

UNIVERSIDAD DE CUENCA



FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

**Caracterización química de la biomasa procedente de las hojas,
pseudotallo, raquis y pseudopecíolo de la planta de banano y
su relación con el poder calorífico**

**Trabajo de Titulación previo
a la obtención del Título de
Ingeniero Químico**

AUTOR:

MAYRA GABRIELA PALACIOS BAU

CI: 0302432174

DIRECTORA:

ING. TERESA SILVANA ZALAMEA PIEDRA

CI: 0101325801

CUENCA-ECUADOR

2016



RESUMEN

La presente investigación se desarrolla en el contexto del Proyecto “PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO A PARTIR DE LA BIOMASA PROCEDENTE DE LOS RESIDUOS DE LA PLANTA DE BANANO MEDIANTE GASIFICACIÓN CATALÍTICA EN AGUA A TEMPERATURA SUPERCRÍTICA”. El objetivo es la caracterización química y la caracterización energética de los residuos biomásicos de la planta de banano después de su cosecha para un posterior estudio comparativo de los resultados, los que proporcionarán datos acerca de la estructura de la materia prima requeridos para el desarrollo del proyecto Producción de Hidrógeno.

Inicialmente se presenta las bases teóricas relacionadas con la biomasa lignocelulósica, la planta de banano y el poder calorífico. El desarrollo experimental se llevó a cabo principalmente en el Laboratorio de Ingeniería de Reactores y Catálisis de la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Cuenca, cuantificando los componentes estructurales: lignina, celulosa y hemicelulosa, de las hojas, raquis, pseudotallo y pseudopeciolo de la planta de banano, que se cultiva en Ecuador. Su pretratamiento y tratamiento se realizó por separado empleando métodos tradicionales basados en normas ASTM Y TAPPI para la caracterización química, y un equipo calorimétrico para la caracterización energética.

Los resultados del análisis químico presentaron porcentajes comprendidos entre 36-42 % para la celulosa, 29-34 % para la hemicelulosa y 10-20 % para la lignina, mientras que para el poder calorífico se obtuvo valores comprendidos entre 12200-17400 kJ/kg. El mayor porcentaje de celulosa se encuentra en el raquis, el de hemicelulosa en el pseudotallo externo y el de lignina en las hojas, mientras que el mayor valor del poder calorífico se encontró en las hojas, obteniéndose una relación directa de los valores de poder calorífico con el porcentaje de lignina en todas las muestras.

Palabras Claves: Caracterización Química, Biomasa, Planta de banano, Lignina, Holocelulosa, Celulosa, Hemicelulosa, Poder Calorífico.



ABSTRACT

This research takes is part of the Project "Hydrogen production from biomass from the waste banana plant by catalytic gasification in supercritical temperature water", Objective is the chemical characterization and energy characterization of the biomass waste from the banana plant after its harvest, for subsequent comparison of results, these studies provide data on the structure of the raw material required for the development of Hydrogen Production Project.

Initially the theoretical bases related to the lignocellulosic biomass, the banana plant and the calorific value. The experimental development mainly was carried out the engineering reactor and catalysis laboratory of the Faculty of Chemistry at the University of Cuenca, quantizing the structural components: lignin, cellulose and hemicellulose, of the leaves, rachis, pseudostem and pseudo-nipple of the banana plant that grown in Ecuador; the biomass waste consisted of leaves, rachis, pseudostem and pseudopetiole, that chemical level are qualitatively similar but quantitatively different, their pretreatment and treatment had been made strictly separate using traditional methods of chemical determination based on ASTM standards and TAPPI standards for the chemical characterization, and a calorimetric equipment for energy characterization.

The results of chemical analysis presented percentages included between 36-42 % for cellulose, 29-34 % for hemicellulose and 10-20 % for lignin, while for the calorific was obtained values between 12200-17400 kJ/kg. The highest percentage of cellulose was found in the rachis, of hemicellulose was in the external pseudostem and lignin was in the leaves, while the highest value of calorific was found in the leaves, reaching a direct relationship of calorific values with lignin percentage in all samples.

KEYWORDS: Chemical Characterization, Biomass, Banana plant, lignin, hollocellulose, cellulose, hemicellulose, Calorific.



ÍNDICE

RESUMEN.....	2
ABSTRACT	3
INTRODUCCIÓN.....	12
CAPITULO I	14
1. MARCO TEÓRICO.....	14
1.1 BIOMASA.....	14
1.2 BIOMASA DE RESIDUOS AGRÍCOLAS O LIGNOCELULÓSICA.....	15
1.3 ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA BIOMASA LIGNOCELULÓSICA.....	15
1.3.1 CONSTITUYENTES MAYORITARIOS.....	15
1.3.2 CONSTITUYENTES MINORITARIOS.....	24
1.4 PLANTA DE BANANO.....	25
1.4.1 DESCRIPCIÓN Y MORFOLOGÍA	25
1.4.2 PARTES DE LA PLANTA DE BANANO.....	26
1.4.3 CULTIVO, COSECHA Y POSCOSECHA	30
1.4.4 VARIEDADES.....	34
1.4.5 USOS	35
1.4.6 PRODUCCIÓN DE BANANO EN EL ECUADOR	35
1.4.7 AREAS BANANERAS EN EL ECUADOR.....	36
1.4.8 VARIEDADES DE BANANO EN EL ECUADOR.....	39
1.4.9 PLANTA DE BANANO COMO BIOMASA.....	40
1.4.10 APROVECHAMIENTO DE LA BIOMASA	43
1.5 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA DE LA BIOMASA.....	43
1.5.1 PODER CALORÍFICO	43
1.5.2 PODER CALORÍFICO DEL COMBUSTIBLE HÚMEDO.	46
CAPITULO II	48
2. METODOLOGÍA.....	48
2.1 MUESTREO	49
2.2 PRETRATAMIENTO DE LA MUESTRA:.....	51
2.2.1 ELIMINACIÓN DE HUMEDAD.....	51
2.2.2 MOLIENDA.....	51
2.3 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA.....	52



2.3.1 ELIMINACIÓN DE EXTRAÍBLES:	52
2.3.2 DETERMINACIÓN DE LA LIGNINA:	55
2.3.3 DETERMINACIÓN DE LA HOLOCELULOSA:.....	56
2.3.4 DETERMINACIÓN DE LA CELULOSA:.....	59
2.3.5 DETERMINACIÓN DE LA HEMICELULOSA:	61
2.4 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA.....	61
2.4.1 DETERMINACIÓN DEL PODER CALORÍFICO.....	62
CAPITULO III	63
3. RESULTADOS, DISCUSIONES, CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	63
3.1 RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	63
3.1.1 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA	63
3.1.2 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA:	65
3.2 CONCLUSIONES.....	66
3.3 RECOMENDACIONES.....	67
4. BIBLIOGRAFÍA Y REFERENCIAS.....	68
5. ANEXOS.....	72
5.1 ANEXO 1: NORMA TAPPI T-204	72
5.2 ANEXO 2: NORMA TAPPI T-212	78
5.3 ANEXO 3: NORMA TAPPI T-222	82
5.4 ANEXO 4: DATOS Y RESULTADOS DE ELIMINACIÓN DE EXTRACTIVOS 89	
5.5 ANEXO 5: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LIGNINA	89
5.6 ANEXO 6: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE HOLOCELULOSA .	90
5.7 ANEXO 7: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE CELULOSA.....	90
5.8 ANEXO 8: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE HEMICELULOSA...	91
5.9 ANEXO 9: DATOS, CÁLCULO Y RESULTADOS DE LOS CONSTITUYENTES LIGNOCELULÓSICOS EN BASE AL PESO INICIAL.....	91
5.10 ANEXO 10: DATOS Y RESULTADOS DEL PODER CALORÍFICO.....	94



ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Generación de Biomasa	14
Figura 2. Estructura de la lignocelulosa. La celulosa, la hemicelulosa y la lignina forman estructuras llamadas microfibrillas, organizadas en macrofibras que regulan la estabilidad de la pared celular de las plantas	16
Figura 3. Celulosa en los vegetales.....	17
Figura 4. Estructura primaria de la celulosa.....	18
Figura 5. Fibrilla Elemental o Micela	19
Figura 6. Representación de Hawort de las principales hexosas presentes en las hemicelulosas	19
Figura 7. Representación de Hawort de las principales pentosas presentes en la hemicelulosa	20
Figura 8. Ácidos urónicos frecuentes en la pared celular de los vegetales	20
Figura 9. Representación de los enlaces β -(1 \rightarrow 4) que unen los átomos C1 Y C4 en posición ecuatorial, entre unidades de glucosa, xilosa y manosa.....	20
Figura 10. Monómeros que forman la lignina	22
Figura 11. Estructura de la Lignina.....	23
Figura 12. Planta de Banano	25
Figura 13. Rizoma de una planta de banano	27
Figura 14. Tallo floral en el centro el pseudotallo	27
Figura 15. Sistema Foliar	29
Figura 16. Inflorescencia y racimo	30
Figura 17. Zonas de cultivo de banano en el Ecuador.....	38
Figura 18. Producción de Bananos y Residuos en cantones de las provincias de Los Ríos, Guayas y El Oro.....	39
Figura 19. Diagrama Resumen de la Metodología utilizada.....	48
Figura 20. Ubicación de la Hacienda Germania.....	49
Figura 21. (a.) Hojas y Pseudotallo de la Planta de Banano durante el Muestreo. (b.) Etiquetado de las muestras	50
Figura 22. Primera extracción en equipo Soxhlet, de izquierda a derecha, muestras de: raquis, hojas, Pseudopeciolo, Pseudotallo externo y Pseudotallo central.	54



Figura 23. Muestras después de eliminación de extraíbles y antes de ser ingresadas a la estufa. 54

Figura 24. Muestra de Pseudotallo Central después de hidrólisis ácida y secado..... 56

Figura 25. Proceso para la determinación de Holocelulosa en una muestra de Raquis: (a.) Antes del tratamiento con NaClO_2 y CH_3COOH (b.) Después del tratamiento; (c.) Enfriamiento; (d.) Filtración y lavado..... 58

Figura 26. Residuo seco de raquis después del tratamiento de determinación de celulosa..... 61

Figura 27. Preparación de la muestra para la determinación del poder calorífico: (a.) contacto con el cable de ignición; (b.) presurización; (c) ingreso en la camisa adiabática. 62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Requerimientos agroecológicos de la planta de banano. 31

Tabla 2: Clasificación del Banano de acuerdo a Simmonds y Shepherd (1995)..... 34

Tabla 3: Potencial Energético de los residuos del banano..... 36

Tabla 4: Contenido de lignina, celulosa y hemicelulosa de los residuos lignocelulósicos del cultivo de banano, en base seca 41

Tabla 5. Composición de la biomasa lignocelulósica. Valores en porcentaje sobre base seca. 41

Tabla 6. Composición Química en % en peso de las Hojas y Pseudotallo del banano.41

Tabla 7. Composición Química de diferentes regiones morfológicas de la Planta de banano. 41

Tabla 8. Análisis proximal de los residuos de la planta de banano. 42

Tabla 9. Análisis elemental de los residuos de la planta de banano..... 42

Tabla 10. Correlaciones utilizadas para el cálculo de PCS..... 45

Tabla 11. Poderes Caloríficos de algunos tipos de biomasa utilizables como biocombustibles sólidos en función del contenido de humedad..... 47

Tabla 12. Resultados de la Caracterización Química de la Biomasa procedente de la planta de banano..... 63

Tabla 13: Datos y resultados de los ensayos de Poder Calorífico..... 65



Universidad de Cuenca
Clausula de derechos de autor

Yo, Mayra Gabriela Palacios Bau, autora de la tesis "CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA BIOMASA PROCEDENTE DE LAS HOJAS, PSEUDOTALLO, RAQUIS Y PSEUDOPECILO DE LA PLANTA DE BANANO Y SU RELACIÓN CON EL PODER CALORÍFICO", reconozco y acepto el derecho de la Universidad de Cuenca, en base al Art. 5 literal c) de su Reglamento de Propiedad Intelectual, de publicar este trabajo por cualquier medio conocido o por conocer, al ser este requisito para la obtención de mi título de Ingeniera Química. El uso que la Universidad de Cuenca hiciera de este trabajo, no implicará afección alguna de mis derechos morales o patrimoniales como autora.

Cuenca, 17 de Noviembre del 2016

Mayra Gabriela Palacios Bau

C.I: 0302432174



Universidad de Cuenca
Clausula de propiedad intelectual

Yo, Mayra Gabriela Palacios Bau, autora de la tesis "CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA BIOMASA PROCEDENTE DE LAS HOJAS, PSEUDOTALLO, RAQUIS Y PSEUDOPECILO DE LA PLANTA DE BANANO Y SU RELACIÓN CON EL PODER CALORÍFICO", certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autora.

Cuenca, 17 de Noviembre del 2016

Mayra Gabriela Palacios Bau

C.I: 0302432174



DEDICATORIA

Esta oportunidad que me brinda la etapa universitaria quiero dedicarla a aquellas personas que han sido, son y serán un pilar muy importante en mi vida:

A mis padres, Rodrigo Palacios y Esperanza Bau, por su apoyo, consejos y confianza depositada en mí.

Así mismo, a mi familia: mis tíos Eloy, Segundo, Lucía y Marcos; mi hermana Karla y mi sobrino Gabriel; mis primas Karina y Fernanda; y a todos aquellos parientes que estuvieron siempre a mi lado en las buenas y en las malas, brindándome su apoyo.

De manera muy especial a la memoria de mi Abuelita Luz Yanza y mi primo Jenry Panamá.

Finalmente, a mis amigos y compañeros, aquellos con quienes siempre pude contar y aquellos quienes nunca olvidaré, al dejarme gratos recuerdos con todas las experiencias compartidas.



AGRADECIMIENTOS

Empezar por agradecer a Dios al brindarme la vida y salud para cumplir con esta meta.

A la Ing. Silvana Zalamea, Directora del Proyecto Producción de Hidrógeno y Tutora del presente trabajo de titulación, quien me dio apertura y supo guiarme y ofrecerme su apoyo.

A cada uno de los miembros del Proyecto, principalmente al Dr. Raúl Peláez, al Ingeniero José Serrano y a mi amiga, compañera, Mónica Abril.

También quiero dar las gracias a: el Ing. Jaime Cuenca, Ing. Alexandra Criollo, Dra. Guillermina Pauta y Dra. María Montaleza; por la amabilidad y apoyo desinteresado, al darme la mano en momentos cruciales de la investigación.

De manera especial a mis padres, sin ellos nada de esto hubiera sido posible.



INTRODUCCIÓN

El uso de energía alternativa renovable refleja el interés en el medio ambiente, al sustituir los combustibles fósiles tradicionales, que a pesar de su gran utilidad, representan altos índices de emisiones atmosféricas de gases contaminantes.

Actualmente son varias las opciones que se consideran, estudian y ponen en práctica para la obtención de un vector energético amigable con el ambiente, cuyos métodos de obtención y materia prima requieren de estudios e investigaciones para que de esta forma se logre optimizar y obtener un máximo rendimiento del proceso y producto. Entre las opciones destaca el uso de biomasa obtenida a partir de materia orgánica, como son los residuos agrícolas, debido a su abundancia y fácil obtención representan beneficios al sector ambiental, energético y socioeconómico.

En el Ecuador, la producción de banano es una de las mayores actividades agrícolas, generando una gran cantidad de biomasa que no es aprovechada en forma óptima. Por tal razón, se considera a los residuos del cultivo de banano: hojas, raquis, pseudopociolo y pseudotallo, como una opción viable a la producción de un combustible que cumpla con las expectativas de energía renovable y amigable con el medio ambiente, como es el hidrógeno.

La producción de hidrógeno demanda una caracterización de la biomasa a emplear, y la importancia de este análisis recae en la obtención de datos que permiten entender, predecir y evaluar el comportamiento del combustible. Sin embargo, la estructura puede variar de acuerdo a la parte de la planta que se analiza y estas diferencias deben ser consideradas en su aprovechamiento energético.

Por lo antes expuesto, el fin que presenta esta investigación es caracterizar la biomasa procedente de la planta de banano a emplear en el proyecto de obtención de hidrógeno, y relacionarla con el poder calorífico, para lo que se ha planteado los siguientes objetivos específicos:

- Eliminar los extractivos de la planta para evitar interferencias en la obtención de resultados.
- Analizar los componentes estructurales: lignina, celulosa y hemicelulosa, presentes en cada parte de la biomasa para determinar sus respectivos porcentajes.



Universidad de Cuenca

- Determinar el poder calorífico de cada residuo a analizar.
- Formular la relación entre los porcentajes de los componentes estructurales y los valores del poder calorífico

CAPITULO I

1. MARCO TEÓRICO

1.1 BIOMASA

Se define biomasa como la “materia orgánica generada en un proceso biológico, espontáneo o provocado, utilizable como fuente de energía” (ARANZADA GF: MIGUEL CABRERA, 2011), es decir, cualquier sustancia orgánica de origen vegetal o animal, incluyendo los materiales que resultan de su transformación natural o artificial.

En la actualidad la biomasa engloba al grupo de productos energéticos y materias primas de tipo renovable que se originan a partir de la materia orgánica, quedando por tanto excluidos los combustibles fósiles o los productos orgánicos derivados de ellos, aunque también tuvieron un origen biológico en épocas remotas (ARANZADA GF: MIGUEL CABRERA, 2011).

La energía que contiene la biomasa es energía solar almacenada a través de la fotosíntesis, proceso por el cual algunos organismos vivos, como las plantas, utilizan la energía solar para convertir los compuestos inorgánicos que asimilan (como el CO₂) en compuestos orgánicos (Figura 1).

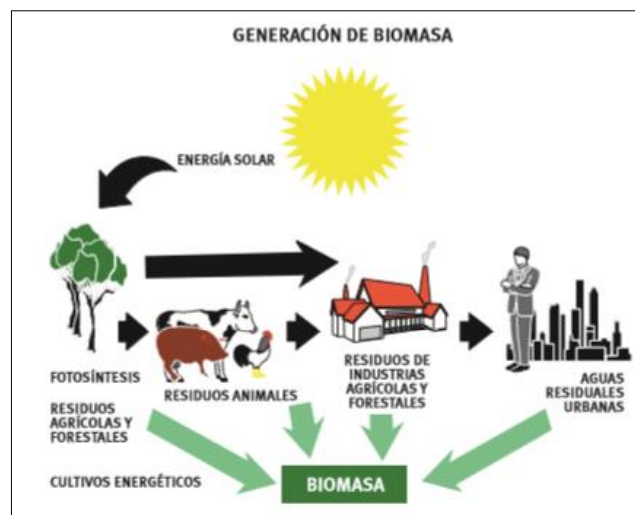


Figura 1. Generación de Biomasa (IDAE ,2007)



Universidad de Cuenca

Los residuos de aprovechamiento forestal y cultivos agrícolas, residuos de podas de jardines, residuos de industrias agroforestales, cultivos con fines energéticos, combustibles líquidos derivados de productos agrícolas (los denominados biocarburos), residuos de origen animal o humano, etc., todos pueden considerarse dentro de la citada definición.

1.2 BIOMASA DE RESIDUOS AGRÍCOLAS O LIGNOCELULÓSICA

Se entiende por residuo, de forma general, a un producto cuya característica básica es que no tenga valor ni estimación en las circunstancias en las que se genera y se ha de retirar para facilitar o mejorar los procesos de producción o cultivo. Los residuos agrícolas se generan en el entorno natural y lo integran un grupo heterogéneo de productos compuestos por las plantas o parte de ellas que es preciso separar para obtener el fruto, o el propio producto agrícola (SANTOS CUADROS , 2008).

La biomasa de origen lignocelulósico es el material orgánico más abundante en la tierra. Las primeras aplicaciones de la biomasa de origen lignocelulósico, fueron combustible, construcción y alimento animal fundamentalmente. Hoy, sus aplicaciones son muy amplias y constituyen la base de muchas industrias como la de la celulosa y papel, fuente de obtención de productos químicos, materiales de construcción, combustibles líquidos y gaseosos y muchas más (ABRIL, 2012).

1.3 ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA BIOMASA LIGNOCELULÓSICA

La biomasa agrícola es material que ha almacenado luz a través de procesos fotosintéticos. Dependiendo del tipo de material, esta energía puede ser almacenada como azúcares, almidones, o como compuestos estructurales más complejos como son la celulosa, la hemicelulosa y la lignina, colectivamente llamados lignocelulosa (Dr. OSCAR COTO, 2013).

La biomasa está compuesta principalmente por los constituyentes de la lignocelulosa. Como constituyentes minoritarios se encuentra la humedad, la materia inorgánica no extraíble y los extraíbles.

1.3.1 CONSTITUYENTES MAYORITARIOS

Los componentes mayoritarios están interrelacionados entre sí (Figura 2), la celulosa se encuentra en forma de fibras alargadas, rodeada por la hemicelulosa que forma una especie de red entorno a ella. La lignina se sitúa entre las “cuerdas” formadas por la asociación de celulosa y hemicelulosa (ANA ÁLVAREZ, 2013).

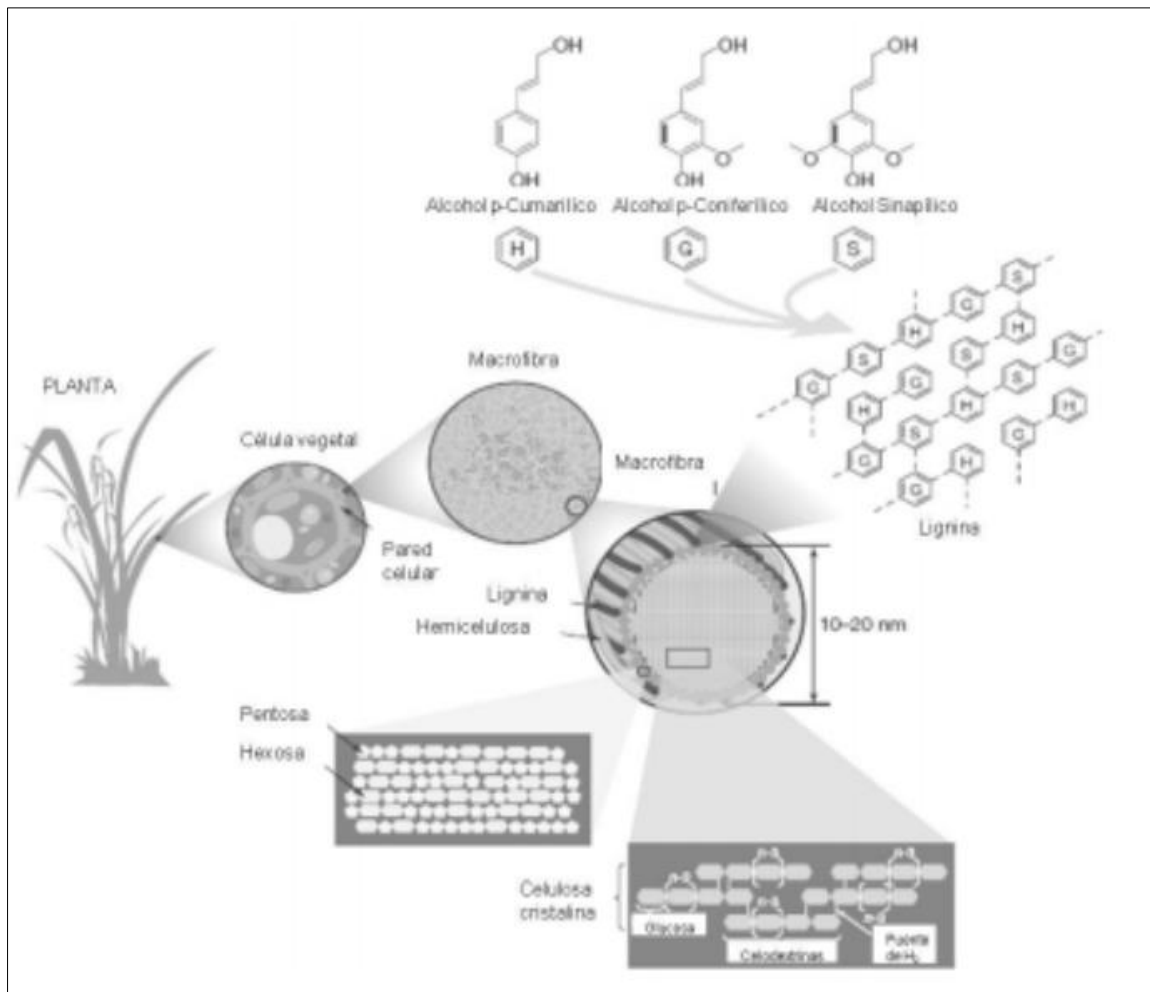


Figura 2. Estructura de la lignocelulosa. La celulosa, la hemicelulosa y la lignina forman estructuras llamadas microfibrillas, organizadas en macrofibras que regulan la estabilidad de la pared celular de las plantas
(RUBIN E., 2008)

Esta estructura surge como respuesta a una necesidad de los vegetales, ya que la pared celular permite crear y sostener la estructura aérea de las plantas que les permite captar la radiación solar. Así, tejidos con células lignificadas dotan a sus órganos, principalmente tallos, de mayor esbeltez y mayor resistencia mecánica, además de mejorar su regulación hídrica y su resistencia a patógenos.

Entre un 60 y 80 % de los vegetales están constituidos por polisacáridos de elevado peso molecular, las holocelulosas. Entre las holocelulosas podemos distinguir a las celulosas, que son polímeros lineales de alto grado de polimerización, de las hemicelulosas, que resultan fácilmente extraíbles en álcalis (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

La celulosa, hemicelulosa y lignina, constituyen en general más del 75 % del material vegetal, y están constituidos por polímeros orgánicos de alto peso molecular (ABRIL, 2012).

La composición y porcentajes de los polímeros varían entre las especies de plantas, incluso entre la edad y la etapa de crecimiento (JEFFRIES, 1994).

1.3.1.1 CELULOSA

La celulosa es un polímero de alto peso molecular, lineal y polidisperso (GARCÍA, BORDALLO, 2013). Es el componente principal de las paredes celulares de los vegetales y el polímero mayoritario del planeta, tiene una estructura fibrosa, es blanca, muy estable y resistente al ataque químico, también a la tracción mecánica (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

Físicamente es una fibra vegetal que al ser observada en el microscopio es similar a un cabello humano (Figura 3); su longitud y espesor varía según el tipo de árbol o planta. Constituye una fuente de glucosa prácticamente inagotable que se renueva de forma continua mediante la fotosíntesis (CRUZ ESTRADA , 2014).

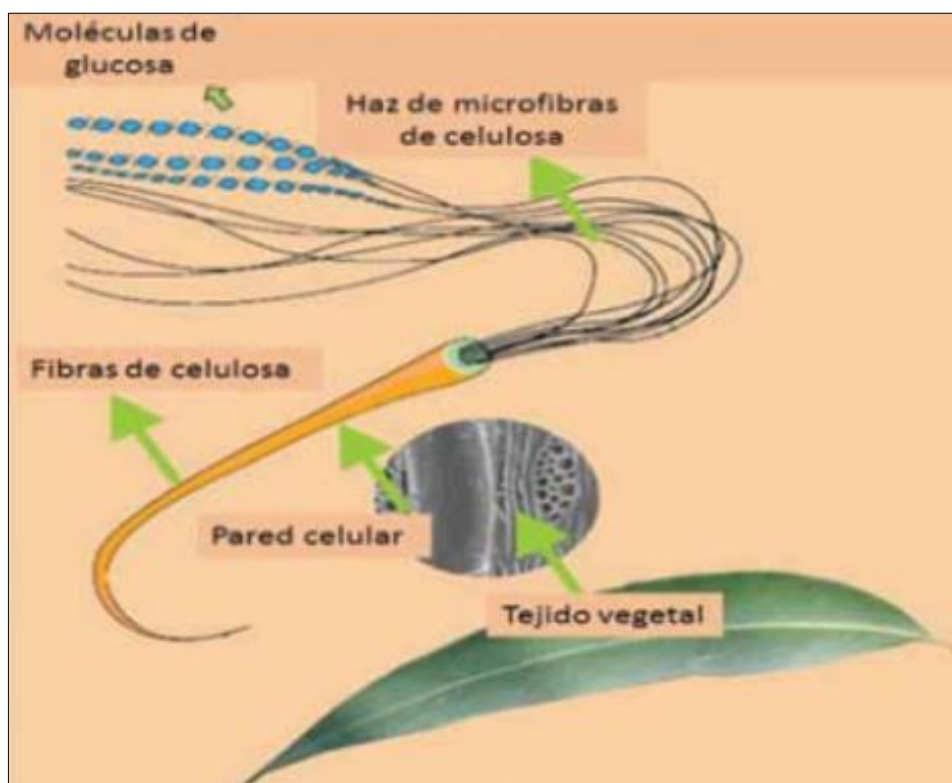


Figura 3. Celulosa en los vegetales
(CRUZ ESTRADA , 2014)

1.3.1.2 ESTRUCTURA DE LA CELULOSA

La celulosa es un polímero de cadena lineal, formado por la unión de unidades anhidroglucosa (β -D- glucosa), en cadenas de glucano. Las unidades anhidroglucosa, están unidas por enlaces β -(1,4)-glucosídicos (ABRIL, 2012). Debido al carácter asimétrico de este enlace, también puede considerarse a la celulosa como un poliacetal del dímero celobiosa (4-O- β -D-glucopiranosil- β -D-glucopiranosil) (Figura 4), que no existe de forma natural, solo puede obtenerse por hidrólisis parcial de la celulosa (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010), por lo que se ha establecido a la celobiosa como la unidad repetida en las cadenas de celulosa.

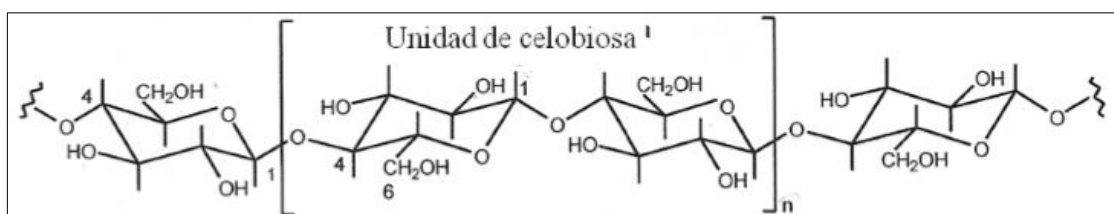


Figura 4. Estructura primaria de la celulosa (Casillas, 2010).

La conformación piranosa más estable de la celobiosa es la de silla, donde los grupos $-\text{CH}_2\text{OH}$, $-\text{OH}$ y los enlaces glucosídicos están en posición ecuatorial y los hidrógenos en posición axial. Este hecho de que los grupos $-\text{OH}$ salgan lateralmente permite a la celulosa formar uniones inter e intramoleculares por puentes de hidrógeno (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

Los enlaces de hidrógeno son los responsables de la alta cohesión molecular en la celulosa, lo que aparejado a la ausencia de ramificaciones, origina que las cadenas puedan alinearse en grupos, formando zonas ordenadas (cristalinas) unidas a regiones desordenadas (amorfas). El resultado es una macromolécula semicristalina en un 60 %, con un carácter esencialmente hidrofílico pero insoluble en agua, con todos los grupos hidroxilo comprometidos en la formación de enlaces de hidrógeno (KLEMM, PHILIPP, 2001). La estructura fibrilar de alta cristalinidad es de difícil penetración por disolventes y reactivos, mientras que las zonas amorfas son más desordenadas y más reactivas (ANA ÁLVAREZ, 2013). Estas 2 zonas conforman las fibrillas elementales o micelas (Figura 5), que están formadas por entre unas 40 y 100 cadenas de celulosa que presentan características de resistencia, gracias a las regiones cristalinas, y de elasticidad, gracias a las regiones amorfas (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

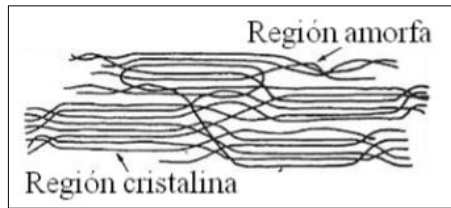


Figura 5. Fibrilla Elemental o Micela
(MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010)

Las fibrillas elementales forman las microfibrillas de las paredes celulares de los vegetales que se orientan de distinta forma según las capas.

1.3.1.3 HEMICELULOSA

La Hemicelulosa es un polímero complejo de heteropolisacárido constituido por unidades diferentes de monosacáridos: pentosas y hexosas (LAURA CUERVO, 2001), que forma cadenas más cortas y con ramificaciones, pero de bajo peso molecular en comparación con la Celulosa (GELLERSTEDT G., HENRIKSSON G., 2009). Estas moléculas se asocian a la celulosa mediante interacciones polisacárido-polisacárido (ANA ÁLVAREZ, 2013).

Las hemicelulosas son los segundos polisacáridos más abundantes en la pared celular vegetal, ya que comprenden alrededor del 30-35 % del peso seco de pared celular de los vegetales (FELIPE D. SOUSA, G. MARTÍNEZ, 2010). Son insolubles en agua, pero en medio alcalino se disuelven.

1.3.1.4 ESTRUCTURA DE LA HEMICEULOSA

Los monómeros que constituyen las hemicelulosas son principalmente monosacáridos u osas y derivados de las osas como los ácidos urónicos. Los monosacáridos principales que encontramos en las hemicelulosas son cinco; tres hexosas: glucosa, manosa y galactosa (Figura 6), y dos pentosas: xilosa y arabinosa (Figura 7), (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

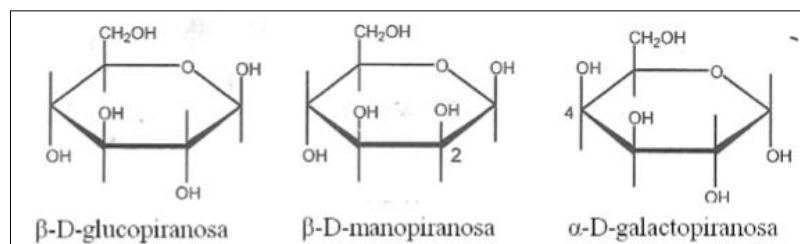


Figura 6. Representación de Hawort de las principales hexosas presentes en las hemicelulosas
(MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

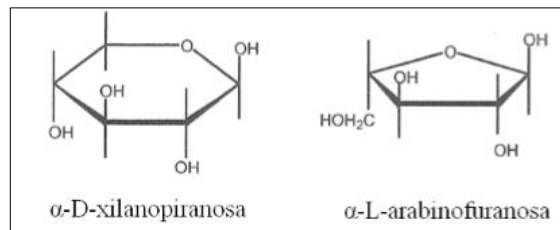


Figura 7. Representación de Hawort de las principales pentosas presentes en la hemicelulosa

(MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

Además de las osas en la pared vegetal aparecen derivados de éstas, los más frecuentes son los ácidos urónicos (Figura 8).

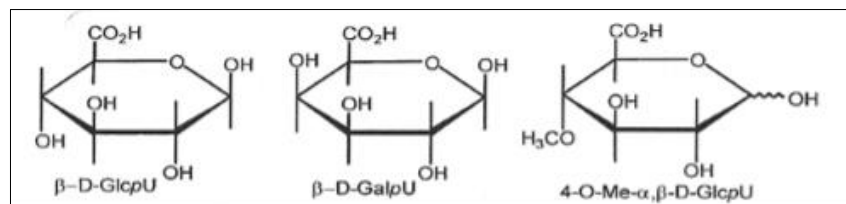


Figura 8. Ácidos urónicos frecuentes en la pared celular de los vegetales

(MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010)

La hemicelulosa se puede clasificar según la cadena principal en xilanos, glucanos, mananos y glucomananos (Figura 9), aunque los autores no siempre la clasifican de la misma forma (SCHELLER, ULVSKOV, 2010). Son ramificados con una cadena principal de glucosa, xilosa y/o manosa con enlaces β -(1 \rightarrow 4) entre sí, todos en posición ecuatorial en el C1 y C4.

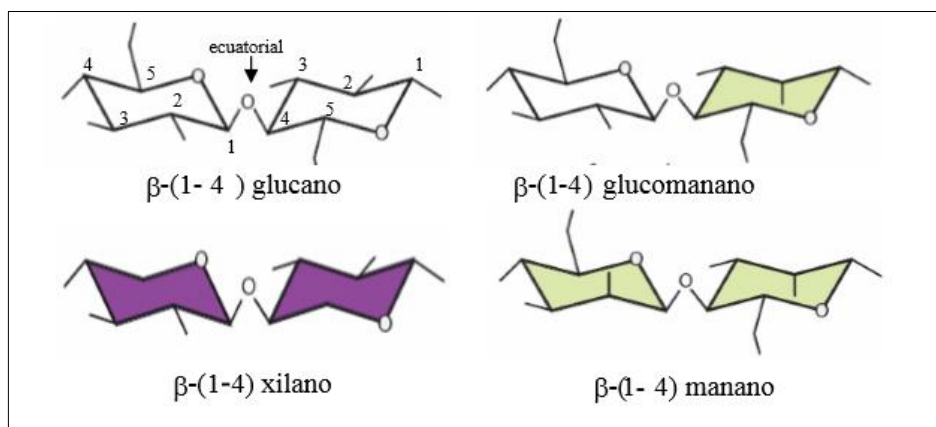


Figura 9. Representación de los enlaces β -(1 \rightarrow 4) que unen los átomos C1 Y C4 en posición ecuatorial, entre unidades de glucosa, xilosa y manosa

(SCHELLER, ULVSKOV, 2010).



Universidad de Cuenca

Sin embargo, las unidades constituyentes, la estructura y el contenido total de la hemicelulosa varían entre los tipos de especies, dentro de la misma especie e incluso según el tejido anatómico y fisiológico del organismo vegetal.

La función principal es su interacción con la celulosa y lignina para proporcionar rigidez a la pared celular. Las cadenas de hemicelulosas se asocian con las microfibrillas de celulosa tras su carácter polar (puentes de hidrógeno) (GUTIERREZ ANA, 2010).

1.3.1.5 LIGNINA

La lignina es un heteropolímero amorfo, de alto peso molecular, tridimensional y ramificado formado por alcoholes aromáticos que da soporte estructural, rigidez, impermeabilidad y protección a los polisacáridos estructurales (celulosa y hemicelulosa) y es altamente resistente a la degradación química y biológica (ARO N, 2005).

Detrás de celulosa y hemicelulosa, es el tercer biopolímero más abundante en la Tierra. Se encuentra principalmente en la lámina media de la pared celular y en las capas de la pared celular. Con las hemicelulosas forman una matriz alrededor de las microfibrillas de celulosa. (A. GUTIÉRREZ, J. DEL RÍO, 2010)

1.3.1.6 ESTRUCTURA DE LA LIGNINA

La lignina se forma por la condensación de precursores fenólicos unidos por diferentes enlaces, que se alternan de manera desordenada (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010). Los monómeros que forman la lignina son los denominados alcoholes cinamílicos (Figura 10), diferenciados entre sí por las diferentes sustituciones que presenta el anillo aromático. Así, el alcohol p-cumarílico que da lugar a las unidades p-hidroxifenilo (unidades H) no presenta ningún sustituyente; el alcohol coniferílico que da lugar a las unidades guayacilo (unidades G) presenta un grupo metoxilo en la posición 3 del anillo aromático y el alcohol sinapílico que da lugar a las unidades siringilo (unidades S) presenta dos grupos metoxilo en posiciones 3 y 5 de dicho anillo (JOSÉ OLIVA DOMINGEZ , 2003).

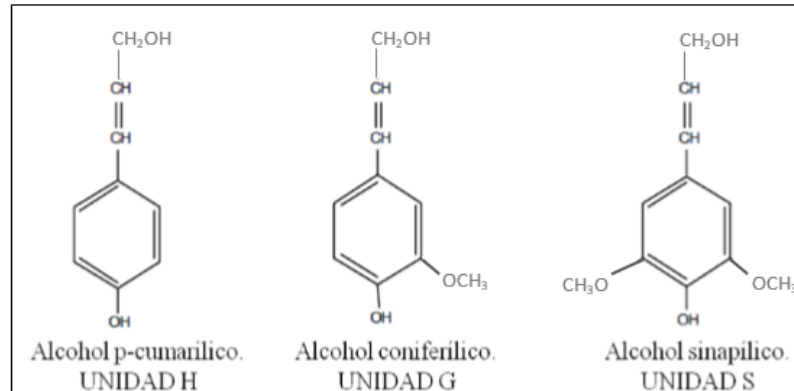


Figura 10. Monómeros que forman la lignina
(MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

Estos monómeros se derivan de los denominados monolignoles, los alcoholes p-cumárico (4-hidroxicinamílico), coniferílico (4-hidroxi-3metoxicinamílico) y sinapílico (4-hidroxi-3,5-dimetoxicinamílico), que son los precursores en la biosíntesis de lignina y se diferencian en la sustitución con un grupo metoxilo (-OMe) en las posiciones 3 y 5 de la unidad aromática (A. GUTIÉRREZ, J. DEL RÍO, 2010).

Los enlaces pueden ser de tipo condensado (enlaces C-C) o de tipo no condensado (enlace aril-alquil éter) en las que intervienen tanto los anillos aromáticos como las cadenas propílicas (Figura 11). Los enlaces que van a condicionar una alta condensación de la lignina son los enlaces C-C que sólo pueden establecerse entre unidades H o G, ya que las unidades S al tener dos grupos metoxilo en posiciones 3 y 5 no puede establecer este tipo de enlaces (ADELER, 1977)

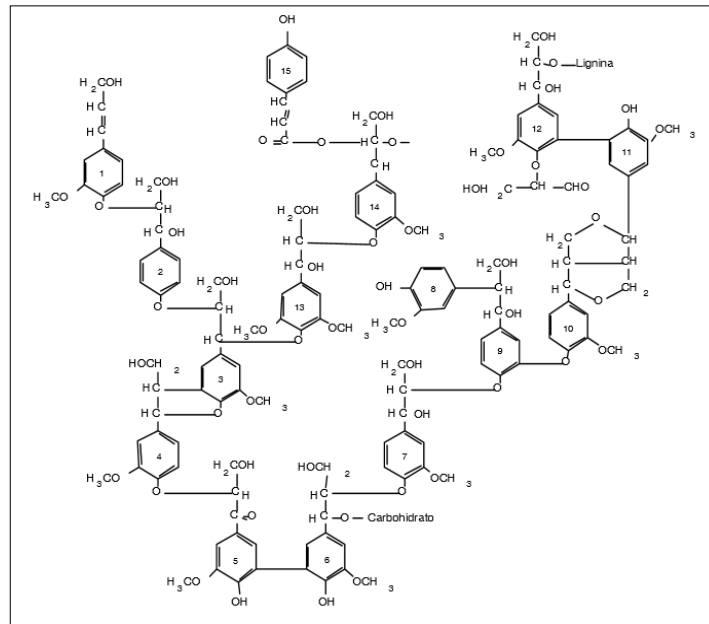


Figura 11. Estructura de la Lignina
(JOSÉ OLIVA DOMINGEZ , 2003)

En general se distingue entre lignina de gimnosperma (‘softwoods’ o coníferas), constituida por unidades G, lignina de angiosperma (‘hardwoods’ o frondosas), constituida por unidades G y S, y lignina de herbáceas (‘non-woody’), que contiene las tres unidades, G, S y H, en proporciones muy variables (LAPIERRE C., POLLET B., 1995).

Las proporciones relativas con que se incorporan los monolignoles durante la lignificación pueden alterarse en los diferentes estados de la vida de una planta. Además la estructura de lignina depende en qué tipo de tejido se encuentra. El contenido y la composición de lignina entre varias especies se deben comparar en el mismo estado vegetativo y en el mismo tejido (A. GUTIÉRREZ, J. DEL RÍO, 2010).

Se considera que la lignina cumple dos funciones fundamentales en los vegetales: Dar resistencia y servir de pegamento a la pared celular y aportar resistencia al ataque de los microbios (THEANDER O., AMAN P., 1984).

La concentración de cada componente estructural depende de la especie, el tipo de tejido vegetal, el estado de crecimiento y las condiciones de crecimiento. En este sentido el aprovechamiento global del material lignocelulósico requiere métodos de pretratamiento o fraccionamiento, que son complejos, están alejados de rendimientos



elevados y además no son capaces de aislar completamente cada componente sin modificarlo o degradarlo al menos en una parte (MIGUEL BARROSO CASILLAS, 2010).

1.3.2 CONSTITUYENTES MINORITARIOS

Los porcentajes de componentes mayoritarios no siempre suman el 100 %, esto es debido a la presencia de otros productos que componen los constituyentes minoritarios. A pesar de estar presentes en menor proporción, existen otros compuestos que poseen gran influencia en las propiedades y en los procesos de conversión de la biomasa lignocelulósica. Protegen a la planta de los insectos, inhiben el blanqueo de las plantas de celulosa y son los responsables del olor, color y gusto.

1.3.2.1 HUMEDAD

Se define básicamente como la cantidad de agua contenida en el total de masa de una muestra de biomasa. La humedad puede existir en la superficie exterior de la biomasa o estar embebida en su interior. La humedad superficial es el agua presente en la superficie de la biomasa y se elimina fácilmente por secado al aire. La humedad inherente se define como el porcentaje de pérdida de peso que experimenta una muestra de biomasa secada al aire cuando se calienta a 105°C hasta que alcanza peso constante. Sin embargo, la forma como aparece puede ser participando en compuestos, rellenando parte de la estructura intersticial de las células vegetales o formando parte de las cavidades celulares. El modo como aparece la humedad y la porosidad del material, repercute en la velocidad de pérdida de humedad (DANIEL GARCÍA, 2010).

1.3.2.2 ELEMENTOS INORGÁNICOS

Los elementos inorgánicos o cenizas, son los residuos sólidos que proceden de la materia inorgánica, fundamentalmente sales de calcio, potasio magnesio y sílice, y forman carbonatos, fosfatos, oxalatos y silicatos. Varían en dependencia de la parte que se estudie: hojas, ramas, corteza, raíces, etc. Las condiciones del suelo y la edad influyen en los contenidos de sustancias minerales, según plantea Carballo, L. R. (1990). Usualmente se lleva a cabo la producción de cenizas en un rango de 580° a 600° C según las normas para su determinación (ROBERTO ESCOBAR TOLEDO, 2005).

1.3.2.3 EXTRAIBLES

Son los componentes orgánicos de bajo peso molecular; se llaman así porque se pueden extraer por lavado con agua o con solventes orgánicos. Se incluyen dentro de este grupo: carbohidratos de bajo peso molecular, terpenos, ligninas solubles, ceras,

etc. Sus funciones en la célula vegetal son las de protección exterior y reserva de nutrientes (ROBERTO ESCOBAR TOLEDO, 2005).

1.4 PLANTA DE BANANO

1.4.1 DESCRIPCIÓN Y MORFOLOGÍA

El banano pertenece al orden Zingiberales, familia Musaceae y género *Musa* (GRANDA F., 2009). La planta de banano es una planta herbácea perenne de gran tamaño (Figura 12). Se la considera herbácea porque sus partes aéreas mueren y caen al suelo cuando termina la estación de cultivo, y es perenne porque de la base de la planta surge un brote llamado *hijo*, que reemplaza a la *planta madre* (VÉZINA ANNE, 2016).

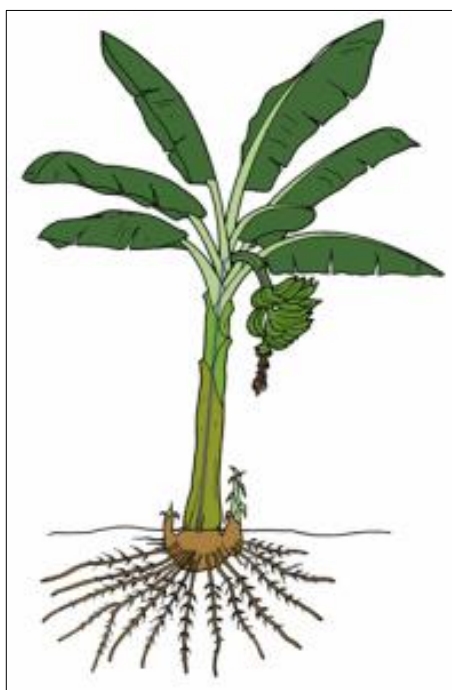


Figura 12. Planta de Banano
(VÉZINA ANNE, 2016).

Se le considera originario de las regiones tropicales y húmedas de Asia. Según la variedad de la planta del banano alcanza de 3 hasta 7 metros de altura. Su tallo está formado por pecíolos de hojas curvadas y comprimidas, dispuestas en bandas en espiral que desde el centro van formándose sucesivamente nuevas hojas y al extenderse comprimen hacia el exterior las bases de las hojas más viejas. Al emerger las hojas por la parte superior del tallo, se van desarrollando hasta alcanzar 2 o más metros de largo, 60 centímetros o más de ancho, con una nervadura central que divide la hoja en dos láminas.



Universidad de Cuenca

Su sistema radicular está formado por un rizoma central de cuya base se forman numerosas raíces, cortas y cilíndricas. Estos rizomas desarrollan varias yemas de las cuáles hacen hijuelos que al dejarlos desarrollar constituirán nuevas plantas y servirán para ir sustituyendo a las que han producido sus frutos.

A los 10 meses después de sembrados los rizomas aparece el botón floral, entre el cilindro de hojas y su largo pedúnculo se arquea completamente. Este botón floral puede estar formado por flores femeninas y masculinas, abortivas; es decir, que no hay fecundación, formándose los frutos por ensanchamiento del ovario. Al principio las flores están dispuestas hacia abajo y conforme se van desarrollando los frutos se curvan hacia arriba (PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE INGRESOS DEL BANANO, 2004).

1.4.2 PARTES DE LA PLANTA DE BANANO

La planta de banano está formado por el sistema radicular, el cormo o rizoma, el sistema foliar y la inflorescencia que da origen al racimo.

1.4.2.1 SISTEMA RADICULAR

Se encarga de absorber y conducir el agua y de transferir los nutrientes del suelo hacia la planta. Las plantas de banano tienen un sistema radicular primario y uno adventicio. Las raíces primarias se originan en la superficie del cilindro central del rizoma y las secundarias y terciarias, en las raíces primarias (VÉZINA ANNE, 2016).

Su color varía de acuerdo a la edad y etapa de desarrollo. Al inicio es blanco cremoso a pardo amarillento hasta tomar una coloración castaño oscuro en una edad avanzada. La longitud de las raíces está influenciada por la textura y estructura del suelo y aparecen en grupos de 3 a 4, miden de 5 a 10 mm de grosor y pueden alcanzar una longitud de más de 5 m si no son obstruidas (ARMENIA, QUINDIO, 2008).

1.4.2.2 CORMO O RIZOMA

Se considera que es el tallo verdadero de la planta, el cual es subterráneo, con ramificaciones monopódicas de donde se originan las hojas que parten del meristemo apical o punto vegetativo que se encuentra en la parte superior del rizoma (Figura13).

El tallo está formado por muchos entrenudos cortos, cubiertos externamente por la base de las hojas y de los nudos brotan las raíces adventicias. Un cormo bien desarrollado puede tener de 25 a 40 cm de diámetro y pesar de 6.9 a 11.5 kg de acuerdo con el clon y la edad de la planta.

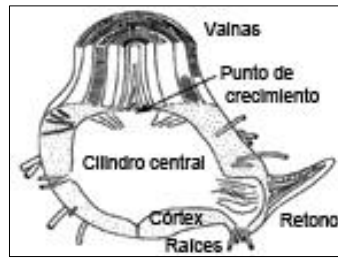


Figura 13. Rizoma de una planta de banano
(PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE INGRESOS DEL BANANO, 2004).

Hijos.- se producen durante la emisión de las hojas, son yemas laterales que salen del cormo original opuestas a cada hoja en un ángulo de 180 grados de la posición original. Morfológicamente hablando, existen dos tipos de hijo: el *hijo espada*, que tiene hojas estrechas y un rizoma grande, y el *hijo de agua*, que tiene hojas anchas y un rizoma pequeño. Los hijos de agua tienen una conexión débil con la planta madre y no se desarrollan como una planta fuerte. El número de hijos producidos varía según el tipo de cultivar. El hijo seleccionado para reemplazar a la planta madre después de la fructificación se llama *sucesor* (VÉZINA ANNE, 2016).

Pseudotallo.- es la parte de la planta que se asemeja a un tronco. En realidad es un falso tallo (Figura 14). Está formado por un conjunto apretado de vainas foliares superpuestas. Aunque el pseudotallo es muy carnoso y está formado principalmente por agua, es bastante fuerte y puede soportar un racimo de 50 kg o más. A medida que las hojas emergen, el pseudotallo continúa creciendo hacia arriba y alcanza su máxima altura cuando el tallo verdadero o tallo floral, que sirve de soporte a la inflorescencia, surge en la parte superior de la planta (VÉZINA ANNE, 2016).



Figura 14. Tallo floral en el centro el pseudotallo
(VÉZINA ANNE, 2016).



1.4.2.3 SISTEMA FOLIAR

Es el principal órgano fotosintético de la planta. Cada hoja emerge desde el centro del pseudotallo como un cilindro enrollado; está formado por: ápice, limbo, pseudopeciolo, nervadura y vaina (Figura 15).

Ápice.- Es un órgano foliar temporal, que puede alcanzar una longitud de 6.5 a 8.5 cm. Su función es de dirigir la hoja a través y hasta el ápice del pseudotallo. Una vez que la hoja alcanza su desarrollo completo se seca y se desprende.

Limbo.- La hoja posee forma ovalada, su extremo apical es cónico. Su color depende del estado nutricional, en condiciones normales es verde oscuro en el haz y verde claro en el envés, en donde también se registra el mayor número de estomas. La lámina foliar está compuesta por: Dos semilimbos, la nervadura central, nervaduras laterales y finalmente las bandas denominadas pulvinares. Una planta puede emitir hasta 38 hojas, teniendo en cuenta que la tasa de emisión foliar promedio es de una hoja cada 7 días en las condiciones costeras.

Nervaduras Laterales.- en las láminas, van en paralelo en una forma de “s” larga, desde la nervadura central hasta el margen. Como no se ramifican, las hojas se rasgan fácilmente.

Nervadura Central.- el peciolo se convierte en la nervadura central, que divide el limbo en dos láminas medias.

Pseudopeciolo.- Es la porción de la hoja que une la vaina con la nervadura central, la cual cumple la función de soportar y permitir la divergencia de las láminas foliares. El extremo distal de la vaina foliar que se está alargando se contrae hasta formar un peciolo, más o menos abierto dependiendo del cultivar.

Vaina o yagua.- Esta estructura foliar tiene su origen en la túnica meristemática apical del tallo subterráneo, formando una estructura erecta, cilíndrica denominada pseudotallo, cuya función tiene relación con el soporte del sistema foliar, el tallo aéreo y la inflorescencia (VÉZINA ANNE, 2016).

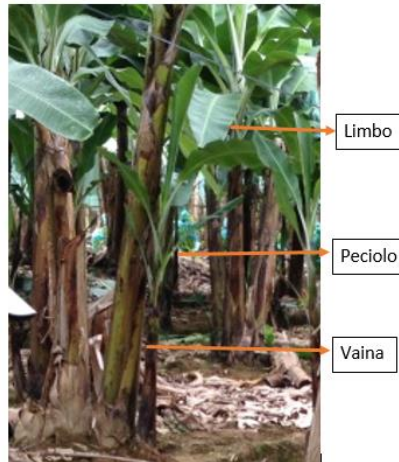


Figura 15. Sistema Foliar

(*INFORME FOTOGRÁFICO-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO , 2015*)

1.4.2.4 INFLORESCENCIA Y RACIMO

La inflorescencia es una estructura compleja, que contiene las flores que se desarrollarán en frutos. Se apoya en el tallo floral, es decir, en el tallo verdadero de la planta. Inicia una vez ocurrida la diferenciación floral (la planta ha producido el 50% de las hojas) la cual después de determinados los procesos fisiológicos conduce a la formación del racimo (Figura 16).

Las flores femeninas (pistiladas) aparecen primero. En los bananos cultivados, el ovario se desarrolla en un fruto sin semillas, mediante partenocarpia (sin polinización). A medida que surge, la bráctea (una hoja modificada) expone las flores femeninas que están aglomeradas en los nódulos y desarrollan manos de frutos. El número de manos en el racimo varía dependiendo del genotipo y las condiciones ambientales.

A medida que las flores femeninas se desarrollan en frutos, la porción distal de la inflorescencia se alarga y produce grupos de flores masculinas (estaminadas), cada uno bajo una bráctea. Las flores masculinas en la yema masculina producen polen, que puede ser, o no ser, estéril. Un tercer tipo de flores llamado hermafrodita o neutro puede presentarse en el raquis, el pedúnculo entre las flores femeninas y la yema masculina. Estas flores por lo general no se desarrollan como frutos y sus estambres no producen polen (VÉZINA ANNE, 2016).

Pedúnculo.- es el tallo que soporta la inflorescencia y la fija al rizoma (Figura 16).

Raquis.- es el tallo de la inflorescencia, que va desde el primer fruto hasta la *yema masculina* (Figura 16). Puede estar desnudo o cubierto con brácteas persistentes.

Yema masculina.- contiene las flores masculinas encerradas en sus brácteas. A esto en ocasiones se le llama la campana (Figura 16). A medida que los frutos maduran, el *raquis* y la yema masculina continúan creciendo. En algunos cultivares, la yema masculina deja de crecer cuando los frutos se han formado y puede estar más o menos agotada en el momento en que el racimo alcanza su madurez. La presencia o ausencia de yema masculina es una de las características utilizadas para diferenciar entre cultivares.

Racimo.- es el conjunto de frutos partenocarpicos, o sea sin polinización, que aparecen a lo largo del *raquis* (Figura 16). Su desarrollo está condicionado única y exclusivamente por la acumulación de la pulpa en las paredes internas del pericarpio. Los frutos individuales (también llamados *dedos*) se agrupan en *manos*, el tamaño del dedo se incrementa a partir del momento en que se levantan las brácteas, tanto en longitud externa como interna y perímetro (PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE INGRESOS DEL BANANO, 2004; VÉZINA ANNE, 2016).

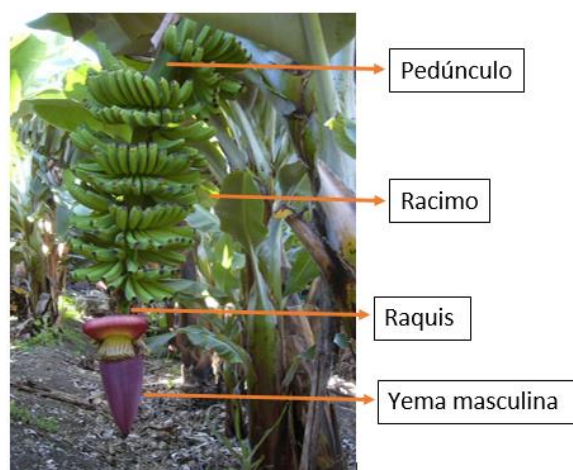


Figura 16. Inflorescencia y racimo
(VÉZINA ANNE, 2016).

1.4.3 CULTIVO, COSECHA Y POSCOSECHA

1.4.3.1 CULTIVO

La planta de banano crece de forma eficiente en climas tropicales húmedos. Los principales requerimientos agroecológicos se muestran en la Tabla 1:



Tabla 1: Requerimientos agroecológicos de la planta de banano.

Fuente: (Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca – MAGAP, 2012, citado en Gonzabay)

Parámetro	Rango
Pendiente	Planos a ligeramente inclinados
Profundidad	Profundos
Textura	Franco, limoso, franco arcilloso, franco arcillo arenoso, franco arcillo limoso, franco arenoso, franco limoso
Pedregosidad	Sin o pocas
pH	6,5 a 7,5 prácticamente neutro a neutro
	5,5, a 6,5 medianamente ácido a ligeramente ácido
Salinidad	No salino
Toxicidad	Sin o nula
Nivel de fertilidad	Alta a media
Drenaje	Bien drenado
Precipitación	1200 a 2000m ³ (bien distribuidos en el año)
Temperatura	➤ 20°C Media anual
Periodos de Humedad	185 a 295 días

Especificaciones:

La temperatura adecuada va desde los 18,5°C a 35,5°C. A temperaturas inferiores a 15,5°C el crecimiento se retarda, pero no se han observado efectos negativos con temperaturas de 40°C cuando la provisión de agua es normal. La pluviosidad necesaria varía de 120 a 150 mm de lluvia mensual o precipitaciones de 44 mm semanales. En la Costa ecuatoriana es necesario realizar riego debido a que la estación lluviosa y seca está bien definida. El banano requiere de buena luminosidad y ausencia de vientos fuertes.

Las labores de cultivo necesarias para la obtención de la cosecha son:

1. Embolse prematuro (para evitar el daño de insectos). Se ubica la bolsa a la bacota recién parida sin abrir las bráqueas.
2. Desflore. Una vez que las manos cambian de posición hacia arriba, las flores blandas son retiradas de la punta del dedo.



Universidad de Cuenca

3. Desmane. Consiste en separar la mano más pequeñita que se denomina falsa y dos o tres manos siguientes, para que las demás se desarrollen y llenen mejor para cumplir las calidades exigidas.
4. Corte de dedos laterales o extremos de la mano. Separar uno o dos dedos de los extremos de la mano para mejorar el empaque en la caja.
5. Desbacote. Consiste en retirar de la punta del vástago o raquis las flores masculinas envueltas en brácteas dejándola alargar un poco.
6. Espuelas. Son uno o dos dedos pequeños que se dejan de las manos que se retiran en el proceso de desmane, y sirven de espuelas al racimo para evitar que las infecciones entradas por el corte de la bacota suban a las manos sanas del racimo.

Una vez finalizadas estas labores se identifica el racimo con una cinta para ser cortado en once o doce semanas.

7. Uso de daipas. Consiste en una bolsa pequeña que se le pone a la parte interior de la mano para mejorar su calidad, y evitar el daño de la punta del dedo a la mano inmediatamente superior. Una vez finalizada esta labor el racimo debe quedar enfundado completamente hasta la cosecha.
8. Amarre. Consiste en amarrar la planta de la parte superior con dos piolas (cabuya) a un cable aéreo o en forma de antena a dos plantas que estén opuestas para que no se agachen ni caigan por el peso del racimo (ASBAMA, 2012).

1.4.3.2 COSECHA

El banano se colecta cuando tiene una tonalidad verde oscura, y el estado de desarrollo en que se cosecha se conoce como grado. Una razón fundamental para decidir el grado de corte de la fruta es, la distancia del país al que será exportado (GONZABAY ROBERTO, 2005). Cada planta produce una sola cosecha y muere, no sin antes dar lugar a varios brotes o hijos de los cuales fructifican en una media de dos o tres (CARCHI D., 2014).

Según se va desarrollando la fruta, el grado va aumentando, a la vez que se pierden las angulosidades o las aristas de los dedos que conforman las manos. Una buena ayuda para la cosecha uniforme es la que se realiza por edad. El procedimiento consiste en que al momento de realizar el enfunde se amarra la funda con cinta, de colores distintos



Universidad de Cuenca

para cada semana; este sistema sirve además para calcular la cantidad de fruta disponible.

Para el transporte de la fruta desde la plantación hasta la planta de procesamiento se requiere, según el tamaño de la plantación, de cuadrillas compuestas de: un ayudante, que es la persona que calibra el racimo, retira los puntales o soportes y deshoja la planta, un cortador y los cargadores y arrumadores.

El cortador pica el pseudotallo a una altura conveniente para que la planta se agobie y el racimo caiga suavemente sobre la cuna o almohadilla acolchonada que sostiene el cargador. Una vez que está bien colocado el racimo se procede a cortar el tallo para su descomposición y así proveer de nutrientes orgánicos y agua a las futuras plantaciones, y transportar el racimo a la empacadora por medio del funicular, medio que evita el estropeo de la fruta.

1.4.3.3 POSCOSECHA

Todo el proceso se lo realiza en las empacadoras que son instalaciones o construcciones especialmente diseñadas para este efecto y que puedan ser de diferentes materiales y dimensiones dependiendo sobre todo de factores como: disponibilidad económica, disponibilidad de materiales, tamaño de la plantación. Consta de las siguientes operaciones:

- Desflore y desmane
- Lavado y saneo
- Enjuague o desleche
- Pesada
- Desinfección
- Sellado
- Empaque e identificación
- Transporte (ASOCIACIÓN DE EXPORTADORES DE BANANO DEL ECUADOR , 2016).

Durante la operación de desmane se separan las manos del tallo floral conocido también como raquis o pinzote, por medio de cortes evitando desgarros que puedan estropear la fruta (CARCHI D., 2014).



1.4.4 VARIEDADES

Hoy las variedades comerciales se cultivan en todas las regiones tropicales del mundo, y es la fruta tropical más cultivada. Los bananos no se desarrollan a partir de semillas, pues su reproducción es vegetativa, por eso en muchos casos se habla de clones en lugar de variedades.

Todo el comercio internacional del banano depende de un solo clon: el Cavendish, que por tener una forma de reproducción asexual, tiene una diversidad genética muy pobre.

Los bananos son híbridos naturales de dos especies silvestres: *Musa acuminata* (A) y *Musa balbisiana* (B). Debido a su origen, la clasificación de los bananos es muy compleja, pues contienen genomas de las dos especies.

De acuerdo a Simmonds y Shepherd (1955), la fuente primaria del banano moderno fueron formas diploides (2n) comestibles de la especie *Musa acuminata*, y que otra especie silvestre, *Musa baibisiana* también contribuyó, a través de un proceso de hibridación. Entonces, existen tipos de *M. acuminata* comestibles que son diploides y triploides; así como híbridos diploides, triploides (3n) y tetraploides (4n). La mayoría de cultivares comerciales son triploides tipo AAA (ALERTA VERDE, 2012). En la Tabla 2 podemos observar la clasificación del banano, de manera más específica, según Simmonds y Shepherd.

Tabla 2: Clasificación del Banano de acuerdo a Simmonds y Shepherd (1995)
Fuent: (ALERTA VERDE, 2012)

Género	Genoma	Tipo	Sub-grupo	Cultivares comunes
Musa	AAA	Banano	Gros Michel	Gros Michel Cocos Lacatan Cavendish enano Valery (robusta, poyo)
Musa	AAB	Plátano	Plátano	Falso Cuerno Francés
Musa	ABB	Banano de cocina	Maia Maoli	Maqueño Bluggoe Pelipita

Las designaciones A y B en su genoma, corresponden al genoma de *Musa acuminata* y *M. balbisiana*, respectivamente.



1.4.5 USOS

El mercado de banano en el mundo es el de consumo en fresco. Una cantidad mínima se destina a procesos industriales para la obtención de productos alimenticios. En general el banano puede ser utilizado industrialmente como materia prima para la obtención de productos como bananos pasos o bananos deshidratados, o secados, en almíbar, cremas, postres, pulpas, purés, compotas, mermeladas, conservas, harinas, hojuelas, fritos, jarabe, confitados y congelados, liofilizados, etanol, jaleas, bocadillo, néctares, jarabe de glucosa y fructosa, saborizantes y aromatizantes, dulce elaborado de su cáscara, alimento para el ganado y otros animales.

Mientras que los desechos fibrosos del cultivo sirven como materia prima para la elaboración de pulpas celulósicas, almidón y productos químicos; los subproductos o abonos orgánicos que proceden del vástago se incorporan a la plantación, y los residuos que se generan se utilizan en la cosecha, fibras y papel a base de los pseudotallos, alcohol, aguardiente, vino, vinagre de la fermentación de la fruta. En otros países se está manejando el uso de los residuos de cosecha para la elaboración de gas biológico, láminas de cartón, material para embalaje y pita (PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE INGRESOS DEL BANANO, 2004).

1.4.6 PRODUCCIÓN DE BANANO EN EL ECUADOR

A principios del siglo XX se comenzó a recopilar información estadística sobre la actividad bananera, ya que fue precisamente por esta época que la producción bananera del Ecuador generó un excelente consumo interno, el cual comenzó a ser exportado. Desde este siglo, Ecuador cultivó y comercializó banano de la variedad Gros Michel; que en la actualidad no es producido para la exportación ya que han sido desplazados por ser propensos a la “enfermedad de Panamá” y la “sigatoka negra”. (GONZABAY ROBERTO, 2005).

De acuerdo con la FAO, la producción de banano corresponde aproximadamente al 12 % del total de frutas en el mundo. El 30 % de la oferta mundial de banano proviene de Ecuador, siendo el mayor exportador en el mundo. Esta fruta representa el 10 % de las exportaciones totales y el segundo rubro de mayor exportación del país, al ser apetecida por consumidores de los mercados más exigentes y formar parte de la dieta diaria de millones de personas.



Universidad de Cuenca

La superficie cosechada de banano se estima en unas 163,000 ha, en su mayoría en plantaciones tecnificadas y con certificaciones de estándares internacionales de calidad como las normas ISO, HACCP (Análisis de Riesgos y Control de Puntos Críticos), Rainforest Alliance y GLOBALGAP. (PROEcuador , 2016)

Durante el año 2015, la producción de banano tuvo un decrecimiento del 1 %, pero a pesar de este decrecimiento, las plantaciones durante este período mantienen buenas condiciones vegetativas y productivas; de acuerdo al 44 % de entrevistados, esto se debe al mantenimiento que siguen proporcionando los agricultores a las plantaciones en los diferentes sectores bananeros; mientras que el restante 56 % indicó que las plantaciones se encuentran en condiciones normales.

Sin embargo, el dato de interés es la cantidad de residuo de la planta y el potencial energético que representa, estos valores pueden ser observados en la Tabla 3:

Tabla 3: Potencial Energético de los residuos del banano

Fuente: DATOS RECOLECTADOS POR: (PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO, 2015)

POTENCIAL ENERGETICO DE LOS RESIDUOS DEL BANANO 2012			
Calculado a partir de: García, M. J., et al. (2013). "A Nation-wide Planning of Agro-residue Utility for Bioethanol Production and Power Generation in Ecuador." <u>Energy Procedia</u> 34: 57-63.			
PROVINCIAS	PRODUCCION DE LA FRUTA TONELADAS	RESIDUO SECO DE LA PLANTA TONELADAS	ENERGIA POTENCIAL DISPONIBLE TERAJOULES
Los Ríos	2.753.617	6.608.681	86.573
El Oro	2.268.482	5.444.357	71.321

1.4.7 AREAS BANANERAS EN EL ECUADOR

Las excelentes condiciones de orden climático y ecológico que tiene nuestro país, han permitido que pequeños, medianos y grandes productores desarrollen la explotación de bananos y plátanos, que permiten abastecer la demanda mundial los 365 días del año. En nuestro país el cultivo del banano se halla distribuido en todo el Litoral ecuatoriano:

- Zona Norte: Ubicada en la provincia de Esmeraldas y Pichincha y abarca las zonas bananeras de Quinindé, Esmeraldas y Santo Domingo de los Colorados.
- Zona Central: Abarca las áreas bananeras de Quevedo, Provincia de los Ríos; La Maná, Provincia de Cotopaxi y Velasco Ibarra en la Provincia del Guayas.



Universidad de Cuenca

- Zona Subcentral: Localizada en la Provincia de Los Ríos, comprende las áreas localizadas en Pueblo Viejo, Urdaneta, Ventanas y el Cantón Balzar en la Provincia del Guayas.
- Zona Oriental-Milagro: Se extiende desde Naranjito, Milagro hasta Yaguachi en la Provincia del Guayas.
- Zona Oriental-El Triunfo: Situada en la Provincia del Guayas en el Cantón El Triunfo, La Troncal en la Provincia del Cañar y Santa Ana en la Provincia del Azuay.
- Zona Naranjal: Ocupa las localidades de Naranjal, Balao y Tenguel.
- Zona Sur-Machala: Ubicada en la provincia de El Oro y comprende los Cantones: Santa Rosa, Arenillas, Guabo, Machala y Pasaje (PROEcuador , 2016).

El siguiente mapa (Figura 17), muestra las provincias en las que se cultiva el Banano y Plátano, donde aquellas marcadas con colores más oscuros son las que mayor producción poseen, siendo las provincias de Guayas, El Oro y Los Ríos las principales productoras de banano y por lo tanto las que otorgan mayor cantidad de residuos, Figura 18.



Figura 17. Zonas de cultivo de banano en el Ecuador
 DATOS RECOLECTADOS POR: (ATLAS BIOENERGÉTICO DEL ECUADOR , 2014)

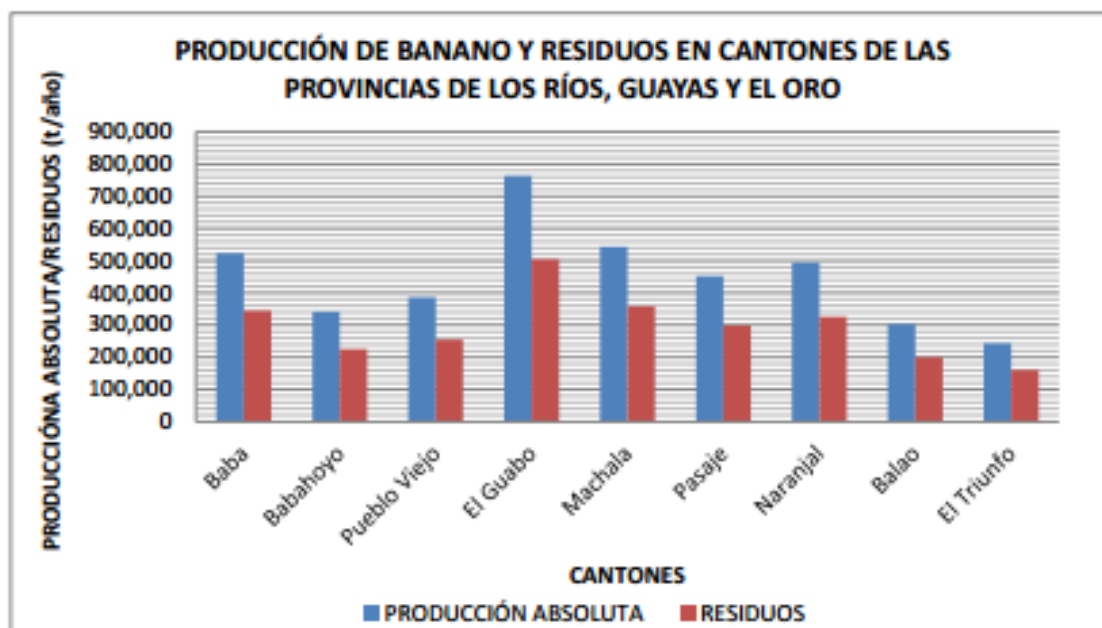


Figura 18. Producción de Bananos y Residuos en cantones de las provincias de Los Ríos, Guayas y El Oro
 DATOS RECOLECTADOS POR: (PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO, 2015)

1.4.8 VARIEDADES DE BANANO EN EL ECUADOR

Las variedades que el Ecuador oferta incluyen: Cavendish, Gros Michel, orito o baby banana, y banano rojo. Las variedades más cultivadas son Gros Michel y Cavendish.

Gros Michel: Es una variedad grande y robusta, su pseudotallo tiene una longitud de 6 a 8 metros de altura, de coloración verde claro con tonalidades rosadas en algunas partes, el pecíolo tiene manchas de color marrón oscuro en la base. Los racimos son alargados, de forma cilíndrica, prenden verticalmente y tienen un promedio de 10 a 14 manos. La maduración de los frutos es regular y homogénea, de delicada textura y delicioso sabor por lo que se lo conoce como “guineo o plátano de seda”. Es muy susceptible al *Fusarium oxysporum*, cubense (conocido como “mal de Panamá”).

Cavendish: Se han desarrollado siete variedades principales y resistentes al “Mal de Panamá”: Lacatan o Filipino, Poyo, Valery, Robusta, Giant Cavendish, Cavendish Enano, Gran Nain. (ASOCIACIÓN DE EXPORTADORES DE BANANO DEL ECUADOR, 2016).



1.4.9 PLANTA DE BANANO COMO FUENTE DE BIOMASA

El proceso de siembra y cosecha de banano genera grandes cantidades de desechos que no son utilizados de manera óptima. Al cosechar un racimo de banano, apenas el 30 % de la biomasa es aprovechada (procesada como alimento), de manera que alrededor del 70 % de la biomasa es eliminada como basura o contaminante. Estos desechos son procesados para compostaje y en ocasiones, simplemente se eliminan vía acuática, por lo que inevitablemente se convierte en un problema ambiental.

Normalmente se utilizan los residuos orgánicos como los vástagos, bananos no exportados, pseudotallos y hojas para aumentar la materia orgánica, la actividad biológica, y la fertilidad de los suelos bananeros; es decir, el principal uso que se le da a la biomasa producto de los desechos bananeros es como abono. Esto se realiza por medio de la implementación de prácticas como el picado mecánico y la aplicación directa de los desechos a las plantaciones, lo que permite un ahorro de fertilizantes y una disminución del impacto ambiental generado por el manejo inapropiado que se le da a estos residuos y por la aplicación de fertilizantes químicos en las plantaciones bananeras (CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO TECNOLÓGICO - CIDET, 2008).

Como se mencionó anteriormente, aquellas porciones de la planta que quedan luego de retirar el fruto son encaminadas a devolver nutrientes y agua al suelo o bien son depositadas a orillas de las fincas, caminos, ríos o dentro de trincheras para evitar la proliferación de insectos perjudiciales. En el Ecuador se estima que cada año se producen alrededor de 351031 toneladas métricas de residuos lignocelulósicos libres de agua provenientes de las plantaciones de banano (CARCHI D., 2014).

Debido a la abundancia de estos residuos, en cada uno de los países productores de banano, algunos investigadores han buscado diferentes aplicaciones con énfasis en energías alternativas, por lo que han realizado diversos estudios de caracterización obteniendo valores para ciertos constituyentes que se pueden observar en las Tablas 4, 5, 6 y 7:



Tabla 4: Contenido de lignina, celulosa y hemicelulosa de los residuos lignocelulósicos del cultivo de banano, en base seca

Fuente: (D. PREDES MEDINA, M. ÁLVAREZ NÚÑEZ, 2010)

Residuo de banano	Lignina (%)	Celulosa (%)	Hemicelulosa (%)
Hojas	8,5	36,3	27,39
Pseudotallo	5,2	35,3	24,9
Raquis	9,85	30,6	15,7

Tabla 5. Composición de la biomasa lignocelulósica. Valores en porcentaje sobre base seca.

Fuente: (JESUS FERNANDEZ , 2006)

COMPONENTE	BIOMASA HERBÁCEA (%)	BIOMASA LEÑOSA (%)
Celulosa	35-50	55-65
Hemicelulosa	20-30	10-20
Lignina	10-20	20-30
Extractivos y otros	20-30	10-20
Cenizas	5-20	0,1-0,5

Tabla 6. Composición Química en % en peso de las Hojas y Pseudotallo del banano.

Fuente: (BILBA, 2007; Abdullah, 2013 rerenciado en PELAÉZ R., ESPINOZA J., 2015)

Residuo de banano	Extractivos (%)	Lignina (%)	Celulosa (%)	Hemicelulosa (%)
Hojas	9,84±0,11	24,84±1,32	25,75±1,42	17,08±1,11
Pseudotallo	4,46±0,11	15,07±0,66	31,27±3,61	14,98±2,03

Tabla 7. Composición Química de diferentes regiones morfológicas de la Planta de banano.

Fuente: (MOHAPATRA D., 2010)

Residuo de banano	Hojas	Raquis	Tallo Floral	Peciolo	Pseudotallo Externo
Lignina (%)	24,3	10,5	10,7	18	12
Celulosa (%)	24,4	31	15,7	31	34-40
Holocelulosa (%)	32,1	37,9	20,3	62,7	60-65



Universidad de Cuenca

El análisis proximal y elemental de la planta de banano se presenta respectivamente en las Tablas 8 y 9:

Tabla 8. Análisis proximal de los residuos de la planta de banano.
Fuente: (INFORME DE ANÁLISIS-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO, 2015)

ANALISIS PROXIMAL DE LOS RESIDUOS DE LA PLANTA DE BANANO MUSA CAVENDISH-ECUADOR					
MUESTRA	CÓDIGO	CENIZAS	VOLATILES	HUMEDAD	CARBONO FIJO
		%	%	%	%
Raquis	LTB - 16	21,22	66,38	2,95	9,45
Pseudotallo E.	LTB - 17	13,69	71,97	4,52	9,82
Pseudotallo C.	LTB - 18	18,66	68,88	2,47	10,00
Hojas	LTB - 19	12,82	70,77	2,03	14,48
Nervaduras	LTB - 20	10,34	73,53	8,11	8,01

Las muestras fueron tomadas en la Hacienda La Clementina-La Unión-Babahoyo-Los Ríos

Tabla 9. Análisis elemental de los residuos de la planta de banano
Fuente: (INFORME DE ANÁLISIS-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO, 2015)

ANALISIS ELEMENTAL DE LOS RESIDUOS DE LA PLANTA DE BANANO MUSA CAVENDISH-ECUADOR					
MUESTRA	COD.	CARBONO	HIDROGENO	NITROGENO	AZUFRE
		%	%	%	%
Raquis	LTB - 16	36,63	5,10	0,64	0,75
Pseudotallo E.	LTB - 17	38,30	4,70	0,03	0,84
Pseudotallo C.	LTB - 18	38,18	3,88	0,28	0,58
Hojas	LTB - 19	44,98	4,26	2,20	0,64
Nervaduras	LTB - 20	43,40	3,84	0,53	0,57

Las muestras fueron tomadas en la Hacienda La Clementina-La Unión-Babahoyo-Los Ríos



1.4.10 APROVECHAMIENTO DE LA BIOMASA

Los tipos de residuos que se obtienen del banano corresponden a las diferentes partes del mismo; dependiendo de la parte de donde provengan los residuos pueden tener determinado potencial energético (STEINER, 2006).

Los posibles usos energéticos (alternativos al compostaje) que se pueden dar a los desechos de los cultivos de banano se limitan a cuatro opciones: combustión directa de la biomasa para generación térmica y eléctrica, bioetanol, biodiesel y biogás (CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO TECNOLÓGICO - CIDET, 2008). Por otro lado, dentro del Ecuador existen emprendimientos que plantean la posibilidad de utilizar estos materiales lignocelulósicos para crear artesanías y papel principalmente.

1.5 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA DE LA BIOMASA

Cuando se precisa determinar la cantidad energética de un combustible dado, se recurre al dato de su capacidad energética por unidad de masa o Poder Calorífico. El poder calorífico es el principal parámetro de caracterización energética de un biocombustible, pero existen otros, como por ejemplo la reactividad, la capacidad de autoignición, el calor específico y la conductividad térmica.

1.5.1 PODER CALORÍFICO

El poder calorífico es un parámetro de conocimiento fundamental dentro del estudio de la biomasa, cuando la finalidad es su utilización como combustible.

Definición:

Es la energía química del combustible que puede ser transformada directamente en energía térmica mediante un proceso termoquímico de oxidación (combustión) en condiciones normalizadas (presión o volumen constante). Suele expresarse en unidades de energía por unidades de masa (generalmente, kJ/kg, MJ/kg o kcal/kg), o de volumen, dependiendo del estado físico del combustible estudiado, por Lt (combustible líquido) y por m³ (combustible gaseoso); puede expresarse por unidad de combustible húmedo (a una determinada humedad) o combustible seco (humedad cero). Su valor se determina experimentalmente mediante un equipo denominado bomba calorimétrica (DANIEL GARCÍA, 2010).



Universidad de Cuenca

Existen dos formas de expresar el poder calorífico de un combustible, dependiendo del estado físico (líquido o gaseoso) en que se considere el agua producto. Si tras la combustión, el agua formada en los gases de combustión (proveniente de la humedad o de la oxidación del hidrógeno) se encuentra en forma líquida, se obtiene el poder calorífico superior (PCS). Si permanece en forma de vapor se obtiene el poder calorífico inferior (PCI). (DANIEL GARCÍA, 2010)

Ambos son igualmente válidos, y por ello al proporcionar un dato de poder calorífico es imprescindible especificar a cuál de ellos dos se refiere el valor dado.

1.5.1.1 DETERMINACIÓN DEL PODER CALORÍFICO SUPERIOR (PCS)

El Poder Calorífico Superior (PCS) de una sustancia se mide en una bomba calorimétrica. El método descrito en la norma CEN/TS 14918 consiste básicamente en producir la combustión de una muestra seca de aproximadamente un gramo en el interior de un cilindro en el que se introduce oxígeno a presión. La bomba se encuentra sumergida en determinada cantidad de agua contenida en una vasija metálica aislada, de forma que esta se pueda considerar como un sistema adiabático. De este modo, cuando la muestra arde, el calor que se libera origina un aumento de la temperatura del agua. A partir de la medida de dicho cambio de temperatura puede calcularse la energía contenida en la muestra. El agua y los productos de combustión permanecen en el interior de la bomba en estado líquido. Por tanto el poder calorífico estimado de esta forma incluye todo el calor que se genera dentro de la bomba: el calor desprendido por la combustión de la muestra y, además, el calor de condensación del agua y el del resto de productos que las aplicaciones reales escaparían a la atmósfera sin condensar. (EVA LÓPEZ , 2010)

Por otro lado, existen numerosas ecuaciones para estimar el PCS de un material lignocelulósico. Estas ecuaciones están basadas en los distintos tipos de análisis que se pueden realizar a la biomasa: elemental, inmediato, combinación de ambos y químico. Las ecuaciones basadas en el análisis químico son menos numerosas y ofrecen resultados poco precisos con márgenes de error de hasta 50%, se pueden observar en la Tabla 10:



Tabla 10. Correlaciones utilizadas para el cálculo de PCS

Fuente: (ANA ÁLVAREZ, 2013)

Ecuaciones Basadas en el Análisis Químico	
Shafizadeh y Degroot	$PCS=0,17389[Ce]+0,26629[L]+0,32187[E]$
Tillman	$PCS=0,19389[Ce]+0,26629(100-[Ce^*])$
White	$PCS=17,9017+0,07444[L^*]+0,0661[E]^a$
	$PCS=17,6132+0,0853[L]^a$
	$PCS=17,4458+0,0907[L]^a$
	$PCS=18,0831+0,0637[L]^a$
	$PCS=17,7481+0,0800[L](100-[E])/100+0,0866[E]^a$
Jiménez y González	$PCS=(1-[Cenizas]/([Ce]+[L]+[E]))(0,17389[Ce]+0,26629[L]+0,32187[E])$
Demirbas	$PCS^{**}=0,0889[L^{**}]+16,8218$
	$PCS=0,0893[L^{**}]+16,9742$
	$PCS=0,0877[L^{**}]+16,4951$
	$PCS^{**}=0,0864[L^{**}]+16,6922$
Ce: Celulosa (Celulosa y Hemicelulosa) (%peso base seca); L: Lignina (%peso base seca); E: Extraíbles (%peso base seca); * Indica composición en % en masa base seca y libre de extraíbles; ** Indica composición en %peso base seca y libre de cenizas y extraíbles; ^a Correlaciones convertidas a MJ/kg con el siguiente factor de conversión: 1BTU/Lb = 2,3261 x 10 ⁻³ MJ/kg	

1.5.1.2 DETERMINACIÓN DEL PODER CALORÍFICO INFERIOR (PCI)

El Poder Calorífico Inferior (PCI) se calcula a partir del PCS, y se define como la energía desprendida en la combustión, suponiendo que toda el agua proviene del combustible o formada durante la combustión se encuentra como vapor en los productos de combustión, por lo que no incorpora el calor de condensación del agua y por ellos su magnitud es menor que la del PCS.

Así, la relación que existe entre el PCS y el PCI es la entalpía de vaporización del agua formada en la combustión que, en condiciones ambientales, es de 2449 kJ/kg. Esta agua procede de la humedad el propio combustible y del contenido de hidrógeno del combustible (EVA LÓPEZ , 2010).

Si la combustión se realiza al aire libre, tiene más importancia el PCI, que es el que se puede obtener realmente del combustible, y que resulta de restar al PCS la energía que



se emplea en la evaporación del agua que se forma en la combustión (como contenido del contenido de hidrógeno en el combustible), y la energía necesaria para evaporar el agua del biocombustible en el caso de que este contuviera una cierta humedad (JESUS FERNANDEZ , 2006).

1.5.2 PODER CALORÍFICO DEL COMBUSTIBLE HÚMEDO.

Cuando se hace referencia al poder calorífico de la biomasa, es necesario mencionar si el dato está en base seca o en base húmeda, y que el contenido de humedad va a reducir la energía disponible, es decir, un mismo poder calorífico será menor cuando este expresado en base húmeda, por lo que será necesario introducir el valor de la humedad para obtener el valor correcto:

$$PCS_{bh} = PCS_{bs} \times \left(1 - \frac{W_{bh}}{100}\right)$$

$$PCI_{bh} = PCS_{bh} - 2.449 \times \left[W_{bh} + 9 \times H_{bs} \times \left(1 - \frac{W_{bh}}{100}\right)\right]$$

Siendo W el porcentaje de humedad en base húmeda, y H la fracción másica en base seca del combustible (EVA LÓPEZ , 2010). Como la biomasa siempre tiene un pequeño contenido de humedad, el correspondiente al equilibrio con el entorno circundante, siempre se utiliza el PCS (ANA ÁLVAREZ, 2013). A continuación en la Tabla 11 se pueden observar algunos valores de poder calorífico para distintos tipos de biomasa:



Tabla 11. Poderes Caloríficos de algunos tipos de biomasa utilizables como biocombustibles sólidos en función del contenido de humedad.

Fuente: (JESUS FERNANDEZ , 2006)

TIPO DE BIOMASA	PCI		PCS	
	0	10	15	0
CONTENIDO EN HUMEDAD (%)	0	10	15	0
RESTOS DE CULTIVOS HERBÁCEOS				
Pajas de cereales	4060	3630	3300	4420
Tallos de girasol	3700	3310	3090	4060
CONTENIDO EN HUMEDAD (%)	0	20	40	0
RESTOS DE CULTIVOS LEÑOSOS				
Sarmientos de vid	4200	3280	2310	4560
Ramas de poda del olivo	4240	3190	2135	4600
CONTENIDO EN HUMEDAD (%)	0	20	40	0
RESIDUOS FORESTALES				
Leñas y ramas				
Coníferas	4590	3590	2550	4950
Fronosas	4240	3310	2340	4600
Cortezas				
Coníferas	4670	3650	2650	5030
Fronosas	4310	3370	2380	4670
CONTENIDO EN HUMEDAD (%)	0	10	15	0
RESTOS AGROINDUSTRIALES				
Cáscara de Almendra	4400	3940	3690	4760
Cáscara de Avellana	4140	3710	3470	4500
Cáscara de Piñón	4570	4090	3830	4930
Cáscara de Cacahuete	3890	3480	3260	4250
Cáscara de Arroz	3770	3370	3150	4130
PCS: PODER CALORÍFICO SUPERIOR; PCI: PODER CALORÍFICO INFERIOR, AMBOS EXPRESADOS EN KCAL/KG.				

CAPITULO II

2. METODOLOGÍA

La metodología de la presente investigación se divide en dos partes: a) la caracterización química y b) la caracterización energética de la muestra de biomasa. La caracterización química de la biomasa, a la vez se subdivide en cuatro etapas, uno de ellos corresponde a la eliminación de interferencias, y tres de ellos pertenecen a la cuantificación de los 3 componentes que constituyen la lignocelulosa. Para una mejor comprensión se elaboró un esquema (Figura 19), donde se expresan los procedimientos seguidos en cuadros color verde, y sus resultados en color gris:

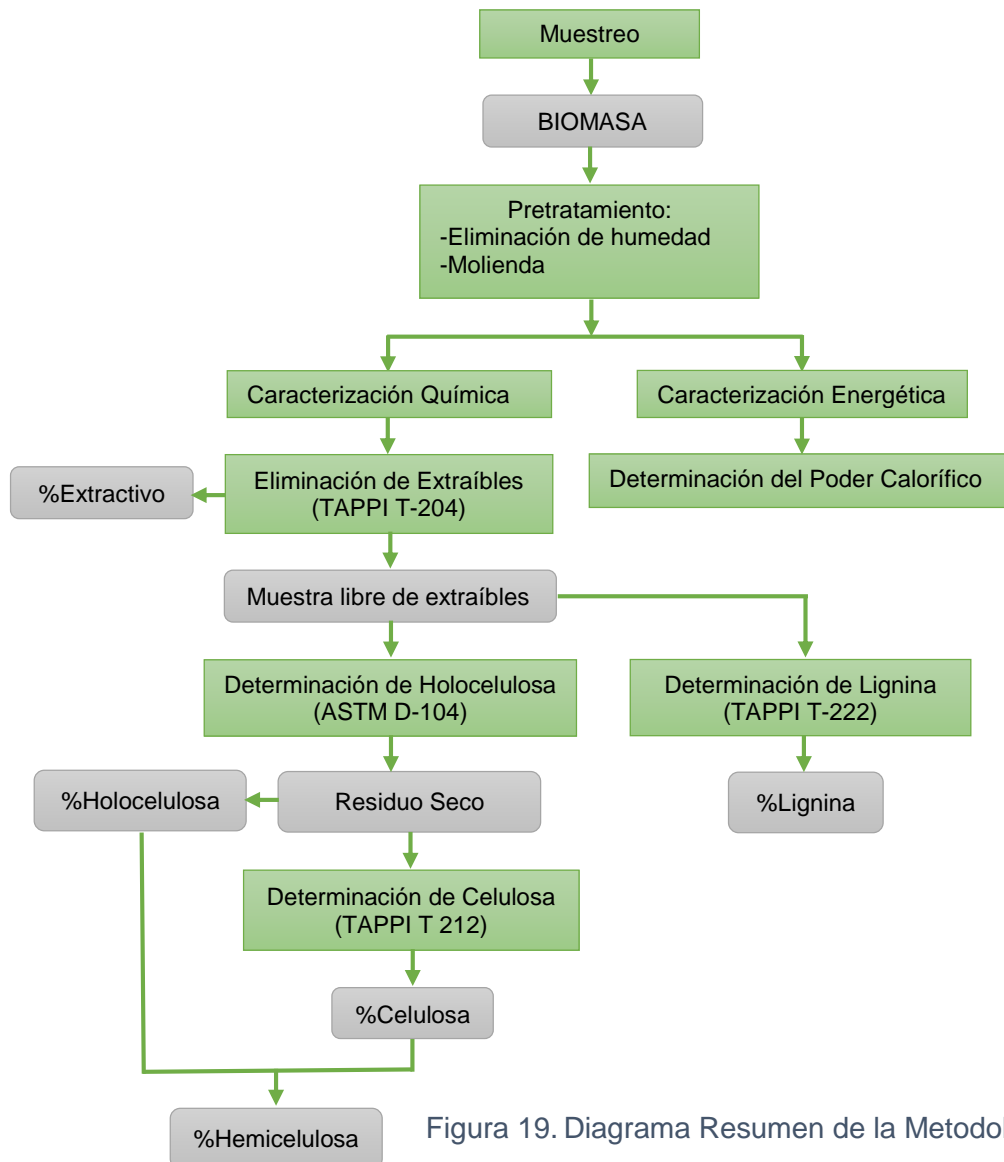


Figura 19. Diagrama Resumen de la Metodología utilizada

Universidad de Cuenca

La biomasa procedente de los residuos la planta de banano (variedad Cavendish), constituida por: hojas, pseudotallo (centro y capa), raquis y pseudopeciolo (incluye nervaduras) serán analizadas por separado

2.1 MUESTREO

Para el muestreo se seleccionan las provincias de mayor producción de banano en el Ecuador y en concordancia con lo que estipula el macro proyecto “Producción de Hidrógeno” estas provincias son: Los Ríos, El Oro y Guayas.

El muestreo de la presente investigación se llevó a cabo en la hacienda Germania, ubicada en la provincia de El Oro, cantón Machala parroquia El Cambio (Figura 20).

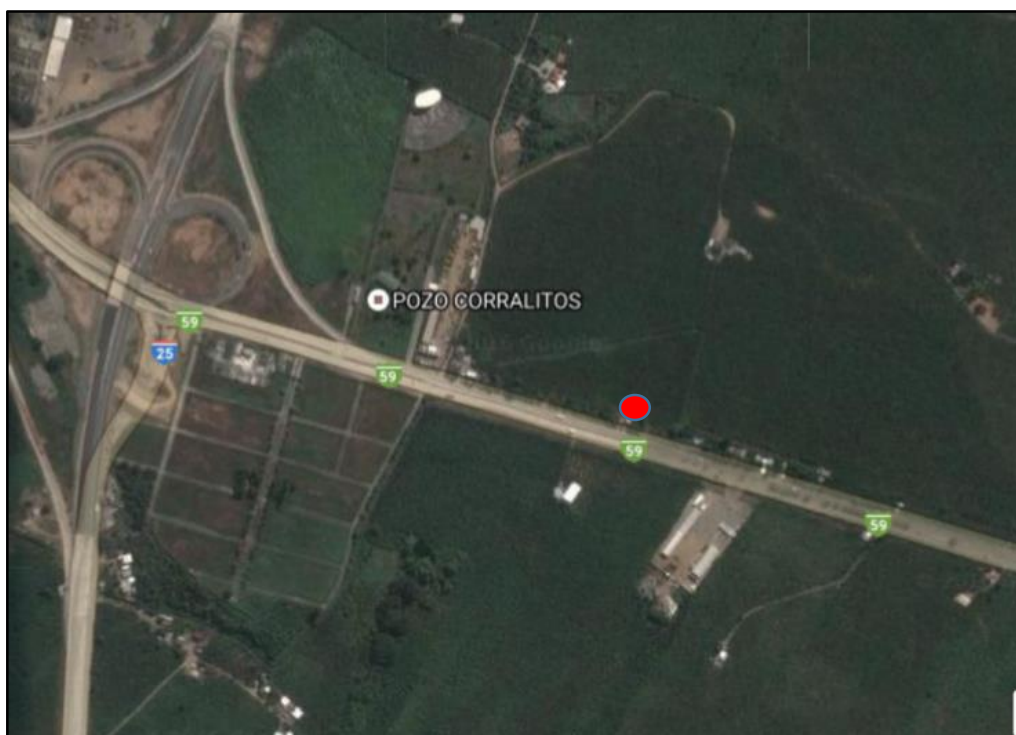


Figura 20. Ubicación de la Hacienda Germania
(Directorio Cartográfico, 2016)

Materiales y Equipo:

- Fundas plásticas resistentes, grandes de color negro
- Etiquetas y Marcadores
- Equipo de poda (Proporcionado por personal de la Hacienda)

Método

La metodología propuesta contempla los siguientes pasos:

1. Las muestras deben ser tomadas en pequeños bloques de crecimiento uniforme, debiendo hacerse subdivisiones del terreno.
2. Deben tomarse un mínimo de 10 plantas (preferiblemente 20 por bloque), debiendo ser representativas y estar dispersas en todo el bloque.
3. Las plantas deberán seleccionarse aleatoriamente en el bloque.
4. Las plantas deberán tomarse frescas, justo después de la cosecha del fruto, y la labor de corte de la planta.
5. La temporada de muestreo deben ser los meses de Febrero y Marzo, o cuando se indique de acuerdo con la edad del momento de corte precisamente identificada por las haciendas bananeras. En la presente investigación se realizó el muestreo en el mes de marzo.
6. Se muestrearán por separado los siguientes elementos: Peciolos/nervaduras, hojas, tallo floral, pseudotallo y el raquis, debiendo colocarse en contenedores adecuados y rotulados según procedencia y tipo.
7. Las hojas serán separadas de sus nervaduras.
8. No se deben tomar muestras que contengan hongos, que presenten deterioro microbiológico o daño causado por insectos.
9. Los diferentes componentes deberán ser pesados separadamente mediante una balanza portable. (PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO, 2015)

Cada parte de la planta seleccionada durante el muestreo se recolectó en distintas fundas correctamente etiquetadas para ser transportadas al laboratorio y realizar sus correspondientes análisis por separado.



Figura 21. (a.) Hojas y Pseudotallo de la Planta de Banano durante el Muestreo. (b.) Etiquetado de las muestras

(INFORME FOTOGRÁFICO-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO , 2015)



2.2 PRETRATAMIENTO DE LA MUESTRA:

Consiste en la eliminación de humedad y molienda de las muestras. Se realizó empleando los equipos del Proyecto Producción de Hidrógeno en el Laboratorio de Reactores y Catálisis de la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Cuenca.

2.2.1 ELIMINACIÓN DE HUMEDAD

La eliminación de Humedad o simplemente secado de las muestras es indispensable como pretratamiento de la biomasa por varias razones:

- El contenido en agua en una muestra puede ser muy variable y el fin es establecer comparaciones entre la caracterización química y energética, por lo que interesa realizar el análisis en base libre de humedad para trabajar en una misma condición y evitar errores en los resultados.
- Una muestra húmeda alteraría los valores del poder calorífico por la posible proliferación de hongos y bacterias que degradan la muestra.
- La alta humedad es un factor que resulta negativo a la hora de la molienda, dado que el material requiere mayor energía y puede obstruir las mallas de la criba interior. Sin embargo si la humedad es muy baja, se generan grandes cantidades de polvo.

Materiales:

- Cuchillos, estiletes y tijeras
- Bandejas de aluminio
- Estufa marca BIOBASE, a $105\pm 3^{\circ}\text{C}$ de Temperatura
- Fundas herméticas

Método

Se realizó una limpieza y selección de las muestras en el laboratorio. Se reduce el tamaño de cada una de las partes de la planta que constituyen la muestra a un tamaño de aproximadamente 2 cm^2 , y se colocaron en bandejas de aluminio para llevarlas a la estufa a $105\pm 3^{\circ}\text{C}$ durante 24 h.

2.2.2 MOLIENDA

La molienda o disminución granulométrica, es un proceso de pretratamiento importante debido a que facilita la extracción de los constituyentes que se encuentran formando



Universidad de Cuenca

parte de la estructura del sólido, de tal manera que al aumentar la relación superficie-volumen (S/V) incrementa la velocidad de cualquier tratamiento físico o químico.

Materiales:

- Molino de cuchillas, marca Corporación Alquimia
- Fundas herméticas
- Guantes
- Mascarilla

Método

Se llevaron las distintas muestras a un molino de cuchillas, se alimentó el molino con la muestra a través de una tolva, debido al sistema de clasificación se logró obtener un tamaño de partícula uniforme; una vez obtenidas las muestras con un tamaño de partícula menor se almacenaron en fundas herméticas correctamente etiquetadas (PROYECTO HIDRÓGENO, 2015).

2.3 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA

La Eliminación de Extractivos se llevó a cabo en el Laboratorio de Análisis Bromatológico y los análisis de Lignina, Holocelulosa y Celulosa se realizaron en el Laboratorio de Química Inorgánica, de la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Cuenca; la compra de los reactivos se realizó a través de la Bodega de la Facultad de Ciencias Químicas, las cantidades de reactivo especificadas son las necesarias para llevar a cabo todos los análisis con sus respectivos duplicados.

2.3.1 ELIMINACIÓN DE EXTRAÍBLES:

Se los denomina de esta forma ya que se pueden extraer con agua o con solventes orgánicos; estos componentes representan interferencias en el resto de métodos de caracterización química (ANA ÁLVAREZ, 2013), por lo que es necesario eliminarlos previo a la cuantificación de los constituyentes lignocelulósicos.

Materiales y Equipos:

- Matraz de Erlenmeyer de 1L
- Probeta de 100ml
- Luna de reloj
- Espátula
- Papel filtro



Universidad de Cuenca

- Embudo
- Vaso de precipitación
- 5 crisoles
- Piseta con Agua destilada
- Plancha o cocina
- Balanza analítica marca Sartorius de 0,0001mg de precisión
- Equipo extractor Soxhlet
- Estufa marca BIOBASE, a $105\pm 3^{\circ}\text{C}$ de Temperatura
- Desecador

Reactivos:

- Tolueno: 515ml
- Etanol del 96%: 1200ml

Método:

El método a seguir, en cada una de las partes mencionadas de la planta banano, se basa en la norma TAPPI T-204 cm-97, con ciertas modificaciones que se especificaran a continuación:

1. Se pesó 7 g de cada muestra y se colocaron en distintos cartuchos elaborados a partir de papel filtro. Luego se colocaron los cartuchos con las muestras dentro de los tubos soxhlet respectivamente etiquetados.
2. Se preparó el solvente: Tolueno-Etanol, en una relación 427 mL de Tolueno por cada litro de etanol, según especificación de la norma ASTM D-1107-96; y se agregaron 150 ml de la mezcla a cada matraz de fondo plano del equipo de extracción.
3. Se inició la extracción en el equipo Soxhlet durante 7 horas manteniendo el líquido en ebullición (la recirculación del solvente no debe ser menor a 4 veces por hora). Paralelamente se pesaron 5 crisoles etiquetados, limpios y secos (Temperatura de secado = $105\pm 3^{\circ}\text{C}$).
4. Se retiró la muestra y se lavó con agua caliente para eliminar la presencia de solvente.
5. Se colocó cada muestra en su respectivo crisol y se llevó a la estufa a $105\pm 3^{\circ}\text{C}$, se trasladaron a un desecador y se determinando su peso en una balanza analítica hasta obtener peso constante.

De esta forma, se obtuvo una muestra libre de extraíbles que fue utilizada para los próximos análisis. (TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY, 2007)



Figura 22. Primera extracción en equipo Soxhlet, de izquierda a derecha, muestras de: raquis, hojas, Pseudopeciolo, Pseudotallo externo y Pseudotallo central.



Figura 23. Muestras después de eliminación de extraíbles y antes de ser ingresadas a la estufa.

Para la determinación del porcentaje de extractivos dentro de cada muestra, se usó la siguiente fórmula, basada en la pérdida de peso de las muestras antes y después de la extracción y secado:

$$\% \text{ Extractivos} = \frac{(PM_o - PM_f) \times 100}{PM_o}$$

Donde:

PM_o: Peso de la muestra antes de la extracción y secado

PM_f: Peso de la muestra después de la extracción y secado (ASOCIACIÓN PARA LA INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO INTEGRAL (AIDER), 2010).



2.3.2 DETERMINACIÓN DE LA LIGNINA:

La lignina es resistente a la hidrólisis ácida, fácilmente oxidable, soluble en bisulfito o álcalis caliente, y fácilmente condensable con fenoles o tioles; por lo que para su determinación se lleva a cabo un ataque ácido, cuantificando el residuo que queda después de la hidrólisis.

Materiales y Equipos:

- Luna de reloj
- Espátula
- Vasos de precipitación de 50 ml y de 1 L
- Pipeta volumétricas de 10 ml
- Varilla de agitación o agitador magnético
- Embudo
- Papel filtro
- Crisol
- Piseta con Agua destilada
- Desecador
- Balanza Analítica marca Sartorius de 0,0001 mg de precisión
- Cocineta o plancha de calentamiento
- Estufa marca BIOBASE a $105 \pm 3^{\circ}\text{C}$ de Temperatura

Reactivos:

- Ácido sulfúrico grado analítico: 145 ml para preparar 200 ml de ácido sulfúrico al 72 % V/V

Método:

Se basó en la Norma TAPPI T-222 om-98 o método Klason, aplicándolo en la muestra libre de extraíbles obtenida en el análisis anterior:

1. Se pesó 1 g de muestra libre de extraíbles y se colocó en un vaso de precipitación de 50 ml
2. Se preparó una solución de H_2SO_4 al 72 % a partir de una solución concentrada, y se agregó 15 ml a la muestra pesada, con lo que la muestra se tornó de color negro; se mantuvo durante 2 horas en agitación constante.
3. Se vació la muestra en un vaso de precipitación de 1 L y se realizó una disolución al 4 % de H_2SO_4 agregando agua destilada.

4. Se dejó en ebullición suave por 4 horas
5. Se decantó y filtro la muestra. Paralelamente se pesó un crisol etiquetado, limpio y seco.
6. Se secó la muestra en una estufa a $105 \pm 3^\circ\text{C}$, se llevó a un desecador y se determinó el peso hasta peso constante. (TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY, 2006)



Figura 24. Muestra de Pseudotallo Central después de hidrólisis ácida y secado.

Para la determinación del porcentaje de lignina se utiliza la siguiente formula, basada en el peso del residuo que queda después de la hidrólisis ácida y secado de la muestra.

$$\% \text{ Lignina} = \frac{PM_f \times 100}{PM_o}$$

Donde:

PM_o: Peso de la muestra antes de la hidrólisis ácida y secado

PM_f: Peso de la muestra después de la hidrólisis ácida y secado

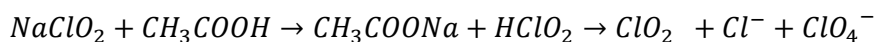
2.3.3 DETERMINACIÓN DE LA HOLOCELULOSA:

Básicamente la holocelulosa es el total de carbohidratos poliméricos que hay en el material lignocelulósico, es decir la suma del porcentaje de celulosa y hemicelulosa; la cuantificación de este constituyente es esencial para dichas determinaciones porque mediante este análisis lo que se pretende es aislar la holocelulosa y determinar su porcentaje, para luego realizar un posterior tratamiento de la muestra con el fin de determinar la celulosa, y por la diferencia de estos dos componentes determinar el



Universidad de Cuenca

contenido de hemicelulosa. Con el método que se emplea se logra una oxidación de la lignina mediante la acción del ácido cloroso que se forma en el proceso:



De manera específica, el clorito de sodio reacciona con el ácido acético para formar ácido cloroso, que se descompone para liberar dióxido de cloro y algunos subproductos (iones clorato y cloruro), el dióxido de cloro oxida la lignina para su conversión en productos solubles en agua, que se eliminarán mediante el filtrado y lavado. (DETERMINACIÓN DE CELULOSA Y HOLOCELULOSA, 2008)

Materiales y Equipos:

- Espátula
- Luna de reloj grande y pequeña
- Matraz de cuello no esmerilado de 250 ml
- Termómetro
- Probeta de 100 ml
- Pipeta de 1ml
- Embudo
- Papel filtro
- Crisol
- Piseta con Agua destilada
- Desecador
- Baño María o Plancha de calentamiento
- Balanza analítica marca Sartorius de 0,0001 mg de precisión
- Estufa marca BIOBASE a $105 \pm 3^\circ C$ de Temperatura

Reactivos:

- Ácido acético glacial: 12 ml
- Clorito de sodio: 60 g

Método:

Se determina aplicando el método de la ASTM D-1104, usando una muestra libre de extraíbles:

1. Se pesó 2 g de muestra libre de extraíbles y se colocó en un matraz cuello no esmerilado de 250 ml

2. Se llevó a baño María en un rango de temperatura de 75-85°C
3. Se trató la muestra con 150 ml de agua, 0,2 ml de ácido acético glacial y 1 g de clorito de sodio, se tapó y se dejó reposar durante 1 hora manteniendo la temperatura.
4. Se volvió a añadir 0,2 ml de ácido acético glacial muy frío y 1 g de clorito de sodio, y se repitió este paso cada hora durante las siguientes 5 horas, o por lo menos hasta que la muestra se torne blanca.
5. Se colocó el matraz en un baño de hielo hasta alcanzar una temperatura de 10 ° C, y se filtró el contenido del frasco.
6. Adicionalmente se lavó la muestra con 500 ml de agua destilada fría, donde el residuo amarillo pasa a ser completamente de color blanco. Y paralelamente se lavó, etiquetó, secó y pesó un crisol.
7. Se llevó la muestra al crisol y se dejó secar a 105±3°C en una estufa, se ingresó la muestra en el desecador y finalmente se pesó en una balanza analítica hasta alcanzar peso constante.
8. Se almacenó para una posterior determinación de celulosa. (ASTM D1104-56, 1978)



Figura 25. Proceso para la determinación de Holocelulosa en una muestra de Raquis: (a.) Antes del tratamiento con $NaClO_2$ y CH_3COOH (b.) Después del tratamiento; (c.) Enfriamiento; (d.) Filtración y lavado.



Para efectos de cálculos se utilizó la siguiente fórmula, basada en el residuo seco que queda después del tratamiento con ácido acético y clorito de sodio y el secado en la estufa:

$$\% \text{ Holocelulosa} = \frac{PM_f \times 100}{PM_o}$$

Donde:

PMo: Peso de la muestra antes del tratamiento y secado

PMf: Peso de la muestra después del tratamiento y secado

2.3.4 DETERMINACIÓN DE LA CELULOSA:

Las propiedades más importantes de la celulosa se relacionan, en primer lugar, con la susceptibilidad de la molécula a la hidrólisis y, en segundo lugar, con su capacidad de absorber agua. (ROBERTO ESCOBAR TOLEDO, 2005). La separación de hemicelulosa y celulosa se hace en base a la solubilidad en solución acuosa al 17.5 % en peso de hidróxido de sodio (NaOH)

Materiales y Equipos:

- Espátula
- Luna de reloj
- Matraz de 100 ml
- Vaso de precipitación de 500 ml
- Termómetro
- Balón de aforo de 100 ml
- Varilla de agitación
- Pipetas de 5 ml y 10 ml
- Probeta de 100 ml
- Piseta con Agua destilada
- Crisol de fondo poroso
- Desecador
- Plancha de calentamiento
- Bomba
- Balanza analítica marca Sartorius de 0,0001 mg de precisión



Universidad de Cuenca

- Estufa marca BIOBASE a 65°C de Temperatura

Reactivos:

- Hidróxido de Sodio: 70 g, para preparar 400 ml de hidróxido de sodio al 17,5 %
- Ácido acético: 5 ml, para preparar 50 ml de ácido acético al 10% V/V

Métodos:

Se determina por medio de la holocelulosa aplicando el método TAPPI T 212:

1. Se pesó 1 g de muestra tratada por la determinación de holocelulosa, colocó en un matraz de 100 ml y se llevó a baño de agua a 25°C.
2. Se preparó una solución de hidróxido de sodio al 17,5 % y se añadió 10ml a la muestra. Se agitó y se dejó reposar por 5 min.
3. Se añadió 5 ml de hidróxido de sodio al 17,5 %, se agitó y se dejó reposar por 30 min
4. Se añadió 30 ml de agua, se agitó y se dejó reposar durante 1 hora.
5. A continuación se filtró al vacío con un crisol de fondo poroso, previamente lavado, etiquetado, secado a 65°C y pesado.
6. Se realizó lavados con una disolución de agua e hidróxido de sodio (30 ml de agua y 25 ml de hidróxido de sodio al 17,5 %)
7. Posteriormente, se lavó con 30 ml de agua, aplicando filtración al vacío.
8. Se preparó y se agregó 5 ml de ácido acético al 10 % sin aplicar vacío y se dejó reposar durante 3 min.
9. Se lavó con 50 ml de agua destilada, aplicando vacío.
10. Se llevó la muestra a una estufa para secarla a una temperatura de 65°C (la temperatura puede variar entre 60-85°C), se llevó al desecador y se pesó en una balanza analítica hasta peso constante (TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY, 2002).



Figura 26. Residuo seco de raquis después del tratamiento de determinación de celulosa

El cálculo necesario para la determinación de celulosa se expresa en la siguiente fórmula basada en el peso inicial de la muestra y el peso del residuo seco después del tratamiento que recibió la muestra:

$$\% \text{ Celulosa} = \frac{PM_f \times 100}{PM_o}$$

Donde:

PMo: Peso de la muestra antes del tratamiento y secado

PMf: Peso de la muestra después del tratamiento y secado

2.3.5 DETERMINACIÓN DE LA HEMICELULOSA:

No se conoce ningún método que las determine de manera confiable, principalmente porque las hemicelulosas forman con la lignina un complejo con uniones químicas que es imposible de aislar sin considerables modificaciones (EDUARDO NÚÑEZ, 2008). Se determinó por la diferencia entre el porcentaje de holocelulosa y celulosa:

$$\% \text{ Hemilulosa} = \% \text{ Holocelulosa} - \% \text{ Celulosa}$$

2.4 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA

Se basa en la determinación del poder calorífico superior de cada una de las muestras, por duplicado para corroborar los resultados, empleando una bomba calorimétrica, la que nos da directamente el resultado; este análisis se llevó a cabo en el laboratorio de Termodinámica y Físico-Química del tecnológico de la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Cuenca.

2.4.1 DETERMINACIÓN DEL PODER CALORÍFICO

1. Se encendió el equipo, y se preparó la muestra a ser analizada, para lo que se debe pesar aproximadamente entre 0,3 y 0,55 g de muestra en el crisol del calorímetro. El peso no debe ser superior a 1 g y dependerá del volumen ocupado por la muestra dentro del crisol.
2. Se colocó la muestra dentro de la cámara de combustión, de tal manera que este en contacto con la mecha atada al cable de ignición.
3. Se selló la cámara de combustión y se presurizó con una determinada cantidad de O_2 (hasta 20 atm aproximadamente).
4. Se colocó la cámara con la muestra dentro del equipo (camisa adiabática) y cerró el equipo.
5. Se llenó el reservorio del equipo con aproximadamente 2 L de agua destilada tratada con 2 ml de sulfato de cobre.
6. Se inició el trabajo y se registró el dato del peso de la muestra usando los respectivos comandos del equipo.
7. Se registró las lecturas de la acción del proceso y la variación de la temperatura del agua cada min, durante aproximadamente 15 min, hasta que el equipo emita el resultado del poder calorífico de la muestra, expresado en J/g.



Figura 27. Preparación de la muestra para la determinación del poder calorífico: (a.) contacto con el cable de ignición; (b.) presurización; (c) ingreso en la camisa adiabática.



CAPITULO III

3. RESULTADOS, DISCUSIONES, CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

3.1 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1.1 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA

A través de los cálculos correspondientes se obtuvieron los resultados en cada prueba, cuyos promedios se exponen en la Tabla 12:

Tabla 12. Resultados de la Caracterización Química de la Biomasa procedente de la planta de banano

Muestra	% de Extraíbles	% de Lignina	% de Holocelulosa	% de Celulosa	% de Hemicelulosa
Raquis	11,09	10,38	75,23	41,52	33,71
Hojas	10,24	19,84	66,64	36,98	29,66
Pseudopecíolo	8,88	15,98	72,14	39,30	32,84
Pseudotallo Central	15,10	12,08	69,10	38,41	30,69
Pseudotallo Externo	8,12	14,31	74,01	40,05	33,96

Los resultados que se obtuvieron para cada constituyente estructural de la biomasa variaron según la parte de la planta analizada. La sumatoria de los porcentajes de constituyentes químicos no fue el 100 %. En el raquis se obtuvo un total de 96,70 %, en las hojas 96,72 %, en el pseudopecíolo 97 %, en el pseudotallo central 96,28 % y en el mipseudotallo externo 96,44 %.

En cuanto a los extraíbles, la muestra que presentó un mayor porcentaje fue el pseudotallo central, seguido del raquis, hojas, pseudopecíolo y pseudotallo externo. El porcentaje de extraíbles para las hojas y pseudotallo es 9,84 % y 4,46 % respectivamente, según las investigaciones de Abdullah y Bilba, que al compararlos con los valores obtenidos demuestra una semejanza para las hojas y una diferencia de aproximadamente 3 % para el pseudotallo externo.

Las pruebas para la determinación de lignina, presenta resultados que indican que el mayor porcentaje se encuentra en las hojas, seguido del pseudopecíolo, pseudotallo externo, pseudotallo central y raquis; con valores que varían del 10 al 20 %. Mohapatra D., presenta valores de 24,3 % en las hojas, 18 % en el pseudopecíolo, 12 % en el pseudotallo externo, 10,7% en el tallo floral y 10,5 % en el raquis, porcentajes que son



Universidad de Cuenca

superiores pero cercanos a los obtenidos en la presente investigación. Este constituyente es el que mayor valor de poder calorífico superior posee.

Con los resultados del análisis de holocelulosa se logra obtener el porcentaje que corresponde a la celulosa y hemicelulosa juntas; sus valores sobrepasan el 60 %. Estos porcentajes discrepan con los datos recopilados por Mohapatra D., que expresan cantidades muy bajas de holocelulosa: 32,1 % en las hojas, 37,9 % en el raquis, 20,3 % en el tallo floralpseudotallo central, 62,7 % en el pseudopeciolo y del 60-65 % en el pseudotallo externo. Sin embargo, existen excepciones claras en el pseudopeciolo y el pseudotallo externo, donde a pesar de no ser valores similares presenta una cercanía que evidencia que estas muestras son dos de las partes que contienen mayor porcentaje de polisacáridos.

Respecto a los resultados del análisis de celulosa, estos revelan que existe un mayor porcentaje en el raquis, seguido del pseudotallo externo, pseudopeciolo, pseudotallo central y hojas. La celulosa es el principal aporte de glucosa, por lo que es el constituyente de mayor interés para el macroproyecto en mención. Los datos publicados por otros autores como Álvarez Nuñez, Mohapatra D. y Abdullah y Bilba no presentan mucha similitud entre sí, para las hojas se observa porcentajes de celulosa que varían desde el 24 al 37 %, para el pseudotallo externo valores que van desde 34 al 40 %, y para el raquis valores que están alrededor del 30 %. Al comparar estos rangos con los resultados obtenidos en el presente trabajo, en las hojas y pseudotallo externo se observa similitud, mientras que para el raquis existe una diferencia de más del 10 %.

La hemicelulosa es el segundo componente más abundante después de la celulosa, y al ser un polisacárido, también ejerce cierto aporte a la obtención de combustible. De los resultados presentados se tiene que el mayor porcentaje de hemicelulosa se encuentra en el pseudotallo externo, seguido del raquis, pseudopeciolo, pseudotallo central y hojas. No se ha encontrado valores semejantes en cuanto a investigaciones previas, Álvarez Núñez presenta valores de 27,39 % para las hojas, 24,9 % para el pseudotallo externo y 15,7 % para el raquis, por lo que el único valor que se asemeja es el porcentaje de hemicelulosa en las hojas. Se debe considerar que la hemicelulosa puede variar hasta incluso por diferencia en el tejido atómico de una misma especie.



3.1.2 CARACTERIZACIÓN ENERGÉTICA:

3.1.2.1 PODER CALORÍFICO:

Los resultados del poder calorífico de cada una de las partes de la biomasa analizada se realizaron por duplicado, y el valor medio de se muestra en la Tabla 13:

Tabla 13: Datos y resultados de los ensayos de Poder Calorífico

Muestra	Poder Calorífico Superior (kJ/kg)
Raquis	12213
Hojas	17619
Pseudopecíolo	14618
Pseudotallo Central	12458
Pseudotallo Externo	12895

Los valores correspondientes al Poder Calorífico indican la capacidad energética por unidad de masa del residuo que se analizó, por lo que las muestras con mayor capacidad de energía son las Hojas y el Pseudopecíolo, seguidas del Pseudotallo Externo, Pseudotallo Central y Raquis. La diferencia que presenta estos valores se debe a la composición estructural de cada muestra, especialmente al porcentaje de lignina debido a que existe proporcionalidad entre estos valores y el poder calorífico superior.



3.2 CONCLUSIONES

El análisis químico de la biomasa procedente de la planta de banano confirma que en cada una de las partes analizadas la celulosa es el constituyente lignocelulósico mayoritario, seguida de la hemicelulosa y la lignina, y que estos constituyentes varían de acuerdo al residuo o parte de la planta.

Los resultados de Lignina y de Poder Calorífico son proporcionales entre sí, por lo tanto, mientras mayor sea el porcentaje de lignina en un residuo mayor es el valor de Poder Calorífico Superior que presenta.

De los análisis realizados, el raquis es el residuo biomásico que mayor contenido de celulosa presenta, por lo que es la parte de la planta con mayor importancia para el macroproyecto dentro del que se realiza esta investigación. Sin embargo, hay que considerar que el resto de partes presentan porcentajes de celulosa cercanos al del Raquis y en consecuencia pueden presentar rendimientos similares.

Las metodologías usadas para la caracterización química no son 100 % exactas, entonces los resultados presentan pequeños errores, en consecuencia se ha decidido considerar un error aceptable del 1 % entre los duplicados.

El método empleado para la determinación de lignina no es un método representativo debido a que cuantifica únicamente la lignina insoluble dejando a un lado la porción de lignina soluble, por esta razón, se puede presentar, de manera teórica, como una de las razones por la que los resultados no suman 100 %, y atribuir el porcentaje perdido a la lignina soluble.



3.3 RECOMENDACIONES

Para un máximo rendimiento de la biomasa de banano y para evitar la degradación de la misma, se recomienda realizar el muestreo inmediatamente después de la cosecha.

La molienda es esencial y demuestra que es práctico para la realización de los ensayos, sin embargo lo óptimo es utilizar muestras que pasen por la malla 425 μm (#40) y sean retenidas por la malla 250 μm (#60).

Cada vez que se lleve a cabo un ensayo, se recomienda realizar en paralelo su respectivo duplicado, o por lo menos el mismo día para que los resultados sean comparables.

Al realizar los análisis, las características principales que demandan son la exactitud y precisión. Sin embargo, las condiciones bajo las que se realiza cada determinación variaron del uno al otro en algunos aspectos mínimos, por lo que se recomienda considerar un error del $\pm 0,5\%$ en cada resultado emitido en este documento.



4. BIBLIOGRAFÍA Y REFERENCIAS

JOSÉ OLIVA DOMINGEZ . (2003). EFECTO DE LOS PRODUCTOS DE DEGRADACIÓN ORIGINADOS EN LA EXPLOSIÓN POR VAPOR DE BIOMASA DE CHOPO SOBRE *Kluyveromyces marxianus*. Madrid.

(2014). *ATLAS BIOENERGÉTICO DEL ECUADOR* .

A. GUTIÉRREZ, J. DEL RÍO. (20 de 09 de 2010). Composición química de diversos materiales lignocelulósicos de interés industrial y análisis estructural de sus ligninas. *Departamento de Biotecnología Vegetal*. Sevilla.

ABRIL, N. (2012). *Etanol a partir de Biomasa Lignocelulósica*. Aleta Ediciones.

ADELER. (1977). Lignin chemistry: past, present and future. *Wood Sci, Technol*.

ALERTA VERDE . (07 de 2012). Una mirada al banano transgénico desde la ecología Política. *Alerta Verde*.

ANA ÁLVAREZ, C. P. (2013). Caracterización Química de Biomasa y su relación con el Poder calorífico. *Universidad de Oviedo*, 2.

ARANZADA GF: MIGUEL CABRERA, A. V. (2011). *Evaluación del Potencial de Energía de la Biomasa*. Madrid.

ARMENIA, QUINDIO. (s.f.). El Cultivo del plátano. Guía Práctica INIAP . Colombia.

ARO N, P. T. (2005). Transcriptional regulation of plant cell wall degradation by filamentous fungi. *FEMS*.

ASOCIACIÓN DE EXPORTADORES DE BANANO DEL ECUADOR . (25 de 07 de 2016). *Banascopio.com*. Obtenido de Primera Guía Ecuatoriana de Proveedores de Insumos y Servicios para la Producción Bananera:
http://www.campoeditorial.com/banascopio/ab_guia_tecnica.html

ASOCIACIÓN PARA LA INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO INTEGRAL (AIDER). (2010). Estudio de la composición química de la madera de diez especies maderables potenciales de bosques secundarios y primarios residuales. En A. P. (AIDER), *UTILIZACIÓN INDUSTRIAL Y MERCADO DE DIEZ ESPECIES MADERABLES POTENCIALES DE BOSQUES SECUNDARIOS Y PRIMARIOS RESIDUALES* (págs. 7-10). Lima.

ASTM D1104-56. (1978). Method of Test for Holocellulose in Wood.

BUCHANAN. (s.f.). En *Biochemistry and molecular biology of plant*.

CARCHI D. (2014). Aprovechamiento de los Residuos Agrícolas provenientes del cultivo de Banano para obtener Nanocelulosa. (págs. 30-34). Cuenca: Universidad de Cuenca.



Universidad de Cuenca

- CORPORACIÓN CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO TECNOLÓGICO - CIDET. (2008). ALTERNATIVAS DE PROYECTOS DE ENERGÍA PARA LA REGIÓN BANANERA DE URABÁ. En F. J. Serna. Medellín.
- CRUZ ESTRADA . (2014). Celulosa. *UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MÉXICO*.
- D. PREDES MEDINA, M. ÁLVAREZ NÚÑEZ. (2010). Obtención de Enzimas Celulasas por Fermentación Sólida de Hongos para ser Utilizadas en el Proceso de Obtención de Bioalcohol de Residuos del Cultivo de Banano. *Revista Tecnológica ESPOL*, 81-88.
- DANIEL GARCÍA. (2010). Caracterización y Pretratamientos de Biocombustibles sólidos. En D. G. Fernando Sebastian Nogués, *Energías Renovables* (págs. 27-55). Zaragoza.
- DETERMINACIÓN DE CELULOSA Y HOLOCELULOSA. (2008). Obtenido de <http://resumenes.eu/index.php?newsid=45419>
- Directorio Cartográfico. (2016). *Directorio Cartográfico*. Obtenido de <http://mapasamerica.dices.net/ecuador/mapa.php?nombre=El-Cambio&id=10375>
- Dr. OSCAR COTO. (2013). *Evaluación de la Generación de Residuos Agrícolas Orgánicos (RAO) en Costa Rica e Identificación de Sector Prioritario*. Costa Rica.
- EDUARDO NÚÑEZ. (08 de 2008). *PULPA Y PAPEL*. Obtenido de QUÍMICA DE LA MADERA: <http://www.cenunez.com.ar/archivos/69-PulpayPapellSextaParte.pdf>
- EVA LÓPEZ . (2010). Energía de la Biomasa. En D. G. Fernando Sebastian Nogués, *Energías Renovables* (págs. 125-134). Zaragoza.
- FELIPE D. SOUSA, G. MARTÍNEZ. (2010). PERSPECTIVAS BIOTECNOLÓGICAS DE HEMICELULOSAS VEGETALES. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*, 7.
- FENGELI D., WEGENER G. (1984). *Wood: Chemistry, ultrastructure, reactions*.
- GARCÍA, BORDALLO. (2013). Obtención de celulosa microcristalina a partir del bagazo de caña de azúcar. *ICIDCA*, 57-63.
- GELLERSTEDT G., HENRIKSSON G. (2009). *Pulp and Paper Chemistry and Technology*. Stockholm, De Gruyter.
- GONZABAY ROBERTO. (s.f.). Contexto Histórico sobre la producción y exportación de Banano. En R. Gonzabay, *Cultivo de Banano en Ecuador* (págs. 113-138).
- GRANDA F. (2009). *Obtención de azúcares fermentables por degradación fúngica de cáscara de banano (Cavendish valery)*. Loja, Loja, Ecuador.
- GUTIERREZ ANA. (2010). *Material Lignocelulósico*. Sevilla.
- IDAE . (2007). *Energía de la Biomasa* . Madrid: Instituto para la Diversificación y Ahorro de Energía.
- INFORME DE ANÁLISIS-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO. (2015). Análisis Proximal y Elemental de los Residuos de la planta de banano Musa Cavendish. Cuenca, Ecuador .



Universidad de Cuenca

- INFORME FOTOGRÁFICO-PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO . (2015). *Informe Fotográfico de toma de la Muestra*. El Oro.
- JEFFRIES. (1994). *Biodegradation of lignin and hemicelluloses*. Ratledge C.
- JESUS FERNANDEZ . (2006). Los residuos de las agroindustrias como biocombustibles sólidos. *Vida Rural*, 14-18.
- KLEMM, PHILIPP. (2001). Fundamentals and Analytical Methods. En *Comprehensive Cellulose Chemistry*.
- LAPIERRE C., POLLET B. (1995). New insights into the molecular architecture of hardwood lignins by chemical degradative methods. *Chemical Intermediates*, 3-5.
- LAURA CUERVO. (2001). Lignocelulosa Como Fuente de Azúcares Para la Producción de Etanol. *Centro de Investigación en Biotecnología*, 13.
- MIGUEL BARROSO CASILLAS. (2010). Pretratamiento de Biomasa Celulósica para la obtención de etanol en el marco de una Biorrefinería. *Universidad Politecnica de Madrid*, 3,4.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA, GANADERÍA, ACUACULTURA y PESCA – MAGAP. (2012). Zonificación agroecológica del cultivo de banano en el Ecuador., (pág. 11).
- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y GANADERÍA . (s.f.). *Ministerio de Agricultura y Ganadería*. Obtenido de http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/manual_platano_04.pdf
- MOHAPATRA D. (2010). Banana and its by-product utilisation: an overview. *Journal of Scientific and Industrial Research* , 324-325.
- ND. (26 de 07 de 2016). Obtenido de <http://asbama.com>
- PELAÉZ R., ESPINOZA J. (2015). *Energías Renovables en el Ecuador*. Cuenca-Ecuador: Gráficas Hernández.
- PROEcuador . (1 de 08 de 2016). Obtenido de Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversiones : <http://www.proecuador.gob.ec/exportadores/sectores/banano/>
- PROGRAMA DE DIVERSIFICACIÓN DE INGRESOS DEL BANANO. (Julio de 2004). ASOCIACIÓN NACIONAL DEL CAFÉ.
- PROYECTO HIDRÓGENO. (2015). Cuenca-Ecuador.
- PROYECTO PRODUCCIÓN DE HIDRÓGENO. (2015). Cuenca-Ecuador.
- ROBERTO ESCOBAR TOLEDO. (11 de 2005). CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA MADERA DEL PRIMER RALEO DE PINO CARIBE. *BIBLIOTECA USAC*. GUATEMALA. Obtenido de http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/08/08_0947_Q.pdf
- RUBIN E. (2008). Genomics of cellulose biofuels. En E. Rubin, *Nature* (pág. 841).
- SANTOS CUADROS . (2008). Contaminación de Residuos. En C. Santos, *Residuos Agrícolas, Frestaes y Lodos* (pág. 5).



Universidad de Cuenca

SHELLER, ULVSKOV. (2010). Hemicelluloses. *Annual Review Plant Biology*.

STEINER. (2006). Utilización energética de residuos orgánicos en la industria bananera, cafetalera y azucarera en Costa Rica. *Fachhochschule Nordwestschweiz Hochschule für Life Sciences*.

TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY. (2006). Acid-insoluble lignin in wood and pulp (Reaffirmation of T 222 om-02)., (págs. 1-14).

TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY. (2002). One percent sodium hydroxide solubility of wood and pulp. T 212 om-02., (págs. 1-4).

TAPPI: TECHNICAL ASSOCIATION OF THE PULP AND PAPER INDUSTRY. (2007). Solvent extractives of wood and pulp (Proposed revision of T 204 cm-97)., (págs. 1-12).

THEANDER O., AMAN P. (1984). Straw and other fibrous. En Å. P. Theander O., *Anatomical and chemical characteristics* (págs. 45-78).

VÉZINA ANNE. (23 de 03 de 2016). *PROMUSA*. Obtenido de Mobilizing banana science for sustainable livelihoods:
<http://www.promusa.org/Morfolog%C3%ADa+de+la+planta+del+banano>



5. ANEXOS

5.1 ANEXO 1: NORMA TAPPI T-204

TAPPI

WI 060802.05
 T 204
 DRAFT NO. 2
 DATE March 12, 2007
 WORKING GROUP
 CHAIRMAN Michael Buchanan
 SUBJECT
 CATEGORY Chemical Properties
 RELATED
 METHODS See "Additional
 Information"

CAUTION:

This method may require the use, disposal, or both, of chemicals which may present serious health hazards to humans. Procedures for the handling of such substances are set forth on Material Safety Data Sheets which must be developed by all manufacturers and importers of potentially hazardous chemicals and maintained by all distributors of potentially hazardous chemicals. Prior to the use of this test method, the user should determine whether any of the chemicals to be used or disposed of are potentially hazardous and, if so, must follow strictly the procedures specified by both the manufacturer, as well as local, state, and federal authorities for safe use and disposal of these chemicals.

Solvent extractives of wood and pulp (Proposed revision of T 204 cm-97)

(Underscores and strikethroughs indicate changes from Draft 1)

1. Scope

- 1.1 This method describes a procedure for determining the amount of solvent-soluble, non-volatile material in wood and pulp. Three different solvent systems may be employed, the selection depending on the safety and reproducibility requirements of each particular laboratory. In general, dichloromethane extraction gives lower amounts of extractives than either acetone or ethanol/benzene. Extraction with 1/3 ethanol and 2/3 benzene typically gives the highest level of extractives due to the additional dissolution of low molecular weight carbohydrates and polyphenols. These generalizations do not apply to all wood species, including some tropical hardwoods containing high molecular weight polyterpene resins.
- 1.2 Because of health, safety and regulatory concerns associated with the use of benzene and dichloromethane, acetone has been added as an alternative solvent for the determination of extractives in wood and pulp.

Approved by the Standard-Specific Interst Group for this method
 TAPPI



2. Significance

- 2.1 Soluble materials or extractives in wood consist of those components that are soluble in neutral organic solvents. The amount of solvent extractable matter is markedly influenced by seasoning or drying of the wood.
- 2.2 The dichloromethane-extractable content of wood is a measure of such substances as waxes, fats, resins, sterols and non-volatile hydrocarbons.
- 2.3 The ethanol-benzene extractable content of wood consists of certain other dichloromethane-insoluble components, such as low-molecular-weight carbohydrates, salts, polyphenols and other water-soluble compounds in addition to those substances mentioned in 2.2.
- 2.4 Since the pulping process usually removes most water-soluble and volatile compounds that are also soluble in organic solvents, the solvent extractable material in pulp may be considered to consist primarily of resin and fatty acids and their esters, waxes, and unsaponifiable substances.
- 2.5 No single organic solvent is capable of removing all these substances and different solvents remove different combinations of components. The ethanol-benzene mixture appears to provide the most complete removal of residual solvent-extractable substances in pulp.

3. Apparatus

- 3.1 *Extraction thimbles*, alundum, porosity RA 98; fritted glass, coarse porosity; or pre-extracted paper.
- 3.2 *Extraction apparatus*, with ground glass joints. A compact form of Soxhlet apparatus is preferable, consisting of:
 - 3.2.1 Soxhlet extraction flask of 250-mL capacity.
 - 3.2.2 Soxhlet extraction tube, inside diameter 30-40 mm, capacity to top of siphon about 100 mL, height of siphon tube about 55 mm. This type is specified because siphoning is more rapid than extractors with higher siphon tubes.
 - 3.2.3 Graham or Allihn-type condenser.
- 3.3 *Weighing dish*, aluminum preferred; or weighing bottles.
- 3.4 *Heating device*, steam bath or heating mantle.
- 3.5 *Chemical fume hood*, having a face velocity of at least 24.4 m/min (80 ft/min) or as required by local safety regulations.

4. Reagents and materials

- 4.1 *Ethanol*, approximately 95% C₂H₅OH by volume, or denatured with 5% methanol, having a residue after evaporation of less than 0.005%.
- 4.2 *Benzene*, purified C₆H₆, having a residue after evaporation of less than 0.001%.
- 4.3 *Dichloromethane*, U.S.P. 98% CH₂Cl₂, having a residue after evaporation of less than 0.002%.



4.4 *Ethanol-benzene mixture.* Mix together 1 volume of ethanol and 2 volumes of benzene.

4.5 *Acetone*, reagent grade, minimum purity of 99.5% CH₃COCH₃ by volume, having a residue after evaporation of less than 0.001%.

5. Safety precautions

Ethanol, benzene and acetone are highly flammable materials; therefore approved electric or steam heating has been specified. This entire procedure must be performed in a chemical fume hood. Caution should be taken to avoid open flame. Benzene is a particularly toxic substance. Care should be taken to avoid inhalation, ingestion, or body contact. Dichloromethane causes narcosis when inhaled and can be irritating to the eyes. Refer to the chemical caution statement of 1.2.

6. Sampling and test specimens

6.1 *For wood:*

6.1.1 In accordance with TAPPI T 257 "Sampling and Preparing Wood for Analysis," obtain a sample of airdried wood meal sufficient to pass a 0.40 mm (40 mesh) screen and determine the moisture content of the sample according to TAPPI T 264 "Preparation of Wood for Chemical Analysis." For each solvent used, at least 4 g are required for determination in duplicate.

6.1.2 Place 2.0 ± 0.1 grams of the air-dry sample into a tared extraction thimble and weigh to the nearest 1mg.

6.2 *For pulp:*

6.2.1 Obtain a representative sample of air-dry pulp sufficient to provide two 10 gram test specimens and two specimens for moisture determinations.

6.2.2 Cut or tear representative pieces of the pulp and weigh duplicate test specimens of approximately 10 grams to the nearest 0.001 g in tared extraction thimbles. At the same time, weigh separate specimens for an accurate moisture determination by oven drying as described in TAPPI T 210 "Sampling and Testing Wood Pulp Shipments for Moisture."

7. Procedure

7.1 Place the extraction thimble with specimen in clean and dry Soxhlet extraction apparatus. Connect the Soxhlet extraction apparatus in upright position to a clean and dry round bottom extraction flask.

NOTE 1: For wood, place a small cone of fine-mesh screen wire or a fritted-glass disk on the top of the thimble to prevent any loss of the specimen.



Steps 7.2 through 7.4 must be conducted in a chemical fume hood.

- 7.2 Fill the extraction flask with 150 mL of the required solvent.
- 7.3 Connect the flask to the extraction apparatus and start water flow to the condenser section. Adjust the heaters to provide a boiling rate which will cycle the specimens for not less than 24 extractions over a 4 to 5 hour period. If the extraction is left unattended, a provision should be made to shut off the heat if the water and/or the electricity shuts off unexpectedly.
- 7.4 Remove the flask from the apparatus and partially evaporate the solvent in the extraction flask to a volume of 20 to 25 mL. Transfer the extract to the tared weighing dish by washing with small amounts of fresh solvent.

Handle the weighing dish with forceps or tongs. Evaporate the solvent to near dryness while in the chemical fume hood.

- 7.5 Dry the dish and contents in an oven for 1 hour at $105 \pm 3^{\circ}\text{C}$, cool in a desiccator, and weigh to the nearest

0.1 mg.

NOTE 3 2: Drying to constant weight is not feasible due to volatility or chemical changes produced by prolonged drying.

- 7.6 Run a blank determination with the solvent used in the test. Evaporate 150 mL of the solvent to dryness, and weigh the residue to the nearest 0.1 mg. Correct the weight of the dried extract by the weight of residue found.

8. Calculation

Calculate the extractive content as follows:

$$\text{Extractables, \%} = [(W_e - W_b)/W_p] \times 100$$

where

W_e = oven-dry weight of extract, g

W_p = oven-dry weight of wood or pulp, g

W_b = oven-dry weight of blank residue, g

9. Report

- 9.1 Report the solvent soluble matter to the nearest 0.1%, as the average of the two determinations, based on the moisture-free wood or pulp.
- 9.2 Report the solvent used.

5 / Solvent extractives of wood and pulp T 204 cm-97



10. Keywords

Solvents, Extraction, Wood, Pulp, Ethanol, Benzene, Dichloromethane, Acetone, Volatility, Wood resin, Extractives, Fats, Hydrocarbons, Phytosterols, Sterols, Pitch, Wax

11. Precision

- 11.1 The precision of the method for wood is as follows: repeatability, 11% (ethanol-benzene) and 4% (dichloromethane); reproducibility, 20% (ethanol-benzene) and 21% (dichloromethane). These values were determined in accordance with definitions of these terms in TAPPI T 1206 "Precision Statement for Test Methods."
- 11.2 The above values were determined in a round robin test involving five laboratories testing two materials, pine and oak, with both solvents.
- 11.3 For pulp: Although reproducibility of this test with dichloromethane has not been measured, an interlaboratory study of ether solubility conducted with the TAPPI Reference Pulp (2) has produced the following precision data repeatability (within-laboratory) = 0.25%; reproducibility (among laboratories) = 0.44%. These are absolute values not expressed in the same terms as 11.1.
- 11.4 Performance data for Acetone extractives has been reported in the equivalent Pulp and Paper Technical Association of Canada (PAPTAC) ~~Canadian Pulp and Paper Association (CPPA)~~ Standard G.13 and G.20. For wood, the test precision was determined using data from 12 replicate determinations on each of two wood samples (pine and aspen). The pooled coefficient of variation of the 24 replicates was 3.3%. The repeatability, based on the average of duplicate tests, was 6.5%. For pulp, the pooled coefficient of variation of 22 replicate determinations on two pulp samples (TMP and kraft) was 6.3%. The repeatability, based on the average of duplicate tests, was 13%.

12. Additional Information

- 12.1 Effective date of issue: to be determined.
- 12.2 Related methods: ASTM D 1107, D 1108, D 1794; Canadian, PAPTAC G.13 G.20; German UZOPCUI IV/43; Scandinavian SCAN C7 and C8; ISO 624-1974.
- 12.3 This method has been reclassified as Classical by committee action in 1997.
- 12.4 The ethanol-toluene mixture is previous revisions of this method was removed from this procedure by committee action in 1997 due to problems with this mixture.
- 12.5 The previously available TAPPI Provisional Method for acetone extractives of wood and pulp (T 280 pm-99) has been withdrawn and is incorporated into this version of T 204.



Universidad de Cuenca

T 204 cm-97

Solvent extractives of wood and pulp / 6

References

1. Levitin, N., "The Extractives of Birch, Aspen, Elm and Maple: Review and Discussion," *Pulp Paper Mag. Can.* **71** (16): 81 (August 21, 1970).
2. *Tappi* **44** (5): 173 A (1961).
3. *Tappi* **65** (3): 149 (1982).

Your comments and suggestions on this procedure are earnestly requested and should be sent to the TAPPI Standards Department. ■



5.2 ANEXO 2: NORMA TAPPI T-212

T 212 om-02

TENTATIVE STANDARD – 1933
OFFICIAL STANDARD – 1934
REVISED – 1976
OFFICIAL TEST MET METHOD – 1983
REVISED – 1988
REVISED – 1993
REVISED – 1998
REVISED – 2002
©2002 TAPPI

The information and data contained in this document were prepared by a technical committee of the Association. The committee and the Association assume no liability or responsibility in connection with the use of such information or data, including but not limited to any liability under patent, copyright, or trade secret laws. The user is responsible for determining that this document is the most recent edition published.

CAUTION:

This Test Method may include safety precautions which are believed to be appropriate at the time of publication of the method. The intent of these is to alert the user of the method to safety issues related to such use. The user is responsible for determining that the safety precautions are complete and are appropriate to their use of the method, and for ensuring that suitable safety practices have not changed since publication of the method. This method may require the use, disposal, or both, of chemicals which may present serious health hazards to humans. Procedures for the handling of such substances are set forth on Material Safety Data Sheets which must be developed by all manufacturers and importers of potentially hazardous chemicals and maintained by all distributors of potentially hazardous chemicals. Prior to the use of this method, the user must determine whether any of the chemicals to be used or disposed of are potentially hazardous and, if so, must follow strictly the procedures specified by both the manufacturer, as well as local, state, and federal authorities for safe use and disposal of these chemicals.

One percent sodium hydroxide solubility of wood and pulp

1. Scope

This method for determination of 1% sodium hydroxide solubility can be applied to wood and to unbleached and bleached pulp.

2. Summary

Wood or pulp is extracted with hot 1% sodium hydroxide solution for 1 h. The loss in weight is determined and calculated as percent solubility.

3. Significance

3.1 Hot alkali solution extracts low-molecular-weight carbohydrates consisting mainly of hemicellulose and degraded cellulose in wood and pulp.

3.2 The solubility of wood could indicate the degree of a fungus decay or of degradation by heat, light, oxidation, etc. As the wood decays or degrades, the percentage of the alkali-soluble material increases (1, 2).

3.3 The solubility of pulp indicates an extent of cellulose degradation during pulping and bleaching processes and has been related to strength and other properties of pulp (3).

Approved by the Standard Specific Interest Group for this Test Method

TAPPI

T 212 om-02 One percent sodium hydroxide solubility of wood and pulp / 2

4. Apparatus¹

4.1 *Pulp dispersion apparatus* (as in Fig. 1 or a similar apparatus), consisting of a variable speed motor and a stainless steel stirrer with a shell. The speed of the motor and the angle of the blades should be adjusted so that no air is drawn into the pulp suspension during stirring.

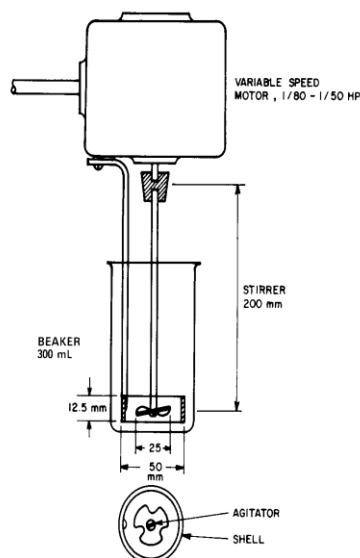


Fig. 1. Pulp dispersion apparatus.

4.2 *Water bath*, designed so that the temperature of the material during treatment is uniformly maintained at 97° to 100°C. The type of bath recommended is one that has a cover with holes of such a size that the beakers used may be placed inside the bath and supported in position by their flared rims.

4.3 *Beakers*, tall form, 200 mL.

4.4 *Filtering crucibles*, 30 mL, medium porosity (nominal maximum pore size 10-15µm). Dry before use in an oven at 105° ± 3°C for 60 min, cool in a desiccator, and weigh.

4.5 *Filtering flasks*, 1000 mL.

4.6 *Other equipment*: graduated cylinder, 100 mL; watch glasses; stirring rods; thermometer, vacuum source.

5. Reagents

5.1 *Sodium hydroxide solution*, 1.0% ± 0.1% NaOH (0.25N). Dissolve 10.0 g of solid NaOH in water and dilute to 1000 mL. Determine normality of the solution by titration with a standard acid according to TAPPI T 610

“Preparation of Indicators and Analytical Reagents and Standardization of Volumetric Solutions” and adjust to 0.25 ± 0.025N.

5.2 *Acetic acid*, 10%. Dilute 100 mL of glacial CH₃COOH with water to 1000 mL.

¹ Names of suppliers of testing equipment and materials for this method may be found on the Test Equipment Suppliers list in the bound set of TAPPI Test Methods, or may be available from the TAPPI Quality and Standards Department.



3 / One percent sodium hydroxide solubility of wood and pulp

T 212 om-02

6. Safety precautions

Sodium hydroxide is a strong caustic. Solutions of sodium hydroxide are corrosive and damaging to human skin. Great care should be taken when handling the sodium hydroxide solution in this method.

7. Sampling

7.1 For wood, obtain a sample and prepare wood meal in accordance with TAPPI T 257 "Sampling and Preparing Wood for Analysis."

CAUTION: Do not extract wood meal with organic solvents or water prior to the testing.

7.2 For pulp, obtain a sample equivalent to about 10 g oven-dry in accordance with a predetermined sampling procedure.

7.2.1 If the sample is taken from a pulp sheet, split it in layers and tear by hand into small pieces about 10 mm across. Do not cut or shred the pulp by mechanical devices.

7.2.2 If the sample is a slush pulp, filter it on a Büchner funnel and press between blotters to remove water. Tear the pulp into small pieces and dry thoroughly in air or in an oven at a temperature not higher than 60°C.

8. Test specimens

8.1 Allow the sample to come to moisture equilibrium in the atmosphere near the balance; then weigh out two test specimens of 2.0 ± 0.1 g to the nearest 1.0 mg. Place the test specimens in 200-mL tall-form beakers.

8.2 At the same time weigh a specimen for moisture determination, in accordance with TAPPI T 264 "Preparation of Wood for Chemical Analysis," TAPPI T 210 "Sampling and Testing Wood Pulp Shipments for Moisture," or TAPPI T 550 "Determination of Equilibrium Moisture in Pulp, Paper, and Paperboard for Chemical Analysis."

9. Procedure

9.1 To the wood meal, add 100 ± 1 mL of 1% NaOH solution and stir with a glass rod.

9.2 To the pulp add 75 mL of 1% NaOH solution and stir with the pulp dispersion apparatus until the pulp is dispersed. Raise the stirrer and remove the adhered pulp fibers with a glass rod. Rinse with 25 mL of the NaOH reagent, adding it to the beaker so that 100 ± 1 mL of the reagent are added to the pulp.

NOTE 1: Some pulps could be dispersed readily by stirring and macerating with a glass rod; however, complete dispersion is essential, and too low a solubility value will be obtained if the pulp dispersion is not complete.

9.3 Cover the beaker with a watch glass and place in a water bath maintained at 97° to 100°C for a period of 60 min. Keep the water in the bath boiling and its level above that of the alkali solution in the beaker.

9.4 Stir the pulp with a rod for about 5 s at 10, 15, and 25 min after placing in the bath.

9.5 At the end of 60 min transfer the material to a tared filtering crucible and wash with 100 mL of hot water. Then add 25 mL of 10% acetic acid and allow to soak for 1 min before removal. Repeat this step with a second 25-mL portion of 10% acetic acid. Wash the material finally with hot water until acid free.

9.6 Dry the crucible and contents in an oven at $105^\circ \pm 3^\circ\text{C}$ to a constant weight, cool in a desiccator, and weigh.



T 212 om-02 One percent sodium hydroxide solubility of wood and pulp / 1

10. Calculation

Calculate the percent solubility (*S*) as follows:

$$S = [(A - B)/A] \times 100$$

where

A = oven-dry weight of the test specimen before extraction, g
B = oven-dry weight of the test specimen after extraction, g

11. Report

Report 1% sodium hydroxide solubility as an average of two determinations to the nearest 0.1%.

12. Precision

- 12.1 Repeatability: wood, 0.45%; pulp, 0.36%.
- 12.2 Reproducibility: wood, 1.96%; pulp, 2.04%.
- 12.3 Comparability: not known.

12.4 Repeatability and reproducibility values were obtained from an interlaboratory study conducted by nine laboratories on four wood and four bleached pulp samples and are stated in accordance TAPPI T 1200 "Interlaboratory Evaluation of Test Methods to Determine TAPPI Repeatability and Reproducibility." Solubility of wood samples in 1% NaOH ranged from 11.2 to 17.0%; that of pulp samples, from 2.6 to 7.6%.

13. Keywords

Sodium hydroxide, Solubility, Wood, Pulp, Carbohydrates, Hemicellulose, Cellulose, Caustic solubles

14. Additional information

14.1 Effective date of issue: October 29, 2002.

14.2 Related methods: ANSI 013.8, American National Standards Institute, New York, NY; ASTM D 1109, "One Percent Caustic Soda Solubility of Wood," American Society for Testing and Materials, Philadelphia, PA; Appita 005s-87, "Solubility of Wood in Boiling Tenth Molar Sodium Hydroxide," Appita Testing Committee, Standards Association of Australia, Carlton, VIC, Australia; PAPTAC G.6 and 7, "One Percent Caustic Soda Solubility of Wood and Pulp," Canadian Pulp and Paper Association, Montreal, Canada.

Literature Cited

1. Morgan, H. W., "Wood Evaluation for Soda Pulp Manufacture," *Paper Trade J.* **92** (15): 51 (1931).
2. Procter, A. R., and Chow, W. M., "A Chip Quality Index for Rot," *Pulp Paper Mag. Can.* **74** (7): 97 (1973).
3. Anderson, O. E., "Some Causes for Non-Uniformity in Sulfite Pulp Manufacture," *Paper Trade J.* **104** (6): 42 (1937).

Your comments and suggestions on this procedure are earnestly requested and should be sent to the TAPPI Director of Quality and Standards. ■



5.3 ANEXO 3: NORMA TAPPI T-222

TAPPI

WI 060802.06
 T 222
 DRAFT NO. 2
 DATE June 16, 2006
 WORKING GROUP
 CHAIRMAN Method reaffirmed
 SUBJECT
 CATEGORY Chemical Properties
 RELATED
 METHODS See "Additional Information"

CAUTION:
 This Test Method may include safety precautions which are believed to be appropriate at the time of publication of the method. The intent of these is to alert the user of the method to safety issues related to such use. The user is responsible for determining that the safety precautions are complete and are appropriate to their use of the method, and for ensuring that suitable safety practices have not changed since publication of the method. This method may require the use, disposal, or both, of chemicals which may present serious health hazards to humans. Procedures for the handling of such substances are set forth on Material Safety Data Sheets which must be developed by all manufacturers and importers of potentially hazardous chemicals and maintained by all distributors of potentially hazardous chemicals. Prior to the use of this method, the user must determine whether any of the chemicals to be used or disposed of are potentially hazardous and, if so, must follow strictly the procedures specified by both the manufacturer, as well as local, state, and federal authorities for safe use and disposal of these chemicals.

Acid-insoluble lignin in wood and pulp (Reaffirmation of T 222 om-02)

1. Scope

- 1.1 This method describes a procedure which can be applied to the determination of acid-insoluble lignin in wood and in all grades of unbleached pulps. In semi-bleached pulp the lignin content should not be less than about 1% to provide a sufficient amount of lignin, about 20 mg, for an accurate weighing. The method is not applicable to bleached pulps containing only small amounts of lignin.
- 1.2 Some of the lignin dissolves in acid solution during the test and is not included in the test result. In softwoods (coniferous woods) and in sulfate pulps, the amount of soluble lignin is small, about 0.2 to 0.5%. In hardwoods (deciduous woods), non-wood fibers, and in sulfite pulps, the content of soluble lignin is about 3 to 5%. In semi-bleached pulps, soluble lignin could amount to about one-half or more of the total lignin content.



NOTE 1: The acid-soluble lignin can be determined in a solution, after filtering off the insoluble lignin, by a spectrophotometric method based on absorption of ultraviolet radiation. The most often used wavelength is 205 nm (1).

- 1.1 The total lignin content in pulps can be estimated fairly closely by rapid, indirect methods based on chlorination of the lignin (TAPPI T 253 “Hypo Number of Pulp” - method withdrawn in 1998) or oxidation of the lignin (TAPPI T 236 “Kappa Number of Pulp”).

2. Summary of method

The carbohydrates in wood and pulp are hydrolyzed and solubilized by sulfuric acid; the acid-insoluble lignin is filtered off, dried, and weighed.

3. Significance

Wood contains from about 20 to 30% lignin, removal of which is a main objective of pulping and bleaching processes. Determination of lignin content in wood and pulps provides information for evaluation and application of the processes. Hardness, bleachability, and other pulp properties, such as color, are also associated with the lignin content.

4. Definitions

- 4.1 Lignin represents what is called the “incrusting material” forming a part of the cell wall and middle lamella in wood. It is an aromatic, amorphous substance containing phenolic methoxyl, hydroxyl, and other constituent groups; its chemical structure has not been fully elucidated.
- 4.2 In this method of determination, lignin (also known as “Klason lignin”) is defined as a wood or pulp constituent insoluble in 72% sulfuric acid.

5. Apparatus

- 5.1 *Filtration apparatus* (Fig. 1), consisting of a filtering flask, 2000 mL, a filtering crucible, about 30 mL, an adapter, and a siphon tube. Other types of filtration apparatus may also be used.

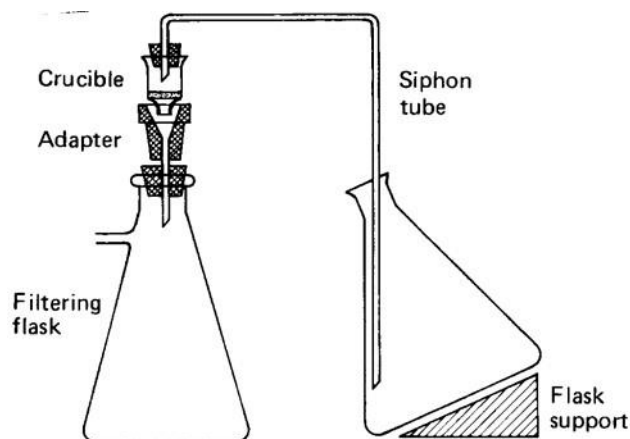


Fig. 1. Lignin filtration apparatus.

NOTE 2: Various types of filtering crucibles can be used, provided that the filtration is reasonably fast and all of the lignin is retained on the filter, resulting in a clear filtrate. Glass filtering crucibles with a sintered glass disc of a fine (*F*), or medium (*M*) porosity can be used on wood and on most of the pulps. Lignin in low-yield sulfite pulps forms a fine dispersion, which often clogs the pores of the sintered glass discs and slows the filtration. A disc of a glass fiber paper, fitted in the crucible, facilitates the filtration. Alundum or porous porcelain crucibles, with a mat of glass fibers, may also be used.

5.1.1 Dry the filtering crucibles in an oven at $105 \pm 3^\circ\text{C}$ for about 2 h, cool, and weigh before use.

5.2 Constant temperature bath, to maintain a temperature of $20 \pm 1^\circ\text{C}$.

5.3 Flasks, Erlenmeyer, 1000 mL, with a mark added at 575 mL volume (for wood specimens; and 2000 mL, with a mark added at 1540 mL volume (for pulp specimens).

5.4 Reflux condenser (optional), to be attached to the flask. If used, flasks and condenser should be equipped with ground glass connectors. If ground glass connectors are not available, a rubber stopper may be used.

5.5 Drying oven, forced circulation type, maintained at $105 \pm 3^\circ\text{C}$.

5.6 Hot plate, electric.

5.7 Wiley mill, with a 10 or 20-mesh screen, or a Waring-type blender.

5.8 Other glassware: buret, 50 mL; beakers, 100 mL; glass stirring rods.

6. Reagents

6.1 Sulfuric acid, 72% H_2SO_4 solution, $24 \pm 0.1N$, sp gr 1.6338 at $20^\circ/4^\circ\text{C}$, prepared as follows:

6.1.1 Carefully pour 665 mL of concentrated H_2SO_4 (95.5 to 96.5%, sp gr 1.84) into 300 mL of water, and after cooling, make up to 1000 mL. Adjust the strength to $24 \pm 0.1N$ by titration with a standard alkali, or by measuring specific gravity. A variation of 0.1% in the strength of acid at this concentration causes a change of 0.0012 in specific gravity.

6.1.2 Cool the acid solution in a refrigerator or under tap water to 10 to 15°C before use.



6.2 *Ethanol-benzene mixture.* Mix one volume of approximately 95% ethanol and two volumes of C.P. benzene.

5.3 Safety information.

5.3.1 Benzene has been identified as a hazardous substance and a confirmed carcinogen (long-term exposure).

It must be handled carefully using proper ventilation in an approved fume hood.

5.3.2 Sulfuric acid is corrosive and can cause burns to the skin. It must always be cautiously added to water to prevent splashing.

6. Sampling

7.1 Obtain a sample of wood in accordance with TAPPI T 257 “Sampling and Preparing Wood for Analysis” and prepare about 5 g of extractive-free wood in accordance with TAPPI T 264 “Preparation of Wood for Chemical Analysis.”

7.2 For pulp obtain a sample equivalent to about 10 g oven-dry, in accordance with a predetermined sampling procedure. If the pulp is wet, dry it in air or in an oven at 60°C or less.

7.2.1 Disintegrate the pulp in a blender or grind in a mill to pass a 10 or 20 mesh screen. Pulps which do not contain coarse fibers or shives and which can be dispersed in sulfuric acid readily could be used without prior disintegration.

7.2.2 Extract groundwood and high-yield pulps containing a significant amount of resins with ethanol-benzene in accordance with TAPPI T 204 “Solvent Extractives of Wood and Pulp.” Wash with ethanol and hot water and dry thoroughly in air or in an oven at 60°C or less.

NOTE 3: Resins, if allowed to remain in pulp, remain insoluble in acid and would be weighed as lignin.

7. Test specimens

8.1 Allow the sample to reach moisture equilibrium in the atmosphere near the balance, and weigh out two test specimens to the nearest 0.1 mg as follows: for wood, 1.0 ± 0.1 g; for pulp, 2.0 ± 0.1 g, equivalent to oven-dry weight. Place the test specimens in 100-mL beakers.

NOTE 4: Groundwood and very-high-yield pulps, with their high lignin content, may be regarded as being the same as wood and the same weight, 1 g, and the same procedure as on wood specimens can be applied.

8.2 At the same time weigh another specimen for moisture determination.



86 / Acid-insoluble lignin in wood and pulp

T 222 om-02

9. Procedure

9.1 Add to the beakers containing the test specimens cold (10 to 15°C) 72% sulfuric acid, 15.0 mL for a wood and 40.0 mL for a pulp specimen. Add the acid gradually in small increments while stirring and macerating the material with a glass rod. Keep the beaker in a bath at $2 \pm 1^\circ\text{C}$ during dispersion of the material.

NOTE 5: Some pulps do not absorb the acid and therefore do not disperse readily. In such cases, place the beaker after addition of the acid in a vacuum desiccator for a few minutes to facilitate wetting and dispersion.

9.2 After the specimen is dispersed, cover the beaker with a watch glass and keep it in a bath at $20 \pm 1^\circ\text{C}$ for 2 h. Stir the material frequently during this time to ensure complete solution.

9.3 Add about 300 to 400 mL of water to a flask (see 5.3) and transfer the material from the beaker to the flask. Rinse and dilute with water to 3% concentration of sulfuric acid, to a total volume of 575 mL for wood, and to 1540 mL for pulps.

9.4 Boil the solution for 4 h, maintaining constant volume either by using a reflux condenser or by frequent addition of hot water.

NOTE 6: Do not use a reflux condenser if the acid-soluble lignin is being determined in the solution.

9.5 Allow the insoluble material (lignin) to settle, keeping the flask in an inclined position. If the lignin is finely dispersed, it may require an “overnight” or a longer period to settle.

9.6 Without stirring up the precipitate, decant or siphon off the supernatant solution through a filtering crucible (see Note 7). Then transfer the lignin quantitatively to the filter, using hot water and a rod with rubber policeman.

NOTE 7: If required, take a portion of the filtrate before dilution with water, for determination of the acid-soluble lignin using appropriate method from the literature.

9.7 Wash the lignin free of acid with hot water.

9.8 Dry the crucible with lignin in an oven at $105 \pm 3^\circ\text{C}$ to constant weight. Cool in a desiccator and weigh.

9.9 If a correction for ash in lignin is desired, transfer the lignin to a small platinum or porcelain crucible and proceed in accordance with TAPPI T 211 “Ash in Wood and Pulp.”

NOTE 8: Lignin may be ashed also directly in porcelain or alundum filtering crucibles that have been ignited to a constant weight before filtering. Glass crucibles cannot be used for ashing.



10. Calculation

For each determination, calculate the lignin content in the test specimen as follows:

$$\text{Lignin, \%} = A \cdot 100 / W$$

where:

A = weight of lignin, g

W = oven-dry weight of test specimen, g

11. Report

Report the lignin content as the average of two determinations, to the nearest 0.1%.

12. Precision

12.1 The data on precision are summarized in Table 1, where the repeatability and reproducibility obtained on wood and on pulps with different lignin content are shown.

Table 1. Precision data

<i>Material</i>	<i>Lignin</i>		
	<i>content, %</i>	<i>Repeatability</i>	<i>Reproducibility</i>
Wood	From 19 to 30	0.34	0.79
Sulfate pulps	From 2.6 to 19.1	0.17	0.45
Sulfite pulps	From 6.5 to 28.0	0.48	1.04

12.2 Comparability (between materials) is not known.

12.3 The data on repeatability and reproducibility are in accordance with the definition of these terms in

TAPPI T 1200 "Interlaboratory Evaluation of Test Methods to Determine TAPPI Repeatability and Reproducibility."



88 / Acid-insoluble lignin in wood and pulp

T 222 om-02

12.4 These dates were obtained in an interlaboratory study conducted by nine laboratories on 6 wood and 10 pulp samples (6 sulfate and 4 sulfite pulps). It was found that the precision of the lignin test, both within and between laboratories, depends mainly on the type of the material but is approximately constant throughout the range of lignin content.

13. Keywords

Lignin, Acid insolubles, Wood, Pulp

14. Additional information

1.3 Effective date of issue: to be assigned.

1.4 Related methods: ASTM D 1106; PAPTAC G.8 and G.9; Australian and New Zealand AS/NZS P 11.

Reference

1. Schoening, A. G., and Johansson, G., "Absorptiometric Determination of Acid-Soluble Lignin in Semichemical Bisulfite Pulps and in Some Woods and Plants," *Svensk Papperstid* **68** (18): 607 (1965).

Your comments and suggestions on this procedure are earnestly requested and should be sent to the TAPPI Director of Quality and Standards. ■



5.4 ANEXO 4: DATOS Y RESULTADOS DE ELIMINACIÓN DE EXTRACTIVOS

PMo = Peso inicial de la muestra
 PMf = Peso de la muestra libre de extra

Muestra	PMo(g)	PMf(g)	% de Extraíbles
Raquis	7,1068	6,3184	11,09
Hojas	7,0473	6,3258	10,24
Pseudopeciolo	7,0367	6,4120	8,88
Pseudotallo Central	7,0006	5,9438	15,10
Pseudotallo Externo	7,0502	6,4778	8,12

5.5 ANEXO 5: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LIGNINA

Los resultados presentados se encuentran en base libre de extraíbles:

PMo = Peso inicial de la muestra
 PMf = Peso de la muestra libre de extra

Muestra	1ra Prueba			2da Prueba		
	PMo(g)	PMf(g)	% de Lignina	PMo(g)	PMf(g)	% de Lignina
Raquis	1,0074	0,1159	11,50	1,1466	0,1359	11,85
Hojas	1,0338	0,2296	22,21	1,0042	0,2209	22
Pseudopeciolo	1,1402	0,1990	17,45	1,0956	0,1931	17,63
Pseudotallo Central	0,9976	0,1476	14,80	0,9957	0,1431	14,37
Pseudotallo Externo	1,0485	0,1631	15,56	1,1173	0,1742	15,60



5.6 ANEXO 6: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE HOLOCELULOSA

Los resultados presentados se encuentran en base libre de extraíbles:

PMo = Peso inicial de la muestra

PMf = Peso de la muestra libre de extra

Muestra	1ra Prueba			2da Prueba		
	PMo(g)	PMf(g)	% de Holocelulosa	PMo(g)	PMf(g)	% de Holocelulosa
Raquis	2,0583	1,7453	84,79	2,1037	1,7766	84,45
Hojas	2,1042	1,5592	74,10	2,0019	1,4892	74,39
Pseudopeciolo	2,0037	1,5832	79,01	2,1307	1,6903	79,33
Pseudotallo Central	1,98	1,6122	81,42	1,9703	1,6026	81,34
Pseudotallo Externo	2,1755	1,7581	80,81	2,071	1,6627	80,28

5.7 ANEXO 7: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE CELULOSA

Los resultados presentados se encuentran en base libre de extraíbles y libre de lignina:

PMo = Peso inicial de la muestra

PMf = Peso de la muestra libre de extra

Muestra	1ra Prueba			2da Prueba		
	PMo(g)	PMf(g)	% de Celulosa	PMo(g)	PMf(g)	% de Celulosa
Raquis	1,0741	0,5871	54,66	1,0424	0,5808	55,72
Hojas	1,1107	0,6130	55,19	1,1085	0,6185	55,80
Pseudopeciolo	1,0028	0,5491	54,76	1,0110	0,5480	54,20
Pseudotallo Central	1,0503	0,5831	55,52	1,0348	0,5760	55,66
Pseudotallo Externo	1,1067	0,5972	53,96	1,0952	0,5942	54,25



5.8 ANEXO 8: DATOS Y RESULTADOS DE ANÁLISIS DE HEMICELULOSA

Los resultados presentados se encuentran en base libre de extraíbles y libre de lignina:

PMo = Peso inicial de la muestra

PMf = Peso de la muestra libre de extra

Muestra	% de Hemicelulosa	
	1ra Prueba	2da Prueba
Raquis	30,13	28,73
Hojas	18,91	18,59
Pseudopeciolo	24,26	25,13
Pseudotallo Central	25,91	25,67
Pseudotallo Externo	26,85	26,03

5.9 ANEXO 9: DATOS, CÁLCULO Y RESULTADOS DE LOS CONSTITUYENTES LIGNOCELULÓSICOS EN BASE AL PESO INICIAL

Po= Peso inicial de la muestra

P1= Peso de muestra libre de extraíbles

P2= Peso de la muestra para análisis de lignina

P3= Peso de Lignina

P4= Peso de la muestra para análisis de holocelulosa

P5= Peso de holocelulosa

P6= Peso de la muestra para análisis de celulosa

P7= Peso de celulosa

Muestra	Po(g)	P1(g)	P2(g)	P3(g)
Raquis	7,1068	6,3184	1,0074	0,1159
Hojas	7,0473	6,3258	1,0338	0,2296
Pseudopeciolo	7,0367	6,4120	1,1402	0,1990
Pseudotallo Central	7,0006	5,9438	0,9976	0,1476
Pseudotallo Externo	7,0502	6,4778	1,0485	0,1631

Muestra	P4(g)	P5(g)	P6(g)	P7(g)
Raquis	2,0583	1,7453	1,0741	0,5871
Hojas	2,1042	1,5592	1,1107	0,6130
Pseudopeciolo	2,0037	1,5832	1,0028	0,5491
Pseudotallo Central	1,98	1,6122	1,0503	0,5831
Pseudotallo Externo	2,1755	1,7581	1,1067	0,5972



DUPLICADOS

Muestra	Po(g)	P1(g)	P2(g)	P3(g)
Raquis	7,1068	6,3184	1,1466	0,1359
Hojas	7,0473	6,3258	1,0042	0,2209
Pseudopeciolo	7,0367	6,4120	1,0956	0,1931
Pseudotallo Central	7,0006	5,9438	0,9957	0,1431
Pseudotallo Externo	7,0502	6,4778	1,1173	0,1742

Muestra	P4(g)	P5(g)	P6(g)	P7(g)
Raquis	2,1037	1,7766	1,0424	0,5808
Hojas	2,0019	1,4892	1,1085	0,6185
Pseudopeciolo	2,1307	1,6903	1,0110	0,5480
Pseudotallo Central	1,9703	1,6026	1,0348	0,5760
Pseudotallo Externo	2,071	1,6627	1,0952	0,5942

PROCEDIMIENTO DEL CÁLCULO

Porcentaje de Lignina en el peso inicial de la muestra:

$$\text{g de lignina en P1} = \frac{P1 \times P3}{P2} = \text{g de lignina en Po}$$

$$\% \text{de lignina en Po} = \frac{(\text{g de lignina en Po}) \times 100}{Po}$$

Porcentaje de Holocelulosa en el peso inicial de la muestra:

$$\text{g de holocelulosa en P1} = \frac{P1 \times P5}{P4} = \text{g de holocelulosa en Po}$$

$$\% \text{de holocelulosa en Po} = \frac{(\text{g de holocelulosa en Po}) \times 100}{Po}$$

Porcentaje de Celulosa en el peso inicial de la muestra:

$$\text{g de celulosa en P5} = \frac{P5 \times P7}{P6} = \text{g de celulosa en P4}$$

$$\text{g de celulosa en P1} = \frac{P1 \times (\text{g de celulosa en P4})}{P4} = \text{g de celulosa en Po}$$

$$\% \text{de celulosa en Po} = \frac{(\text{g de celulosa en Po}) \times 100}{Po}$$

Porcentaje de Celulosa en el peso inicial de la muestra:



$\% \text{de hemicelulosa en Po} = \% \text{de holocelulosa en Po} - \% \text{de celulosa en Po}$

RESULTADOS

Muestra	Po(g)	% de Lignina	% de Holocelulosa	% de Celulosa	% de Hemicelulosa
Raquis	7,1068	10,2286	75,3866	41,2061	34,1805
Hojas	7,0473	19,9355	66,5131	36,7089	29,8042
Pseudopecíolo	7,0367	15,9036	71,9992	39,4244	32,5748
Pseudotallo Central	7,0006	11,9522	69,1326	38,3807	30,7519
Pseudotallo Externo	7,0502	14,2926	74,2524	40,0683	34,1841

DUPLICADO

Muestra	Po(g)	% de Lignina	% de Holocelulosa	% de Celulosa	% de Hemicelulosa
Raquis	7,1068	10,5376	75,0825	41,8342	33,2483
Hojas	7,0473	19,7455	66,7734	37,2570	29,5164
Pseudopecíolo	7,0367	16,0603	72,288	39,1828	33,1052
Pseudotallo Central	7,0006	12,2023	69,0592	38,4404	30,6188
Pseudotallo Externo	7,0502	14,3253	73,7666	40,0220	33,7446



5.10 ANEXO 10: DATOS Y RESULTADOS DEL PODER CALORÍFICO

Pseudotallo Central		
Peso de la muestra = 0,4996g		
To = 23,1170°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,2718
2	Ecualización	0,2798
3	Ecualización	0,2837
4	Ensayo Previo	0,2868
5	Ensayo Principal	0,2898
6	Ensayo Principal	0,5229
7	Ensayo Principal	0,8073
8	Ensayo Principal	0,8958
9	Ensayo Principal	0,9316
10	Ensayo Principal	0,9502
11	Ensayo Principal	0,9599
12	Ensayo Principal	0,9654
13	Ensayo Posterior	0,9692
Resultado (J/g)	12407	

Pseudotallo Central		
Peso de la muestra = 0,5058g		
To = 23,5488°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,2986
2	Ecualización	0,3148
3	Ecualización	0,3191
4	Ensayo Previo	0,3218
5	Ensayo Principal	0,3239
6	Ensayo Principal	0,5321
7	Ensayo Principal	0,8366
8	Ensayo Principal	0,9314
9	Ensayo Principal	0,9700
10	Ensayo Principal	0,9879
11	Ensayo Principal	0,9970
12	Ensayo Principal	1,0022
13	Ensayo Principal	1,0053
14	Ensayo Posterior	1,0074
Resultado (J/g)	12508	



Hojas		
Peso de la muestra = 0,5081g		
To = 23,9434°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecuilización	0,1526
2	Ecuilización	0,1693
3	Ecuilización	0,1738
4	Ensayo Previo	0,1766
5	Ensayo Principal	0,1789
6	Ensayo Principal	0,4513
7	Ensayo Principal	0,9054
8	Ensayo Principal	1,0461
9	Ensayo Principal	1,1012
10	Ensayo Principal	1,1262
11	Ensayo Principal	1,1376
12	Ensayo Principal	1,1436
13	Ensayo Principal	1,1465
14	Ensayo Posterior	1,1478
Resultado (J/g)	17915	

Hojas		
Peso de la muestra = 0,3569g		
To = 22,2066°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecuilización	0,0911
2	Ecuilización	0,1055
3	Ecuilización	0,1102
4	Ensayo Previo	0,1132
5	Ensayo Principal	0,1159
6	Ensayo Principal	0,3995
7	Ensayo Principal	0,6545
8	Ensayo Principal	0,7293
9	Ensayo Principal	0,7611
10	Ensayo Principal	0,7756
11	Ensayo Principal	0,7832
12	Ensayo Principal	0,7877
13	Ensayo Posterior	0,7905
Resultado (J/g)	17323	



Pseudotallo Externo		
Peso de la muestra = 0,3520g		
To = 20,8912°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,1607
2	Ecualización	0,1781
3	Ecualización	0,1855
4	Ecualización	0,1906
5	Ensayo Previo	0,1949
6	Ensayo Principal	0,1987
7	Ensayo Principal	0,3900
8	Ensayo Principal	0,5895
9	Ensayo Principal	0,6528
10	Ensayo Principal	0,6813
11	Ensayo Principal	0,6953
12	Ensayo Principal	0,7036
13	Ensayo Principal	0,7089
14	Ensayo Posterior	0,7126
Resultado (J/g)	12910	

Pseudotallo Externo		
Peso de la muestra = 0,3516g		
To = 21,7531°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,1048
2	Ecualización	0,1202
3	Ecualización	0,1252
4	Ensayo Previo	0,1284
5	Ensayo Principal	0,1312
6	Ensayo Principal	0,3310
7	Ensayo Principal	0,5204
8	Ensayo Principal	0,5826
9	Ensayo Principal	0,6092
10	Ensayo Principal	0,6222
11	Ensayo Principal	0,6293
12	Ensayo Principal	0,6338
13	Ensayo Posterior	0,6368
Resultado (J/g)	12879	



Raquis		
Peso de la muestra = 0,3524g		
To = 21,8956°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,1114
2	Ecualización	0,1225
3	Ecualización	0,1267
4	Ensayo Previo	0,1295
5	Ensayo Principal	0,1324
6	Ensayo Principal	0,3222
7	Ensayo Principal	0,5059
8	Ensayo Principal	0,5622
9	Ensayo Principal	0,5872
10	Ensayo Principal	0,6001
11	Ensayo Principal	0,6071
12	Ensayo Principal	0,6115
13	Ensayo Posterior	0,6147
Resultado (J/g)	12208	

Raquis		
Peso de la muestra = 0,3516g		
To = 22,0864°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecualización	0,0782
2	Ecualización	0,0866
3	Ecualización	0,0898
4	Ensayo Previo	0,0925
5	Ensayo Principal	0,0953
6	Ensayo Principal	0,2772
7	Ensayo Principal	0,4605
8	Ensayo Principal	0,5230
9	Ensayo Principal	0,5494
10	Ensayo Principal	0,5626
11	Ensayo Principal	0,5699
12	Ensayo Principal	0,5746
13	Ensayo Posterior	0,5779
Resultado (J/g)	12217	



Pseudopeciolo		
Peso de la muestra = 0,3002		
To = 21,7117°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecuilización	0,0661
2	Ecuilización	0,0808
3	Ecuilización	0,0869
4	Ensayo Previo	0,0910
5	Ensayo Principal	0,0945
6	Ensayo Principal	0,2890
7	Ensayo Principal	0,4760
8	Ensayo Principal	0,5360
9	Ensayo Principal	0,5623
10	Ensayo Principal	0,5752
11	Ensayo Principal	0,5826
12	Ensayo Principal	0,5874
13	Ensayo Posterior	0,5906
Resultado (J/g)	14730	

Pseudopeciolo		
Peso de la muestra = 0,3049		
To = 21,9604°C		
TIEMPO (min)	Acción	ΔT (°K)
1	Ecuilización	0,1016
2	Ecuilización	0,1224
3	Ecuilización	0,1289
4	Ecuilización	0,1327
5	Ensayo Principal	0,1360
6	Ensayo Principal	0,1389
7	Ensayo Principal	0,3367
8	Ensayo Principal	0,5219
9	Ensayo Principal	0,5812
10	Ensayo Principal	0,6075
11	Ensayo Principal	0,6202
12	Ensayo Principal	0,6272
13	Ensayo Principal	0,6316
14	Ensayo Posterior	0,6348
Resultado (J/g)	14505	