



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE FLORESTAS
CURSO DE GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA FLORESTAL

LEONARDO DE SOUZA SANCHES

**CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA E ANATÔMICA DO MESOCARPO DO COCO DA
ESPÉCIE *Cocos nucifera L.***

Prof. Dr. HEBER DOS SANTOS ABREU
Orientador

SEROPÉDICA, RJ
NOVEMBRO – 2014



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE FLORESTAS
CURSO DE GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA FLORESTAL

LEONARDO DE SOUZA SANCHES

**CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA E ANATÔMICA DO MESOCARPO DO COCO DA
ESPÉCIE *Cocos nucifera L.***

Monografia apresentada ao Curso de Engenharia Florestal, como requisito parcial para a obtenção do Título de Engenheiro Florestal, Instituto de Florestas da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

Prof. Dr. HEBER DOS SANTOS ABREU
Orientador

SEROPÉDICA, RJ
NOVEMBRO – 2014

**CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA E ANATÔMICA DO MESOCARPO DO COCO DA
ESPÉCIE *Cocos nucifera* L.**

LEONARDO DE SOUZA SANCHES

Monografia aprovada em 14 de novembro de 2014.

Banca Examinadora:

Prof. Dr. Heber dos Santos Abreu – UFRRJ
Orientador

Prof. Msc. Natália Dias de Souza – UFRRJ
Membro

Msc. Gisely de Lima Oliveira – UFRRJ
Membro

DEDICATÓRIA

A Deus.

A minha vó Maria de Lourdes

Aos meus pais Evaldo Sanches da Silva

Neusa de Souza Dias.

À minha tia Andrea da Silva Sanches.

AGRADECIMENTOS

Á Deus, por me dar forças para levantar todos os dias, pela luz divina que ilumina os meus caminhos e me ajuda a vencer com sabedoria mais essa etapa da vida.

Ao Prof. Dr. Heber dos Santos Abreu, que como orientador, colaborou em todos os aspectos para a realização deste trabalho, demonstrando paciência, interesse e amizade na tarefa de orientação.

Aos amigos José Carlos Ferreira Batista, Gisely de Lima Oliveira, Bruno Couto da Silva, Monique de Moura Gurgel, Danielle Sampaio, Renata Duque Sistons pelo carinho e pela valiosa colaboração que foi de fundamental importância para o processo de desenvolvimento deste trabalho.

Aos meus queridos pais e avó , minha eterna gratidão pela vida, amor, carinho e dedicação.

RESUMO

Este trabalho teve como objetivo a caracterização química e anatômica do mesocarpo do coco, no qual se distinguem duas partes, tecido fibroso e parenquimatoso. As análises químicas realizadas foram: a quantificação da lignina pelo método de Klason e da holocelulose por cloração e ozonólise. Também foi realizado os testes de Wiesner e vanilina para a localização de tecidos lignificados e presença de tanino. Foi utilizada a microscopia de campo claro e a fluorescência para analisar os cortes anatômicos. O teor de lignina encontrado no parênquima foi de 30,5% e na fibra foi 19 %. Quanto foi realizado a micros ao teor de holocelulose os resultados obtidos foram de 35,84 % para o parênquima e 36,54% para as fibras. O teor lignina encontrado no parênquima foi superestimados pela provável condensação dos ácidos *p*-hidroxicinâmicos com a lignina do parênquima. O teste de absorção de água mostrou maior hidrofiliabilidade do tecido parenquimatoso em relação ao feixe fibroso, por ter apresentado um teor de absorção de 83,48% em relação ao seu peso seco, enquanto a fibra apresentou absorção de 71,37%. Os espectros no infravermelho não mostraram diferença significativas entre as absorções quando comparados a fibra e o parênquima. O teste de Wiesner confirmou a presença de lignina nos feixes fibrosos dando negativo para o parênquima. O teste com vanilina foi utilizado para identificar células taníferas no mesocarpo. A microscopia com fluorescência confirmou a existência de lignina no feixe vascular e regiões do parênquima. Os testes realizados permitiram concluir que as propriedades diferenciais entre fibra e parênquima podem contribuir para melhor utilização

Palavras-chave:Fibra de coco, parênquima, coqueiro

ABSTRACT

This work aimed to chemical and anatomical characterization of coconut's mesocarp, where two part can be distinguished, fiber and parenchyma. Chemical analyzes performed were: lignin determination through Klason method and holocellulose by chlorination. The lignin content was 30.5% in the parenchyma and 19% in the fiber. As for the holocellulose content, results obtained were 35.84% in the parenchyma and 36.54 for the fibers. The lignin content in the parenchyma was overestimated due probably caused by condensation of *p*-hydroxycinnamic acids present in the parenchymal tissue. The absorption test shows higher hydrophilicity in the parenchyma than fiber, presenting 83.48 % of water absorption in relation to its dry weight, while the fiber presented 71.37% of absorption. The infrared spectra showed no difference absorption among functional groups between fiber and parenchyma. The Wiesner test confirmed lignin presence in the fiber bundles. The vanillin test permitted to identify the presence of tannin cell in the mesocarp. Fluorescence microscopy confirmed the lignin in the vascular bundle and in some regions of the parenchyma tissue. The tests performed allow to conclude that the differential properties between fiber and parenchyma, mould contribute more utilization.

Keywords: Coir, parenchyma, coconut

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE FIGURAS	x
1. Introdução.....	1
2. Revisão de Literatura.....	3
2.1 <i>Cocos nucifera L.</i>	3
3. Material e Métodos.....	6
3.1 Preparação das amostras para análises químicas.....	6
3.2 Análises Químicas	8
3.2.1 Lignina de Klason.....	8
3.2.2 Determinação do teor de Holocelulose	8
3.2.3 Espectroscopia de infravermelho.....	9
3.2.4 Teste de Absorção	9
3.3 Análises Anatômicas.....	10
3.4 Testes Histoquímicos	12
3.4.1 Teste de Wiesner	12
3.4.2 Teste de vanilina	12
3.5 Ozonólise.....	13
4. Resultados e Discussão	13
4.1 Caracterização Química.	13
4.2 Microscopia	14
4.3 Teste de Absorção.....	17
4.4 Análise do infravermelho.....	18
5. Conclusão	20
6. Referências bibliográficas	21

LISTA DE TABELAS

	Pag.
Tabela 1. Resultado dos teores de lignina e holocelulose.	14
Tabela 2. Atribuição dos sinais no infravermelho das amostras Fibra (a) e Parênquima (b)	18

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1: Fruto da espécie <i>Cocos nucifera L.</i>	1
Figura 2: (A) Briquetes de Fibra de coco (B) Biomantas de proteção de Talude. Fonte	2
Figura 3: Esquematização das Regiões do fruto do COCO	4
Figura 4: Modelo de conectividade entre lignina e parede celular	5
Figura 5: Separação e secagem do mesocarpo do coco	6
Figura 6: Fluxograma para obtenção do material livre de extrativo	7
Figura 7: Aparelho de Soxhlet	8
Figura 8: Teste de absorção em água	10
Figura 9: Obtenção do corte transversal e longitudinal	11
Figura 10: Micrótomo de Ranvier	12
Figura 11: Microscópio óptico Olympus dotado de fluorescência	12
Figura 12: Reação de Ozonólise	13
Figura 13: Cortes transversais. Teste de vanilina A, B e C.; Teste de Wiesner D e E; Teste de Wiesner com 2 horas de ozonólise F, G ; Teste com Fluorescência H e I . Tn= Tanino; Fb= fibras Pa= Parênquima Ep= Epicarpo, Fc = Feixe Condutor	15
Figura 14: Cortes Longitudinal ; Corte com fluorescência J, M, N; Conte in natura M. Fb= fibras Pa= Parênquima, Fc = Feixe Condutor	16
Figura 15 Cortes transversais com 5 horas de ozonólise Fb= fibras Pa= Parênquima	17
Figura 16: Espectro infravermelho da Fibra	18
Figura 17: Espectro infravermelho da Parênquima	19

1. Introdução

O uso da biomassa vegetal tem sido um dos desafios deste século para atingir níveis toleráveis de equilíbrio de CO₂ na atmosfera. O estudo de materiais lignocelulósicos, apesar de grandes avanços, ainda carece de muitas informações relevantes. O impedimento do uso de qualquer material lignocelulósico quase sempre está ligado à recalcitrância da parede celular causada pela presença de lignina, na qual funciona como barreira física e química, impedindo o acesso de enzimas a celulose, seja para a produção de bioetanol, para alimentação de animais e humana, cobertura de solo entre outras.

O coqueiro, é uma palmeira da família *Arecaceae*, espécie *Cocos nucifera* L. (SANTOS et al, 2013) (Figura 1), o qual tem sido considerado como uma das espécies mais importantes dos trópicos, com ampla distribuição, gerando emprego e renda, além de importante fonte nutricional para alimentação. Do fruto são conhecidos mais de cem produtos ou subprodutos (CUENCA, 1998).



Figura1. Fruto da espécie *Cocos nucifera* L. (SANTOS et al, 2013).

Apesar do coco possuir inúmeras utilizações, no Brasil seu consumo se dá majoritariamente *in natura* (água-de-coco e uso culinário), porém sua participação na indústria ainda é pequena. O consumo deste fruto vem aumentando, pois a demanda dos países europeus tem crescido pela água de coco, principalmente envasada (ARAGÃO; et al. 2001).

Segundo a FAO em 2013 o Brasil colheu 257.742 hectares e produziu em 2012 2.888.532,00 toneladas de coco. A produção brasileira ocorre em todo litoral brasileiro, mas é concentrada principalmente nos estados do nordeste onde o estado da Bahia se destaca com 29,3% da produção nacional conforme informa o IBGE (2012).

Embora tenha um grande número de estudos sobre a utilização da fibra do coco, ainda pouco se sabe sobre sua composição química e anatômica, principalmente separando as partes principais do mesocarpo, que são fibra e o parênquima.

Muitas vezes a segunda parte (parênquima) tem sido deixada de lado por não apresentar características parecidas com a fibra. Entretanto, a utilização do mesmo como fonte de material energético necessita de subsídios científicos, principalmente para produção de bioetanol.

A fibra do coco tem em sua composição química substâncias solúveis, lignina, celulose e hemicelulose. Portanto, o conhecimento da composição no que diz respeito à quantidade de extrativos (tipos de extrativos), lignina, celulose e hemicelulose devem ser devidamente separadas.

Em virtude deste crescimento na produção e no consumo, temos o ônus do aumento da geração de resíduos fazendo-se necessário dar um destino consciente para o mesmo. A casca do coco já possui algumas utilizações, como a fabricação de briquetes, e confecção de biomantas para a proteção do solo, evitando a erosão (Figura 2) (DEFLOR-BIOENGENHARIA, 2014).

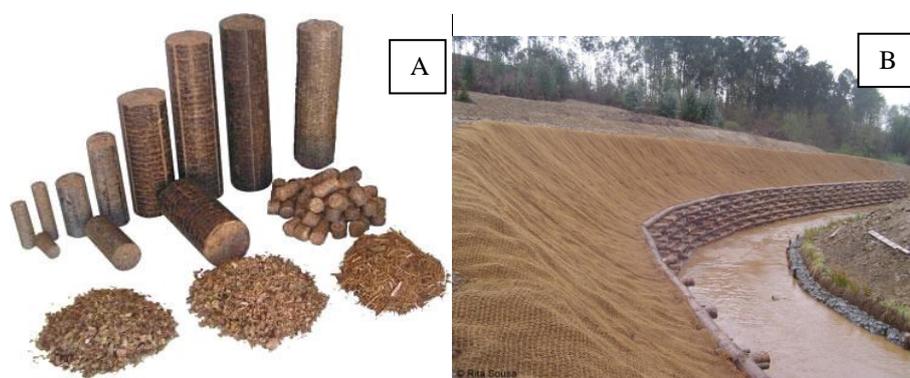


Figura 2: (A) Briquetes de Fibra de coco (B) Biomantas de proteção de Talude. Fonte (INOVAGEO, 2014).

Essas informações vão ao encontro da utilização ambientalmente correta para produção e da otimização de produtos mais nobres a partir da biomassa vegetal em acordo com a proposta de sustentabilidade.

Neste contexto esse trabalho objetiva caracterizar química e anatomicamente o mesocarpo do coco estudando as duas partes distintas do mesocarpo (fibra e parênquima).

2. Revisão de Literatura

2.1 *Cocos nucifera L.*

Não se sabe ao certo onde o coqueiro surgiu, pois não há evidências concretas da sua origem. A linha de pesquisa mais aceita pelos estudiosos é que o coqueiro tenha se originado nas ilhas do Sudeste Asiático, entre os oceanos Pacífico e Índico. No Brasil, foi introduzida a variedade gigante proveniente da Ilha de Cabo Verde, em 1553 na Bahia (LOIOLA, 2009).

O gênero *Cocos* é formado por apenas uma espécie, *Cocos nucifera L.* (SANTOS et al, 2013). Essa espécie possui algumas variedades, sendo as mais importantes do ponto de vista agrônomo, socioeconômico e agroindustrial as variedades: *Typica* (variedade Gigante) e *Nana* (variedade Anã) (BHATTACHARYYA; BHATTACHARYYA, 2002). Cada variedade possui uma especialidade, sendo a variedade anã mais específica para a produção de água de coco. (ALMEIDA; et al. 2006).

O estipe do coqueiro pode atingir até 25 metros de altura e seu diâmetro pode variar de 30 a 50 cm, dependendo da idade e variedade da espécie. As folhas se apresentam em espiral incidindo em apenas um ponto da planta, possuindo produção média anual de 21 folhas, medindo 4 metros de comprimento apresentando de 200 a 300 folíolos (GOMES, 2003).

Sua inflorescência ocorre nas folhas inferiores, sendo escudado por brácteas, de até 70 cm de comprimento, atingindo seu desenvolvimento em até quatro meses. A quantidade de flores femininas é um indicador de produtividade no coqueiro, variando de acordo com seu genótipo e condições edafo-climáticas (SANTOS FILHA, 2006).

O fruto é formado de fora para dentro coberto pelo epicarpo, sendo uma camada fina que envolve o mesocarpo, que é a maior parte constituinte do fruto sendo fibroso, de cor amarronzada, o endocarpo é a parte mais dura do fruto, envolvendo o endosperma (Figura 3), onde se encontra a amêndoa, parte comestível com cerca de 1 cm de espessura e um líquido, chamado popularmente de água de coco (FERREIRA et al.,1998). Este líquido é levemente acidulado e rico em fósforo e potássio, e apresenta 93% de água (MEDINA et al., 1980).



Figura 3: Esquematização das regiões do fruto do coco Fonte (BARBOSA, 2014).

Sua maturação completa se dá entre o décimo segundo ao décimo terceiro mês, onde é constituído por cerca de 35% de mesocarpo 12% de epicarpo, 28% de polpa e 25% de água (SREBERNICH, 1998).

O Cocos nucifera L. é uma espécie tropical, onde necessita de uma quantidade de horas de sol, onde qualquer sombreamento pode prejudicar sua produção (ASSIS et al., 2000). Fora da sua faixa tropical ideal para a produção existem coqueirais, entretanto, sua produção é prejudicada tendo em vista que as temperaturas dos meses frios destroem a sua floração.

O coqueiro possui uma exigência alta em cálcio e fósforo, conseguindo uma melhor produção nas zonas marítimas onde a presença destes elementos é elevada. O solo deve apresentar leve, permeável, silicoso ou silicoargiloso, com a camada mínima enxuta de 60 cm a 1 m. Solos alagados com água parada e pouco oxigenada são desfavoráveis, contudo o coqueiro tolera água em movimento, ricas em oxigênio, podendo ser plantado na beira do mar ou córregos (ARAGÃO, 2002).

Por ser possível cultivar o coqueiro em solos, pobres sem aptidão para outro tipo de cultura o coqueiro possui um papel socioeconômico importante nas regiões costeiras e intertropicais possibilitando a pequenos produtores aumentarem sua renda (CHAN; ELEVITCH, 2006).

A longevidade econômica de um coqueiral, normalmente, é estimada em sessenta anos. Sob boas condições de cultivo e adubação pode chegar a produzir até os

oitenta anos, mas na prática a remoção de coqueiros velhos e replantios devem iniciar-se aos sessenta anos (CHILD, 1974).

A sua utilização mais nobre depende do conhecimento da composição química principalmente da substância que causa recalcitrância no processo de degradação da casca do coco. Essa substância é conhecida como lignina que é formada por unidades básicas fenilpropanoídicas (C_6C_3), unidades (cumarílica, guaiacílica e siringílica) (ABREU, 1994). Além disso, uma característica da parede celular que contribui para recalcitrância é a presença de fenóis hidroxicinâmicos como o ácido cumárico, ferúlico e sinápico que interliga a parede celular a lignina, (Figura 4) por formação de ligações entre cruzadas, na forma de éster e/ou na forma de éter (SMITH, 1955; NAKAMURA & HIGUCHI, 1976, 1978; RALPH & HELM, 1993). Essa característica química da parede celular é dominante em monocotiledônea (RALPH, 2010). A utilização da celulose vai depender da concentração dos ácidos fenilpropanoídicos e de sua composição na parede celular (RALPH, 2010).

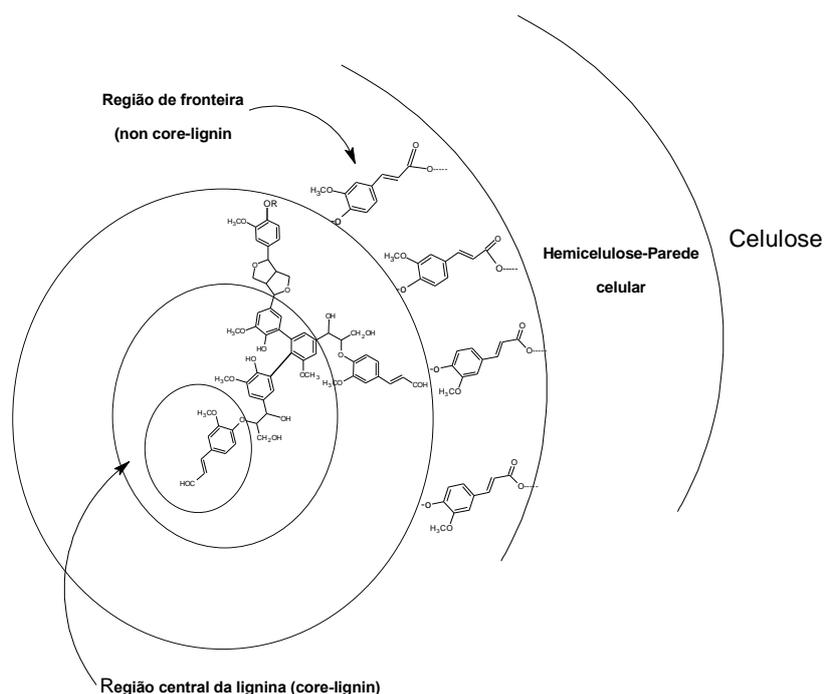


Figura 4. Modelo de conectividade entre lignina e parede celular. (SILVA, 2013)

3. Material e Métodos

Todo o material foi obtido em um sítio localizado no município de Itaguaí, Rodovia Prefeito Abeilard Goulart de Souza, nº 680. Após a obtenção do coco, este foi levado para processamento no Laboratório de Química da Madeira, (LQM) localizado no Instituto de Floresta (IF), na UFRRJ. Foram utilizadas amostras dos cocos verdes.

3.1 Preparação das amostras para análises químicas

Para o processamento foi separado o endocarpo do mesocarpo, onde o epicarpo foi descartado. O mesocarpo foi seco ao ar durante 4 dias (Figura 5).

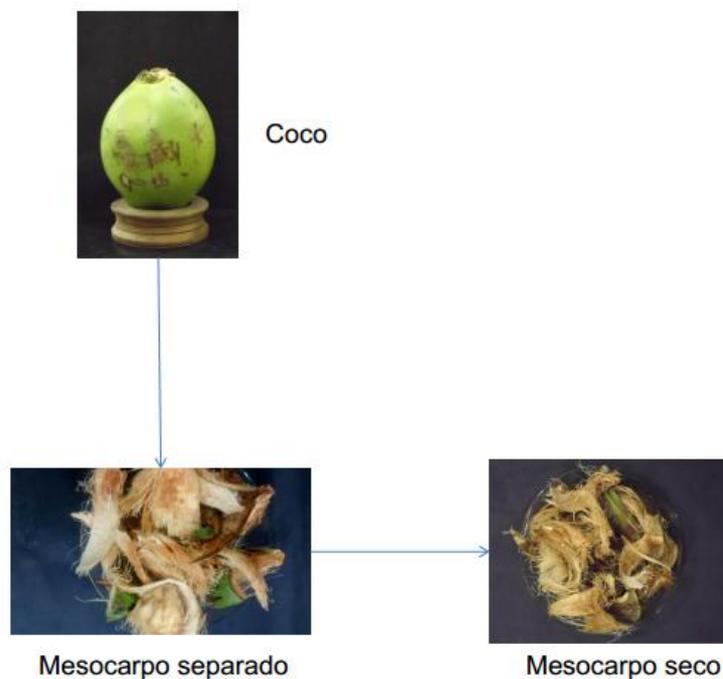


Figura 5. Separação e secagem do mesocarpo do coco.

Após a secagem do mesocarpo, o material foi moído em um moinho de martelo, para dividir o tecido fibroso do tecido parenquimatoso. Foi utilizado um conjunto de peneiras para a separação do parênquima da fibra e também para a homogeneização das partículas, no qual para as análises foi utilizado o parênquima retido na peneira de 850 μm e as fibras foram separadas manualmente, e posteriormente trituradas em um

moinho de facas Wiley (Modelo SL 31). A figura 6 descreve em ordem todas as etapas dos procedimentos de preparação das fibras do parênquima para análise química.

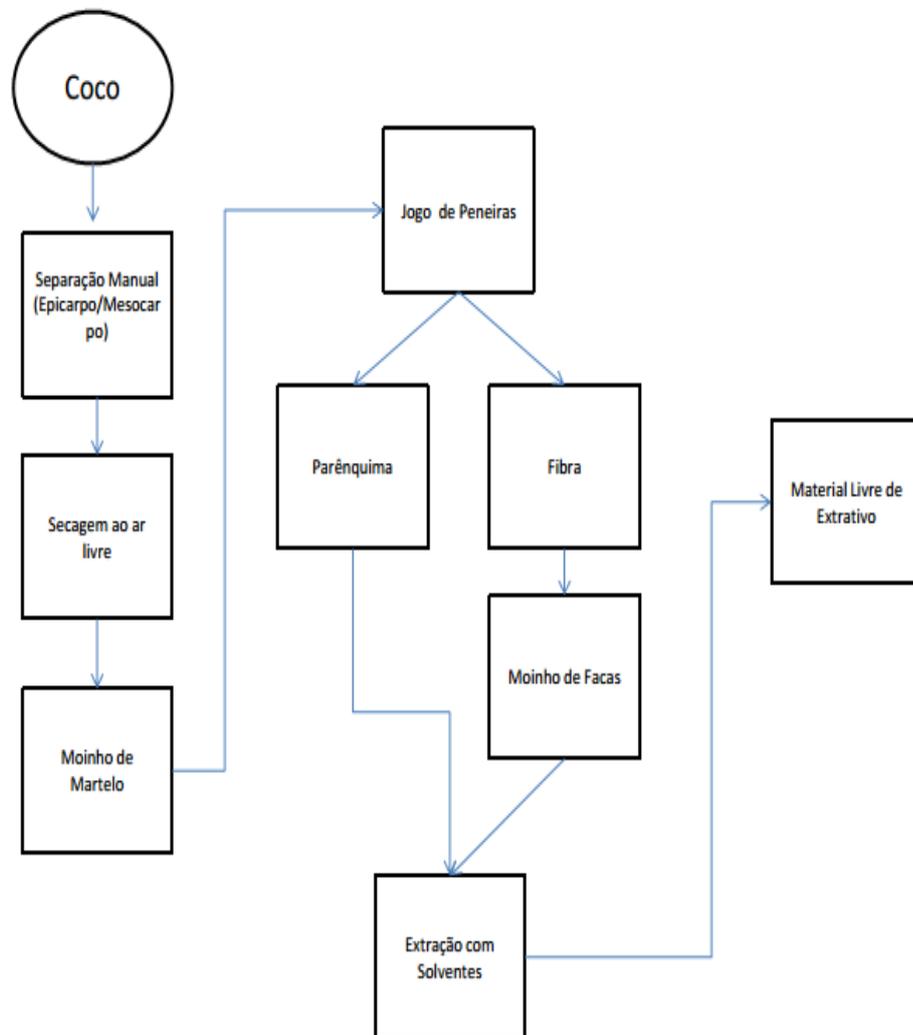


Figura 6: Fluxograma para obtenção do material livre de extrativo

Para a obtenção do material livre de extrativos tanto da fibra quanto do parênquima, foi realizado uma extração a quente com soxhlet com o solvente metanol por 24 horas (ABREU et al.,2006) (Figura 7).



Figura 7: Aparelho de Soxhlet

3.2 Análises Químicas

3.2.1 Lignina de Klason

A obtenção do teor de lignina das amostras das fibras e do parênquima foram realizadas pelo método de Klason, utilizando aproximadamente 300 mg de amostra seca e livre de extrativos e tratada com ácido sulfúrico 72%. A amostra pré-extraída foi homogeneizada por agitação contínua durante 1 minuto e conservada por 1 hora entre 25 e 30°C em banho-maria. Em seguida, o material foi diluído a 84 ml de água destilada, permanecendo em refluxo por 4 horas. Após este procedimento, o material foi lavado com 500 ml de água destilada quente em um funil de placa sinterizada previamente tarado e em seguida seco em estufa a 105°C durante 24 horas e em seguida foi feita uma nova pesagem (EFFLAND, 1977).

3.2.2 Determinação do teor de Holocelulose

Para a obtenção da holocelulose, das amostras das fibras e parênquima, foi utilizado o método por cloração, onde foram utilizados 5 amostras de 2,5 g, onde em cada amostra foi adicionada 8 ml de água destilada quente, 0,5ml de ácido acético concentrado e 1g de clorito de sódio em um Erlenmeyer. Os recipientes foram levados ao banho-maria a 70°C durante uma hora, após o tempo determinado foi adicionado

mais 0,5ml de ácido acético e 1 g de clorito de sódio. Esta etapa foi repetida até as fibras se mostrarem completamente separadas da lignina.

Após o período de reação as amostras foram mantidas em repouso sem adição de qualquer reagente durante 24 horas, em seguida o material foi lavado com água destilada, esta etapa foi realizado sob vácuo. O material foi levado a estufa a 50°C durante 24 horas depois se procedeu a pesagem (ABREU et al, 2006).

3.2.3 Espectroscopia de infravermelho

Os espectros no infravermelho foram registrados das amostras pré-extraídas das fibras e do parênquima do mesocarpo do coco, através de um espectrômetro (VARIAN 640 IR FTIR), utilizando-se 2mg de amostra e 100mg de KBr (ABREU, 1995) depois das extrações.

Os espectros foram registrados no modo transmissão, com 4 cm⁻¹ de resolução, 128 varreduras e com amplitude espectral entre 4000-700 cm⁻¹. a espectrometria do infravermelho permitiu estimar a composição da lignina nos materiais originais e nos produtos e subprodutos das reações (KOBAYASHI *et al.*, 2005).

3.2.4 Teste de Absorção

A determinação da Absorção de Água (AA) foi feita segundo a NBR 14810-3 (ABNT, 2006) adaptada para a utilização de partículas.

Foi pesado 1 g de amostra de fibra e parênquima em seguida transferida para um cartucho de papel filtro (marca Whatman, porosidade 40 e 125 mm de diâmetro) (Figura 8) que posteriormente foram imersas em água por 2 horas, sendo pesados novamente após esse período (GONÇALVES, 2011).



Figura 8. Teste de absorção em água.

Após o término de 2 horas foi utilizado a seguinte fórmula para determinar a absorção de água.

$$AA = \frac{Mf - Mi}{Mi} \times 100$$

Sendo:

AA = Absorção de água (%)

MF= Massa final (g)

MI = Massa inicial (g)

3.3 Análises Anatômicas

Para as análises anatômicas, os cortes foram obtidos nos sentidos transversal e longitudinal em relação às fibras (Figura 9), realizados através do micrótomo de Ranvier, com espessura variando de 10-15 μm (Figura 10).

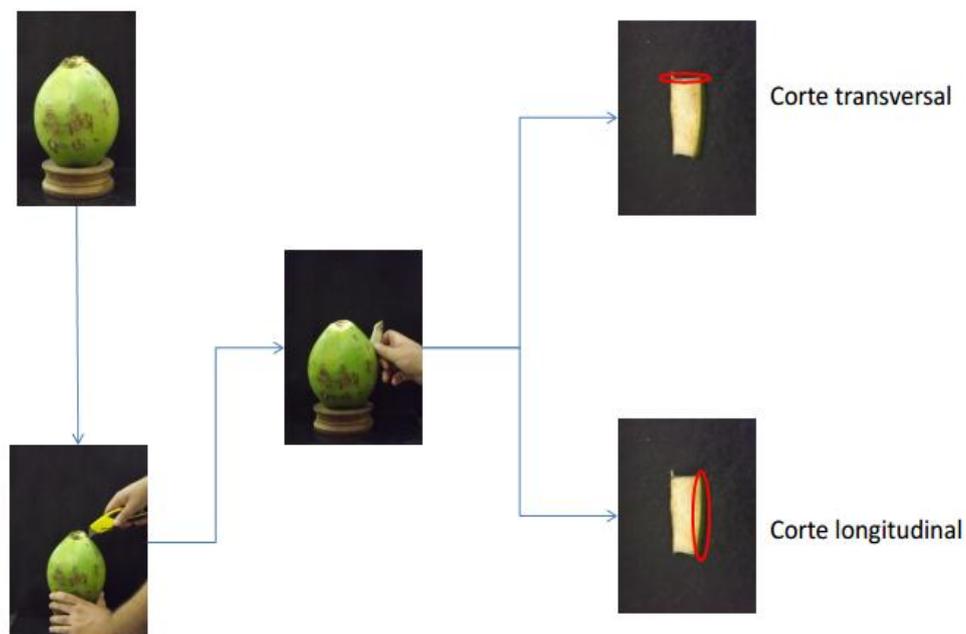


Figura 9: Obtenção do corte transversal e longitudinal.



Figura 10. Micrótomo de Ranvier.

3.3.1 Microscopia com fluorescência

As seções transversais e longitudinais foram observadas em microscópio com fluorescência utilizando cubo de excitação azul em 450-480 nm e filtro FITC (U-MWB2) (BARROS & MIGUENS, 1998). As lâminas foram observadas e descritas no microscópio óptico Olympus, acoplado a um sistema de análise de imagem digital (cell^f imaging software) (Figura 12).



Figura 12: Microscópio óptico Olympus dotado de fluorescência.

3.4 Testes Histoquímicos

3.4.1 Teste de Wiesner

O teste de Wiesner foi utilizado para detectar os tecidos lignificados presente nos cortes anatômicos indicados pela coloração vermelha (LIN & DENCE, 1992).

Foram feitas duas soluções, solução (A) foi adicionado em um erlenmeyer 1g de floroglucinol, completando até 100 ml com etanol 95%. Na solução (B) foi utilizado um erlenmeyer com 32,0 ml de água destilada, e adicionado ao poucos 68,0 ml de Ácido clorídrico 37% (JOHANSEN, 1940).

Para a realização do teste, foi utilizado um corte transversal feito no micrótomo de Ranvier, onde foi adicionou-se uma gota da solução A, em seguida uma gota da solução B, dando a coloração avermelhada no corte.

3.4.2 Teste de vanilina

Este teste foi realizado para identificação de polifenóis. Sobre o corte transversal aplicou-se duas gotas de solução a 1% de vanilina em etanol. Após a completa absorção

da solução aplicou-se duas gotas de HCl 37%. Observou-se a formação imediata de uma cor marrom com tonalidade carmin (LARSEN, 1996).

3.5 Ozonólise

Cortes anatômicos naturais, foram seccionados no micrótomo de Ranvier no plano transversal, com espessura entre 10 a 15 μm . Os cortes foram submetidos a reação de ozonólise, (Figura 9) durante 1h, 2 hrs e 5 hrs. Depois de procedido a reação de ozonólise no reator, foram submetidos ao microscópio com fluorescência para análise das imagens.

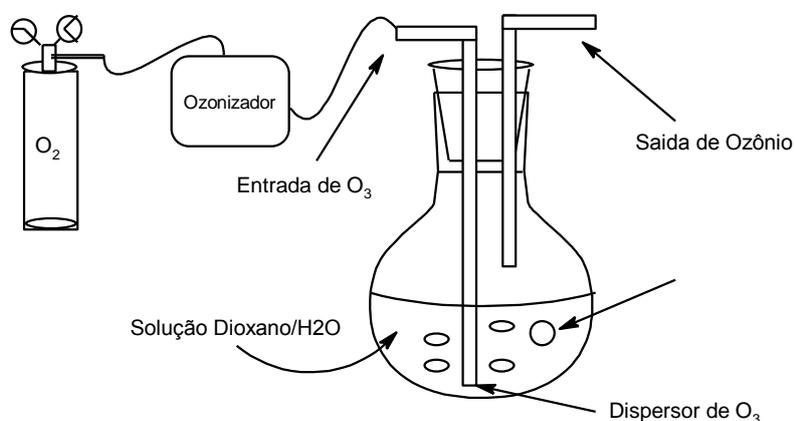


Figura 9: Reação de Ozonólise.

4. Resultados e Discussão

4.1 Caracterização Química.

As fibras e o parênquima do coco foram caracterizados quanto a seu teor de lignina e holocelulose no qual foi encontrado um valor médio de lignina de 30,5% para o parênquima e 19 % para a fibra. Para a holocelulose os resultados foram de 35,84 % para o parênquima e 36,54 para as fibras (Tabela 1).

Tabela 1 : Resultado dos teores de lignina e holocelulose.

	Lignina %	Holocelulose %
Fibra	19	36,54
Parênquima	30,5	35,84

Estudos anteriores relatam variação da lignina de 35-54%, e a celulose 23-43% (TEJANO et al., 1979; FESTIN et al, 1985; ABAD et al.,2002; CARRIJO et al., 2002), contudo vale ressaltar que estes estudos sobre a fibra do coco, não foi feita a separação fibra do parênquima e os valores encontrados são muito influenciados pela idade, solo, clima, período de extração e método de extração (TEJANO et al., 1985; ABAD et al., 2002).

O valor encontrado de lignina para o parênquima pode estar superestimado, pois o teste de Wiesner (Figura 13 D, E, F e G) o qual detecta lignina no tecido foi negativo para o parênquima, e segundo Siqueira, et al.(2011), os ácidos hidroxicinâmicos existentes no parênquima, podem se condensar junto a lignina, devido ao tratamento ácido que foi utilizado no método de Klason. O procedimento de CLAE ainda não publicado revela altos teores de fenóis *p*-hidroxicinâmicos no tecido parenquimatoso do coco.

4.2 Microscopia

Na figura 13 (A, B e C), foi observado através do teste de vanilina positivo para a detecção de polifenol no mesocarpo do coco de acordo com Poulsen; (2002), Larsen;(1996). As substâncias foram detectados juntos aos feixes de fibras e dispersos no parênquima.

Na Figura 13 (D e E) foi utilizado o teste de Wiesner para identificação da área lignificada, onde as fibras se mostram muito lignificadas diferente do parênquima. Também foi identificado maior lignificação no epicarpo, sendo um resultado esperado, pois é parte do fruto que possui um contato direto com ambiente, necessitando maior proteção para resistir as intempéries do meio.

Observou-se na Figura 13 (F e G) o teste de Wiesner após 2 horas de ozonólise, que a mesma provocou uma deslignificação considerável do tecido.

A aleatoriedade de distribuição dos feixes no tecido do mesocarpo, pode ser percebida na Figura 13 (A, B, C, D, E, F, G, H, I), sendo esta uma característica das monocotiledôneas (VEGAS, et al, 2008).

O teste de fluorescência, na Figura 13 (H e I), nos mostra a região lignificada do feixe e do parênquima, reafirmando que o feixe de fibras é mais lignificado que o parênquima, contudo podemos identificar uma região lignificada na parede das células parenquimáticas Figura 13 (H e I).

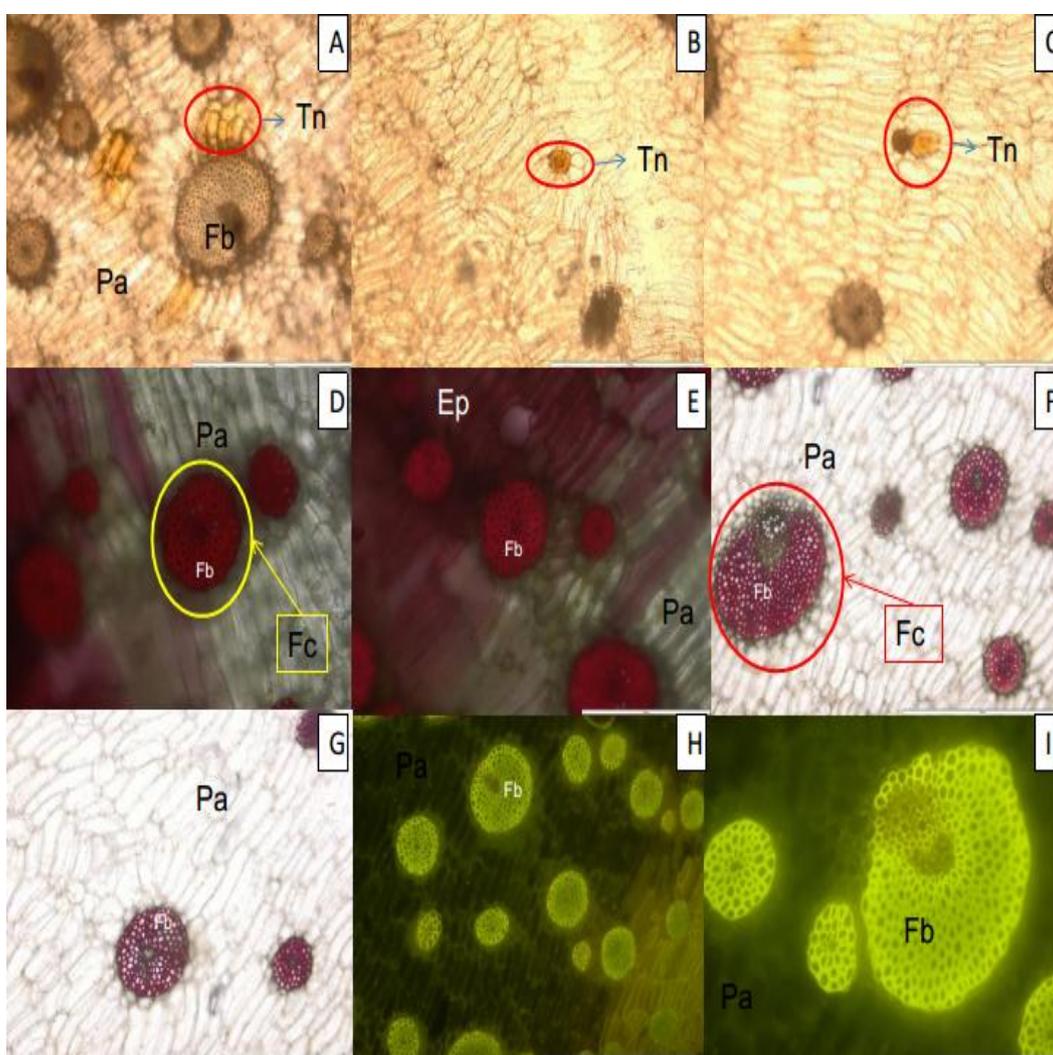


Figura 13: Cortes transversais. Teste de vanilina A, B e C.; Teste de Wiesner D e E; Teste de Wiesner com 2 horas de ozonólise F, G ; Teste com Fluorescência H e I. Tn= Tanino; Fb= fibras Pa= Parênquima Ep= Epicarpo, Fc = Feixe Condutor, Al= Área lignificada na parede do parênquima.

Foram observados nos cortes longitudinais o feixe condutor (Figura 14 L), sendo uma estrutura alongada e lignificada, na figura 14 N foi observado um entrelaçamento das fibras, dando a característica de enovelamento, quando a mesma é separada do parênquima.

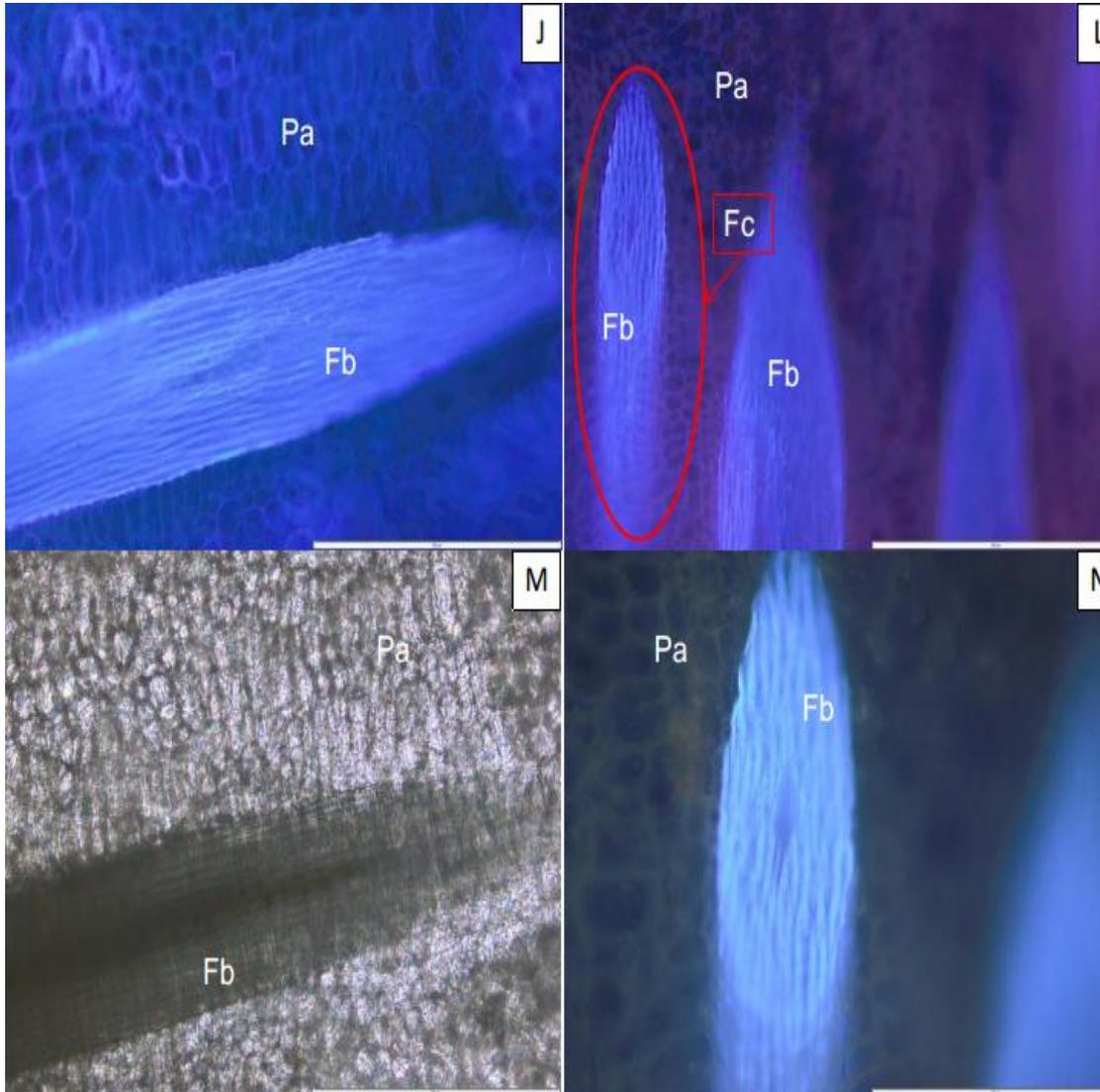


Figura 14. Cortes Longitudinais; Corte com fluorescência J, M, N; Conte in natura M. Fb= fibras Pa= Parênquima, Fc = Feixe Condutor

Na figura 15 (O, P, Q e R), foi realizado uma reação de ozonólise de 5 horas, onde foi observado uma deslignificação maior, comparado com o teste de 2 horas de ozonólise figura 13 (F e G). Na figura 15 (O, P, Q) utilizamos a fluorescência para identificar a área lignificada, e onde está ocorrendo a deslignificação.

Na figura 15 (O e Q) observou uma deslignificação maior junto das fibras, na figura 15 (P) a região deslignificada foi observada dentro do feixe condutor .

A figura 15 (R) foi observada sem fluorescência, onde constata-se a deslignificação no entorno da fibra e no parênquima.

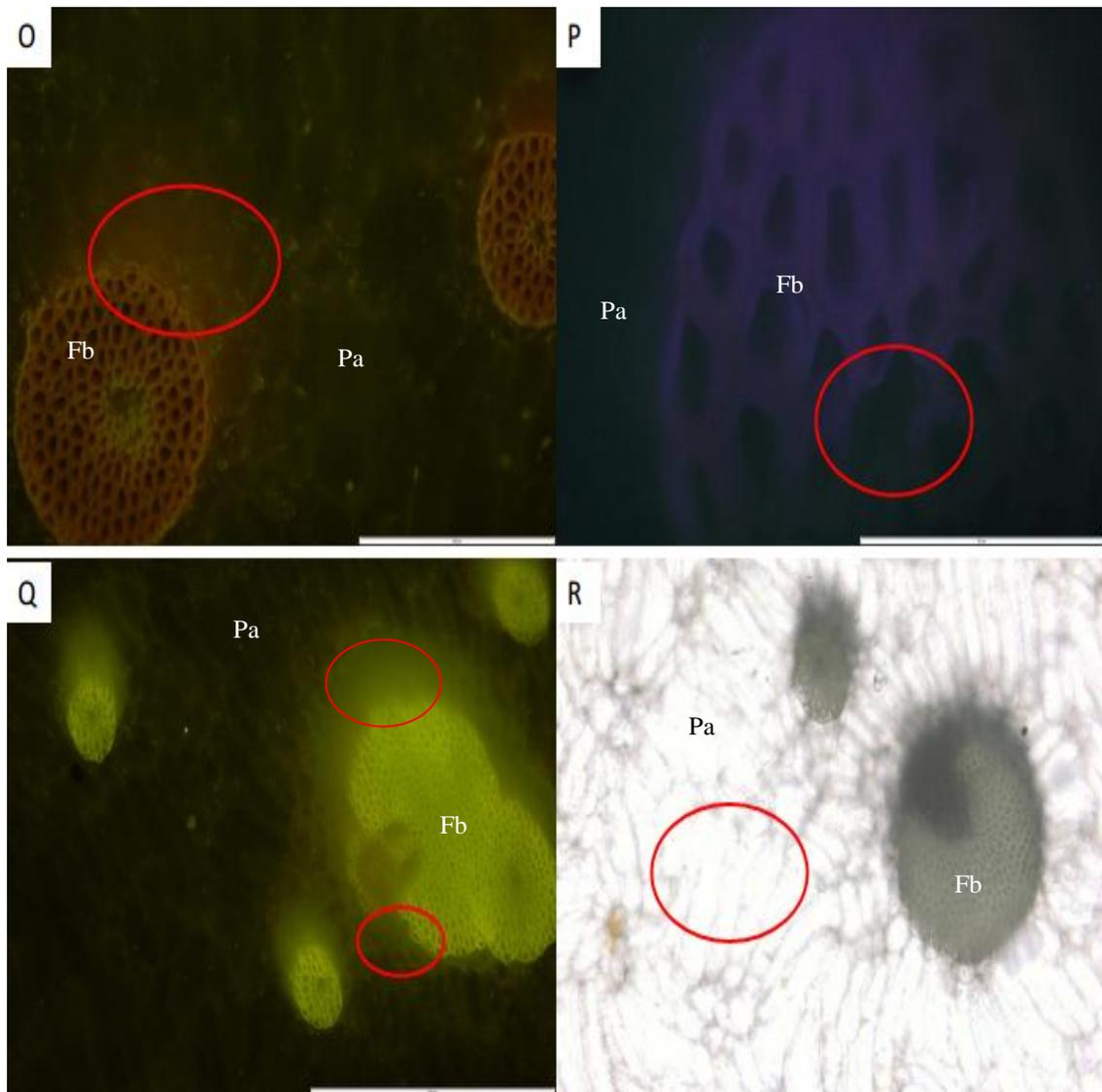


Figura 15 : Cortes transversais com 5 horas de ozonólise Fb= fibras Pa= Parênquima

4.3 Teste de Absorção

O parênquima se mostrou mais absorvente que a fibra apresentando um teor de absorção de água de 83,48% em relação ao seu peso, já a fibra apresentou um teor de absorção de água de 71,37%. Essa diferença se deve ao fato do parênquima apresentar maior capacidade hidrofílica, apesar do alto teor de lignina encontrado pelo método de Klason, coadunando com a hipótese de condensação.

4.4 Análise do infravermelho

A espectroscopia no infravermelho é uma das ferramentas físicas mais utilizadas nas análises de ligninas, entretanto, sua precisão é relativamente inferior aos métodos de RMN ^{13}C . Os espectros foram registrados de amostras (fibra e parênquima) livres de extrativos metanólicos.

Os espectros apresentaram similaridades quanto aos perfis dos sinais entre ambas amostras fibra e parênquima conforme (Tabela 2), embora essa semelhança não representa de forma alguma estruturas moleculares iguais. Há uma ligeira diferença entre o número de ondas dos sinais 1727 cm^{-1} e 1738 cm^{-1} , e de intensidade entre os sinais 1655 e 1632 cm^{-1} , todavia essas variações podem ser justificadas pela condução da preparação das amostras. Outras análises descritas anteriormente mostram diferenças significativas entre a fibra e o parênquima ao contrário do infravermelho (Figuras 16 e 17).

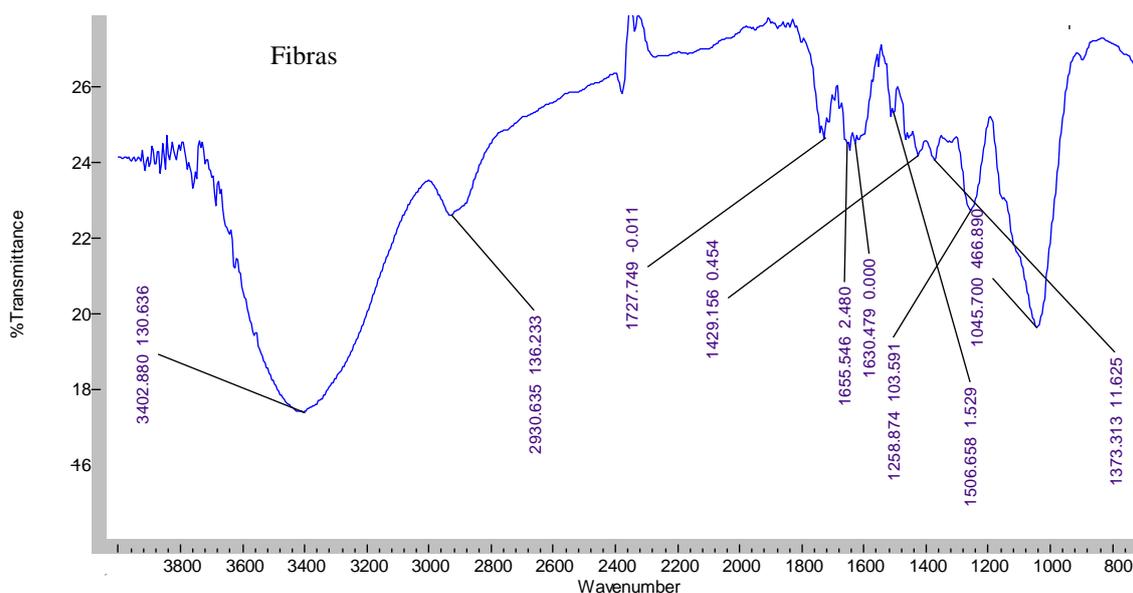


Figura 16. Espectro infravermelho da Fibra

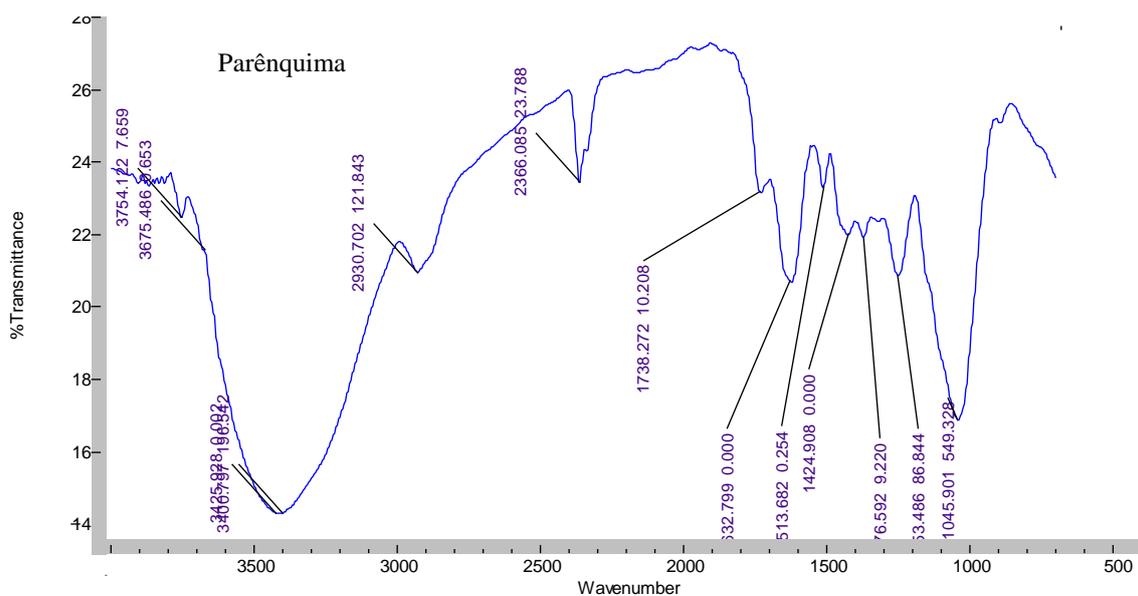


Figura 17. Espectro infravermelho do parênquima

Tabela 2. Atribuição dos sinais no infravermelho das amostras Fibra (a) e Parênquima (b).

Fibra cm^{-1}	Parênquima cm^{-1}	Atribuições
3402	3400	Estiramento de O-H
2930	2930	Estiramento de C-H de grupos metílicos e metilênicos
1727	1738	Estiramento de C=O de grupos éster de carboidratos
1655-1630	1651-1632	Estiramento de C=O em cetonas ou aldeídos conjugados
1600-1630	1600-1632	Vibração do esqueleto aromático com estiramento de C=O, S > G, G condensado > eterificado
1506	1513	Vibração do anel aromático
1473-1469	1424	Deformação assimétrica de $-\text{CH}_3$ e CH_2
1373	1376	Estiramento de CH e CH_3 alifático exceto OCH_3
1330-1340	1330-1340	Vibração do anel siringílico com contribuição do estiramento de C=O de estrutura condensada
1252	1253	Vibração do anel guaiacílico com contribuição do estiramento de C=O

5. Conclusão

Existem grandes diferenças morfológicas entre a fibra e o parênquima no mesocarpo do coco. A composição química também revelou grandes diferenças, apesar da quantidade de lignina do parênquima superar o teor de lignina dos feixes fibrosos, o que se contradiz com o teste de Wiesner. O método de Klason usa ácido sulfúrico a 72% podendo promover reações de condensação entre os fenóis da parede com a pouca lignina existente no parênquima. Esse resultado pode ser considerado real já que o parênquima é um tecido que acumula fenóis *p*-hidroxifenilpropano capazes de se estabelecerem como doadores de elétrons funcionando como centro de nucleação durante a formação da lignina no feixe fibroso.

O tecido parenquimatoso também apresentou maior hidrofiliabilidade absorvendo maior teor de água em relação a fibra, justificado pela existência de baixo teor de lignina e alto teor de holocelulose. A concentração de água no mesocarpo do coco verde deve-se, portanto, a alta capacidade de absorção de água do tecido parenquimatoso. O teste com ozônio revelou também maior atividade antioxidante do tecido parenquimatoso com relação ao feixe fibroso, mostrando que a fibra apresenta maior resistência a oxidação. Novos estudos estão sendo realizados mais profundamente, de forma que novos conhecimentos permitirão o uso da casca do coco para fins mais nobres ou mais adequadamente aplicados.

6. Referências bibliográficas

Abad, M. Nougera, P., Puchades, R; Maqueira, A. and Nouguera, V. 2002. **Physicochemical and chemical properties of some coconut coir dust for use as a peat substitute**. Bioresource Technology. 83(2), 241-245.

ABREU, H. S.; CARVALHO, A. M.; MONTEIRO, M. B. O.; PEREIRA, R. P. W.; SILVA, H. R.; SOUZA, K. C. A.; AMPARADO, K. F.; CHALITA, D. B. Métodos de análise em química da madeira, **Floresta e ambiente**, 2006, 20p.

ABREU, H. S.; OERTEL, A. C. Estudo químico da lignina de Paullinia rubiginosa. Revista **Cerne**, v. 5, n. 1, p. 52-60, 1999.

ABREU, H. S. Determinação do teor de lignina por espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier para as madeiras de Lophantera Lactescens, Galesia Gorazema, Peltogyne Paniculata, Aspidosperma Macrocarpum e A. Polyneuron. **Revista Universidade Rural**, Série Ciências da Vida. v. 17, n 1, p. 45-49, 1995.

ABREU, H. S. **Biossíntese da lignificação**, Edit ora Universidade Rural, 1994, 60 p.

ABREU, H. S., NASCIMENTO, A. M. & MARIA, M. A. Lignin structure and wood properties, **Wood and Fiber Science**, V. 31, n. 4, p.426-433, 1999.

ALMEIDA, ANA CRISTINA OLIVEIRA DE; LOIOLA, CARINA MENDES; ARAGÃO, WILSON MENEZES. **Caracterização Carpológica de Frutos de Cultivares de Coqueiro Anão Amarelo de Diferentes Locais de Sergipe**. Sergipe: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2006.

ARAGÃO, WILSON MENEZES; ISBERNER, INGRID VALERIE; CRUZ, ELIZÁNGELA MÉRCIA DE OLIVEIRA. **ÁGUA-DE COCO**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiro, 2001.

ARAGÃO, W. M. et al. Coco: pós-colheita. **Série Frutas do Brasil. Brasília**: Embrapa, 2002.

ASSIS, J.S. de; RESENDE, J.M.; SILVA, F.O. e; SANTOS, C.R. dos; NUNES, F. **Técnicas para colheita e pós-colheita do coco verde**. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2000. 6p. (Embrapa Semi-Árido. Comunicado Técnico, 95).

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS. NBR 14810-3: chapas de madeira aglomerada: parte 3: métodos de ensaio. São Paulo, 51 p. 2006.

BARBOSA, ALINE. **Disseminação de sementes**. Mensagem recebida por: <<http://atmosferasapiente.blogspot.com.br/2013/08/disseminacao-de-sementes-e-frutos.html>>. em: 20 out. 2014.

BHATTACHARYYA, A.; BHATTACHARYYA, N. Coconut in nutrition .*Indian Journal of Nutrition and Dietetics*, v.39, n.3, p. 132-142, 2002.

SILVA, Bruno Couto da. **OZONÓLISE DA BIOMASSA LIGNOCELULÓSICA (BAGAÇO DE CANA) VISANDO A REDUÇÃO DO TEOR DE LIGNINA E DO ÁCIDO p-CUMÁRICO**. 2013. 82 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Engenharia Florestal, Departamento de produtos florestais, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2013.

CARRIJO, D.A, LIZ, R.S. AND MAKISHIMA, N. 2002. **Fiber of Green Coconut Shell as Agricultural Substratum**. *Brazilian Horticulture*. 20, 533-535

CHAN, E.; ELEVITCH, C. R. *Cocos nucifera L.* (coconut). In: ELEVITCH, C. R. (ed.). **Species profiles for Pacific**. Islanda gro forestry. Permanent Agriculture Resources (PAR), Hōlualoa, 2006. 27p.

CHANG. C.L. WU. R.T. Quantification of (+) catechin and (-) epicatechin in coconut water by LC-MS. **Food Chemistry**, 126, 710-717.2011.

CHILD, R. **Coconuts**. 2nd ed. London: Longman, 1974. 335 p.

DEFLOR-BIOENGENHARIA. **Biomantas**. [mensagem pessoal] Mensagem recebida por: <<http://deflor.com.br/produtos-2/biomantas-antierosivas/>>. em: 20 out. 2014.

EFFLAND, M. J. Modified procedure to determine acid-insoluble lignin in wood and pulp. **Tappi.**, n. 10, v.60, p.143-144, 1977.

FAO. **FAOSTAT 2013**. Disponível em: <<http://www.fao.org/statistics/en/>>. Acesso em: 24 maio 2014.

FERREIRA, J.M.S.; WARWICK, D.R.N.; SIQUEIRA, L.A. **A cultura do coqueiro no Brasil**. 2. ed. revista e ampliada. Brasília: EMBRAPA-SPI; Aracaju: EMBRAPA-CPATC, 1998. 292p.

FESTIN, T. F. AND JOSE, W. I. 1980. **Utilization of Waste Coconut Coir Dust as a Source of Fuel**. Conversation and Recycling 3, 383-388

GONÇALVES, Carlos Henrique Rocha. **SOLUBILIDADE E ABSORÇÃO DE ÁGUA DE PARTÍCULAS DA MADEIRA DE Corymbia citriodora (Hook.) K.D. Hill & L.A.S. Johnson e Pinussp**. 2011. 50 f. Monografia - Curso de Engenharia Florestal, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2011.

GUTIÉRREZ CUENCA, M.A.G. Importância Econômica do Coqueiro. In: FERREIRA, J.M.S.; WARVICK, D.R.N.; SIQUEIRA, LA. ed. **Cultura do Coqueiro no Brasil**. Aracaju: Embrapa- CPATC, 1994. p.1-65.

IBGE. **LEVANTAMENTO SISTEMÁTICO DA PRODUÇÃO AGRÍCOLA**. Disponível em <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa/lspa_201202.pdf>. Acesso em: 24 maio 2014.

INSTITUTO DO DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO-SOCIAL DO PARÁ. **IDESP**. Governo do Estado do Pará. Cultura do coco no Pará. Estudos Paranaenses, Belém, v.45, jan. 1975.

INOVAGEO. **Biomantas**. Disponível em: <<http://inovageo.eng.br/>>. Acesso em: 22 out. 2014.

KOBAYASHI, M.; ASANO, T.; KAJIYAMA, M.; TOMITA, B. Effect of ozone treatment of wood on its liquefaction. **Journal Wood Science**, Vol. 51 : 348 – 356. 2005.

LARSEN, R. (ed.), ENVIRONMENT Leather Project: **Deterioration and conservation of vegetable tanned leather**- Research report n.º6, The Royal Danish Academy of Fine Arts, Copenhagen (1996)

LIN, S. Y. & DENCE, C. W. Methods in lignin chemistry. Berlim: **Spring-Verlag**, 568p., 1992.

LOIOLA, C. M. **Comportamento de cultivares de coqueiro (*Cocos nucifera L.*) em diferentes condições agroecológicas dos tabuleiros costeiros donordeste brasileiro**. Dissertação (Mestrado em Agroecossistema) - Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão. 2009. 74p.

MEDINA, J. C. **Processo: cultura – variedades; produtos, características e utilização –bebidas destiladas – água de coco – Da cultura ao processamento e Comercialização**. São Paulo: ITAL. Série Frutas Tropicais, n. 5. 1980. 252p.

NAKAMURA, Y.; HIGUCHI, T. Ester linkage of *p*-coumaric acid in bamboo lignin. **Holzforschung**, v. 30, p. 187-191, 1976.

NAKAMURA, Y.; HIGUCHI, T. Ester linkage of *p*-coumaric acid in bamboo lignin. II. Syntheses of coniferyl *p*-hydroxybenzoate and coniferyl *p*-coumarate as possible precursors of aromatic acid esters in lignin. **Cellulose Chemistry and Technology**, v. 12, p. 199-208, 1978.

PLOETZ, R. C.; ZENTMYER, G. A.; NISHIJIMA, W. T.; ROHRBACH, K. G.; OHR, H. D. Coconut. In: PLOETZ, R. C. (Ed) **Compendium of tropical fruit diseases**. 2. ed. Minnesota: APS, 1998. p. 23-32.

POULSEN, D. V.; “Presentation and evaluation of spot tests for identification of the tannin type in vegetable tanned leather”, in **ICOM Committee for Conservation Preprints, 13th Triennial Meeting**, ICOM, Rio de Janeiro, II Vol. (2002) 792-797

RAMALHO, ELCIO. **Do lixo aos carros de luxo e calçados dos europeus**. 2005. Disponível em: <http://www1.rfi.fr/actuabr/articles/068/article_120.asp>. Acesso em: 28 out. 2014.

RALPH, J.; HELM, R. F. Lignin/hydroxycinnamic acid/polysaccharide complexes: Synthetic models for regiochemical characterization. In: **Forage Cell Wall Structure and Digestibility**, International Symposium; Jung, H. G., Buxton, D. R., Hatfield, R. D., Ralph, J., Eds.; ASA CSSA-SSSA: Madison, WI, 1993, 201-246 p.

RALPH, J. Hydroxycinnamates in lignification. **Phytochemistry Reviews**, v. 9, p. 65–83, 2010.

RALPH, J.; BRUNOW, G.; BOERJAN, W. **Lignins**. Encyclopedia of Life Science, 2007, 10 p.

RALPH, J.; HATFIELD, R. D.; GRABBER, J. H.; JUNG, H. G.; QUIDEAU, S.; HELM, R. F. Cell wall cross-linking in grasses by ferulates and diferulates. In: **Lignin and Lignan Biosynthesis**; Lewis, N. G., Sarkanen, S., Eds.; American Chemical Society: Washington, DC, p.209-236, 1998.

SANTOS FILHA, M. E. C. **Qualidade e conservação pós-colheita de frutos de seis cultivares de coqueiro Anão**. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Semiárido, Mossoró. 124f. 2006.

SANTOS, JOÃO L.A.; BISPO, VANDERSON S.; B.C. FILHO, ADRIANO. Evaluation of Chemical Constituents and Antioxidant Activity of Coconut Water (*Cocos nucifera*L.) and Caffeic Acid in Cell Culture. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 4, n. 85, p.1235-1246, out. 2013.

SMITH, D. C. C. Ester groups in lignin. **Nature**, v. 176, p. 267-268. 1955.

SIQUEIRA, GERMANO; MILAGRES, ADRIANE MF; CARVALHO, WALTER. **Topochemical distribution of lignin and hydroxycinnamic acids in sugar-cane cell walls and its correlation with the enzymatic hydrolysis of polysaccharides**. 2011. Disponível em: <<http://www.biotechnologyforbiofuels.com/content/4/1/7>>. Acesso em: 02 nov. 2014.

TEJANO, E. A. 1985. **State of the Art of Coconut Coir Dust and Husk Utilization (general overview)**. Philippine Journal of Coconut studies 1:1-7.

VEGAS, CECILIA; MILLÁN, BETTY; PINTAUD, JEAN-CHRISTOPHE. Anatomía del fruto y perianto en especies peruanas del género *Astrocaryum* (Arecaceae): descripción e importancia taxonómica. **Peru. Biol**, Lima, v. 1, n. 15, p.85-96, nov. 2008.