente y llegando hasta el parénquima en empalizada. En la epidermis inferior o abaxial sólo existen algunas células conteniendo mucílago.

El estudio histológico de los folíolos de *Chorisia crispiflora* (fig. 2B) evidencia una distribución de zonas productoras de mucílagos muy similar a la de las demás especies pero con un carácter distintivo: la ausencia de células mucilaginosas en la epidermis abaxial. La epidermis superior es pluriestratificada y en el corte transversal las células con mucílago aparecen asociadas en grupos de 3 a 5 células.

Teniendo en cuenta la estructura anatómica de los folíolos estudiados y la distribución de los tejidos elaboradores de mucílagos se puede establecer la siguiente clave anatómica para la determinación de las especies de *Chorisia* que crecen en el país:

- A. Epidermis adaxial y abaxial monoestratificadas
y distribución discontinua de mucílago en la
vainas del haz de la nervadura central

Chorisia insignis

- AA. Epidermis adaxial y/o abaxial pluriestratificada y distribución continua de mucílago
en la vainas del haz de la nervadura central

- B. Ambas epidermis pluriestratificadas

Chorisia pubiflora

- BB. Solamente epidermis adaxial pluriestratificada.

- C. Con células mucilaginosas en la epidermis abaxial.

Chorisia speciosa

- CC. Sin células mucilaginosas en la epidermis abaxial

Chorisia crispiflora

Rendimiento del método extractivo utilizado

Los resultados se expresan en gramos de mucílago purificado por cien gramos de folíolos secos. La producción de mucílago es relativamente baja (1,5 a 2,1 g%), pero ello es producto del intenso proceso de purificación al que son sometidos los mucílagos crudos, cuyo rendimiento es alrededor de seis veces mayor (9 a 12 g%).

	Rendimiento de mucílago (g%)
<i>Chorisia insignis</i>	1,5
<i>Chorisia pubiflora</i>	1,9
<i>Chorisia speciosa</i>	1,6
<i>Chorisia crispiflora</i>	2,1

Viscosimetría

El comportamiento viscosimétrico de soluciones de concentración creciente (0,1% a 0,5%) de cada uno de los polisacáridos en estudio puede apreciarse con claridad en el gráfico de viscosidad relativa (cps) en función de la concentración (g%) que se acompaña (fig. 3)

	Concentración (g%)	Viscosidad relativa (cps)
<i>Chorisia insignis</i>	0,1	1,09
	0,2	1,25
	0,3	1,45
	0,4	1,73
	0,5	1,95
<i>Chorisia pubiflora</i>	0,1	0,94
	0,2	0,94
	0,3	1,00
	0,4	1,03
	0,5	1,14
<i>Chorisia speciosa</i>	0,1	1,08
	0,2	1,22
	0,3	1,32
	0,4	1,42
	0,5	1,60
<i>Chorisia crispiflora</i>	0,1	1,05
	0,2	1,25
	0,3	1,47
	0,4	1,78
	0,5	2,01

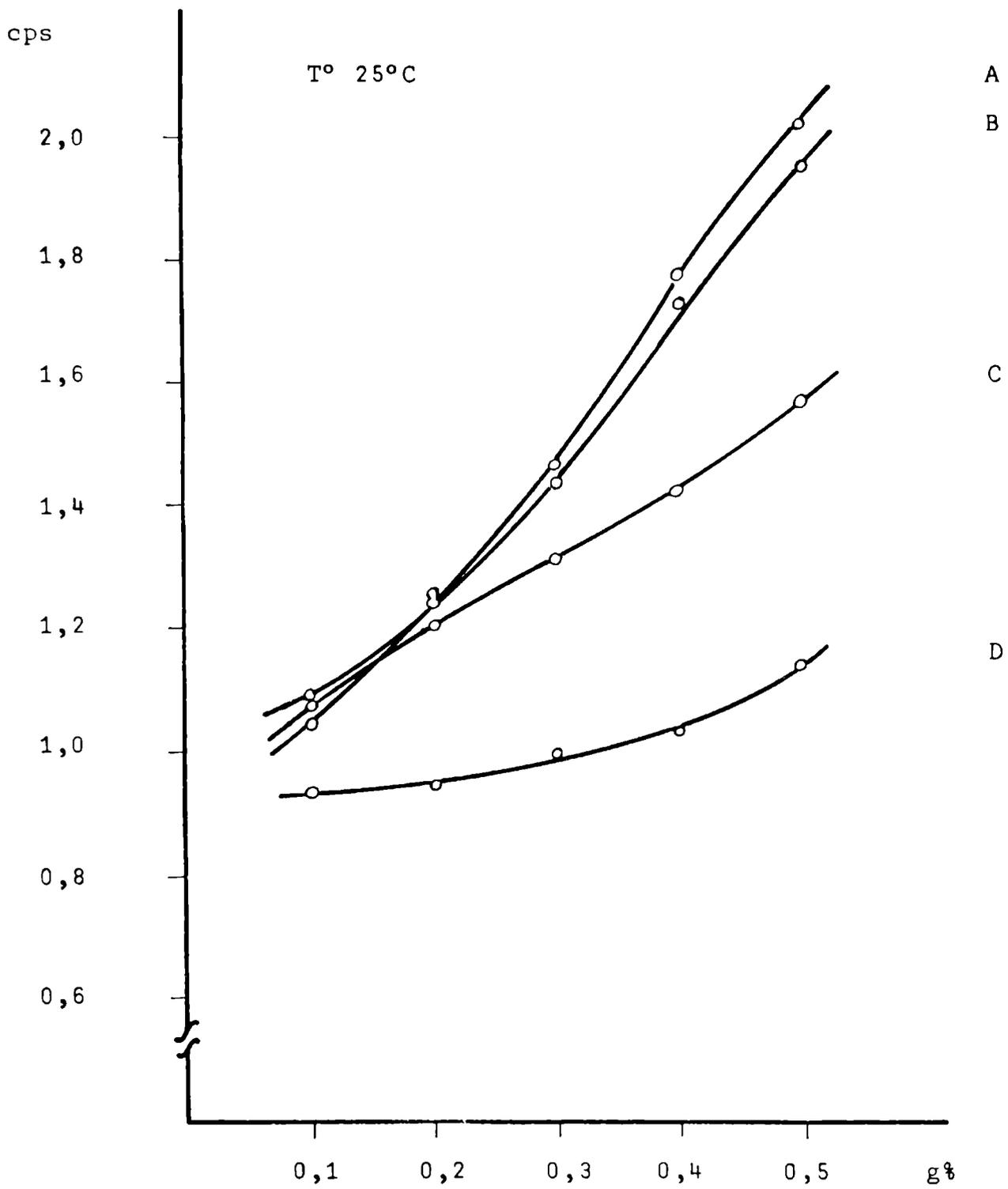


Figura 3. Viscosidades relativas.

A: *Chorisia crispiflora*.

B: *Chorisia insignis*.

C: *Chorisia speciosa*

D: *Chorisia pubiflora*

Homogeneidad de los polisacáridos

Todos los polisacáridos resultaron homogéneos por electroforesis en papel, apreciándose luego del revelado una sola banda desplazada hacia el compartimiento catódico. Los valores de movilidad electroforética obtenidos (buffer borato de sodio, pH 9,24) fueron los siguientes:

	Movilidad electroforética ($\text{cm}^2 \cdot \text{volt}^{-1} \cdot \text{seg}^{-1} \cdot 10^{-5}$)
<i>Chorisia insignis</i>	2,04
<i>Chorisia pubiflora</i>	1,99
<i>Chorisia speciosa</i>	2,30
<i>Chorisia crispiflora</i>	2,46

Nitrógeno total y Nitrógeno proteico

Previamente a su estimación se procedió a determinar el contenido de humedad de cada mucílago purificado por la técnica de Karl Fischer.

	Contenido de humedad (g%)
<i>Chorisia insignis</i>	11,7
<i>Chorisia pubiflora</i>	8,7
<i>Chorisia speciosa</i>	11,6
<i>Chorisia crispiflora</i>	9,3

Con estos valores se corrigieron los resultados obtenidos por aplicación del método de Kjeldahl

	Nitrógeno (g%)	Nitrógeno proteico (N% x 6,25)
<i>Chorisia insignis</i>	2,0	12,7
<i>Chorisia pubiflora</i>	1,9	11,7
<i>Chorisia speciosa</i>	2,5	15,9
<i>Chorisia crispiflora</i>	2,3	14,1

Carácter ácido de los polisacáridos

La cantidad de ácidos urónicos presentes en los polisacáridos investigados se determinó aplicando la técnica colorimétrica del carbazol a soluciones acuosas diluídas. Los valores de absorbancia se convierten en microgramos de ácido urónico mediante el uso de una curva patrón de ácido anhidrogalacturónico.

Los datos que se consignan a continuación resultan de promediar al menos cuatro determinaciones y están corregidos de acuerdo al contenido de humedad y de proteínas presentes en cada uno de los mucílagos.

	Acidos urónicos (g%)
<i>Chorisia insignis</i>	34,0
<i>Chorisia pubiflora</i>	16,7
<i>Chorisia speciosa</i>	19,6
<i>Chorisia crispiflora</i>	23,0

La acidez de los polisacáridos fue medida también por titulación potenciométrica, expresándose los resultados como miliequivalentes de hidróxido de sodio por miligramo de polisacárido purificado.

	mEq de NaOH/mg de polisacárido
<i>Chorisia insignis</i>	25,4 . 10 ⁻²
<i>Chorisia pubiflora</i>	26,5 . 10 ⁻²
<i>Chorisia speciosa</i>	19,7 . 10 ⁻²
<i>Chorisia crispiflora</i>	18,6 . 10 ⁻²

Hidrólisis parcial

Bajo condiciones hidrolíticas suaves (ácido sulfúrico 0,2 N, 100°C) no hay liberación de monosacáridos antes de los trein

ta minutos de iniciado el proceso. El primer monosacárido liberado es Arabinosa, seguido en todos los casos por Galactosa, Rhamnosa y Xilosa, en ese orden. Al cabo de tres horas de hidrólisis no se detecta la presencia de ningún otro azúcar por cromatografía en capa fina. La velocidad con que aparecen los distintos productos de hidrólisis parcial es considerablemente menor en *Chorisia insignis* que en las otras especies.

Composición química

Los polisacáridos mucilaginosos investigados están compuestos por una fracción ácida constituida en todos los casos por ácido glucurónico y ácido galacturónico y una fracción neutra de composición variable.

La determinación de cada monosacárido se realiza por medición de la absorbancia de la reacción de color que se origina al ponerlo en contacto con fenol y ácido sulfúrico concentrado. Los valores de densidad óptica obtenidos se convierten en miligramos de azúcar por el uso de curvas patrones. Los resultados se expresan como gramos de azúcar por cien gramos de polisacárido.

	<i>Chorisia insignis</i>	<i>Chorisia pubiflora</i>	<i>Chorisia speciosa</i>	<i>Chorisia crispiflora</i>
Ac. Galacturónico	7,6	12,4	5,3	17,1
Ac. Glucurónico	34,1	26,4	12,0	25,8
Arabinosa	4,0	7,7	6,6	8,1
Ribosa	-	1,2	3,0	1,1
Xilosa	1,7	1,2	6,2	1,8
Galactosa	3,3	8,3	16,1	11,7
Glucosa	4,7	7,4	9,1	10,9
Manosa	-	-	5,8	-
Rhamnosa	44,6	35,3	35,9	23,4

Por la importancia que puede tener en el establecimiento de la estructura de cada polisacárido, los resultados se expresan también en relaciones molares, tomando como unidad el monosacárido menos abundante.

	<i>Chorisia insignis</i>	<i>Chorisia pubiflora</i>	<i>Chorisia speciosa</i>	<i>Chorisia crispiflora</i>
Ac. Galacturónico	3,5	8,0	1,4	12,0
Ac. Glucurónico	15,5	17,0	3,1	18,1
Arabinosa	2,4	6,4	2,2	7,4
Ribosa	-	1,0	1,0	1,0
Xilosa	1,0	1,0	2,1	1,6
Galactosa	1,6	5,7	4,5	8,9
Glucosa	2,3	5,1	2,5	8,3
Manosa	-	-	1,6	-
Rhamnosa	24,0	26,1	10,1	19,5

Cuadro sinóptico de resultados

	<i>Chorisia insignis</i>	<i>Chorisia pubiflora</i>	<i>Chorisia speciosa</i>	<i>Chorisia crispiflora</i>
Rendimiento (g%)	1,5	1,9	1,6	2,1
Cenizas (g%)	18,9	15,9	21,4	9,7
Boro	++	+	+	-
Fósforo	+	+	++	+
Manganeso	+	+	++	+
Magnesio	+	+	++	+
Calcio	+	++	+	+
Silicio	+	++	+	+
Cobre	++	++	++	+
Hierro	+	+	+	+
Cinc	+	+	+	+
Viscosidad relativa (cps) (conc.: 0,5% en agua)	1,95	1,14	1,6	2,01
Poder rotatorio $[\alpha]_D^{24}$	+ 51,8	+ 54,7	+ 53,5	+ 53,5
Movilidad electroforética (cm ² /volt.seg). 10 ⁻⁵	2,04	1,99	2,3	2,46
Humedad (%)	11,7	8,7	11,6	9,3
* Nitrógeno (g%)	2,0	1,9	2,5	2,3
Nitrógeno proteico (N% . 6,25)	12,7	11,7	15,9	14,1
**Acidos urónicos (g%) carbazol	34,0	16,7	19,6	23,0
Titulación potenciométrica (mEq NaOH/mg polisac.) 10 ⁻²	25,4	26,5	19,7	18,6
Composición química*** (% del polisac. total)				
Acido Galacturónico	(3,5) 7,6	(8,0) 12,4	(1,4) 5,3	(12,0) 17,1
Acido Glucurónico	(15,5) 34,1	(17,0) 26,4	(3,1) 12,0	(18,1) 25,8
Arabinosa	(2,4) 4,0	(6,4) 7,7	(2,2) 6,6	(7,4) 8,1
Xilosa	(1,0) 1,7	(1,0) 1,2	(2,1) 6,2	(1,6) 1,8
Ribosa	-	(1,0) 1,2	(1) 3,0	(1,0) 1,1
Galactosa	(1,6) 3,3	(5,7) 8,3	(4,5) 16,1	(8,9) 11,7
Glucosa	(2,3) 4,7	(5,1) 7,4	(2,5) 9,1	(8,3) 10,9
Manosa	-	-	(1,6) 5,3	-
Rhamnosa	(24,0) 44,6	(26,9) 35,3	(10,1) 35,9	(19,5) 23,4

* Corregido por humedad

** Corregido por humedad y contenido proteico

*** Relaciones molares entre paréntesis

DISCUSION DE LOS RESULTADOS

Estudio fitoquímico comparado.

Aplicación quimiotaxonómica.

Estudio fitoquímico comparado

El género *Chorisia* H.B.K. (Bombacaceae) está representado por -a lo sumo- diez especies sudamericanas distribuidas en zonas templadas del continente, de las cuales cuatro crecen espontáneamente o son cultivadas en el país: *Ch. insignis* H.B.K., *Ch. pubiflora* (St.Hil) Dawson, *Ch. speciosa* St.Hil. y *Ch. crispiflora* H.B.K.

Los mucílagos de origen foliar de las cuatro especies mencionadas han sido objeto de un detallado estudio fitoquímico. El análisis comparado de los resultados obtenidos sugiere algunas consideraciones que se detallan a continuación.

Puede apreciarse la considerable homogeneidad de los mismos, tanto en lo que se refiere a algunas de sus propiedades físicas como a su composición química. El rendimiento está dentro de los valores previstos para los mucílagos de hojas (1,5 a 2,1%). El poder rotatorio de soluciones acuosas es significativamente coincidente y en menor medida lo son los valores de movilidad electroforética y nitrógeno proteico.

Si bien la capacidad viscosante no es muy elevada, los mucílagos de *Ch. crispiflora* y de *Ch. insignis* proveen soluciones casi doblemente viscosas que el de *Ch. pubiflora*, en tanto que el de *Ch. speciosa* ocupa una posición intermedia.

A diferencia de lo que ocurre en *Ch. speciosa* y en menor medida en *Ch. insignis*, no se advierte correspondencia entre el contenido de ácidos urónicos determinado sobre el polisacárido entero (técnica del carbazol) y los valores obtenidos por cromatografía después de la hidrólisis total, hecho que ya ha sido observado en el estudio de mucílagos (Moyna y Ramos, 1975) y que en este caso podría obedecer tanto a diferencias estructurales como al elevado contenido de cenizas.

El análisis de la composición química permite aportar algunas observaciones: *Ch. speciosa* es la única que contiene Mano-

sa, mientras que por otra parte *Ch. insignis* carece de Ribosa; los otros dos mucílagos muestran una composición muy semejante.

Salvo *Ch. crispiflora*, donde el monosacárido predominante es Acido Glucurónico, en los otros tres casos Rhamnosa es el azúcar principal; por otra parte Ribosa es el que está en menor cantidad, a excepción de *Ch. insignis*, en la que al no haber Ribosa es Xilosa el menos abundante.

Teniendo en cuenta las relaciones molares, Rhamnosa aparece como el componente que en todos los casos se encuentra en mayor proporción, seguida por Acido Glucurónico, excepto en el mucílago de *Ch. speciosa*, donde esa posición es ocupada por Galactosa.

Finalmente puede señalarse que la razón molar Acido Glucurónico/Acido Galacturónico en *Ch. insignis* es dos veces mayor que en *Ch. pubiflora* y *Ch. speciosa* y tres veces más grande que en *Ch. crispiflora*. En cambio la relación molar Hexosas/Pentosas es significativamente homogénea (1,2 a 1,7).

Aplicación quimiotaxonómica

Cuando Dawson (1944) decide trasladar *Ceiba pubiflora* (St.Hil.) Schum. al género *Chorisia*, creando la combinación *Chorisia pubiflora* (St.Hil.) Dawson, propone paralelamente una "Clave para la determinación de las especies de *Chorisia* cultivadas en la República Argentina" que se transcribe a continuación, en la que incluye únicamente caracteres florales.

- | | |
|--|--------------------------------|
| A. Estambres separados en casi toda su longitud | |
| B. Estambres formando un largo tubo estaminal | 1. <i>Chorisia pubiflora</i> |
| 1. Pétalos angostos, lineales, con el margen encrespado | |
| 2. Pétalos espatulado-aovados, con el margen liso o levemente ondulado | 2. <i>Chorisia crispiflora</i> |

a. Flores rosadas

3. *Chorisia speciosa*

b. Flores blancas

4. *Chorisia insignis*

En base a ella no hay dificultad en separar a *Ch. pubiflora* del resto, por poseer los estambres libres, ni tampoco a *Ch. insignis* de las otras especies, ya que es la única que presenta flores blancas. Sin embargo no parece igualmente consistente el dilema "pétalos angostos, lineales, con el margen encrespado" contra "pétalos espatulado-aovados, con el margen liso o levemente ondulado" con el que se pretende diferenciar a *Ch. crispiflora* de *Ch. speciosa*, sobre todo si se tiene en cuenta que en ambos casos las flores son rosadas.

Una mejor distinción de las especies puede lograrse atendiendo a los datos proporcionados por el estudio anatómico de cortes transversales de folíolos, ya que *Ch. insignis* posee ambas epidermis monoestratificadas y *Ch. pubiflora* las dos pluriestratificadas. En las otras dos especies sólo hay hipodermis en la cara adaxial, pero *Ch. speciosa* presenta células conteniendo mucílagos en la epidermis abaxial, que no se encuentran en *Ch. crispiflora*.

El análisis fitoquímico de los mucílagos de origen foliar aporta nuevos elementos diferenciales, ya que el de *Ch. insignis* no posee Ribosa ni Manosa, mientras que los de *Ch. crispiflora* y *Ch. pubiflora* carecen de Manosa, siendo el de *Ch. speciosa* el de mayor complejidad estructural. Los mucílagos de *Ch. crispiflora* y *Ch. pubiflora* a su vez pueden distinguirse entre sí en base a la relación Ácidos Urónicos/Rhamnosa y a la relación molar Hexosas/Pentosas, que en el primer caso es superior a 1,5.

En consecuencia y a favor de la información anatómica y química de la que ahora se dispone se ha confeccionado una nueva clave para la identificación de las cuatro especies estudiadas:

- A. Estambres separados, ambas epidermis pluriestratificadas, mucílago foliar sin Ribosa y con relación ácidos urónicos/rhamnosa y relación molar pentosas/hexosas superior a 1,5. Flores rosadas
1. *Chorisia pubiflora*
- AA. Estambres formando un largo tubo estaminal
- B. Flores blancas, ambas epidermis monoes-tratificadas, mucílago foliar sin Ribosa ni Manosa.
2. *Chorisia insignis*
- BB. Flores rosadas, epidermis adaxial pluriestratificada
- C. Células mucilaginosas en la epidermis abaxial, mucílago foliar con Manosa
3. *Chorisia speciosa*
- CC. Sin células mucilaginosas en la epidermis abaxial, mucílago foliar sin Manosa y con relación ácidos urónicos/rhamnosa y relación molar pentosas/hexosas inferior a 1,5
4. *Chorisia crispiflora*

Además del efectivo aporte quimiotaxonómico en cuanto a la diferenciación de especies, la información que proporciona el análisis de los mucílagos puede resultar de utilidad a nivel genérico y hasta supragenérico. Así, parece ser característico del género *Chorisia* la presencia de una fracción ácida compuesta por Acido Galacturónico y Acido Glucurónico y de una fracción neutra donde Rhamnosa es el componente dominante y que contiene además Galactosa, Glucosa, Arabinosa y en menor medida Xilosa.

Con respecto a la familia Bombacaceae no hay aún suficiente aporte fitoquímico como para intentar alguna consideración preliminar. No obstante resulta altamente sugestivo que el único mucílago de hojas de Bombacaceae estudiado, el de *Adansonia digitata* L., (Woolfe et al., 1977), tenga una composición química (ácidos glucurónico y galacturónico, rhamnosa, arabinosa, galactosa y glucosa) tan semejante a la de los mucílagos foliares de *Chorisia*.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- ADESINA, S.K. y HIGGINBOTHAM, J.D. (1977), *Carbohydr. Res.*, 59(2):517
- AGRAWAL, G.D., RIZVI, S.A.I., GUPTA, P.C. y TEWARI, J.D. (1972)
Planta Médica, 21(3):293
- AHMED, Z.F., EL-KEIY, M.A., RIZK, A.M., HAMMOUDA, F.M. y ABDEL BARY,
E.F. (1968), *Planta Médica*, 16(3):282
- AHMED, Z.F., RIZK, A.M. y HAMMOUDA, F.M. (1965), *J. Pharm. Sci.*,
54:1060
- AKHTAR, N., HASAN, S. y SHABIH, M. (1972), *Sci. Ind. (Karachi)*,
9(3-4):204
- ALSTON, R.E. y TURNER, B.L. (1963), "Biochemical Systematics",
Prentice Hall, New Jersey.
- AMIN, EL S. (1956), *J. Chem. Soc.*, 1956:828.
- AMIN, EL S. y AWAD, O.M. (1968), *Carbohydr. Res.*, 7(1):12.
- AMIN, EL S., AWAD, O.M. y EL-SAYED, M.M. (1970), *Carbohydr. Res.*,
15(1):159.
- AMIN, EL S. y EL-DEEB, S.M. (1977), *Carbohydr. Res.*, 56(1):123.
- ANDERSON, D.M.W. (1978), *Kew Bulletin*, 32(3):529.
- ANDERSON, D.M.W., BELL, P.C. y MC NAB, C.G.A. (1971), *Carbohydr.*
Res., 20:269.
- ANDERSON, D.M.W., BELL, P.C. y MC NAB, C.G.A. (1972), *Carbohydr.*
Res., 11:1751.
- ANDERSON, D.M.W. y BRENNAN, J.P.M. (1975), *Boissiera*, 24:307.
- ANDERSON, D.M.W. y DEA, I.C.M. (1968), *Advancing Frontiers of Plant*
Sciences, 23:169.
- ANDERSON, D.M.W. y DEA, I.C.M. (1969), *Phytochemistry*, 8:167.
- ANDERSON, D.M.W. y HENDRIE, A. (1969), *Advancing Frontiers of Plant*
Sciences, 24:41.
- ANDERSON, D.M.W. y MUNRO, A.C. (1969), *Carbohydr. Res.*, 11:43.
- ANDERSON, E. (1949), *Ind. Eng. Chim.*, 41:2887.
- ANDERSON, E., GILLETTE, L.A. y SEELEY, M.G. (1941), *J. Biol. Chem.*,
140:569.
- ANDREWS, P., HOUGH, L. y JONES, J.K.N. (1952), *J. Am. Chem. Soc.*,
74:4029

- ANDREWS, P., HOUGH, L. y JONES, J.K.N. (1952), J. Chem. Soc.,
1952:2744.
- ANDREWS, P., HOUGH, L. y JONES, J.K.N. (1953), J. Chem. Soc.,
1953:1186.
- ANDREWS, P., HOUGH, L. y JONES, J.K.N. (1956), J. Chem. Soc.,
1956:181.
- ANJANEYALU, Y.V. y GOWDA, D.Ch. (1978), Curr.Sci., 47(16):582.
- ASPINALL, G.O., HIRST, E.L., PERCIVAL, E.G.V. y WUILLIAMSON, E.R.
(1953), J. Chem. Soc., 1953:3184.
- ASPINALL, G.O., HIRST, E.L. y WICKSTROM, A. (1955), J. Chem. Soc.,
1955:1160.
- ASPINALL, G.O. y MOILOY, I.A. (1968), J. Chem. Soc., 1968(C):2994.
- BAILEY, K. (1935), Biochem. J., 29:2477.
- BAILEY, K. y NORRIS, C.W. (1932), Biochem. J., 26:1609.
- BAJPAI, K.S. y MUKHERJEE, S. (1966), Indian J. Chem., 4(12):545.
- BAJPAI, K.S. y MUKHERJEE, S. (1969), Indian J. Chem., 7(8):780.
- BALAVOINE, P. (1946), en THARANATHAN, R.N. (1977), J. Sci. Ind. Res.,
36(5):213.
- BEKERS, A.G.M. y KROH, M. (1978), Acta Bot. Neerl., 27(2):121.
- BEVERIDGE, R.J., STODDART, J.F., SZAREK, W.A. y JONES, J.K.N.
(1969), Carbohyd.Res., 9(4):429.
- BEZANGER-BEAUQUESNE, L. (1946), Ann. Pharm. Franç., 4:271
- BEZANGER-BEAUQUESNE, L. (1953), Ann. Pharm. Franç., 11:297.
- BEZANGER-BEAUQUESNE, L. (1956), Ann. Pharm. Franç., 14:795.
- BEZANGER-BEAUQUESNE, L. (1961), Ann. Pharm. Franç., 19:771.
- BEZANGER-BEAUQUESNE, L. y PINKAS, M. (1966), Ann. Pharm. Franç.,
24:73, 143.
- BHAKUNI, D.S. y JOSHI, B.C. (1959), Proc. Natl. Acad. Sci. India,
Sect. A, 28, Pt. 1:1, 34
- BRITTO, B.V. (1895), Landw. Versuchs. Stat., 46:307.
- CAFFINI, N.O., BONGIORNO de PFIRTER, G.M. y BUTTAZZONI de COZZARIN,
M.S. (1976), Bol. Soc. Arg. de Botánica, 17(1-2):119.

- CAFFINI, N.O. y PRIOLO de LUFRANO, N.S. (1974), Rev. Farm.,
116(10-12):95.
- CAFFINI, N.O. y PRIOLO de LUFRANO, N.S. (1975), Rev. Farm.,
117(4-6):38
- CEREZO, A.S. (1965), J. Org. Chem., 30(3):924.
- CLAUS, E. y Tyler, V. (1965), "Farmacognosia", Ed. El Ateneo,
Buenos Aires.
- COLIN, H. y AUGEM, A. (1928), Bull. soc. chim. biol., 10:822.
- CONDORELLI, P. y CHINDEMI, A. (1928): Ann. Chim. Apl., 18:313.
- COURTOIS, J.E., ANAGNOSTOPULUS, C. y PETEK, F. (1958), Bull. soc.
chim. biol., 40:1277.
- COURTOIS, J.E., DALOUL, M. y PETEK, F. (1964), Bull. Soc. Chim.
Biol., 45(12):1255.
- COURTOIS, J.E. y LE DIZET, P. (1963), Bull. soc. chim. biol., 45:731.
- COUSSIO, J.D. (1965), Anal. Asoc. Quím. Arg., 53:257.
- CHAKRABORTY, A.K. (1975), J. Indian Chem. Soc., 52(2):172.
- CHATERJEE, A.K. y MUKHERJEE, S. (1958), J. Am. Chem. Soc., 80:2538.
- CHEETHAM, N.W.H. y McILROY, R.J. (1972), Carbohyd. Res., 21(2):201.
- DAWSON, G. (1944), Rev. Arg. Agron., 11(1):1.
- DEORSEI, K.F. y WICKSTROEM, A. (1964), Acta Chem. Scand., 18(3):833.
- DIMITRI, M.J. (1978), "Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jar
dinería, 3a. Ed., Tomo I, Vol.1, Editorial Acme, Buenos
Aires.
- DOMINGUEZ, J.A., MOLFINO, J.F. y GALELLI, E.L. de (1928), Trab. Inst.
Bot. y Farmacol. N°40, Fac. de Cs. Médicas de Bs. As, págs. 36 y 37.
- DOVLETMURADOV, K. (1970), Izv. Akad. Nauk Turkm. S.S.R., Ser. Biol.
Nauk, 1970(3):46.
- DUBOIS, M., GILLES, R.A., HAMILTON, J.K., REBERS, P.A. y SMITH, F.
(1956), 28(3):350.
- DUDKIN, M.S., SHKANTOVA, N.G. y PARFENT'EVA, M.A. (1974), Khim.
Prir. Soedin., 6:699.

- DUDKIN, M.S. y TATARKINA, G.V. (1962), Latvijas PSR Zinatnu Akad. Vestis, Kim. Serv., 1962:619.
- EASTERBY, D.G. y JONES, J.K.N. (1950), Nature, 165:614
- EDREES, M., SHANULKAMY, M.S., MABROUK, S.S. y ABDEL-FATTAH, A.F. Plant Foods Hum. Nutr., 25(3-4):247.
- EL-HAMIDI, A., SALEH, M. y AHMED, S.A. (1966), J. Chem. U.A.P., 9(1):127.
- EL-KADEM, H. y SALLAM, M.A.E. (1967), Carbohy. Res., 4(5):387.
- ERSKINE, J.A. y JONES, J.K.N. (1957), Can. J. Chem., 35:114.
- FAROOQUI, M.I.H. y SHARMA, V.N. (1972), Res. Ind., 17(3):94
- FORD, C.W. (1969), Aust. J. Chem., 22(9):2005
- FRANZ, G. (1966), Planta Med., 14(1):91.
- FRANZ, G. (1969), Planta Med., 17(3):217.
- FUJIMAKI, M., IGARASHI, O. y ASANO, K. (1969), Nippon Nogei Kagaku Kaishi, 43(9):625.
- GAIND, K.N. y CHOPRA, K.S. (1976), Planta Médica, 30(2):174.
- GIBBS, R.D. (1963), en SWAIN, T. (Ed.), "Chemical Plant Taxonomy", Academic Press, Lond.
- GILL, R.E., HIRST, E.L. y JONES, J.K.N. (1946), J.Chem.Soc., 1946:1025.
- GORIN, A.C. y YAKOVLEV, A.I. (1974), Khim. Prir. Soedin, 10(2):137.
- GUARNIERI, A., CHIARINI, A., BURNELLI, S. y AMOROSA, M. (1974), Il Farmaco, Ed. Pr., 29(2):83.
- GUDYUSHKINA, O.G., RAKHIMOV, D.A. y ISMAILOV, Z.F. (1976), Khim. Prir. Soedin., 5:650.
- GUESS, W.I., HALL, N.A. y RISING, L.W. (1960), J.Am.Pharm.Assoc., Sci. Ed., 49(2):102.
- GUPTA, D.S. y MUKHERJEE, S. (1973), Indian J. Chem., 11(5):505
- HAALAND, E. (1969), Acta Chem. Scand., 23(7):2546.
- HAQ, Q.N., ABANDA, B.K. y SIDDIQUENLLAH, M. (1976), Bangladesh J. Sci. Ind. Res., 11(1-4):89.

- HAQ, Q.N., AWAL, A., CHOWDHURY, M.K. y KHAN, N.A. (1969), Sci.Res. (Dacca, Pak.), 6(1-2):63.
- HAQ, Q.N., AWAL, A. y KIAMUDDIN, M. (1973), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 8(1-4):47.
- HAQ, Q.N. y GOMES, J. (1973), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 8(1-4):16.
- HAQ, Q.N. y GOMES, J. (1974^a), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 9(1-2):11.
- HAQ, Q.N. y GOMES, J. (1974^b), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 9(3-4):156, 184.
- HAQ, Q.N., HANNAN, A. y RAHMAN, J. (1975), Bangladesh, J.Sci. Ind. Res., 10(3-4):191.
- HAQ, Q.N. y HAQ, N. (1975), Bangladesh, J. Sci. Res., 10(1-2):84.
- HAQ, Q.N. y KHUDA, H.A.M. y KAMUDDIN, M. (1974), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 9(3-4):101.
- HAQ, Q.N. y KHUDA, H.A.M. y HUQ, M. (1975), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 10(1-2):50.
- HAQ, Q.N. y MOLLAH, N.I. (1973), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 8(1-4):37.
- HAQ, Q.N. y MOLLAH, N.I. (1974), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 9(1-2):6,35.
- HAQ, Q.N., MOLLAH, N.I. y KIAMUDDIN, M. (1974), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 9(3-4):95.
- HAQ, Q. N. y NIZAMUDDIN, M. (1975), Bangladesh, J. Sci. Ind. Res., 10(1-2):56.
- HEGNAUER, R. (1962-1966), "Chemotaxonomie der Pflansen", Vols. I-IV, Birkhanser, Basel.
- HIRST, E.L. y JONES, J.K.N. (1946), J. Chem. Soc., 1946:506
- HIRST, E.L., JONES, J.K.N. y WALDLER, W.O. (1947), J. Chem. Soc., 1947:1225.
- HIRST, E. L., PERCIVAL, E.G.V. y WYLAM, C.B. (1954), J. Chem. Soc., 1954:189.

- HUI, P.A. y NEUKOM, H. (1964), Tappi, 47(1):39
- HUJJATULLAH, S., BLOCH, A.K. y JABBAR, A. (1967), J. Sci. Food. Agr., 18(10):470.
- HULYALKAR, R.K., INGLE, T.R. y BHIDE, B.V. (1957), J. Ind. Chem. Soc., 33:864.
- IFZAE, S.M. y QURESHI, A. (1976), J. Sci. Ind. Res., 19(2):64
- JENSEN, W.A. (1962), "Botanical histochemistry, principles and practice", Ed. FREEMAN, W.
- JINDAL, V. K. y MUKHERJEE, S. (1970), Indian J. Chem., 8(5):417.
- JONES, J.K.N. (1939), J. Chem. Soc., 1939:558.
- JOSHI, B.C. y TEWARI, J.D. (1957), Arch. der Pharm., 290(6):257.
- KAKOL, S.B., DESIKACHAR, H.S.R. y SRINAVASAN, M. (1961), J. Sci. Ind. Res. (India), 20 C:252.
- KALAC, J. y ZEMANOVA, J. (1969), Biologia (Bratislava), 24(6):433.
- KAPOOR, V.P. y MUKHERJEE, S. (1969), Can. J. Chem., 47(15):2883.
- KARAWYA, M.S., BALBAA, S.I. y AFIFI, M.S.A. Plant.Med(1971)20(1):14
- KATO, K., KAWAGUCHI, Y. y MIZUNO, T. (1973), Carbohydr. Res., 29(2):469.
- KATO, Y. y MATSUDA, K. (1977), Plant Cell. Physiol., 18(5):1089.
- KAWAMURA, S. y NARASAKI, T. (1961), Agr. Biol. Chem.(Tokyo), 25:527.
- KENNETH, T.W. y BEVENUE, A. (1958), J. Assoc. Offic. Agr. Chemist, 41:822.
- KHANNA, S.N. y GUPTA, P.C. (1967), Phytochemistry, 6(4):605.
- KHODZHAIEVA, M.A. y ISMAILOV, Z.F. (1974), Khim. Prir. Soedin, 10(1):81.
- KIHARA, Y. (1938), J. Agr. Chem. Soc. (Japan), 14:733.
- KOLEVA, M. (1973), Phytochemistry, 12(12):2897.
- KOLEVA, M. (1975), Akhtardzhiev, Khr. Pharmazie, 30(2):111.
- KOMATSU, S. y UEDA, H. (1925), en THARANATHAN, R.N. (1977), J.Sci. Ind. Res., 36(5):213.
- KOOIMAN, P. (1971), Carbohid. Res., 20(2):329.

- KOSTKA, B. (1965), *Ann. Acad. Med. Lodz*, 6:26
- KOZHINA, I.S. y MAMATOV, G.Z. (1974), *Khim.Prir.Soedin.*, 10(2):146
- KRISHNASWAMY, N.R., SESHADRI, T.R. y SHARMA, B.R. (1966), *Current. Sci. (India)*, 35(1):11.
- KUSUNOSE, H.y OSHIBUCHI, T. (1971), *Nippon Nogeï Kagaku Kaishi*, 45(4):156.
- LAL, J. y GUPTA, P.C. (1972), *Planta Med.* 22(1):71.
- LARSON, E.B. y SMITH, F. (1955), *J. Am. Chem.Soc.*, 77:429.
- LATO, M., RUFINI, S. y CIUFFINI, G. (1971), *J. Chromatogr.*, 63:329
- LEMLI, J. y CUVEELE, J. (1976), *Planta Med. Phytother.*, 10(3):175.
- LEONE, C.A. (Ed.) (1964), "Taxonomic Biochemistry and Serology",
The Ronald Press, New York.
- LESCHZINER, C. y CERESO A. (1969), *Carbohydr. Res.*, 11:113.
- LIANG, H. (1963), *Yao Hsueh Hsueh Pao*, 10(2):101.
- LIAO, J. (1964), *Chung Kuo Nung. Yeh Hau Hsueh Hui chih*, 1964(1-2):
16.
- MACHIDA, S. e INANO, M. (1955), *Bull. Chem. Soc. Japan*, 28:629.
- MAIDEN, J.H. (1889), *Proc. Linn. Soc. (New South Wales)*, 4:605,
1277, citado por ANDERSON, D.M.W. y DEA, I.C.M.(1969)
- MAKI, M. y SATO, Y. (1968), *Eiyo To Shokuryo*, 20(5):373.
- MALIKOVA, M. Kh., MUTALSHAIKHOV, G., RAKHIMOV, D.A., ISMAILOV, Z.F.
y KIAMIDKHODZHAEV, S.A. (1976), *Khim. Prir.Soedni.*, 1976
(4):533.
- MAMATOV,G.Z. y KOZHINA, I.S. (1975), *Vses. Simp. Bioorg. Khim*,
1975:60.
- MANTELL, C.L. (1974), "The water soluble gums", Reinhold Pub. Corp.,
New York.
- MASTER, R.W.P. (1958), *Naturwissenschaften*, 45:574.
- MATHE, J. y RAEZ, G. (1973), *Farmacia (Bucharest)*, 21(8):457.
- McCOMB, E.A. y McREADY, R.M, (1952), *Anal. Chem.*, 24(10):1630.
- McILROY, R.J. (1951), *J.Chem.Soc.*, 1951:1372.

- MENTZER, C.H. y FATIANOFF, O. (1964), "Actualités de Phytochimie Fondamentale", París.
- MISAKI, A., ITO, T. y HARADA, T. (1972), Agr. Biol. Chem., 36(5):761
- MISAKI, A. y SMITH, F. (1962), J. Agr. Food Chem., 10(2):104.
- MIZUNO, T. y HAYASHI, K. (1957), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 31:138.
- MIZUNO, T. y KINPYO, T. (1955), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 29:665.
- MIZUNO, T. y KINPYO, T. (1957^a), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 31:200.
- MIZUNO, T. y KINPYO, T. (1957^b), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 31:572.
- MIZUNO, T., SUZUKI, Y., ABE, H. y KINPYO, T. (1964), Nippon Shokuhin Kogyo GAKKAISHI, 11(4):146.
- MONTGOMERY, R. y SMITH, F. (1955), J. Am. Chem. Soc., 77:2834, 3325.
- MORITMOTO, J.Y. y UNRAU, A.M. (1962), Hawaii Farm. Sci., 11(1):6.
- MORVAY, J. y SZENDREI, K. (1967), Gyogyszercsereztet, 11(5):178.
- MOYNA, P. (1977), An. Acad. Bras. Cienc., 49(2):235.
- MOYNA, P. y DI FABIO, J.L. (1977), Rev. Latinoamer. Quím., 8:130.
- MOYNA, P. y DI FABIO, J.L. (1978), Planta Med., 34:207.
- MOYNA, P. y RAMOS, G. (1975), J. Sci. Food Agric., 26:993.
- MOYNA, P. y TUBIO, R. (1977), Planta Med., 32:201.
- MUKHERJEE, A.K., CHOUDHURY, D. y BAGCHI, P. (1961), Can. J. Chem., 39:1408
- MULLAN, J. y PERCIVAL, E.G.V. (1940), J. Chem. Soc., 1940:1501.
- MUTALSHAIKHOV, G. e ISMAILOV, Z.F. (1974), Khim. Prir. Soedin., 1974(5):648.
- NAKAHARA, H. (1935), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 11:310.
- NAKAHARA, H. (1940), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 16:876.
- NOVELLIE, L. (1950), Nature, 166:745.
- OSHIBUCHI, T. KUSUNOSE, H. (1957), J. Agr. Chem. Soc. Japan, 31:481.
- OTSUKI, T. (1937), Acta Phytochim. (Japan), 10:29.
- OVODOVA, R.G., LAPCHIK, V.F. y OVODOV, Yu. S. (1975), Khim. Prir. Soedin., 11(1):3.
- PANDE, C.S. y TEWARI, J.D. (1960), J. Oil Technol. Assoc. India, 16:25.

- PARIKH, V.M., INGLE, T.R. y BHIDE, B.V. (1958), J. Indian Chem. Soc., 35:125.
- PAULSEN, B.S., FAGERHEIM, E. y OEVERBYE, E. (1978), Carbohydr. Res., 60(2):345.
- PERCIVAL, E. (1966), en SWAIN, T. (Ed.) "Comparative Phytochemistry", pág. 139, Academic Press, New York.
- PERCIVAL, E. y McDOWELL, R.H. (1967), "Chemistry and enzymology of marine algal polysaccharides", Academic Press Inc., New York.
- PINKAS, M., BEZANGER-BEAUQUESNE, L. y TROTTIN, F. (1965), Compt. Rend. hebdomadaires des seances, 261(3):834.
- POURRAT, H., POUGET, A. y POURRAT, A. (1966), Ann. Pharm. Franc., 24(1):69.
- QUDRAT-I-KHUDA, M. y AMIR, S.M. (1969), Sci. Res. (Dacca, Pak.), 6(1-2):23.
- RAKHIMOV, D.A., IGAMBERDIEVA, M.I. y ISMAILOV, Z.F. (1973), Khim. Prir. Soedin., 9(3):423.
- RAKHIMOV, D.A., IGAMBERDIEVA, M.I. y ISMAILOV, Z.F. (1976), Khim. Prir. Soedin., 1976(1):85.
- RAKHIMOV, D.A., ISMAILOV, Z.F., TAIZHANOV, K. y KHAMIDKHODZHAEV, S.A. (1976), Khim. Prir. Soedin., 1976(5):651.
- RAO, P.S. y BERI, R.M. (1951), Proc. Indian Acad. Sci., 34A:27.
- RAO, P.S., BERI, R.M. y BUDHIRAYA, R.P. (1951), J. Scient. Ind. Res., 10B:261.
- RAO, P.S., BERI, R.M. y BUDHIRAYA, R.P. (1952), J. Scient. Ind. Res., 11B:127.
- RAO, P.S. y ROZDON, O.N. (1950), Proc. Indian Acad. Sci., 31A:441.
- REBERS, P.A. y SMITH, F. (1954), J. Am. Chem. Soc., 76:6097.
- RENFREW, A.C. y CRETCHER, L.H. (1932), J. Biol. Chem., 97:503.
- RICHARDS, E.L., BEVERIDGE, R.J. y GRIMMETT, M.R. (1968), Aust. J. Chem., 21(8):2107.

- RIZK, A.M., WASSEL, G.M. y HAMMOUDA, F.M. (1971), J. Chem. U.A.R., 13(1):49.
- RIZVI, S.A.I., GUPTA, P.C. y KAUL, R.K. (1970), Planta Med., 20(1):24.
- ROBOZ, E. y HAAGEN-SMITH, A.j. (1948), J. Am.Chem. Soc., 70:3248.
- SABIROVA, S.K., TAKHIMOV, D.A., ISMAILOV, Z.F. y KHAMIDKHODZHAEV, S.A. (1977), Khim. Prir. Soedin., 1977(5):700.
- SATOH, T., MORIYA, A., MIZUGUCHI, J. y SUSUKI, S. (1970), Nippon Kagaku Zasshi, 91(11):1071.
- SCHOBINGER, U. (1962), Chimia (Switz.), 16:270.
- SHAW, D.H. y STEPHEN, A.M. (1966^a), Carbohyd. Res., 1(5):400.
- SHAW, D.H. y STEPHEN, A.M. (1966^b), Carbohyd. Res., 1(5):414.
- SHCHERBUKHINA, N.K., KIRILLINA, V.L. y SHCHERBUKHIN, V.D. (1974), Rastit. Resur., 10(4):578.
- SHCHERBUKHINA, N.K., SHCHERBUKHIN, V.D. y STEPANENKO, B.N. (1970), Rastit. Resusr., 6(1):76.
- SHIDA, M., HARYN, K. y MATSUDA, K. (1975), Carbohyd. Res., 41:211.
- SIDDIQUI, I.R. y WOOD, P.J. (1971), Carbohyd. Res., 17(1):97
- SINHA, A. (1959), Proc. Nat. Acad. Sci., India, Sect. A, 28, Pt. 5: 264.
- SINHA, A. (1959), J. Proc. Inst. Chemist. (India), 31, Pt. 6:285.
- SINHA, A. (1960^a), Indian J. Appl. Chem., 23:31.
- SINHA, A. (1960^b), Indian J. Appl. Chem., 23:43.
- SINHA, A. (1960^c), Indian J. Appl. Chem., 23:87.
- SINHA, A. (1960^d), Proc. Nat. Acad. Sci., India, Sect. A, 29:42.
- SINHA, A. (1960^e), J.Proc. Inst. Chemist. (India), 32:70.
- SINHA, A. (1960^f), J. Proc. Inst. Chemist. (India), 32:228.
- SINHA, M.P. y TIWARI, R.D. (1970), Phytochemistry, 9(8)
- SMITH, F. y MONTGOMERY, R. (1959), "The chemistry of plant gums and mucilages and some related polysaccharides", Reinhold Pub. Corp., New York.

- SMITH, I. (1969), "Chromatographic and electrophoretic techniques. Vol. I. Chromatography", Interscience Pub., New York.
- SOEMME, R. (1966), Acta Chem. Scand., 20(2):589.
- SOEMME, R. (1967), Acta Chem. Scand., 21(3):685.
- SOEMME, R. (1968), Acta Chem. Scand., 22(3):870.
- SOLOV'EVA, T.F., PRUDNIKOVA, T.I. y OVODOV, Yu.S. (1968), Rastit. Resur., 4(4):497.
- SOLPIEVA, A.K., JAKOVLEV, A.P. y KOSHAEV, K.K. (1975), Vses. Simp. Biorg. Khim., 1975:61.
- SOWA, W. y JONES, J.K.N. (1964), Can. J. Chem., 42(7):1751
- SRIVASTAVA, H.C. y SINGH, P.P. (1967), Carbohyd. Res., 4(4):326.
- SRIVASTAVA, H.C., SINGH, P.P. y SUBBA, P.V. (1968), Carbohyd. Res., 6(3):361.
- SRIVASTAVA, H.C. y SMITH, F. (1957), J. Am. Chem. Soc., 79:982.
- STAHL, E. (1969), "Thin-Layer Chromatography. A Laboratory Handbook", 2da. Ed., Springer-Verlag, Berlin-Heidelberg-New York.
- STEPANENKO, B.N. (1960), Bull. soc. chim. biol., 42:1519.
- STEPHEN, A.M. (1956), J. Chem. Soc., 1956:4487.
- STEPHEN, A.M. (1963), S. African Ind. Chemistry, 17(3):83.
- SUPRUNOV, N.I. (1975), Sb. Nauchn. Tr., Ryazan. Med. Inst., 50:12.
- SWAIN, T. (Ed.) (1963), "Chemical Plant Taxonomy, Academic Press, New York.
- TABAK, S. y PUESCHEL, C. (1969), An. Acad. Brasil. Cienc., 41(1):63.
- TADROS, W. y KAMEL, M. (1952), J. Chem. Soc., 1952:4532.
- TAKEI, H. (1958), Mokuzai Gakkaishi, 4:211.
- TAKI, M., YAMADA, T., NAKAYA, K. y MORISHIGE, H. (1972), Mie Daigaku Nogakubu Gakujutsu Hokoku, 1972, Nº 43:105.
- THARANATHAN, R.N. (1977), J. Scient. Ind. Res., 36:213.
- THARANATHAN, R.N. y ANJANEYAH, I.V. (1975), Aust. J. Chem., 28(6):1395.

- THEANDER, O. y AMAN, P. (1978), *Swed. J. Agric. Res.*, 8(1):3.
- THOMPSON, J.L. y JONES, J.K.N. (1964), *Can. J. Chem.*, 42(5):1088.
- TIMMEL, T.E. y BHATACHARJEE, S.S. (1965), *Can J. Chem.*, 43:758.
- TOMAN, R. y KARACSONYI, S. (1972), *Collect. Czech. Chem. Commun.*, 37(11):3640.
- TOMODA, M., KANEKO, S., EBASHI, M. y NAGAKURA, T. (1977), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 25(6):1357.
- TOMODA, M., KANEKO, S. y NAKATSUKA, S. (1975), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 23(2):430.
- TOMODA, M. y KITAMURA, M. (1967), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 15(7):1021.
- TOMODA, M. y MASAYO, U. (1971), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 19(6):1214.
- TOMODA, M. y SUZUKI, Y. (1977), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 25(11):3061.
- TOMODA, M., YOSHIDA, Y., TANAKA, H. y UNO, M. (1971), *Chem. Pharm. Bull. (Tokyo)*, 19(10):2173.
- TOOKEY, H.L. y CLARK, T.F. (1965), *Tappi*, 48(11), Pt. 1:625.
- TOOKEY, H.L., LOHMAR, R.L., WOLFF, I. y JONES, Q. (1962), 10:131.
- TORIGATA, H. (1952), *J. Chem. Soc. Japan*, 73:533.
- TORTO, F.G. (1961), *J. Chem. Soc.*, 1961:5234.
- TYLER, J.M. (1965), *J. Chem. Soc.*, 1965:5300.
- UNRAU, A.M. y CHOY, Y.M. (1970^a), *Carbohyd. Res.*, 14(2):151.
- UNRAU, A.M. y CHOY, Y.M. (1970^b), *Can. J. Chem.*, 48(7):1123.
- WALLIS, T.E. (1966), "Manual de Farmacognosia", *Comp. Ed. Continental*, México.
- WISE, L.E. (1949), *Arch. Biochem.*, 23:127.
- WOLD, J.K., SMESTAD, B., WINSNES, R. y LESSER, D. (1970), *Acta Chem. Scand.*, 24(4):1262.
- WOOLAND, G.R., RATHBONE, E.B. y NOVELLIE, L. (1977), *Phytochemistry*, 16(7):957..

WOOLFE, M.L., CHAPLIN, M.F. y OTCHERE, G. (1977), J. Sci. Food Agric., 28(6):519.

YOSHIMURA, K. (1895), Bulll. Coll. Agric. Imp. Univ. (Tokyo), 2:207, citado por SMITH, F. y MONTGOMERY, R. (1959).

YOUNGKEN, H.W. (1951), "tratado de Farmacognosia", 1a. Ed. Española (F. Giral. trad.), Ed. Atlante, México.

