



# PRODUCCIÓN Y BIOSÍNTESIS DE FIBRAS VEGETALES UNA REVISIÓN



---

# PRODUCCIÓN Y BIOSÍNTESIS DE FIBRAS VEGETALES. UNA REVISIÓN



PRODUCTION AND VEGETABLE FIBRE BIOSYNTHESIS. A REVIEW

PRODUÇÃO E BIOSÍNTESE DE FIBRAS VEGETAIS. UMA REVISÃO

*DEAQUIZ-OYOLA, Yuli Alexandra<sup>1</sup>*

*MORENO MEDINA, Brigitte Liliana<sup>2</sup>*

**<sup>1</sup>Ingeniero agrónomo, M.Sc.**

Fundación Universitaria Juan de Castellanos

Grupo de investigaciones en Abonos Orgánicos Fermentando (AOF)

Correspondencia: *yulideaquiz@gmail.com*

**<sup>2</sup>Ingeniera agrónoma, M.Sc. Estudiante de Ph. D.**

Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia

Grupo de investigación en ecofisiología vegetal, UPTC.

Correspondencia: *brimorena@hotmail.com*

Recibido: 24/06/2015

Aceptado: 20/04/2016



## RESUMEN

Las fibras vegetales son estructuras celulares conformadas por diferentes polímeros de celulosa, hemicelulosa, pectina y lignina, importantes a nivel mundial en el proceso textil, alimentario e industrial. Esta revisión recopila extensos estudios que se han realizado en torno al desarrollo de las fibras, clasificación, tipos, y, en especial, de características estructurales y morfológicas de la celulosa, tales como la conformación de la cadena, la polaridad, la asociación, la cristalinidad y, de igual manera, la estructura y organización de las microfibrillas dentro de su estructura celular, las cuales dan a conocer la importancia y relevancia que tienen las fibras como productos o subproductos de las plantas en el desarrollo diario de las actividades que hace el hombre; además, se aborda la producción de algunos cultivos de fibras como el algodón (*Gossypium hirsutum* L.), el lino (*Linum usitatissimum* L.), el kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) y el fique (*Furcraea* spp). De tal manera, que el objetivo de este trabajo fue realizar una recopilación sobre las fibras vegetales y su producción, biosíntesis y estructura, partiendo de la celulosa.

*Palabras clave: celulosa, pared celular, microfibrillas, celulosa sintasa, hemicelulosa.*

## ABSTRACT

Vegetable fibers are cellular structures formed by different polymers of cellulose, hemicellulose, pectin and lignin, important worldwide in the textile, food and industrial process. This review compiles extensive studies conducted on the development of fibers, classification, types, and in particular structural and morphological characteristics of cellulose, such as the conformation of the chain, polarity, association, crystallinity and, likewise, the structure and organization of the microfibrils within their cellular structure, disclose the importance and relevance fibers have as products or byproducts of plants in the daily development of activities the man makes; also producing some fiber crops such as cotton (*Gossypium hirsutum* L.), flax (*Linum usitatissimum* L.), kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) and sisal (*Furcraea* spp) is addressed. Thus, the objective of this work was a compilation of plant fibers its production, biosynthesis and structure starting from cellulose.

*Key words: cellulose, cell wall, microfibrils, cellulose synthase, hemicellulose.*



## RESUMO

As fibras vegetais são estruturas celulares formadas por diferentes polímeros de celulose, hemicelulosa, pectina e lignina, importantes em todo o mundo na indústria têxtil, alimentos e processos industriais. Esta avaliação compila extensos estudos tem sido realizada sobre o desenvolvimento das fibras, a classificação, os tipos, e nas características estruturais e morfológicas específicas da celulose, tais como a conformação da cadeia, polaridade, associação, cristalinidade e, de igual modo, a estrutura e organização das microfibrilas dentro de sua estrutura celular, revelou a importância e relevância que as fibras têm como produtos ou subprodutos de plantas no desenvolvimento diário das atividades que faz o homem; também produzir algumas culturas de fibras como o algodão (*Gossypium hirsutum* L.), linho (*Linum usitatissimum* L.), kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) e sisal (*Furcraea* spp) é abordada. Assim, o objetivo deste estudo foi uma coleção de fibras vegetais e sua produção, biossíntese e estrutura a partir da celulose.

*Palavras-chave: celulose, parede celular, microfibrilas, celulose sintase, hemicelulose.*

## INTRODUCCIÓN

En la mayoría de plantas, las fibras constituyen elementos estructurales, dando lugar a tejidos duros y/o blandos que forman órganos como tallos, raíces, hojas, flores y frutos. Estas son una materia prima renovable dentro del uso de los recursos naturales; miles de toneladas se consumen en forma de papel, textiles, celulosa química, combustible y madera (VanDan & Gorshkova, 2003).

Todas las fibras vegetales están compuestas de celulosa (John & Thomas, 2008), a la cual se refieren como la macromolécula más abundante en la tierra (Brown, 2004), que se ha utilizado durante más de 2000 años (Cratty, 2016), producida por plantas vasculares y otros organismos como algas y bacterias (Saxena & Brown, 2005), siendo un componente de la pared celular, que se forma de cadenas lineales de  $\beta$ -glucosa (John, 1992). Debido a su estructura, las cadenas de celulosa se unen por puentes

de hidrógeno intermoleculares formando agregados (microfibrillas), en los que las cadenas de celulosa se disponen de forma paralela (Revilla & Zarra, 2000).

Por otra parte, las paredes celulares de las plantas también están compuestas de polisacáridos, glicoproteínas y compuestos fenólicos que forman capas gruesas de fibras (alrededor de 10  $\mu$ m, en comparación con 0,1-2,0  $\mu$ m en células de otros tejidos), de esta forma, se genera el material estructural alrededor del protoplasto (VanDan & Gorshkova, 2003).

Por lo anterior, este artículo pretende abordar el tema de fibras desde su estructura, formación y biosíntesis, dada su relevancia económica a nivel mundial, como materia prima indispensable y que además es una opción rentable de producción dentro de los sistemas agrícolas.



## DEFINICIÓN, ORIGEN Y CLASIFICACIÓN DE LAS FIBRAS VEGETALES

Las fibras vegetales se encuentran como elementos estructurales en todas las plantas superiores, estas constan, principalmente, de fibrillas de celulosa encajadas en una matriz de lignina. Las fibrillas están alineadas a lo largo de la longitud de la fibra, esto brinda un máximo de resistencia a la tracción y a la flexión, además proporciona rigidez. La eficiencia de la fibra natural está relacionada con la naturaleza de la celulosa y su cristalinidad (John & Thomas, 2008).

La fibra se considera como una célula individual, que hace parte del tejido esclerenquimático y se caracteriza por una gruesa pared celular (VanDan & Gorshkova, 2003). Constituida por diferentes proporciones de celulosa, hemicelulosa y lignina (Pacheco-Torgal & Jalali, 2011).

Las plantas que producen fibras naturales se clasifican, por su origen anatómico, como primarias y secundarias en función de su utilización (Faruk *et al.*, 2012). Las plantas primarias son las que se cultivan por su contenido de fibra, como el algodón, el yute, el cáñamo, el kenaf y el fique; mientras que, las plantas secundarias son las que producen fibras como un subproducto, como la piña, palma de aceite y el coco (Staiger & Tucker, 2008).

Las fibras se dividen, de acuerdo con su posición dentro o fuera del xilema, en xilares o extraxilares; y, por su estructura, se clasifican en libriformes, traqueidas o fibrotraqueidas, mucilaginosas y septadas

(VanDan & Gorshkova, 2003). Las fibras xilares constituyen una parte integral del xilema y del desarrollo de los tejidos meristemáticos. Las fibras extraxilares se pueden encontrar dentro de la corteza (fibras corticales), el floema (fibras del floema), o en la periferia de los haces vasculares (fibras perivasculares) (Foster & Gifford, 1959).

Por otra parte, las fibras de la hoja, también conocidas como fibras duras, son los aglomerados de células vasculares y se extraen del sistema fibrovascular, un ejemplo de esto es el fique o agave (*Agave sisalana*), la abacá (*Musa textilis*), la yuca (*Yucca* spp.), el henequén (*Agave fourcroydes*) y algunas palmas (VanDan & Gorshkova, 2003). Las fibras del esclerénquima pueden estar por separado como idioblastos, pero habitualmente se producen en grupos. Estos haces fibrosos están incluidos en los cultivos de interés comercial, como el lino (*Linum usitatissimum*), el cáñamo (*Cannabis sativa*), el yute (*Corchorus* spp.), el ramio (*Boehmeria nivea*) y el kenaf (*Hibiscus cannabinus*) (Sperry, 1982).

Por lo anterior, se pueden encontrar seis tipos básicos de fibras naturales, las fibras de hilaza (yute, lino, cáñamo, ramio y kenaf), las fibras de hojas (abacá, fique y piña), las fibras de semillas (coco, algodón y kapok), las fibras medias (kenaf, cáñamo y yute), las fibras de láminas (trigo, maíz y arroz) y los demás tipos (madera y raíces) (Faruk *et al.*, 2012).



## FORMACIÓN BIOQUÍMICA DE LA CELULOSA: ESTRUCTURA

La celulosa es un biopolímero compuesto exclusivamente de moléculas de  $\beta$ -glucosa (Holtzapfle, 2003), constituyendo cadenas de glucano que se disponen en forma paralela entre sí, formando microfibrillas que, en la mayoría de las plantas, son de 3 nm de espesor, pero que alcanzan un ancho de 20 nm en ciertas algas (Jarvis, 2003), donde se requiere de una célula para su síntesis, tanto en plantas, como bacterias (Lane *et al.*, 2001; Romling, 2002).

Este polisacárido es la biomolécula terrestre más abundante, producida por plantas, organismos marinos y microorganismos (Heinze & Liebert, 2012). Es la fuente de carbono renovable de mayor presencia en la naturaleza, de amplio interés económico, ya que es indispensable como materia prima de papel y de la industria textil (Mendez-Ortiz & Membrillo-Hernández, 2004).

La celulosa puede provenir de diferentes fuentes, lo cual le dará propiedades físicas específicas como estado cristalino, grado de cristalinidad y peso molecular. El estado cristalino de la celulosa se determina por la disposición de las cadenas de glucano en la célula (Saxena & Brown, 2005) y la fuerte unión del hidrógeno entre los grupos hidroxilo de celulosa, que hacen que sea altamente cristalina y que sea un polímero insoluble (Mao *et al.*, 2011).

En la naturaleza, la mayoría de celulosa se produce como celulosa cristalina y se define como celulosa I (Jarvis, 2003). Estudios de difracción indican una variación sustancial en los espectros obtenidos de diferentes muestras, dando como resultado dos tipos

distintos de celulosa I, llamados celulosa  $I_\alpha$  y  $I_\beta$  (Brown, 1996).

La celulosa  $I_\alpha$  y  $I_\beta$  difieren con respecto a su cristalinidad, conformación molecular y enlaces de hidrógeno que pueden influir sobre las propiedades físicas (Nishiyama *et al.*, 2003). La celulosa  $I_\alpha$  consta de una sola cadena tricíclica en la célula, mientras que la celulosa  $I_\beta$  tiene dos cadenas monocíclicas en la célula (Brett, 2000).

Algunas algas y bacterias son ricas en celulosa  $I_\alpha$ , mientras que la celulosa del algodón, la madera y el ramio son ricos en celulosa  $I_\beta$  (Sugiyama *et al.*, 1991). Las dos formas presentan cadenas de celulosa paralelas y sucesivas, los residuos de glucosa rotan  $180^\circ$ , formando una cinta plana en la que la celobiosa es la unidad de repetición (Somerville, 2006).

Las cadenas de celulosa mantienen una estructura cristalina por puentes de hidrógeno y fuerzas de Van der Waals para formar las microfibrillas (Nishiyama *et al.*, 2003). Dado que las microfibrillas pueden contener ambos tipos de celulosa, algunas de las propiedades físicas de las fibras de celulosa estarán dependientes de la relación de estas dos moléculas alomorfas. La celulosa  $I_\alpha$  es metilizable y se puede reducir a  $I_\beta$  (Saxena & Brown, 2005).

Existe otra forma adicional de celulosa, que es de interés en la industria y se pueden producir a partir de celulosa natural por tratamientos extractivos, la celulosa II. Este tipo presenta cadenas antiparalelas de glucano, donde la celulosa I se convierte a celulosa II por extracción, bajo condiciones



fuertes de alcalinidad (Somerville, 2006). Pocos organismos producen naturalmente celulosa II cristalina, una forma de producirla es a través de mutantes de *Acetobacter*

*xylum*, una bacteria que normalmente produce celulosa I (Kuga *et al.*, 1993).

## HEMICELULOSA

La hemicelulosa es un polímero compuesto de diversos polisacáridos que forman una cadena lineal ramificada (Pacheco-Torgal & Jalali, 2011), que se caracteriza por no ser ni celulosa, ni pectina, y está compuesta de  $\beta$ -(1,4) glucosa, manosa, o xilosa (Scheller & Ulvskov, 2010), abundante en la naturaleza, la cual representa alrededor del 25-35 % de la biomasa de la lignocelulosa (Kumar *et al.*, 2008; Saha, 2000). Además, representa un tipo de hetero-polisacárido con estructuras complejas que contienen glucosa, xilosa, manosa, galactosa, arabinosa, fucosa, ácido glucurónico y ácido galacturónico (Ren & Sun, 2010), dispuestos en diferentes proporciones que dependen de la especie vegetal (Glasser *et al.*, 2000). La hemicelulosa difiere de la celulosa en varios aspectos, uno de ellos es que contienen unidades diferentes de azúcares, mientras que la celulosa contiene solo unidades de 1,4- $\beta$ -D-glucopiranososa que

es un componente estructural intrínseco de la pared celular, que forma una red con otros polímeros de carbohidratos (Brett, 2000).

Por otra parte, la hemicelulosa presenta cadenas de ramificación que contienen grupos laterales colgantes que dan lugar a su naturaleza no cristalina. Su grado medio de polimerización (DP) está en el intervalo de 80-200DP, que se asocia con celulosa, proteínas de la pared celular, lignina y otros compuestos fenólicos mediante unión covalente e hidrógeno, y por interacciones iónicas e hidrofílicas (Sun *et al.*, 2000).

De igual manera, forman la matriz de apoyo para las microfibrillas de celulosa que, debido a sus características biocompatibles, no tóxicas y biodegradables, se utilizan en la preparación de biopolímeros funcionales, como hemicelulosas catiónicas o aniónicas (Salam *et al.*, 2011; Schwikal *et al.*, 2011).

## BIOSÍNTESIS DE CELULOSA

Las células vivas emplean la membrana plasmática para la síntesis de microfibrillas de celulosa (Baker & Bell, 1998), que está compuesta por un número de proteínas dispuestas de manera específica y de cadenas de glucano (Tsekos & Reiss, 1992). El precursor, UDP-glucosa, se puede generar a partir de la sacarosa en el sitio de síntesis (Brett, 2000).

En plantas superiores, la celulosa se sintetiza

por complejos de celulosa sintasa que puede formar calosa o  $\beta$ -glucano (Somerville, 2006), que contienen múltiples isoformas (CESAs) (Holland *et al.*, 2000). En estudios realizados por Li *et al.* (2013), se encontraron que, del total de 10 genes CESA en *Arabidopsis*, en tres de ellos se provocó el colapso de las células del xilema en tallos maduros e inflorescencias (irx1cesa8, irx3cesa7 y irx5cesa4). Estos genes CESA





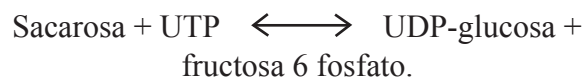
se consideran pared celular secundaria, los otros se creen que están especializados para la síntesis de celulosa en la pared celular primaria.

De igual forma, la biosíntesis de la celulosa le da forma a las células de la testa en *Arabidopsis* (*Arabidopsis thaliana*). Por lo cual, en la semilla se expresa preferencialmente la celulosa sintasa 9 (CESA9), lo que aumenta proporcionalmente los azúcares neutros de pared celular y varios monómeros asociados (Stork *et al.*, 2010).

La membrana plasmática es el sitio de síntesis y ensamblaje de las microfibrillas de celulosa. La dimensión de las microfibrillas de celulosa se determina por la disposición para sintetizar celulosa en los complejos terminales (CT), estos se ensamblan antes de su inserción en la membrana plasmática y se obtienen de derivados de las vesículas de Golgi (Haigler & Brown, 1986), estos grupos de precursores de CT se cargan en la membrana plasmática a través de la fusión de grandes vesículas citoplasmáticas y, una vez presentes en la membrana plasmática, producen microfibrillas de celulosa (Okuda *et al.*, 2004). Sin embargo, la actividad de la celulosa sintasa no está asociada específicamente con las membranas

plasmáticas, y esta puede ser explicada por la  $\beta$ -1-4-glucano sintasa, que está localizada en el aparato de Golgi y es responsable de las cadenas principales de glucano y xiloglucano (John, 1992).

La fuente de carbohidratos utilizada para la síntesis de fibras de celulosa es la sacarosa, que produce UDP-glucosa por la acción de la sacarosa sintasa, que se cataliza y tiene una conversión reversible de sacarosa y UDP, en UDP-glucosa y fructosa (Pontis, 1977):



La UDP-glucosa también se forma a partir de los productos de almidón y del catabolismo de la galactosa, de la glucosa y de la manosa (Bar-Peled & O'Neill, 2011).

Por otra parte, se ha trabajado en el uso de precursores marcados radiactivamente de pectina y hemicelulosa que se transportan a la membrana plasmática, dentro de pequeñas vesículas del aparato de Golgi y sus contenidos son descargados a la pared celular, lo que le da rigidez y dureza (Jonh, 1992).

## FIBRAS VEGETALES Y USO

Las fibras naturales de celulosa tienen propiedades resistentes que son utilizadas en la industria para la fabricación textil, como es el caso del algodón y el lino que son extraídos de semillas y hojas (Reddy & Yang, 2005), y las fibras de alta calidad son utilizadas en alimentos, ropa y otros accesorios de la industria (John & Thomas, 2008).

### **LINO**

El Lino (*Linum usitatissimum* L.) pertenece a las fibras de hilaza, se cultiva en regiones templadas y es una de las fibras más antiguas, además de ser uno de los cultivos más importantes del mundo. La estopa de fibra es utilizada en los mercados textiles y sus propiedades mecánicas de tracción



se estiman en función del diámetro y la ubicación en los tallos (Charlet *et al.*, 2007).

Las fibras no lignificadas (llamadas fibras gelatinosas) están presentes en la madera y en los tallos de plantas fibrosas como el lino y el cáñamo; estas células desarrollan una capa muy gruesa dentro de la pared celular secundaria, que se caracteriza por tener microfibrillas de celulosa, que están de forma paralela al eje longitudinal de la célula, y contienen una alta proporción de polímeros de galactosa entre los polisacáridos no-celulósicos (Faruk *et al.*, 2012). Gorshkova & Morvan (2006) analizaron, en diferentes etapas del desarrollo de la fibra, la composición de azúcares, estos datos indican que hay alta acumulación de galactanos gelatinosos durante el engrosamiento de la pared celular. Para el caso del lino, los polisacáridos de la pared celular son polímeros pécticos agrupados como ramnogalacturonanos (Mikshina *et al.*, 2012). Estos son polímeros que generalmente se forman en la pared celular primaria de las plantas, sin embargo, la presencia de tales polímeros, en las paredes celulares secundarias tipo gelatinoso son característicos de muchas fibras vegetales (Gorshkova & Morvan, 2006).

El ramnogalacturonano I se aísla de las paredes celulares secundarias del floema de las fibras de lino, en donde el polímero es retenido por microfibrillas de celulosa y puede ser extraído por oxalato de amonio o álcali, comúnmente utilizados para extraer la pectina (Mikshina *et al.*, 2012). Un protocolo especial ha sido desarrollado para obtener ramnogalacturonano I de la pared celular en su forma polimérica (Gurjanov *et al.*, 2008).

Las fibras de lino, en la formación de paredes celulares secundarias, tienen un mecanismo

peculiar de secreción de este polisacárido. Los derivados de las vesículas de Golgi se acumulan, primero, en el citoplasma; y, solo más tarde, se fusionan con la membrana plasmática para ser transportado hacia el apoplasto (Salnikov *et al.*, 2008; Gorshkova & Morvan, 2006).

En la madurez de la fibra de lino, se identifican dos tipos de galactanos reticulados, una estructura C-L que se asemeja a la parte de galactano soluble con cadenas laterales largas y una estructura C-S con cadenas cortas. Esto conduce a la hipótesis de que, en primer lugar, la secreción de galactanos solubles desempeña un papel en la orientación axial de las microfibrillas de celulosa; y, en segundo lugar, en la remodelación y la reticulación de galactanos pécticos que están vinculados a la deshidratación (Mikshina *et al.*, 2012).

## ALGODÓN

La fibra de algodón (*Gossypium hirsutum* L.) tiene gran importancia económica en la industria textil, por tal razón, son varias las investigaciones enfocadas a este cultivo. Zhang *et al.* (2013) encontraron que la glucólisis es el proceso que regula, de manera significativa, el alargamiento de la fibra de algodón, esto proporciona un recurso valioso para futuros estudios sobre el mecanismo molecular de la elongación de esta fibra.

Enzimas importantes, tales como la enolasa, la transcetolasa y UDP-L-ramnosa sintasa, participan en la regulación funcional de numerosas vías metabólicas, lo que sugiere que la fosforilación inversa de estas proteínas podrían desempeñar papeles importantes en la elongación de las fibras de algodón (Zhang & Liu, 2013).

Estas fibras son tricomas unicelulares que se diferencian a partir de células epidérmicas



individuales del integumento del óvulo. La diferenciación de las células de la fibra, por lo general, se produce de 2 a 3 días antes de la antesis (Graves & Stewart, 1988). Las fibras de algodón se someten a cuatro etapas de desarrollo: 1) la iniciación, 2) alargamiento, 3) la biosíntesis de celulosa, y 4) la maduración (Wilkins & Jernstedt, 1999), el rendimiento de la fibra se determina, en gran medida, por el número de fibras en cada superficie del óvulo. Los mecanismos moleculares que controlan la diferenciación de la fibra y el inicio siguen siendo, en gran parte, desconocidos (Kang *et al.*, 2012).

Por otro lado, en la fibra de algodón, las células iniciales se someten a una re-programación celular rápida alrededor de la antesis, para formar las fibras de celulosa largas. En el día de la antesis, las células iniciales de la fibra de algodón salen de la superficie del óvulo y se distinguen claramente de las células epidérmicas adyacentes (Wu *et al.*, 2007). Estudios indican que el metabolismo lipídico y la biosíntesis de la cutícula tienen un papel esencial durante la elongación rápida de la fibra (Hovav *et al.*, 2008).

### ***KENAF***

El kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) es una Malvacea anual de día corto, con un rápido crecimiento y tallo erecto (Dempsey, 1975), a partir del cual pueden obtenerse varios productos tradicionales. El vástago del kenaf se compone principalmente de una parte externa llamada corteza, que forma del 35 a 40 % del peso total del tallo, compuesto principalmente por fibras largas (2-6 mm) y una parte interna llamada núcleo que tiene fibras cortas (0,6 mm) que constituyen del 60 al 65 % restante del peso total del tallo (Lin *et al.*, 2004).

El Kenaf es una fibra lignocelulósica y se utiliza para la producción de tableros, textiles, combustibles y como material de refuerzo para materiales compuestos (Aleksandra *et al.*, 2007). Esta planta se compone de fibras elementales que están pegadas entre sí por una interfase de pectina, para formar haces de fibrosos (Jinshu *et al.*, 2011). Keshk *et al.* (2006) han informado que el alto contenido de celulosa de esta fibra se puede obtener a partir de procesos con agua y NaOH. Esta fibra es utilizada en la fabricación de papel especialmente. Además, demostraron su alto potencial de refuerzo para complementar la fibra de palma de aceite en la producción de fibra termoplástica de origen natural (Birnin-Yauri *et al.*, 2016).

### ***FIQUE***

El fique o agave proviene del género *Furcraea* sp., que es una planta fibrosa que crece en varias regiones de América tropical (Lozano-Rivas, 2012). Según Gañán & Mondragón (2002), esta fibra se compone de lignina en un 14,5 %, celulosa en un 63,0 % y, a su vez, de hemicelulosa, pectinas y ceras.

Rowell *et al.* (1992) encontraron que el sisal (*Agave sisalana*) contiene alrededor de 43-56 % de celulosa, de 7-9 % de lignina, de 21-24 % de pentosano y de 0,6-1,1 % de cenizas. No obstante, se encuentran grandes variaciones en la composición química de esta fibra, debido a su origen, edad y métodos de medición. Lo que concuerda con Chand & Hashmi (1993), quienes encontraron que la celulosa y el contenido de lignina varían en función de la edad de la planta.

La fibra es, en realidad, un haz de subfibras huecas, sus paredes celulares están reforzadas con celulosa, hemicelulosa y lignina. Por lo tanto, su pared celular es una estructura



compuesta de material lignocelulósico reforzado por microfibrillas helicoidales de celulosa. En la actualidad, la fibra de agave se utiliza principalmente como cuerdas para la industria marina y la agricultura. Otras

aplicaciones de estas fibras incluyen cuerdas, cables, fundas de colchón, redes de pesca, artículos de lujo, como bolsos, tapices, manteles (Yan *et al.*, 2000).

## CONCLUSIONES

Las fibras vegetales cuentan con un sinnúmero de propiedades físicas y químicas, que las convierten en un excelente material para ser utilizado en la fabricación textil, de papel, industrial y alimentario, además de ser un recurso renovable y biodegradable, por lo tanto su impacto ambiental es bajo.

Las fibras vegetales están compuestas por polisacáridos que le brindan la rigidez y la flexibilidad a la pared celular, donde la celulosa es el polímero de mayor relevancia e importancia en la conformación de estas fibras.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALEKSANDRA, B., B.G. GORDANA, A. GROZDANOV, M. AVELLA, G. GENTILE & ERRICO, M. 2007. Crystallization behavior of poly (hydroxybutyrate-co-valerate) in model and bulk PHBV/kenaf fiber composites. *J. Mater. Sci.* 42 (16): 6501-6509.
- BAKER, T.A. & BELL, S.P. 1998. Polymerases and the replisome: machines within machines. *Cell* 92 (3): 295-305.
- BAR-PELED, M. & O'NEILL, M. 2011. Plant Nucleotide Sugar Formation, Interconversion and Salvage by Sugar, Recycling. *Annual Review of Plant Biology* 62: 127-155.
- BIRNIN-YAURI, A., IBRAHIM, N., ZAINUDDIN, N., ABDAN, K., THEN, Y. & CHIENG, B. 2016. Influence of Kenaf core fiber incorporation on the mechanical performance and dimensional stability of oil palm fiber reinforced poly(lactic acid) hybrid biocomposites. *BioResources* 11 (2): 3332-3355.
- BRETT, C.T. 2000. Cellulose microfibrils in plants: biosynthesis, deposition, and integration into the cell wall. *Int. Rev. Cytol.* 199: 161-199.
- BROWN, R.M. 1996. The biosynthesis of cellulose. *J. Macromol. Sci. A* 33: 1345-1373.
- BROWN, R.M. 2004. Cellulose structure and biosynthesis: what is in store for the 21st century?. *Journal of Polymer Science. Part A. Polymer Chemistry* 42: 487-495.
- CHAND, N. & HASHMI, S.A.R. 1993. *Metals Materials and Processes* 5: 51.
- CHARLET, K., BALEY, C., MORVAN, C., JERNOT, J., GOMINA, M. & BREARD, J. 2007. Characteristics of Herme's flax fibres as a function of their location in the stem and properties of the derived unidirectional composites. *Composites Part A: Applied Science and Manufacturing* 38: 1912-1921.
- CRATTY, C. 2016. The artistic possibilities of cellulosic fibers. *BioResources* 11 (2): 2968-2971.



- FARUK, O., BLEDZKI, A.K., FINK, H. & SAIN, M. 2012. Biocomposites reinforced with natural fibers: 2000-2010. *Progress in Polymer Science* 37: 1552-1596.
- FOSTER, A.S. & GIFFORD, E.M. 1959. *Comparative Morphology of Vascular Plants*. ED., W.H. Freeman and Company. San Francisco and London. 555pp.
- GAÑÁN, P. & MONDRAGÓN, I. 2002. Surface modification of fique fibers: effects on their physico- mechanical properties. *Polymer Composites* 23 (3): 385.
- GLASSER, W.G., KAAR, W.E., JAIN, R.K. & SEALEY, J.E. 2000. Separation, characterization and hydrogel-formation of hemicellulose from aspen wood. *Carbohydr. Polym.* 43: 367-374.
- GRAVES, D.A. & STEWART, J.M. 1988. Chronology of the differentiation of cotton (*Gossypium hirsutum* L) fiber cells. *Planta* 175: 254-258.
- HAIGLER, CH. & BROWN, R.M. 1986. Transport of rosettes from the Golgi apparatus to the plasma membrane in isolated mesophyll cells of *Zinnia elegans* during differentiation to tracheary elements in suspension culture. *Protoplasma* 134: 111-120.
- HEINZE, T. & LIEBERT, T. 2012. Celluloses and Polyoses/Hemicelluloses. *Polymer Science: A comprehensive reference* 10: 83-152.
- HOLLAND, N., HOLLAND, D., HELENTJARIS, T., DHUGGA, K., XOCONOSTLE- CAZARES, B. & DELMER D.P. 2000. A comparative analysis of the plant cellulose synthase (CesA) gene family. *Plant Physiology* 123: 1313-1323.
- HOLTZAPPLE, M. 2003. Cellulose. *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition* (Second Edition). 998-1007pp.
- HOVAV, R., HOVAV, E., RAPP, R., FLAGEL, L. & WENDEL, J.F. 2008. A majority of cotton genes are expressed in single-celled fiber. *Planta* 227: 319-329.
- JARVIS, M. 2003. Cellulose stacks up. *Nature* 426: 611-612.
- JINSHU, S., SHELDON, Q.S., MICHAEL, B., MARK, H. & JINWU, W. 2011. Kenaf Bast fibers part I: hermetical alkali digestion. *Int. J. Polym. Sci.* 2011: 8p.
- JOHN, M. J. & THOMAS, S. 2008. Biofibres and biocomposites. *Carbohydrate Polymers* 71: 343-364.
- JOHN, P. 1992. Biosynthesis of the major crop products. *Cellulose*. Wiley, Jhon and Sons. 70-87 pp.
- KANG, L., MEILING, H., CHAOJUN, Z., LIANGYU, Y., JING, S. & TIANZHEN, Z. 2012. Comparative proteomic analysis reveals the mechanisms governing cotton fiber differentiation and initiation. *Journal of Proteomics* 75 (3): 845-856.
- KESHK, S., SUWINARTI, W. & SAMESHIMA, K. 2006. Physicochemical characterization of different treatment sequences on kenafbast fiber. *Carbohydr. Polym* 65 (2): 202-206.
- KUGA, S., TAKAGI, S. & BROWN, RM. 1993. Native folded-chain cellulose II. *Polymer* 34: 3293-3297.
- KUMAR, R., SINGH, S., & SINGH, O. V. 2008. Bioconversion of lignocellulosic biomass: biochemical and molecular perspectives. *Journal of Industrial Microbiology Biotechnology* 35: 377-391.
- GORSJKOVA, T. & MORVAN, C. 2006. Secondary cell-wall assembly in flax phloem fibres: role of galactans. *Planta, an international journal of plant biology* 223 (2): 149-158.



- GURJANIMOV, O., IBRAGIMOVA, N.N., GNEZDILOV, O. & GORSHKOVA, T. 2008. Polysaccharides, tightly bound to cellulose in the cell wall of flax bast fibre: Isolation and identification. *Carbohydrate Research* 72: 719-729.
- LANE, D., WIEDEMEIER A., PENG, L., HOFTE, H., VERNHETTES, S., DESPREZ, T. 2001. Temperature-sensitive alleles of RSW2 link the KORRIGAN endo-1,4-b-glucanase to cellulose synthesis and cytokinesis in Arabidopsis. *Plant Physiology* 126: 278-288.
- LI, S., LEI, L. & GU, Y. 2013. Functional analysis of complexes with mixed primary and secondary cellulose synthases. *Plant Signaling and Behavior* 8 (3): 1-5.
- LIN, P., LIN, L., WU, J. & LIN, N. 2004. Breeding of FuHong4, a kenaf variety with high-yielding and resistance. *Plant fiber and products* 26 (1): 1-4.
- LOZANO-RIVAS, W. 2012. Uso del extracto de fique (*Furcraea* sp.) como coadyuvante de coagulación en tratamiento de lixiviados. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental* 28 (3): 219-227.
- MAO, Z., XINGMING J., YIMING C., LINA W., MENG L. & QUAN Y. 2011. Preparation of dual-layer cellulose/polysulfone hollow fiber membrane and its performance for isopropanol dehydration and CO<sub>2</sub> separation. *Separation and Purification Technology* 179-184 pp.
- MENDEZ-ORTIZ, M. & MEMBRILLO-HERNÁNDEZ, J. 2004. Mecanismos moleculares de la síntesis de celulosa en bacterias. *Revista especializada en ciencias químico-biológicas* 7 (1): 26-34.
- MIKSHINA, P.V., GURJANOV, O.P., MUKHITOVA, F.K., PETROVA, A., SHASHKOV, A.S. & GORSHKOVA, T.A. 2012. Structural details of pectic galactan from the secondary cell walls of flax (*Linum usitatissimum* L.) phloem fibres. 853-861 pp.
- NISHIYAMA, Y., SUGIYAMA, J., CHANZY, H. & LANGAN, P. 2003. Crystal structure and hydrogen bonding system in cellulose Ia from synchrotron X-ray and neutron fiber diffraction. *Journal of the American Chemical Society* 125: 14300-14306.
- OKUDA, K., SEKIDA, S., YOSHINAGA, S. & SUETOMO, Y. 2004. Cellulose synthesizing complexes in some chromophyte algae. *Cellulose* 11: 365-376.
- PACHECO-TORGAL, F. & JALALI, S. 2011. Cementitious building materials reinforced with vegetable fibres: A review. *Construction and Building Materials* 25 (2): 575-581.
- PONTIS, H.G. 1977. Riddle of sucrose. In *International Review of Biochemistry, Plant Biochemistry II*, ed. DH Northcote, Baltimore, MD: Baltimore Univ. Park Press. 13: 80-117.
- REDDY, N., & YANG, Y. 2005. Properties and potential applications of natural cellulose fibers from cornhusks. *Green Chemistry* 4: 190-195.
- REN, J.L. & SUN, R.C. 2010. Hemicelluloses. *Chemistry, Extractives, Lignins, Hemicelluloses and Cellulose. Cereal Straw as a Resource for Sustainable Biomaterials and Biofuels.* 73-130 pp.
- REVILLA, G. & ZARRA, I. 2000. La fisiología vegetal y su impacto social. La célula vegetal. En: AZCÓN-BIETO, J. & TALÓN, M. (eds.), *Fundamentos de fisiología vegetal.* McGraw-Hill, Barcelona 6-12 pp.
- ROMLING, U. 2002. Molecular biology of cellulose production in bacteria. *Research in Microbiology* 153 (4): 205-212.
- ROWELL, R.M., SCHULTZ, T.P. &



- NARAYAN, R. 1992. Emerging technologies for materials & chemicals for biomass, ACS Symposium Ser 476: 12.
- SAHA, B. C. 2000. Alpha-l-arabinofuranosidases-biochemistry, molecular biology and application in biotechnology. *Biotechnology Advances* 18: 403-423.
- SALNIKOV, V.V., AGEEVA M.V. & GORSHKOVA T.A. 2008. Homofusion of Golgi secretory vesicles in flax phloem fibers during formation of the gelatinous secondary cell wall. *Protoplasma* 233: 269-273.
- SALAM, A., PAWLAK, J.J., VENDITTI, R.A. & I-TAHLAWY, K. E. 2011. Incorporation of carboxyl groups into xylan for improved absorbency. *Cellulose* 18: 1033-1041.
- SAXENA, I. & BROWN, M. 2005. Cellulose Biosynthesis: Current Views and Evolving Concepts. *Annals of Botany* 96: 9-21.
- SCHELLER, H. & ULVSKOV, P. 2010. Hemicelluloses. *Annu. Rev. Plant. Biol.* 61: 263-289.
- SCHWIKAL, K., HEINZE, T., SAAKE, B., PULS, J., KAYA, A. & ESKER, A.R. 2011. Properties of spruce sulfite pulp and birch kraft pulp after sorption of cationic birch xylan. *Cellulose* 18: 727-737.
- SOMERVILLE, C. 2006. Cellulose Synthesis in higher plant. *The Annual Review of Cell and Developmental Biology* 22: 53-78.
- SPERRY, J.S. 1982. Observations of reaction fibers in leaves of Dicotyledons. *J. Arnold Arbor* 63: 173-185.
- STAIGER M. & TUCKER, N. 2008. Natural-fibre composites in structural applications. En: PICKERING, K. (ed.), *Properties and performance of natural-fibre composites*. Woodhead Publishing, Cambridge, UK 269-300 pp.
- STORK, J., HARRIS, D., GRIFFITHS, J., WILLIAMS, B., BEISSON, F., LI-BEISSON, Y., MENDU, V., HAUGHN, G & DEBOLT, S. 2010. Cellulose synthase serves a nonredundant role in secondary cell wall synthesis in arabidopsis epidermal testa cells. *Plant Physiology* 153 (2): 580-589.
- SUN, R.C., TOMKINSON, J., GENG, Z.C. & WANG N.J. 2000. Comparative studies of hemicelluloses solubilized during the treatments of mainze stems with peroxymonosulfuric acid, peroxyformic acid, peracetic acid, and hydrogen peroxide. Part 1. Yield and chemical characterization. *Holzforchung* 54: 349-356.
- SUGIYAMA, J., VUONG, R. & CHANZY, H. 1991. Electron diffraction study on the two crystalline phases occurring in native cellulose from an algal cell wall. *Macromolecules* 24 (14): 4168-4175.
- TSEKOS, I. & REISS, H.D. 1992. Occurrence of the putative microfibril synthesizing complexes (linear terminal complexes) in the plasma membrane of the epiphytic marine red alga. *Erythrocladia subintegra* Rosenv. *Protoplasma* 169: 57-67.
- VANDAN, J.E. & GORSHKOVA, T.A. 2003. Cell Walls and Fibers / Fiber Formation. *Encyclopedia of Applied Plant Sciences*. 87-96 pp.
- WILKINS, T.A. & JERNSTEDT, J.A. 1999. Molecular genetics of developing cotton fibers In *Cotton Fibers* (Basra, AM, ed) New York: Hawthorne Press. 231-267.
- WU, Y., LLEWELLYN, D.J., WHITE, R., RUGGIERO, K., & AL-GHAZI, E.S. 2007. Laser capture microdissection and cDNA microarrays used to generate gene expression profiles of the rapidly expanding fibre initial cells on the surface of cotton ovules. *Planta* 226: 1475-1490.



YAN, L., YIU-WING, M. & LIN., Y. 2000. Sisal fibre and its composites: a review of recent developments. *Composites Science and Technology* 60 (11): 2037-2055.

ZHANG, B., YANG, Y.-W., ZHANG, Y., LIU, J.Y. 2013. A high-confidence reference dataset of differentially expressed proteins in

elongating cotton fiber cells. *Proteomics* 13: 1159-1163.

ZHANG, B. & LIU, J.Y. 2013. Mass Spectrometric Identification of In Vivo Phosphorylation Sites of Differentially Expressed Proteins in Elongating Cotton Fiber Cells. *PLoS ONE*. 8 (3): e58758.

