



DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

**DISTRIBUIÇÃO DA LIGNINA E VARIAÇÃO DO ÂNGULO
MICROFIBRILAR NA PAREDE CELULAR EM LENHOS DO
FUSTE E GALHO DE *Hymenaea courbaril L.***

LAVRAS – MG

2022

DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

**DISTRIBUIÇÃO DA LIGNINA E VARIAÇÃO DO ÂNGULO
MICROFIBRILAR NA PAREDE CELULAR EM LENHOS DO FUSTE E
GALHO DE *Hymenaea courbaril* L.**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia da Madeira, para a obtenção do título de Mestre.

Prof. Dr. José Tarcísio Lima

Orientador

Prof. Dr. José Reinaldo Moreira da Silva

Co-orientador

LAVRAS – MG

2022

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

Brito, Dáfilla Yara Oliveira de.

Distribuição da lignina e variação do ângulo microfibrilar na
parede celular dos lenhos do fuste e galho de *Hymenaea courbaril*
L. / Dáfilla Yara Oliveira de Brito. - 2022.

44 p. : il.

Orientador(a): José Tarcísio Lima.

Coorientador(a): José Reinaldo Moreira da Silva.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de
Lavras, 2022.

Bibliografia.

1. Parede celular. 2. Intensidade da lignina. 3. Ângulo
microfibrilar. I. Lima, José Tarcísio. II. Silva, José Reinaldo
Moreira da. III. Título.

DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

**DISTRIBUIÇÃO DA LIGNINA E VARIAÇÃO DO ÂNGULO
MICROFIBRILAR NA PAREDE CELULAR EM LENHOS DO FUSTE E
GALHO DE *Hymenaea courbaril* L.**

**LIGNIN DISTRIBUTION AND MICROFIBRILLAR ANGLE
VARIATION IN THE CELL WALL IN WOODS FROM THE STEM
AND BRANCH OF *Hymenaea courbaril* L.**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia da Madeira, para a obtenção do título de Mestre.

APROVADA em 29 de agosto de 2022.

Dr. José Tarcísio Lima – UFLA

Dr. José Reinaldo Moreira da Silva – UFLA

Dr. Silvino Intra Moreira – UFLA

Dr. Thiago Campos Monteiro – UFPR

Prof. Dr. José Tarcísio Lima

Orientador

Prof. Dr. José Reinaldo Moreira da Silva

Co-orientador

LAVRAS – MG

2022

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelas infinitas bênçãos e vitórias, e por ter me sustentado e guiado em todos os caminhos da minha vida.

À minha mãe, Raimunda Silva e meu “paidastro” Valentim Silva por me direcionarem sempre ao caminho da educação. E aos meus irmãos Genivaldo Barbosa, Hugo Teixeira, Arielly Brito e Lourrane Teixeira por serem minha fonte de alegria e por me incentivarem.

Aos meus amados amigos que mesmo de longe estiveram comigo nessa jornada, em especial à Gabriela Pires, Bianca Anjos, Bianca Sales, Giovanna Marquioro, Samantha Quemel, Marcelo Edson, Flávia Brito, Kézia Eugênia, Thais Benício, Samyla Sales, Débora Souza e Jadielly Farinha.

Aos novos amigos que a pós-graduação me apresentou. Em especial à Emilly Brito, Gabriele Melo, Laíse de Jesus, Daiane Moura, Leonardo Khun, Thairyne Matos, Michelly Casagrande, Yanka Lourenço, João Ucella, Otávio Oliveira, José dos Santos, Camila Balby, Renato Oliveira, Aline Moreira, Luana Gomide, Yony Sánchez, Fernando Jimenez, Albanita Macedo, Luis Baldissera, Rafael Lucas, Vitro Abreu, Vitor Siqueira, Letícia Moreira, Ana Ornelas, Rafael Souza, Jacinta Veloso e Laura Vitória por terem estado comigo e tornado essa jornada mais fácil.

Ao meu orientador Dr. José Tarcísio, ao Dr. José Reinaldo e ao Dr. Bruno Soares e à toda equipe que trabalha com ângulo microfibrilar da UFLA pela oportunidade, por todos os ensinamentos e toda dedicação que tiveram a este trabalho.

Ao Laboratório de Microscopia Eletrônica e Análise Ultraestrutural – LME da Universidade Federal de Lavras. Em especial à técnica Aline e ao Dr. Silvino Moreira.

Ao Centro de Microscopia da Universidade Federal de Minas Gerais.

À Universidade Federal de Lavras e ao programa de Pós-graduação em Ciência e Tecnologia da madeira pela estrutura e suporte técnico e científico. A todos os colegas e funcionários que fazem parte do PPGCTM que tornaram essa jornada mais leve e mais feliz.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo suporte financeiro.

RESUMO

A geração dos resíduos florestais é um problema de caráter econômico e ambiental. Dentre os resíduos provenientes de árvores Amazônicas, os galhos são os que apresentam potencial madeireiro. O conhecimento das propriedades da madeira dos galhos, principalmente as características microscópicas, ainda é um gargalo para algumas espécies tanto provenientes de florestas plantadas, quanto de florestas nativas da região Amazônica. Desta forma, objetivou-se avaliar a distribuição espacial da lignina e determinar a variação do ângulo microfibrilar nas paredes celulares dos lenhos do fuste e do galho de *Hymenaea courbaril* L. como contribuição para entender a alteração do comportamento do lenho de reação em relação ao lenho normal. Para isso, foram coletadas duas árvores, considerando o tronco ereto e os galhos que apresentaram diâmetro mínimo de 30 cm. De cada fuste foi retirado um disco com 10 cm de espessura na secção transversal na altura de 1,30 m do nível do solo (Diâmetro a altura do peito). Da base de cada galho, também foi retirado um disco 10 cm de espessura, totalizando quatro discos utilizados no experimento. De cada disco do fuste foi retirada uma faixa central de 2 cm de espessura para o preparo das amostras. As amostras foram confeccionadas em três posições radiais: interna, intermediária e próximo à casca, nas dimensões de 1 × 1 × 1mm. A determinação da distribuição de lignina foi realizada por meio da Microscopia de Fluorescência e a determinação do ângulo microfibrilar foi realizada por meio da Microscopia Eletrônica de Transmissão. Não houve variação radial, sentido medula-casca, da distribuição da intensidade de lignina nos lenhos normal, oposto e de tração. O lenho do tronco apresentou aproximadamente 15% a mais de lignina, quando comparado ao lenho do galho. O lenho oposto apresentou 31% a mais de lignina, quando comparado ao lenho de tração. A camada S2 foi a mais espessa nos três tipos de lenho, apresentando média de 2,19 µm no lenho normal, 2,77 µm para lenho oposto e 2,34 µm no lenho de tração; já a camada S3 apresentou média menores, sendo 0,16 µm para o lenho normal, 0,19 µm para o lenho oposto e 0,23 µm para o lenho de tração; na camada S1 os valores foram 0,34µm para o lenho normal, 0,21 µm para o lenho oposto e 0,27 µm para o lenho de tração; na parede primária os valores médios obtidos foram 0,63 µm para o lenho normal, 0,39 µm para o lenho oposto e 0,61 µm para o lenho de tração. O valor médio para o ângulo microfibrilar na camada S2 no lenho normal 4,6°; lenho oposto 2,8° e lenho de tração 4,3°. As imagens obtidas não permitiram determinar os valores médios de ângulo microfibrilar nas camadas S1 e S3.

Palavras-chave: Parede celular, intensidade de lignina, ângulo microfibrilar.

ABSTRACT

The generation of forest residues is an economic and environmental problem. Among the residues from Amazonian trees, the branches are the ones that present timber potential. The knowledge of the properties of wood branches, especially the microscopic characteristics, is still a bottleneck for some species from both planted forests and native forests of the Amazon region. Thus, the objective was to evaluate the spatial distribution of lignin and determine the variation of the microfibrillar angle in the cell walls of the stem and branch wood of *Hymenaea courbaril* L. as a contribution to the understanding of the alteration in the behavior of the reaction wood in relation to the normal wood. For this, two trees were collected, considering the upright trunk and the branches that had a minimum diameter of 30 cm. From each stem, a disc with a thickness of 10 cm in cross section was taken at a height of 1.30 m above ground level (diameter at breast height). A 10 cm thick disc was also removed from the base of each branch, totaling four discs used in the experiment. A 2-cm-thick central strip was removed from each disk for sample preparation. The samples were taken in three radial positions in the stem: internal, intermediate and close to the bark, in dimensions of $1 \times 1 \times 1$ mm. The determination of the lignin distribution was carried out by means of Fluorescence Microscopy and the determination of the microfibrillar angle was performed by means of Transmission Electron Microscopy. There was no radial variation of lignin intensity in the pith-bark direction, for normal, opposed and tensile woods. Trunk wood had approximately 15% more lignin when compared to branch wood. Opposite wood had 31% more lignin when compared to tension wood. S2 layer was the thickest in the three types of wood, with an average of 2.19 μm in normal wood, 2.77 μm in opposite wood and 2.34 μm in tension wood; S3 layer, on the other hand, presented smaller averages, being 0.16 μm for the normal wood, 0.19 μm for the opposite wood and 0.23 μm for the tension-wood; in layer S1 the values were 0.34 μm for normal wood, 0.21 μm for opposite wood and 0.27 μm for tension wood; in the primary wall, the mean values obtained were 0.63 μm for normal wood, 0.39 μm for opposite wood and 0.61 μm for tension wood. The value average for the microfibrillar angle in layer S2 in normal wood 4.6°; opposite wood 2.8° and tension wood 4.3°. The images obtained did not allow us to determine the average values of microfibrillar angle in layers S1 and S3.

Keywords: Cell wall, lignin intensity, microfibrillar angle.

LISTA DE SIGLAS

ABIMCI	Associação Brasileira da Indústria de Madeira Processada Mecanicamente
AMF	Ângulo microfibrilar
CC	Canto celular
DAP	Diâmetro altura do peito
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
IPT	Instituto de Pesquisas Tecnológicas
ITTO	The International Tropical Timber Organization
LM	Lamela média
MEV	Microscópio Eletrônico de Varredura
MET	Microscopia Eletrônica de Transmissão
PC	Parede celular

LISTA DE TABELA

- Tabela 1:** Valores médios para intensidade de lignina nas posições radiais nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.....30
- Tabela 2:** Valores médios para intensidade de lignina entre o lenho oposto e lenho de tração de *Hymenaea courbaril* L.....30
- Tabela 3:** Valores médios para intensidade de lignina entre o lenho do tronco e lenho do galho de *Hymenaea courbaril* L.....31
- Tabela 4.** Variação radial média do ângulo microfibrilar da camada S2 da parede celular nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.....36
- Tabela 5:** Valores médios da espessura da parede primária (PP), camadas S1, S2 e S3 da parede celular nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.....36

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Características macroscópicas da madeira de Jatobá (<i>Hymenaea courbaril</i>)	17
Figura 2: Intensidade de fluorescência da lignina em diferentes regiões da parede das fibras dos lenhos normal (A), lenho de tração (B) e Lenho oposto (C) de <i>Eucalyptus grandis</i>	20
Figura 3. Camadas da parede celular.....	22
Figura 4. Preparo das amostras para o lenho do fuste.....	24
Figura 5. Preparo das amostras para o lenho do galho.....	24
Figura 6: Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho normal de <i>Hymenaea courbaril</i> L.....	27
Figura 7: Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho oposto de <i>Hymenaea courbaril</i> L.....	28
Figura 8: Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho de tração de <i>Hymenaea courbaril</i> L.....	29
Figura 9: Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho normal de <i>Hymenaea courbaril</i> L. A lamela média (LM), as camadas S1, S2 e S3 da parede celular, a parede primária (PP) e o canto celular (CC) são indicadas pelas setas brancas.....	32
Figura 10: Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho normal de <i>Hymenaea courbaril</i> L. Apresentando a região de transição entre as camadas S1 e S2.....	33
Figura 11: Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho oposto de <i>Hymenaea courbaril</i> L.....	34
Figura 12: Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho de tração de <i>Hymenaea courbaril</i> L.....	35

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. OBJETIVO	15
3. REFERENCIAL TEÓRICO	16
3.1 Exploração de madeira na região Amazônica.....	16
3.2 Características da madeira de Jatobá (<i>Hymenaea courbaril L.</i>).....	16
3.3 Características do lenho de reação.....	18
3.3.1 Lenho de tração.....	19
3.4 Lignina.....	20
3.5 Ângulo microfibrilar.....	21
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
4.1 Coleta e origem do material para estudo.....	23
4.2 Distribuição de lignina por meio da microscopia de fluorescência.....	24
4.3 Determinação do ângulo microfibrilar por Microscopia Eletrônica de Transmissão (MET).....	25
4.4 Delineamento experimental e análise estatística.....	26
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
5.1 Distribuição espacial da lignina por Microscopia de Fluorescência.....	26
5.2 Determinação do ângulo microfibrilar por Microscopia Eletrônica de Transmissão (MET).....	32

6. CONCLUSÕES	37
REFERENCIAS.....	35

1. INTRODUÇÃO

A geração dos resíduos florestais é um problema de caráter econômico e ambiental. Os resíduos provenientes da colheita florestal são desperdiçados em função da indústria madeireira não saber aproveitá-los por falta de tecnologia ou por falta de informações que embasem esse reaproveitamento. Nesse sentido, novas alternativas devem ser elaboradas para o gerenciamento e aproveitamento desses resíduos, potencializando a sua utilização e minimizando o desperdício na cadeia de produção.

Os resíduos florestais provenientes da região Amazônica envolvem toda a cadeia produtiva, desde a colheita até o processamento da madeira. No momento da colheita, por se tratarem de árvores de grande porte, a extração é comprometida e como consequência partes da árvore são deixadas para trás. Pontes e Afonso (2010) destacam que o volume de madeira da copa e galhos que são deixados em campo possuem potencial para gerar um novo processo produtivo. Entretanto, Braz et al. (2015) destacam que um dos impedimentos para desenvolvimento desses novos produtos provenientes de resíduos florestais é a falta de conhecimento e valor agregado de forma eficiente sobre o material.

As espécies do gênero *Hymenaea* sp., conhecidas popularmente como Jatobá, são consideradas de grande interesse para o mercado de madeira nativa do país e estão entre as mais exploradas na região Amazônica. Dentre os resíduos provenientes de árvores Amazônicas, os galhos são os que apresentam potencial madeireiro. No geral, os galhos apresentam formação de lenho diferenciada do lenho do fuste de árvores eretas, denominada de lenho de tração (MONTEIRO et al., 2010).

O lenho do fuste de árvores eretas é denominado de lenho normal, enquanto o lenho de árvores que estão plantadas em terrenos inclinados ou sofrem algum esforço mecânico, é denominado de lenho de reação. Em coníferas o lenho reação é denominado de lenho de compressão, enquanto nas folhosas, lenho de tração. Em ambos os lenhos, as células que constituem os tecidos vegetais possuem parede celular com diferentes níveis de organização estrutural.

Os tecidos vegetais são heterogêneos, constituídos de diferentes células que possuem parede celular como, por exemplo, as fibras. A parede celular das fibras é dividida em parede primária e parede secundária, a parede secundária ainda se subdivide nas camadas S1, S2 e S3. Sendo a camada S2 é a mais espessa, quando comparada às camadas S1 e S3, é considerada a

mais influente sobre as propriedades da madeira (DONALDSON, 2008). Embora delgadas, as camadas S1 e S3 desempenham função importante de enrijecimento da parede celular contra tensões de água e resistência ao esmagamento (BOOKER, 1993).

Na parede celular, a orientação das microfibrilas ocorre de forma diferenciada em cada camada, sendo denominada de ângulo microfibrilar – AMF. (BENIN et al., 2017). O AMF, principalmente da camada S2, influencia diretamente em algumas propriedades da madeira como resistência mecânica, rigidez e estabilidade dimensional. A variação do AMF pode ocorrer em função da espécie, posição radial, altura e tipo de lenho, comprometendo a aplicação final no material.

Do ponto de vista químico, a madeira é um biopolímero tridimensional composto principalmente de celulose, hemiceluloses e lignina (LEPAGE et al., 1986). A lignina é uma macromolécula que possui função de enrijecimento da parede celular, pode ser considerada como percussora da definição de processos produtivos no setor de celulose e papel e na conversão da biomassa florestal em carvão vegetal. As empresas do setor florestal buscam subsídio para identificarem a melhor aplicabilidade da madeira em função de suas propriedades.

O conhecimento das propriedades da madeira proveniente dos galhos, principalmente as características microscópicas, ainda é um gargalo para algumas espécies tanto provenientes de florestas plantadas, quanto de florestas nativas da região Amazônica. Desta forma, a hipótese deste estudo é que existem diferenças na distribuição da lignina e na orientação das microfibrilas nas paredes celulares dos lenhos do fuste e galho de *Hymenaea courbaril* L.

2. OBJETIVO

O objetivo deste estudo foi avaliar a distribuição espacial da lignina e determinar a variação do ângulo microfibrilar nas paredes celulares dos lenhos do fuste e do galho de *Hymenaea courbaril* L. como contribuição para entender a alteração do comportamento do lenho de reação em relação ao lenho normal.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 Exploração de madeira na região Amazônica

O Brasil é o segundo país com maior extensão em áreas florestais, com 493,6 milhões de hectares, do total desta cobertura florestal, cerca de 98,4% são compostos por florestas nativas (ABIMCI, 2019). O Bioma Amazônia é o maior em extensão, representando 49,29% da área total do Brasil (IBGE, 2004). Dentre as atividades econômicas desenvolvidas nessa região, destaca-se a produção madeireira.

A exploração florestal na Amazônia foi impulsionada a partir de 1970, com a criação das estradas que davam acesso às florestas densas de terra firme, ricas em madeira de alto valor comercial, com baixos preços de aquisição e devido a redução do estoque de madeira na região Sul do Brasil (VERÍSSIMO et al., 1998). A década de 1980 foi marcada pelo crescimento expressivo da atividade florestal madeireira, onde associou-se à ocupação da fronteira com o desmatamento intensificado. A situação só mudou em 1990, quando o Brasil passou a exigir o manejo florestal (VERÍSSIMO et al., 1992).

Segundo Lentini et al. (2020) em 1998 a Amazônia brasileira gerou 10,8 milhões de m³ de produtos de madeira nativa, reduzindo para apenas 57% desse volume em 20 anos, 6,2 milhões de m³. Entretanto, os autores complementam que o consumo de madeira tropical interno na Amazônia aumentou de 1,5 milhão de m³ em 1998, para 2,2 milhões de m³ em 2018.

No ano de 2020 o volume total de madeira tropical serrada exportada pelo Brasil foi de 450.217 m³, apresentando queda de 15% com relação ao valor de exportação em 2019 (ABIMCI, 2020). Segundo dados do ITTO (2021), as exportações de madeira tropical tiveram aumento no primeiro trimestre de 2021, sendo os principais compradores os Estados Unidos (compensado e pisos) e Vietnã (madeira serrada).

3.2 Características da madeira de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.)

O Jatobá (*Hymenaea* sp.) pertence à família Fabaceae. É uma espécie tropical que apresenta baixas exigências nutricionais e hídricas, pode ser encontrada em terrenos que apresentam solos distróficos e bem drenados (LEE; LAGENHEIM, 1975). No Brasil o gênero *Hymenaea* sp. destaca-se por apresentar 16 espécies, sendo 12 delas endêmicas (PINTO et al., 2020). Estas espécies são apreciadas pelos usuários devido à sua gama de aplicações. Segundo Tonini; Arco-verde (2004) estas espécies podem ser empregadas em produtos serrados, sendo

comercialmente utilizadas em pisos, carpintaria, equipamentos esportivos, mobília, cabo de ferramentas, vigas, caibros, batentes de portas e esquadrias. A madeira de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) é amplamente conhecida e possui grande importância econômica, estando entre as mais exploradas na região Amazônica (SNIF, 2020).

A madeira de Jatobá apresenta como características macroscópicas o cerne e alburno distintos pela cor, cerne variando do castanho-amarelado ao castanho-avermelhado, alburno branco-amarelado; cheiro e gosto imperceptíveis; grã variando de regular a irregular (IPT, 2013). As camadas de crescimento são bem distintas, individualizadas pela presença de parênquima marginal; os vasos são visíveis a olho nu, difusos e predominantemente solitários (TREVIZOR, 2011), como pode ser observado na Figura 1. Paula (1999) realizou a caracterização microscópica da espécie *Hymenaea courbaril* var. *stilbocarpa* e observou a presença de fibras abundantes com paredes espessas, curtas, com intervalo de variação entre 1070 e 1550 µm de comprimento.

Figura 1. Características macroscópicas da madeira de Jatobá (*Hymenaea courbaril*).



Fonte: Trevizor (2011).

As propriedades químicas da madeira de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) foram avaliadas por Castro et al. (2015), os valores obtidos foram 31,88% de lignina, 12,78% de extrativos, 0,36% de minerais e 54,98% de holocelulose. Já a densidade básica da madeira

Hymenaea courbaril L. determinada por Sousa et al. (2019) foi de 0,84 g.cm⁻³. Moreira e Moutinho (2018) realizaram ensaios mecânicos em madeira do fuste e galho de *Hymenaea* sp. e constataram na compressão paralela às fibras os valores de 85 e 94 MPa para galho e base do tronco, respectivamente.

3.3 Características do lenho de reação

O lenho de reação é um tecido formado por alterações fisiológicas no câmbio vascular, influenciadas por fatores genotípicos e ambientais. Este tecido é produzido para compensar os esforços físicos sofridos pela árvore que ocasionam a reorientação das células (DUNHAM; CAMERON, 2000). Esta reorganização celular ocorre em função da variação da atividade cambial que acarretará em modificações anatômicas e ultraestruturais no xilema, para atingir a função biomecânica de sustentação (RUELLE, 2014).

O deslocamento da medula da posição central da tora é um dos indicadores da formação do lenho de reação. Conforme foi observado por Ferreira et al. (2008), as árvores de clones de *Eucalyptus* plantadas em baixada, encosta leve e encosta forte apresentaram medula excêntrica e tendência a formação de lenho de tração. A excentricidade da medula é consequência da variação e alargamento dos anéis de crescimento (PANSIN; DE ZEEUW, 1980). Este deslocamento está associado a diferenças na atividade cambial que resulta no desenvolvimento não balanceado da copa (DUNHAM; CAMERON, 2000). Os estímulos que ocasionam a formação do lenho de reação são iguais para coníferas e folhosas, entretanto, a resposta do tecido é diferenciada (BARNETT et al., 2014).

Em coníferas, o lenho de compressão pode ser identificado pela presença de anéis de crescimento anuais marcadamente excêntricos, com maior porção de lenho inicial nos anéis de crescimento em comparação ao lenho tardio; formado no lado voltado para baixo dos caules e galhos inclinados das árvores (KOLLMANN; CÔTÉ Jr, 1968). A transição do lenho inicial para o lenho tardio, dentro do anel de crescimento, é gradual e as células do lenho inicial apresentam paredes mais espessas (PROHASKA et al., 1998). No lenho de compressão, existe uma variabilidade tanto no tamanho dos anéis de crescimento, quanto na proporção de lenho inicial e lenho tardio (TIMELL, 1973). Em folhosas o lenho tracionado, face voltada para cima, dos galhos e caules inclinados denomina-se lenho de tração (ZOBEL; BUIJTENEN, 1995).

3.3.1 Lenho de tração

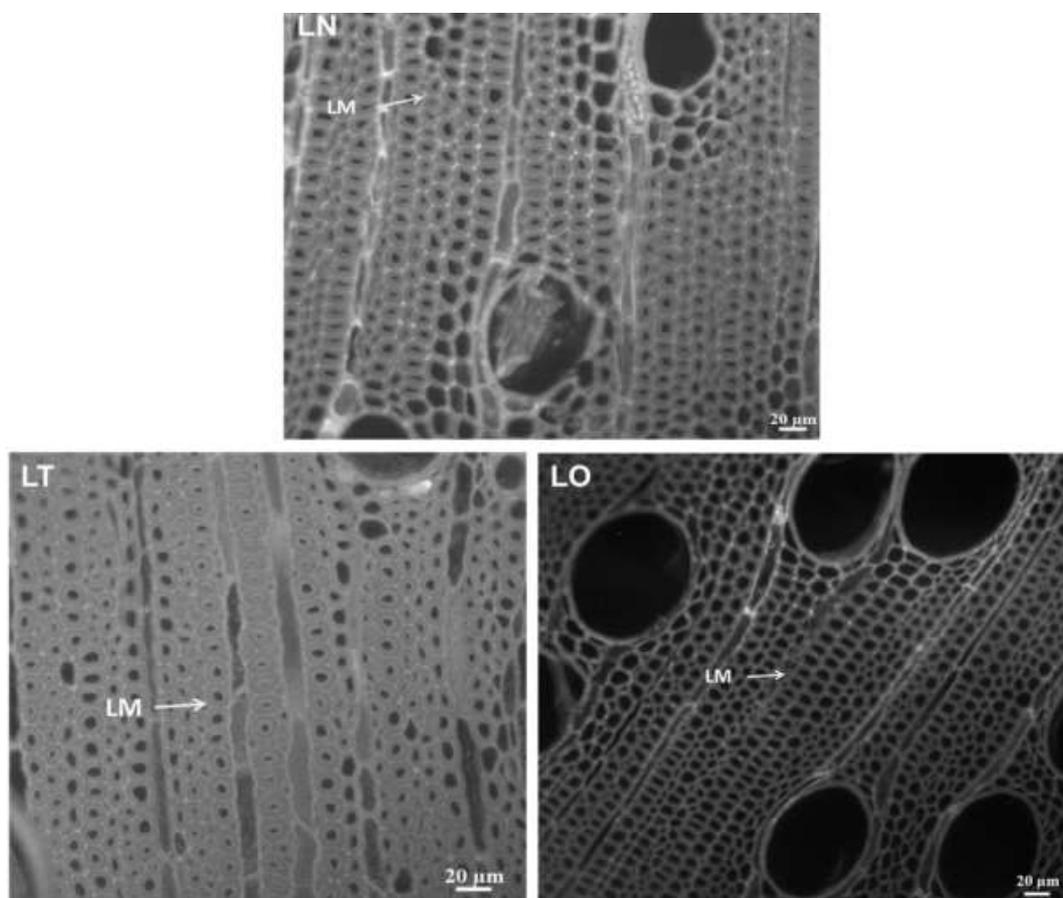
As características da madeira que enfatizam a presença do lenho de tração são a presença de fibras mais longas e que possuem menor proporção de lignina, quando comparadas às fibras de lenho normal, o que as tornam esbranquiçadas (RUELLE et al., 2014). Os vasos deste lenho apresentam menor frequência que o lenho oposto (RUELLE et al., 2006). As fibras do lenho de tração são caracterizadas por altos níveis de celulose cristalina e por baixo AMF (DÉJARDIN et al., 2010). Neste lenho, o AMF é menor que 5° (ALMERÁS; CLAIR. 2016).

O lenho de tração pode apresentar fibras com camada gelatinosa, que é uma camada adicional às demais camadas da parede celular. Muitos autores afirmam que na camada G não há a presença de lignina, entretanto, há trabalhos que notificam a presença de lignina em algumas regiões desta camada. Gierlinger e Schwanninger (2006), por meio de Microscopia Confocal Raman observaram a presença de uma pequena borda lignificada em direção ao lume na camada gelatinosa.

Na camada gelatinosa as microfibrilas se ligam menos fortemente do que nas demais camadas da parede celular (CÔTÉ Jr. et al., 1969). Clair et al. (2006) constataram em seus estudos com 21 diferentes espécies que em sete delas havia ocorrência de lenho de tração sem a presença da camada gelatinosa. Ruelle et al. (2006) afirmam que em espécies em que não foi identificada a camada G, foram observadas fibras com a parede secundária mais espessa.

A constituição química da parede celular do lenho de tração é diferenciada do lenho normal. Baba *et al.* (1996) avaliando a constituição química do lenho de tração em *E. camaldulenses* L. constataram a presença de 53,9% de celulose, 14,4% de lignina, 29,8% de polissacarídeos e 1,8% de outras substâncias. Já Souza et al. (2019), verificaram a distribuição da lignina na parede celular da madeira de *Eucalyptus grandis*, sendo que os resultados demonstraram que no lenho de tração a intensidade de fluorescência para lignina foi 40% menor, quando comparado ao lenho normal (Figura 2).

Figura 2. Intensidade de fluorescência da lignina em diferentes regiões da parede das fibras dos lenhos normal (A), lenho de tração (B) e Lenho oposto (C) de *Eucalyptus grandis*.



Fonte: Souza (2017).

3.4 Lignina

A lignina é um polímero amorfo que está presente em diferentes tipos de plantas, como herbáceas e lenhosas, durante a formação do lenho. Ela desempenha função de fornecer reforço estrutural aos tecidos vegetais e enrijecimento da parede celular (DONALDSON, 2001), além de incorporar a matriz de polissacarídeos, celulose e hemiceluloses, favorecendo a coesão ao tecido da madeira (PLOMION et al. 2001). A lignina se apresenta como o componente mais hidrofóbico da madeira, atuando como material cimentante ou adesivo entre as fibras, além de fornecer à parede celular rigidez e alta resistência à compressão (PETTERSEN, 1984).

O processo de lignificação em espécies lenhosas inicia-se na lamela média e parede primária e se espalha na parede secundária, esse processo ocorre como última etapa da

diferenciação celular, onde a lignina preenche os espaços interlamelares (DONALDSON, 2001).

Diversas técnicas são utilizadas para observação da distribuição da lignina na madeira. Xu et al. (2006) estudaram a distribuição da lignina na parede celular de *Caragana Korshinskii* utilizando a microscopia confocal de varredura a laser e a microscopia de transmissão com análise dispersiva de raios-x. Miyafuji et al. (2017) utilizaram a microscopia confocal Raman para quantificação da lignina na biomassa lenhosa. Já Ma et al. (2013) utilizaram a microscopia de fluorescência para determinação do conteúdo de lignina na parede celular.

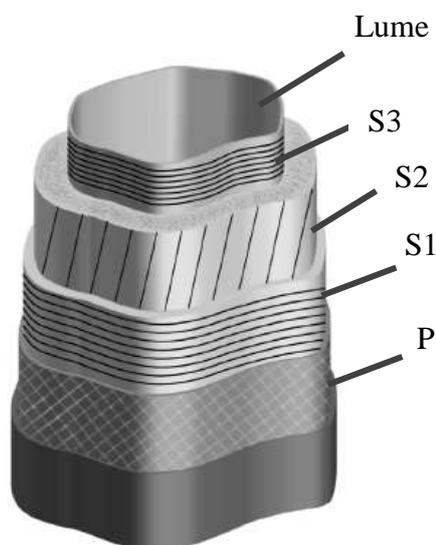
A variação do teor de lignina entre as camadas da parede celular foi objeto de estudos de diferentes autores ao longo dos anos. Fromm et al. (2003) avaliaram a distribuição da lignina nas camadas da parede celular em madeira de Abeto e Faia, observaram que a lignina ocorre em concentrações elevadas na lamela média composta (CML) e que na transição entre a camada S1 e S2 ocorre aumento da concentração de lignina. Agarwal (2006) observou o mesmo padrão para madeira de *Picea mariana*, encontrando alta concentração de lignina na lamela média e no canto celular, seguidos da parede secundária.

3.5 Ângulo microfibrilar

O ângulo microfibrilar – AMF refere-se ao ângulo formado entre o eixo axial das fibras e a orientação das microfibrilas de celulose da parede secundária das células, que a depender da camada em que está inserida apresenta certo grau de inclinação (DONALDSON, 2008).

A orientação das microfibrilas de celulose ocorre da forma diferenciada entre as camadas da parede celular. Na parede primária a deposição é dispersa, já na parede secundária ocorre transversalmente nas camadas S1 e S3; e axialmente na camada S2 (WARDROP; PRESTON (1947), como pode ser observado na Figura 3. A camada S3 é mais eficaz no enrijecimento da parede no plano transversal do que a camada S2, contribuindo com a resistência ao colapso (BOOKER; SHELL (1998).

Figura 3. Camadas da parede celular.



Fonte: Donaldson (2019).

O ângulo microfibrilar apresenta tendência de redução no sentido medula-casca. Lima et al. (2004) ao estudarem madeira de clones de *Eucalyptus* observaram que houve um declínio no valor do AMF medido no sentido medula-casca, apresentando uma redução de cerca de 13% no valor medido entre a medula e a casca. Ferreira et al. (2018) avaliando diferentes genótipos de eucalipto observaram que o AMF diminuía conforme a amostragem ia se aproximando da casca.

Para Ramos et al. (2011), por meio da determinação do AMF é possível identificar a presença da madeira adulta. O AMF tem tendência a mostrar menor variação entre árvores de madeira adulta (15 anos ou mais) do que em madeira juvenil (COWN et al. 1999). Segundo Lima et al. (2014) há uma diminuição gradual do ângulo microfibrilar com o aumento da idade cambial. Este fato foi também observado por Souza et al. (2017) que estudando os lenhos juvenil e adulto de *Eucalyptus* e *Corymbia*, constataram maiores valores para o ângulo microfibrilar na parte juvenil do lenho (próximo a medula) e menores valores na parte adulta do lenho (próximo a casca).

O ângulo microfibrilar também varia no sentido longitudinal. Segundo Evans et al. (2000) o menor valor do ângulo microfibrilar foi entre 30 e 50% da altura total da árvore de

Eucalyptus nitens, voltando a aumentar em direção ao topo. Embora não tenham observado tendência definida, Ribeiro et al. (2011) avaliaram a variação do ângulo microfibrilar da madeira de cedro australiano aos 4 anos, no sentido base-topo. Já Rocha (2019) observou que o AMF aumentou da posição 0% até a 100% na altura comercial da árvore.

São descritos diferentes métodos para determinação do ângulo microfibrilar, dentre eles encontram-se a microscopia de luz polarizada que foi utilizada por Lima et al. (2004) e a microscopia eletrônica de transmissão, utilizada por Souza (2017). A observação das pontoações também é uma técnica utilizada para determinação do ângulo microfibrilar. ESTA técnica foi empregada por Ferreira et al. (2018). O ângulo microfibrilar também pode ser estimado por difração de raios-x – DRX como empregado por Souza et al. (2022) e espectroscopia no infravermelho próximo – NIR, metodologia utilizada por Hein et al. (2012).

Ao longo dos anos foram desenvolvidas dissertações e teses com outras espécies florestais nativas por diferentes grupos de pesquisadores do Brasil. Silva (2018) determinou o ângulo microfibrilar para espécie *Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake, o valor médio encontrado foi de 39,94°. O ângulo microfibrilar da espécie amazônica *Carapa guianensis* foi determinado por Firmino et al. (2019), os valores médios obtidos foram 11,3° a 12,9°. Já AMF da espécie *Hymenaea courbaril* L. foi determinado por Moreira et al. (2020), que obtiveram para madeira do galho média de 6,75° e para madeira do tronco média de 4,42°.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Coleta e origem do material para estudo

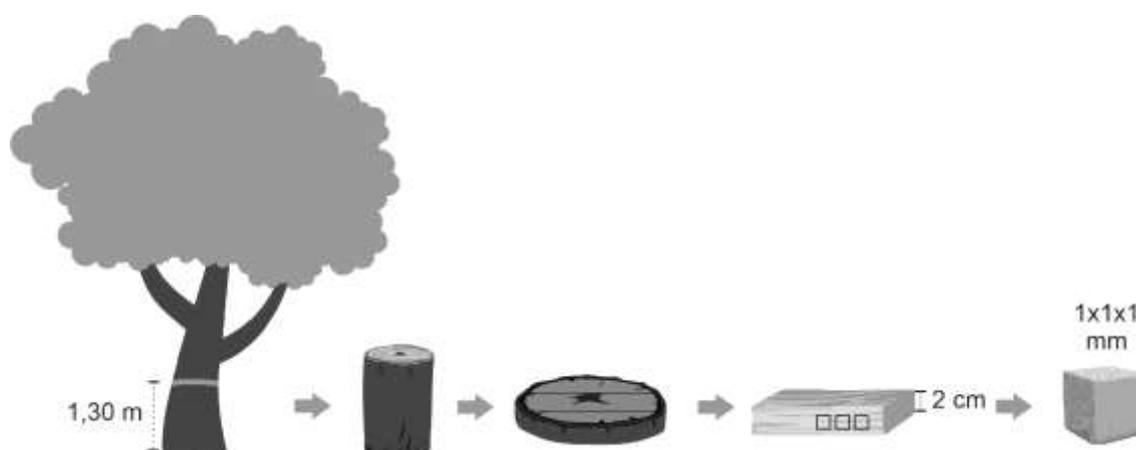
A madeira estudada pertence à espécie de *Hymenaea courbaril* L., proveniente da Unidade de Manejo Florestal da Gleba Nova Olinda I, integrante do conjunto de Glebas Estaduais Mamuru-Arapiuns, uma área de floresta pública estadual administrada pela empresa Rondobel Florestal, localizada no município de Santarém, Pará.

Foram coletadas duas árvores, considerando o tronco ereto e os galhos que apresentaram diâmetro mínimo de 30 cm. De cada fuste foi retirado um disco com 10 cm de espessura na secção transversal na altura de 1,30 m do nível do solo (Diâmetro a altura do peito – DAP). Da base de cada galho, foi retirado um disco de 10 cm de espessura, totalizando quatro discos utilizados no experimento.

De cada disco do fuste foi retirada uma faixa central de 2 cm de espessura para o preparo das amostras. As amostras foram confeccionadas em três posições radiais interna, intermediária

e próximo à casca, nas dimensões de $1 \times 1 \times 1$ mm. Foram confeccionadas 3 amostras de cada disco do fuste, como pode ser observado na Figura 4.

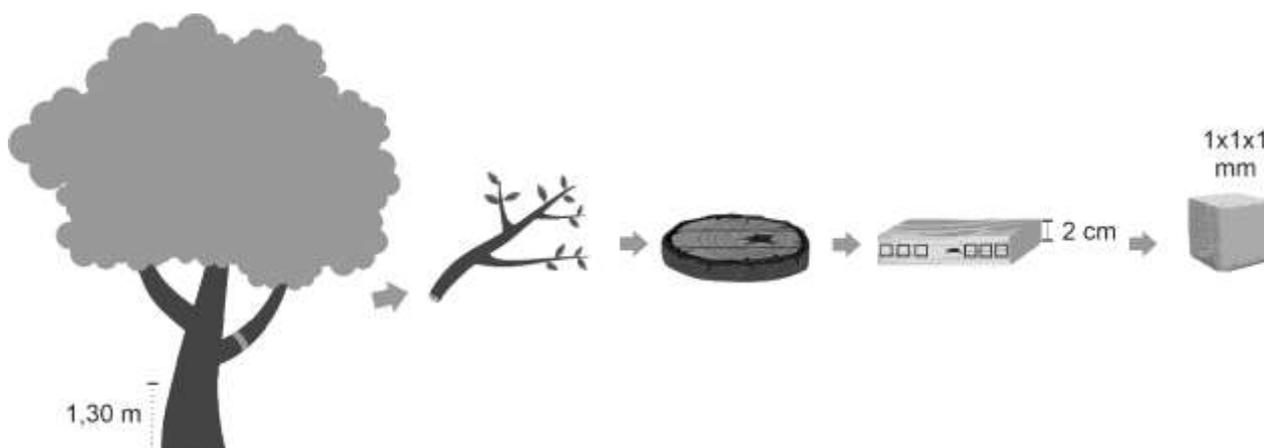
Figura 4. Preparo das amostras para o lenho do fuste.



Fonte: Da autora (2022).

De cada disco do galho foi retirada uma faixa central de 2 cm de espessura para o preparo das amostras. As amostras foram confeccionadas em três posições radiais interna, intermediária e próximo à casca, nas dimensões de $1 \times 1 \times 1$ mm, tanto no lenho oposto como no lenho de tração. Foram confeccionadas 3 amostras considerando o lenho oposto e 3 amostras considerando o lenho de tração, como pode ser observado na Figura 5.

Figura 5. Preparo das amostras para o lenho do galho.



Fonte: Da autora (2022).

4.2 Distribuição de lignina por meio da microscopia de fluorescência

Para a observação do conteúdo de lignina presente na parede celular, foram utilizadas 18 amostras nas dimensões de $1 \times 1 \times 1$ mm. Destas amostras foram confeccionadas lâminas

histológicas com o auxílio do Micrótopo Leica SM 2000. Os cortes foram retirados na seção transversal das amostras com 5 µm de espessura. Posteriormente, os cortes foram contrastados com Auramina 0,1% por 20 minutos (adaptado de OLIVEIRA, 2013). Após contrastado, os cortes histológicos foram analisados no microscópio de Fluorescência Observer Z1 Zeis AX10, utilizando o filtro HQ 370/40 Q495 500 LP (GFP).

As imagens obtidas no microscópio de fluorescência foram analisadas no software Image J. Para isso, observou-se os valores do Int Dean que representa a densidade de cada pixel presente na imagem. A densidade integrada de lignina na parede celular dos lenhos normal, oposto e de tração da madeira de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) foi verificada por meio da diferença da intensidade de brilho de uma região para outra.

4.3 Determinação do ângulo microfibrilar por Microscopia Eletrônica de Transmissão (MET)

Para determinação do ângulo microfibrilar, foram utilizadas amostras nas dimensões de 1x1x1 mm. Estas amostras foram parcialmente deslignificadas em solução de ácido acético glacial e peróxido de hidrogênio na proporção de 1/1, por três horas em estufa a 60°C. Posteriormente, as amostras foram adicionadas em solução Karnovisk por 24 horas, para estabilização das estruturas celulares. Após o intervalo de 24 horas o material foi lavado com cacodilato, por três vezes a cada dez minutos, sendo deixado na última lavagem uma pequena quantidade do cacodilato (solução tampão) e adicionadas seis gotas de tetróxido de ósmio. Após duas horas, o material foi lavado em água destilada para retirada do tetróxido ósmio. Posteriormente, as amostras foram embebidas em uranila por 24 horas. Após as 24 horas, as amostras foram desidratadas em solução crescente de acetona (30%, 50%, 70%, 90%, 100%) por dez minutos em cada solução. Em seguida, as amostras foram adicionadas em solução de resina Spurr a 30% por oito horas. Posteriormente foram embebidas em resina Spurr a 70% por 12 horas. Por fim, as amostras foram emblocadas em formas de silicone com resina Spurr a 100% por 48 horas, em estufa a 70°C.

Após o emblocamento em resina Spurr, foram retiradas seções longitudinais tangenciais ultrafinas de 80 nm com auxílio de um ultramicrótopo. Estas seções foram aplicadas em telas de cobre e contrastadas com acetato de uranila 2 % por 40 minutos em temperatura ambiente. Posteriormente, as amostras foram lavadas em água se CO₂. Em seguida, foram contrastadas com citrato de chumbo 3% por 5 minutos em temperatura ambiente. Posteriormente, as

amostras foram lavadas em solução de NaHO a 0,01 N. E por último, lavadas em água se CO₂ e secas em papel filtro. A contrastação das amostras seguiu o protocolo de preparo de amostras par MET do Centro de Microscopia da Universidade Federal de Minas Gerais.

Os cortes foram analisados utilizando o Microscópio Eletrônico de Transmissão Tecnai G2-12 - FEI SpiritBiotwin 120 kV. Para o tratamento das imagens e determinação do ângulo microfibrilar utilizou-se software Image J.

4.4 Delineamento experimental e análise estatística

Para a análise da distribuição da lignina, o experimento foi instalado em delineamento inteiramente casualizado entre o lenho do galho e lenho do tronco e separadamente, entre lenho de tração do galho e lenho oposto do galho.

Nas comparações entre posições radiais, para o lenho normal foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, enquanto para os lenhos de tração e oposto do galho foi adotado o delineamento casualizado em esquema fatorial 3×2 Três posições radiais (medula, intermediária e casca) \times dois tipos de lenho (tração e oposto).

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), para verificação das diferenças existentes entre os tipos de lenho. Quando foram estabelecidas diferenças estatísticas, aplicou-se o teste de Tukey ($p < 0,5$).

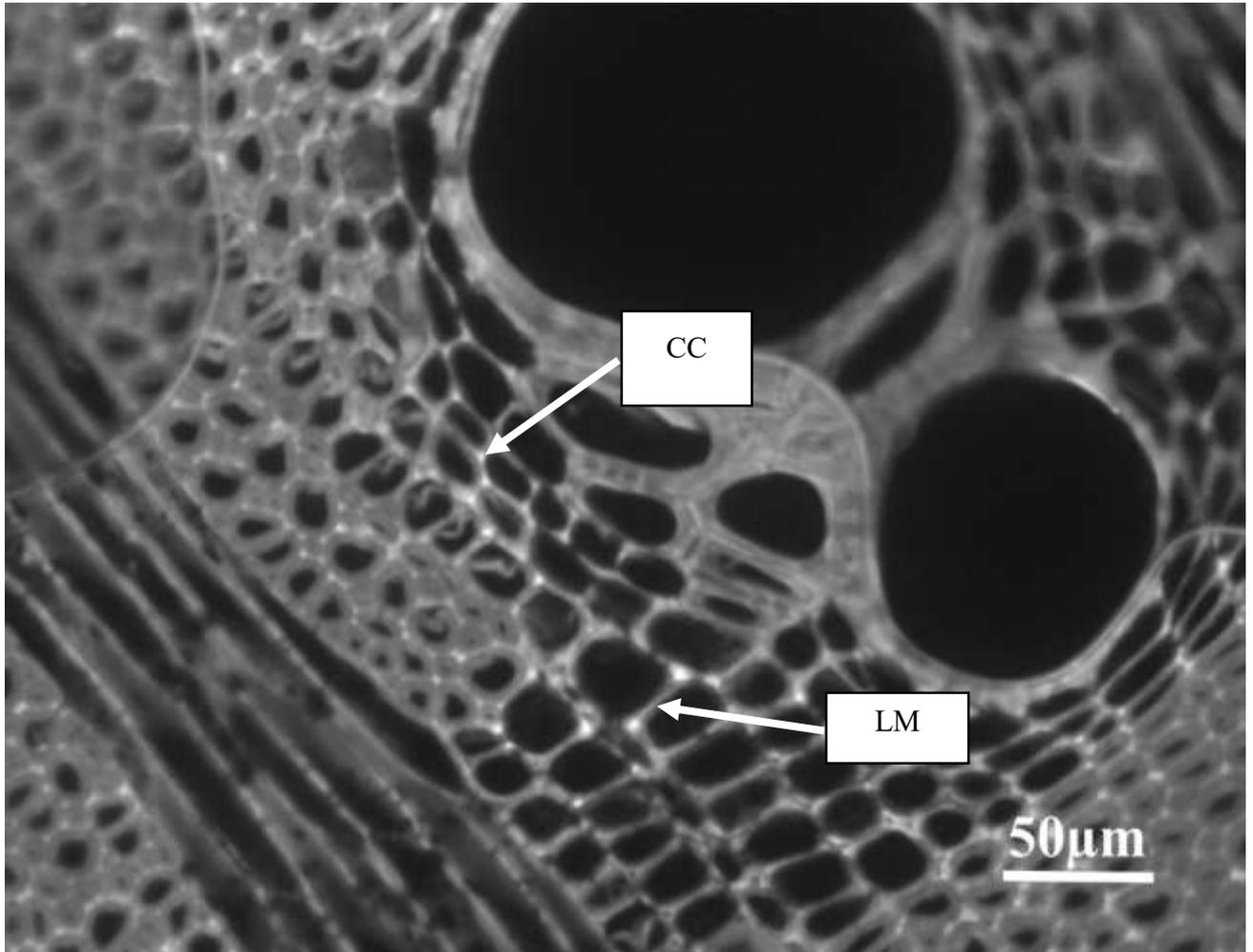
Para a análise da variação do ângulo microfibrilar os dados foram submetidos a estatística descritiva.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Distribuição espacial da lignina por Microscopia de Fluorescência

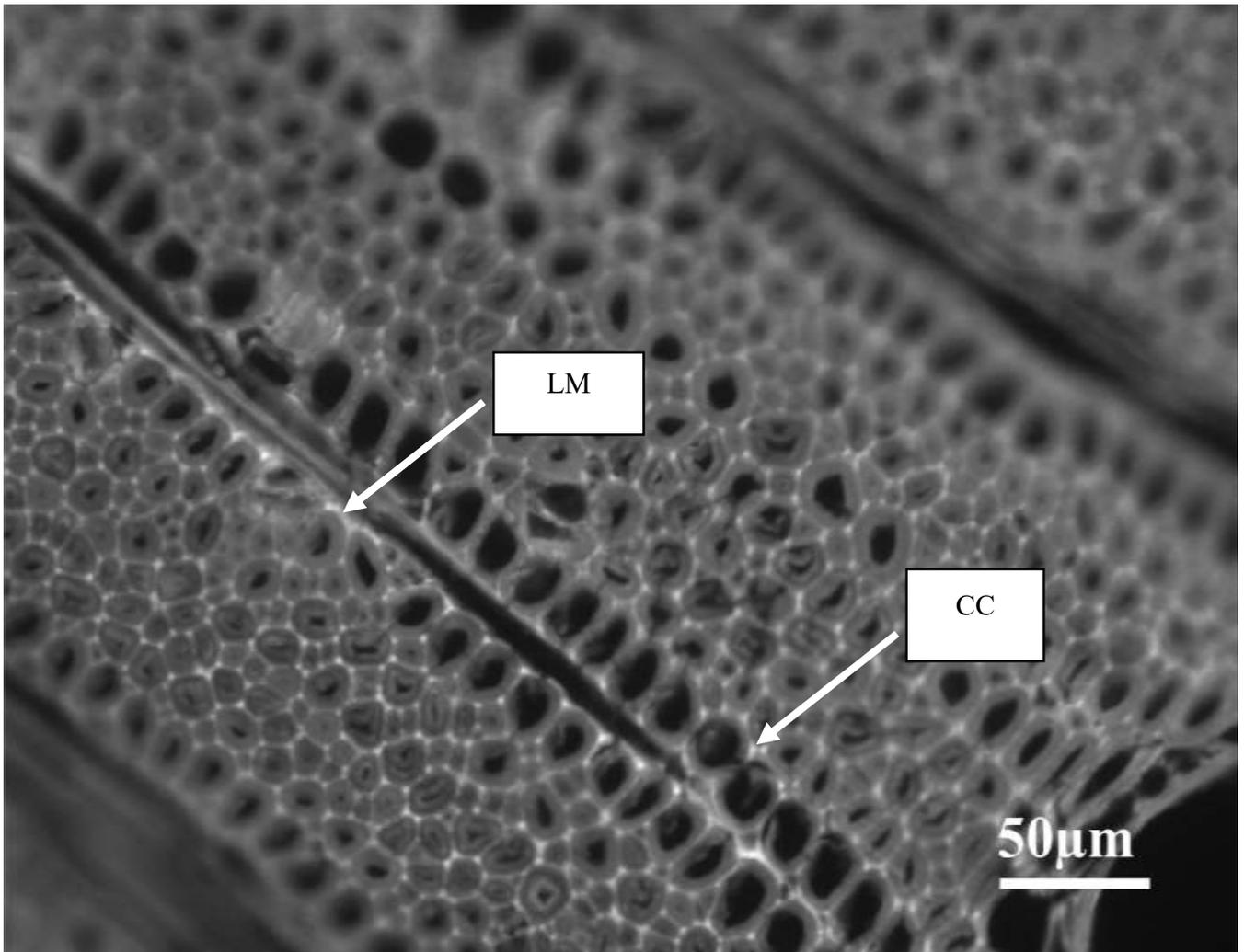
As imagens obtidas por Microscopia de Fluorescência permitem a visualização direta da intensidade de lignina em diferentes regiões da parede celular dos lenhos normal, oposto e de tração *Hymenaea courbaril* L., isso devido a autofluorescência da lignina. Nas Figura 6, 7 e 8 observa-se que independentemente do tipo de lenho a maior intensidade de lignina foi observada no canto celular e lamela média. Myiafuji et al. (2017) quantificaram o teor de lignina em biomassa lenhosa e constataram que o maior nível de lignificação ocorreu nos cantos celulares, seguido de camada S2.

Figura 6. Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho normal de *Hymenaea courbaril* L.



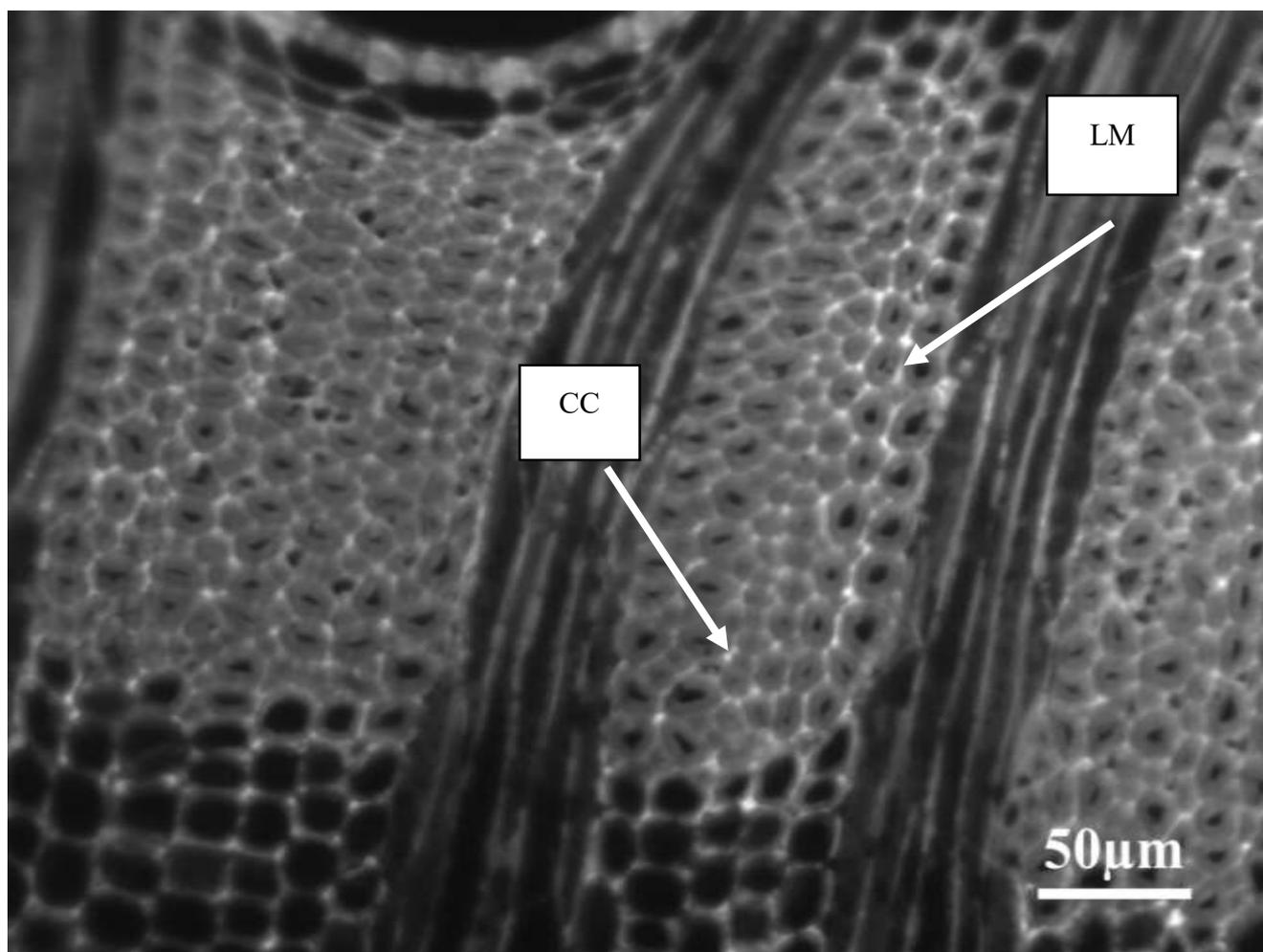
Legenda: CC – Canto Celular e LM – Lamela Média.

Figura 7. Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho oposto de *Hymenaea courbaril* L.



Legenda: CC – Canto Celular e LM – Lamela Média.

Figura 8. Imagem por Microscopia de Fluorescência do lenho de tração de *Hymenaea courbaril* L.



Legenda: CC – Canto Celular e LM – Lamela Média.

As células do lenho de tração (Figura 8) apresentaram, visualmente, espessura da parede da fibra superior e diâmetro do lume inferior à do lenho normal (Figura 6). Esse comportamento também foi observado por Aguayo et al. (2010) para a espécie *E. globulus*. Os últimos autores encontraram como resultado maior espessura da parede e menor diâmetro de lume nas fibras do lenho de tração, em relação às fibras do lenho normal.

Nas análises realizadas por Microscopia de Fluorescência no lenho de tração de *H. courbaril* (Figura 8) não foi observada a presença da camada gelatinosa (camada G), que segundo Clair et al. (2006) é característica do lenho de tração. Entretanto, a literatura também relata a ocorrência de lenho de tração sem a presença da camada G (GHISLAIN; ENGEL; CLAIR, 2019), padrão que também foi observado para *H. courbaril*.

Na Tabela 1 estão apresentados os valores médios para intensidade de lignina nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.

Tabela 1. Valores médios para intensidade de lignina nas posições radiais nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.

Tipo de lenho	Posição radial		
	Interna	Intermediária	Externa
Lenho normal	2,20 a	2,46 a	2,23 a
Lenho oposto	1,94 a	2,24 a	1,97 a
Lenho de tração	2,12 a	1,71 a	1,98 a

Os valores médios da variação da intensidade da lignina dos lenhos normal, oposto e de tração nas posições interna, intermediária e externa não diferiram estatisticamente a 5% de significância (Tabela 1). Souza et al. (2019) observaram esse mesmo padrão para a espécie de *Eucalyptus grandis*. Lima et al. (2011) avaliando madeira de *Eucalyptus umbra* R. T. Baker observaram que os valores obtidos para a distribuição de lignina não diferiram em relação as posições radiais. Entretanto, a literatura relata que há uma tendência de aumento de lignina no sentido medula-casaca (SOARES et al., 2018).

Os valores médios para a variação da intensidade de lignina entre o lenho oposto e o lenho de tração de *Hymenaea courbaril* L são apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Valores médios para intensidade de lignina entre o lenho oposto e lenho de tração de *Hymenaea courbaril* L.

Tipo de lenho	Média da intensidade de lignina
Lenho oposto	2,25±0,37 a
Lenho de tração	1,71±0,38 b

Os valores médios da variação da intensidade de lignina entre o lenho oposto e o lenho de tração diferiram estatisticamente a 5% de significância (Tabela 2). A intensidade de lignina no lenho oposto foi aproximadamente 31% maior quando comparado ao lenho de tração. O lenho de tração possui constituição química diferenciada, apresentando menores valores de lignina quando comparado ao lenho normal ou oposto (BABA et al., 1996; SOUZA et al., 2019). Os valores encontrados para *Hymenaea courbaril* L. estão em concordância com Yoshizawa et al. (2000) que avaliando a madeira das espécies *Magnolia obovata* e *Magnolia Kobus*, constataram que houve redução do teor de lignina no lenho de tração, quando comparado ao oposto.

Os valores médios para a variação da intensidade de lignina entre o lenho do tronco e o lenho do galho de *Hymenaea courbaril* L. são apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Valores médios para intensidade de lignina entre o lenho do tronco e lenho do galho de *Hymenaea courbaril* L.

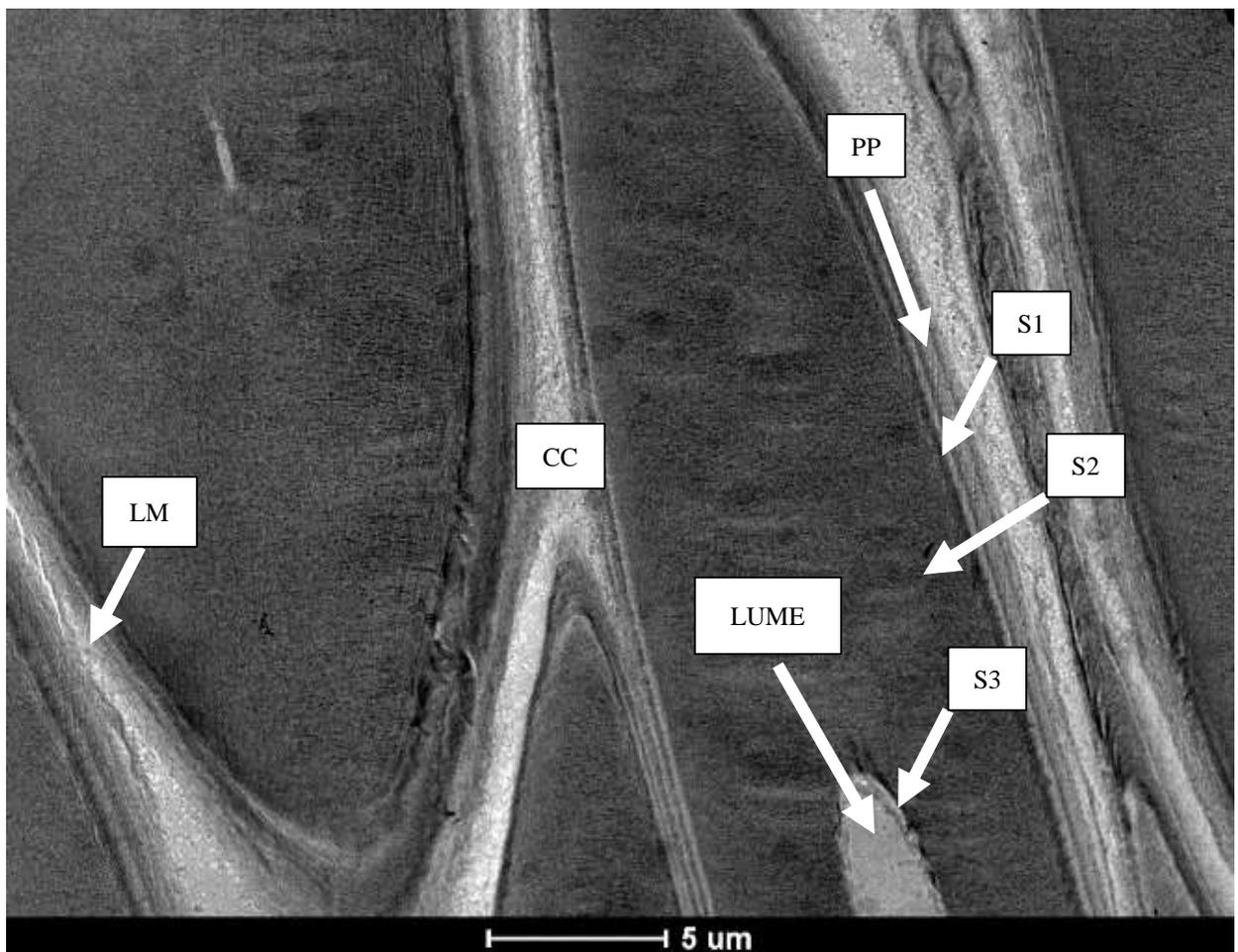
Tipo de lenho	Média da intensidade de lignina
Lenho do tronco	2,29±0,38 a
Lenho do galho	1,99±0,31 b

Os valores médios da variação da intensidade de lignina entre o lenho do tronco e o lenho do galho apresentaram diferença estatística 5% de significância (Tabela 3). Os valores de intensidade de lignina do lenho do tronco foram aproximadamente 15% superiores aos valores de intensidade de lignina do lenho do galho. Esses valores corroboram com os apresentados por Goulart et al. (2012) que verificaram em madeira de *Stryphnodendron adstringens*, barbatimão, que o lenho do tronco apresentou maior teor de lignina que o lenho do galho, havendo diferença estatística entre as amostras coletadas ao longo comprimento longitudinal tanto do tronco como do galho.

5.2 Determinação do ângulo microfibrilar por Microscopia Eletrônica de Transmissão (MET)

As imagens obtidas por Microscopia Eletrônica de Transmissão permitem a visualização das seções longitudinais tangenciais dos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. Na Figura 9 observa-se a imagem do lenho normal que apresenta lamela média (LM), canto celular (CC), parede primária (PP) e as camadas S1, S2 e S3. A identificação das camadas foi realizada em função dos diferentes tons de cinza de cada estrutura apresentada.

Figura 9. Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho normal de *Hymenaea courbaril* L. A lamela média (LM), as camadas S1, S2 e S3 da parede celular, a parede primária (PP) e o canto celular (CC) são indicadas pelas setas brancas.



Na Figura 10 está representada a posição intermediária do lenho normal. Nesta imagem observa-se a transição entre as camadas S1 e S2, onde na camada S1 as microfibrilas estão em

posições transversais e na camada S2 verifica-se que se encontram dispostas axialmente em relação ao eixo da fibra. Ainda que seja possível verificar a transição de S1 e S2, a qualidade das demais imagens inviabilizou a determinação do ângulo microfibrilar nas camadas S1 e S3 da parede celular. Esse comportamento pode ser observado nas Figuras 11 e 12, para o lenho oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. A inviabilização de medição do AMF nas camadas S1 e S3 evidencia que a metodologia do preparo das amostras deve ser refinada.

Figura 10. Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho normal de *Hymenaea courbaril* L. Apresentando a região de transição entre as camadas S1 e S2.

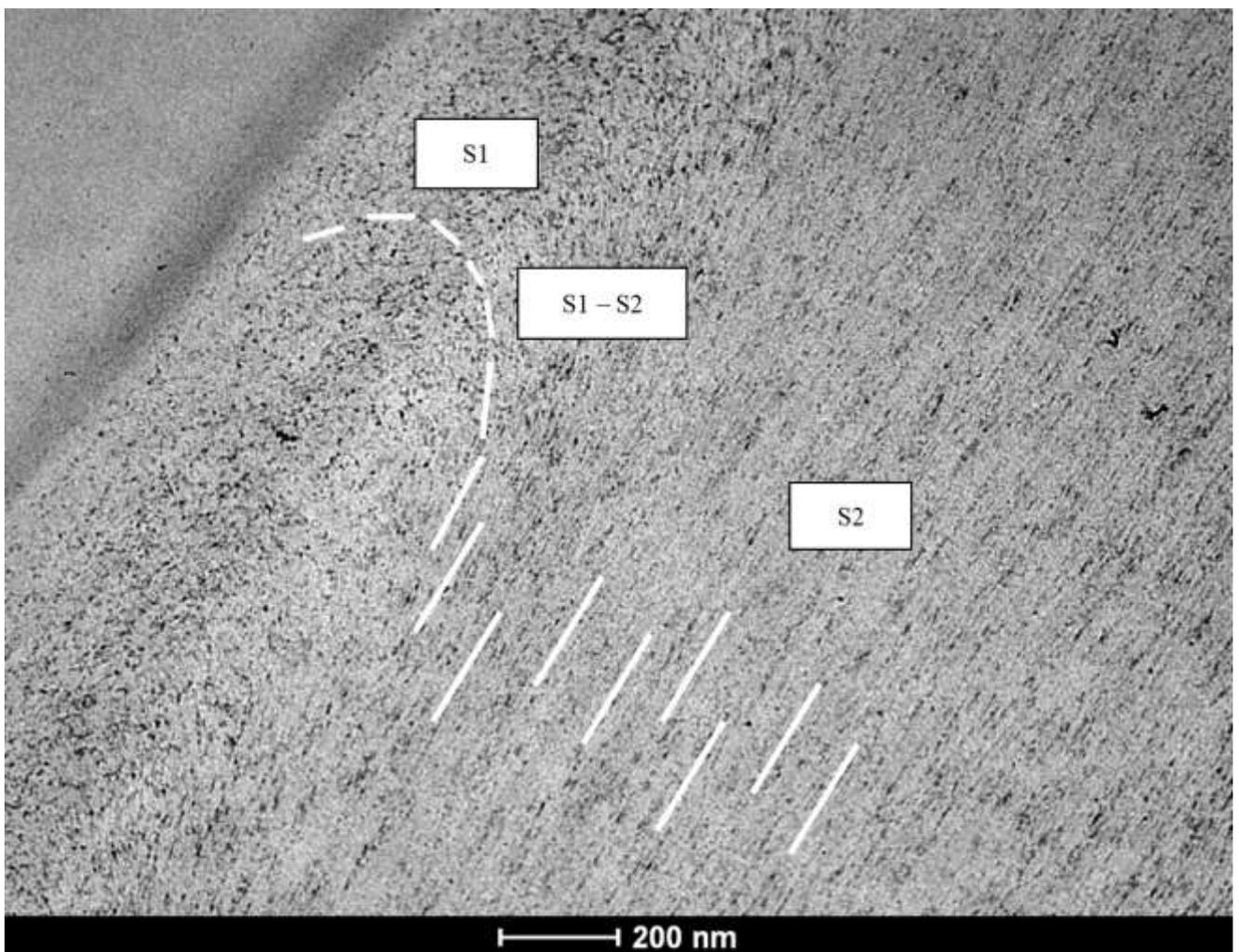


Figura 11. Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho oposto de *Hymenaea courbaril* L.

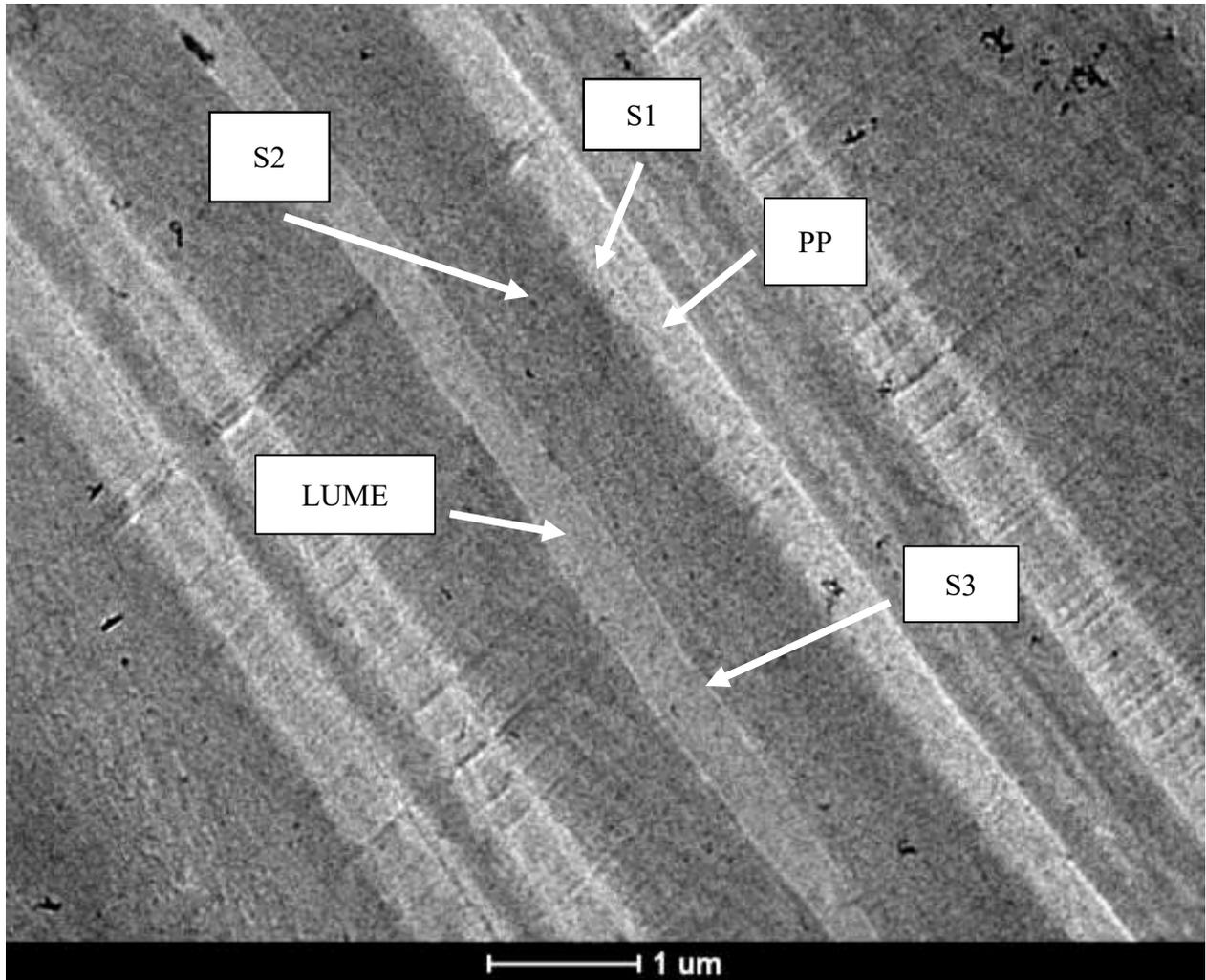
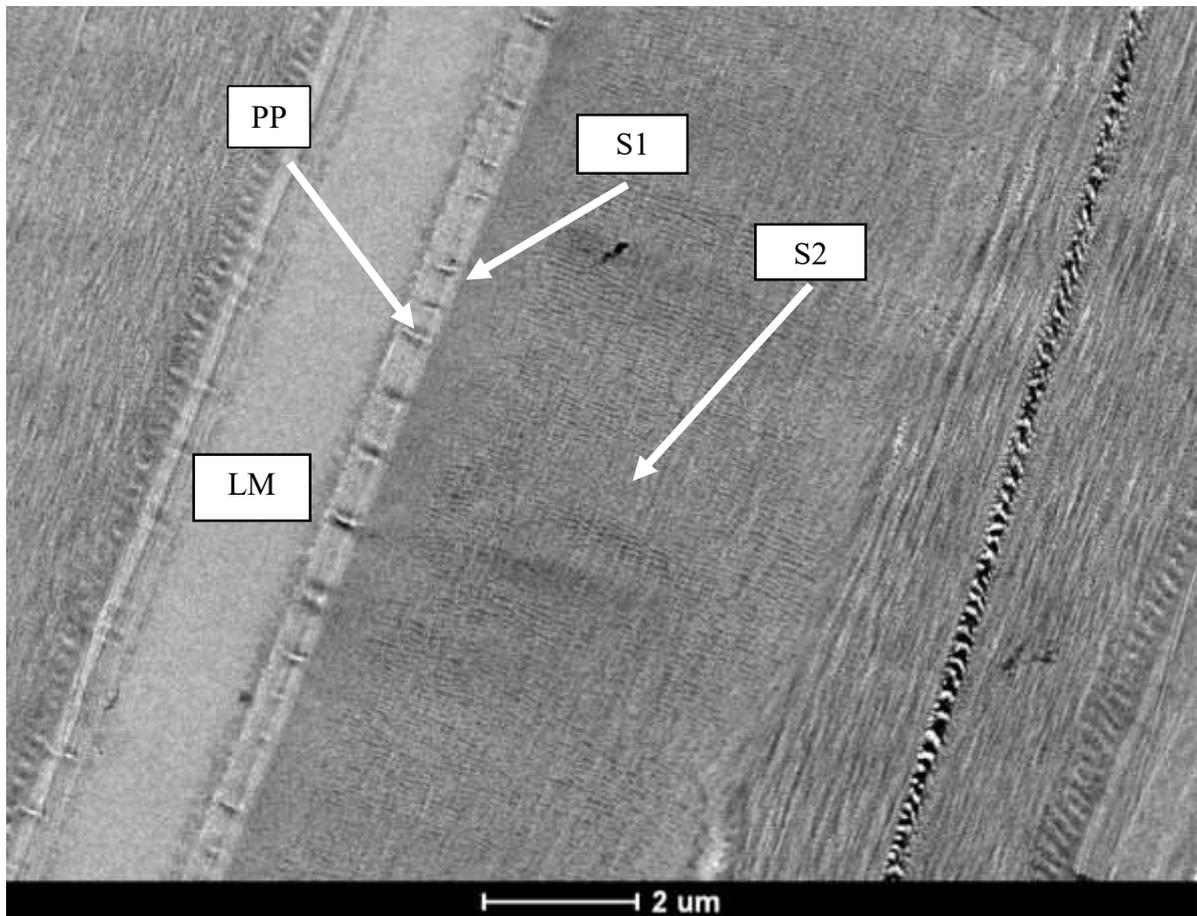


Figura 13. Imagem por Microscopia Eletrônica de Transmissão de fibras do lenho de tração de *Hymenaea courbaril* L.



Não foi possível verificar os valores do ângulo microfibrilar para as camadas S1 e S3, mas obteve-se valores para camada S2 nos três tipos de lenho. Os resultados podem ser observados na Tabela 4. Verifica-se que os valores de AMF na camada S2 variaram no lenho normal de 4,5° a 4,8°; no lenho oposto de 2,7° a 3,7° e no lenho de tração de 4° a 4,9°. Observa-se ainda que os menores valores foram observados na posição externa que é próxima à casca. Moreira et al. (2022) avaliando a mesma espécie, obtiveram valores médios de 4,42° para o lenho normal, 7,03° para o lenho oposto e 5,69° para o lenho de tração, ainda que os autores tenham determinado o AMF da parede celular completa e não por camadas, nota-se que os valores do AMF variam aproximadamente 3° quando comparados aos resultados obtidos nesta pesquisa.

A literatura relata que o ângulo microfibrilar possui tendência de diminuição no sentido medula-casca (LIMA et al., 2004; FERREIRA et al., 2018). Souza (2017) em seu trabalho com

Eucalyptus grandis verificou que o valor do ângulo microfibrilar na camada S2 foi menor quando comparado aos valores para as camadas S1 e S3, além disso, os valores do AMF da camada S2 diminuíram à medida que foram se aproximando da casca.

Tabela 4. Variação radial média do ângulo microfibrilar da camada S2 da parede celular nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.

Tipo de Lenho	Posição radial	Camada S2 da parede celular (°)
Normal	Interna	4,8
	Intermediária	4,6
	Externa	4,5
Média		4,6
Oposto	Interna	3,7
	Intermediária	2,8
	Externa	2,7
Média		3,06
Tração	Interna	4,9
	Intermediária	4,1
	Externa	4,0
Média		4,3

Na Tabela 5 são descritas as espessuras de cada camada da parede celular nos três tipos de lenho. No geral, nota-se que a camada S2 nos diferentes lenhos apresentou espessura maior quando comparada às demais camadas e parede primária. Verifica-se também que a camada S3 foi a que apresentou espessura menor quando comparada às camadas S1, S2 e parede primária, nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. A literatura relata que o lenho de tração tem tendência a apresentar células com paredes mais espessas quando comparadas às espessuras com o lenho oposto e o lenho normal (AGUAYO et al., 2010).

Tabela 5. Valores médios da espessura da parede primária (PP), camadas S1, S2 e S3 da parede celular nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.

Tipo de Lenho	Posição radial	Camadas da parede celular			
		PP	S1	S2	S3
		μm			
Normal	Interna	0,65	0,39	2,91	0,14
	Intermediária	0,68	0,33	2,96	0,19
	Externa	0,58	0,32		
Média		0,64	0,34	2,94	0,17
Oposto	Interna	0,31	0,16	1,91	0,21
	Intermediária	0,43	0,21	2,60	0,16
	Externa	0,45	0,26	3,82	0,20
Média		0,40	0,21	2,78	0,19
Tração	Interna	0,81	0,38	2,21	0,24
	Intermediária	0,68	0,24	2,37	0,30
	Externa	0,36	0,19	2,44	0,17
Média		0,62	0,27	2,34	0,24

6. CONCLUSÕES

- Houve diferença estatística na intensidade de lignina entre o lenho do tronco e do galho de *Hymenaea courbaril* L. A intensidade de lignina no lenho do tronco foi aproximadamente 15% superior ao valor de intensidade de lignina no lenho do galho;
- Houve diferença estatística na intensidade de lignina entre o lenho oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. A intensidade de lignina no lenho oposto foi aproximadamente 31% maior quando comparado ao lenho de tração.
- Não houve diferença estatística para a distribuição radial, sentido medula-casca, da intensidade de fluorescência da lignina nos lenhos normal, oposto e de tração;
- As regiões celulares foram identificadas por MET devido a diferenciação dos tons de cinza. Verificou-se: o canto celular (CC), lamela média (LM), parede primária (PP) e camadas S1, S2 e S3 na parede celular dos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L.
- As espessuras das camadas da parede celular foram determinadas para os lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. Observou-se que a camada S2 foi mais espessa nos três tipos de lenho, sendo a S3 a que apresentou valores menores, seguida por S1 e parede primária.

- Houve variação para valores médios do ângulo microfibrilar na camada S2 nos lenhos normal, oposto e de tração de *Hymenaea courbaril* L. Não foi possível determinar os valores médios de ângulo microfibrilar nas camadas S1 e S3 devido à baixa qualidade das imagens obtidas.

REFERÊNCIAS

- ABIMCI. **Balanco das exportações 2020**. Disponível em: <https://abimci.com.br/balanco-das-exportacoes-2020/>. Acesso em: 10 jul. 2021.
- ABIMCI. **Estudo Setorial da ABIMCI 2019**: ano base 2018. ABIMICI: Curitiba, 2019.
- AGARWAL, U. P. Raman imaging to investigate ultrastructure and composition of plant cell walls: distribution of lignin and cellulose in black spruce wood (*Picea mariana*). **Planta**, v.224, p.1141-1153, 2006.
- AGUAYO, M.G. et al. Determination of differences in anatomical and chemical characteristics of tension and opposite wood of 8-year old *Eucalyptus globulus*. **Maderas. Ciencia y Tecnologia**, v.12, p.241-251, 2010.
- ALMERÁS, T.; CLAIR, B. Critical review on the mechanisms of maturation stress generation in trees. **Journal of The Royal Society Interface**, v.13, n.122, 2016.
- BABA, K.; et al. Chemical and anatomical characterization of the tension wood *Eucalyptus camaldulenses* L. **Mokuzai Gakkaishi**, v.42, n.8, 795-798, 1996.
- BENIN, C. C. et al. Propriedades físicas e mecânicas da madeira de *Eucalyptus benthamii* sob efeito do espaçamento de plantio. **Ciência Florestal**, v.27, n.4, p.1375-1384, 2017.
- BOOKER, R. E. The importance of the S3 cell wall layer in collapse prevention and wood hardness. In: **24th Forest Products Research Conference. CSIRO Division of Forest Products**, Clayton, Victoria, Australia 3/17. Pp. 1–13, 1993.
- BOOKER, R. E.; SELL, J. The nanostructure of the cell wall of softwoods and its functions in a living tree. **Holz als Roh Werkstoff**, n.56, p.1-8, 1998.
- BRAZ, R. L. et al. Resíduos da colheita florestal e do processamento da madeira na Amazônia – uma análise da cadeia produtiva. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v.5, n.2, p.168-181, 2014.

CASTRO, J. P. et al. Uso de espécies Amazônicas para envelhecimento de bebidas destiladas: Análise física e química da madeira. **Cerne**, v.21, n.2, p.319-327, 2015.

Cell Wall Polymers in Reaction Wood. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.3, 2014.

CLAIR, B.; RUELLE, J.; BEAUCHÊNE, J.; PRÉVOST, M.F.; FOURNIER, M. Tension wood and opposite wood in 21 tropical rain forest species: occurrence and efficiency of the G-layer. **International Association of Wood Anatomists Journal**, v. 27, n. 3, p. 329-338, 2006.

CÔTÉ Jr, W. A.; et al. A contribution to the ultrastructure of tension wood fibers. **Wood Science and Technology**, v.3, p.257-271, 1969.

COWN, D. J., HEBERT, J.; BALL, J. Modelling Pinus radiata lumber characteristics. Part 1: Mechanical properties of small clears. **New Zealand Journal Forestry Science**, v.29, p.203-213, 1999.

DÉJARDIN, A.; et al. Wood formation in Angiosperms. **Comptes Rendus Biologies**, n.333, p.325-334, 2010.

DONALDSON, L. A. Lignification and lignin topochemistry — an ultrastructural view. **Phytochemistry**, v.57, p.859-873, 2001.

DONALDSON, L. A. Microfibril angle: measurement, variation and relationships – a review. **IAWA Journal**, v.29, n.4, p.345-386, 2008.

DONALDSON, L. A. Wood cell wall ultrastructure the key to understanding wood properties and behaviour. **IAWA Journal**, v.40, n.4, p. 645-672, 2019.

DUNHAM, R. A.; CAMERON, A. D. Crown, stem and wood properties of wind-damaged and undamaged Sitka spruce. **Forest Ecology and Management**, v.135, n.1-3, p.173-81, 2000.

EVANS, R. et al. Variation of microfibril angle, density and fiber orientation in twenty-nine Eucalyptus nitens trees. **Appita Journal**. v.53, n.6, p.450-457, 2000.

FERREIRA, S. et al. Excentricidade da medula em caules de clones de *Eucalyptus* cultivados em diferentes topografias. **Cerne**, v.14, n.4, p.335-340, 2008.

FERREIRA, C. A. et al. Biometria das fibras e ângulo microfibrilar de genótipos de Eucalipto. **Scientia Agraria Paraensis**, v.17, n.3, p.352-358, 2018.

FIRMINO, A. V. et al. Wood properties of *Carapa guianensis* from floodplain and upland forests in Eastern Amazonia, Brazil. **Scientific Reports**, v.9, 2019.

FROMM, J. et al. Lignin distribution in wood cell walls determined by TEM and backscattered SEM techniques. **Journal of Structural Biology**, v.143, p.77-84, 2003.

GIERLINGER, N.; SCHWANNINGER, M. Chemical Imaging of Poplar Wood Cell Walls by Confocal Raman Microscopy. **Plant Physiology**, V.140, P.1246-1254, 2006.

GHISLAIN, B.; ENGEL, J.; CLAIR, B. Diversity of anatomical structure of tension wood among 242 tropical tree species. **IAWA Journal**, v. 40, n. 4, p. 765-784, 2019.

GOULART, S. L. et al. análises químicas e densidade básica da madeira de raiz, fuste e galho de barbatimão [*Stryphnodendron adstringens* Coville] de bioma cerrado. **Cerne**, Lavras, v.18, n.1, p.59-66. 2012.

HEIN, P. G.; et al. Estimation of Microfibrillar Angle in *Eucalyptus urophylla* × *E. grandis* Wood by Near Infrared Spectroscopy. **Floresta e Ambiente**, v.19, n.2, p.194-199, 2012.

IBGE (2004). Conheça o Brasil – Território (Biomass Brasileiros). Recuperado de <https://educa.ibge.gov.br/jovens/conheca-o-brasil/territorio/18307-biomassbrasileiros.html>. Acesso em: 13 abr. 2021.

IPT. Catálogo de madeiras Brasileiras para a construção civil. p.54, 2013.

ITTO. Tropical timber market report. v.25, n.9, p.1-31, 2021.

Introduction the reaction wood. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.1, 2014.

KOLLMAN, F. F. P.; CÔTÉ Jr, W. A. Principles of wood and technology: I solid wood. **Spring – Verlag**, 1968.

LEE, Y. T.; LANGENHEIM, J. H. **Systematics of the genus *Hymenaea* (Leguminosae: Caesalpinioideae, Detarieae)**. Berkeley: University of California Press, 1975.

LENTINI, M.; et al. Como o mercado dos produtos madeiros da Amazônia evoluiu nas últimas duas décadas (1998-2018)? **IMAFLORA – Instituto de Manejo e Certificação Florestal e Agrícola**, 2020.

LEPAGE, E. S.; et al. Manual de preservação de madeiras. São Paulo: IPT. 2. ed. 1986. 708p.

- LIMA, J. T. Variation in microfibril angle in *Eucalyptus* clones. **Holzforschung**, v.58, p.160-166, 2004.
- LIMA, I. L. de.; et al. Propriedades da madeira de *Eucalyptus umbra* r. t. baker em função do diâmetro e da posição radial na tora. **Floresta e ambiente**, v.18, n.13, 289-298, 2011.
- LIMA, J. T.; RIBEIRO, A. O.; NARCÍSIO, C. R. P. Microfibril angle of *Eucalyptus grandis* wood in relation to the cambial age. **Maderas. Ciencia y Tecnología**, v.16, n.4, p.487-494, 2014.
- MA, J. et al. Transmission Electron Microscopy, Fluorescence Microscopy, and Confocal Raman Microscopic Analysis of ultrastructural and compositional heterogeneity of *Cornus alba* L. wood cell wall. **Microscopy and Microanalysis**, v.19, p.243-253, 2013.
- MIYAFUJI, H.; et al. Development of quantification method for lignin content in woody biomass by Raman micro-spectroscopy. **Vibrational Spectroscopy**, v.88, p.9-13, 2017.
- MOREIRA, L da S.; MOUTINHO, V. H. P. densidade básica e resistência mecânica de madeiras de resíduos florestais da região Amazônica. **Agroecossistemas**, v.10, n.2, p.64 -81, 2018.
- MOREIRA, L. da S. et al. Wood quality of residual branches of *Hymenaea courbaril* L. from logging in the Amazon rainforest. **Holzforschung**, 2022.
- Morphology, Anatomy and Ultrastructure of Reaction Wood. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.2, 2014.
- MONTEIRO, T. C.; et al. Influência do lenho de tração nas propriedades físicas da madeira de *Eucalyptus* sp. *Journal of Biothcnology and Biodiversity*, v. 1, n. 1, p. 6-11. 2010.
- OLIVEIRA, G. L. Topoquímica e abordagem sobre a estrutura e a conectividade lignina-fenolparede celular em *Euterpe oleracea* Mart. (Arecaceae). 2013. 72 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais e Florestais). Instituto de Florestas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2013.
- PANSHIN, A. J.; DE ZEEUW, C. Structure, identification, properties and uses of the commercial woods of the U.S. and Canadá. **Text Book of Wood Technology**, 1980.
- PAULA, J. E. Caracterização anatômica de madeiras nativas do cerrado com vistas à produção de energia. **Cerne**, v.5, n.2, p.26-40, 1999.

PINTO, R. B. et al. A Neglected New Species of Hymenaea (Leguminosae, Detarioideae) from the Brazilian Amazon. **Systematic Botany**, v.45, n.1, p.85-90, 2020.

PROHASKA, T; et al. Investigation of element variability in tree rings of young Norway spruce by laser-ablation-ICPMS. **The Science of the Total Environment**, v.219, n.1, p.29-39, 1998.

PONTES, S. M. A.; AFONSO, D.G. Análise da viabilidade técnica do aproveitamento dos resíduos florestais. . In: Anais Encontro Brasileiro em Madeiras e Estruturas de Madeiras; 2010.

RAMOS, L. M. A. et al. Variação radial dos caracteres anatômicos da madeira de *Eucalyptus grandis* W. Hill Ex Maiden e idade de transição entre lenho juvenil e adulto. **Scientia Florestalis**, v.39, n.92, p.412-418, 2011.

RIBEIRO, A. O. et al. Características das dimensões das fibras e análise do ângulo microfibrilar de *Toona ciliata* cultivada em diferentes localidades. **Floresta**, v.41, n.1, p.47-56, 2011.

ROCHA, J. J. DA. **Avaliação do ângulo microfibrilar da madeira de *Dipteryx odorata* (Aubl.) Willd – Cumaru em função da variação da umidade na madeira**. 2019. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia da Madeira). Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

RUELLE, J. et al. Tension wood and opposite wood in 21 tropical rain forest species. 2 Comparison of some anatomical and ultrastructural criteria. **IAWA Journal**, v.27, n.4, p.341-376, 2006.

SIVAN, P.; RAO, K.S. RAJPUT, K.S. Anatomy and cell wall chemistry of tension wood in *Hibiscus Cannabinus*. **Bosque**, v.42, n.1, p.99-110, 2021.

SILVA, J. P. de. **Potencial de uso de fibras de *Schizolobium parahyba* (Vell) Black na preparação de compósitos de polipropileno**. 2018. Dissertação (Mestrado em Planejamento e uso de recursos renováveis). Universidade Federal de São Carlos, Sorocaba, 2018.

SNIF. **Espécies florestais**. Disponível em: <https://snif.florestal.gov.br/pt-br/especies-florestais?modal=1&tipo=tableau>. Acesso em: 24 mar. 2021.

SOARES, A. K.; et al. Chemical composition and dimensional stability of three eucalypts wood. **Revista Matéria**, v.23, n.4, 2018.

SOUSA, W. C. S. et al. Wood colorimetry for the characterization of amazonian tree species: a subsidy for a more efficient classification. **Cerne**, v.25, n.4, p.451-462, 2019.

SOUZA, M. T. de. **Distribuição espacial da lignina e do ângulo microfibrilar na parede celular de *Eucalyptus grandis***. 2017. Tese (Doutorado em Ciências e Tecnologia da Madeira). Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2017.

SOUZA, N. C. M. da.; et al. Application of X-ray diffraction to assess the microfibril angle of green and dry *Eucalyptus grandis* wood. **Trees**, v.36, p.191–197, 2022.

SOUZA, M. T. et al. Delimitação estatística dos lenhos juvenil e adulto de *Eucalyptus* e *Corymbia*. **Scientia Florestalis**, v.45, n.116, p.611-618, 2017.

SOUZA, M. T. de et al. Distribuição espacial da lignina na parede celular da madeira de *Eucalyptus grandis*. **Scientia Forestalis**, v.47, n.121, p.125-130, 2019.

The chemical composition of wood. In: ROWEL, R. **The Chemistry of Solid Wood**. Washington, cap.2, v.207, 1984.

TIMELL, T. E. Studies on Opposite Wood in Conifers Part II: Histology and Ultrastructure. **Wood Science and Technology**, v.7, n.2, p. 79-91, 1973.

TONINI, H.; ARCO-VERDE, M. F. O jatobá (*Hymenaea courbaril* L.); crescimento, potencialidades e usos. EMBRAPA – **Documento 03**, Boa Vista, 2004.

TREVIZOR, T. T. **Anatomia comparada do lenho de 64 espécies arbóreas de ocorrência natural na floresta tropical Amazônica do estado do Pará**. 2011. Dissertação (Mestrado em Recursos florestais. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, SP, 2011.

VERÍSSIMO, A. et al. Logging impacts and prospects for sustainable forest management in an old Amazonian frontier: the case of Paragominas. **Forest Ecology and Management**, v.55, n. 1-4, p.169-199, 1992.

VERÍSSIMO, A. et al. Zoning of timber extraction in the Brazilian Amazon. **Conservation Biology**, v. 12, n.1, p. 128-136, 1998.

XU, F. et al. Anatomy, ultrastructure and lignin distribution in cell wall of *Caragana Korshinskii*. **Industrial Crops and Products**, v.24, p.186-193, 2006.

YOSHIZAWA, N. et al. Anatomy and lignin distribution of reaction wood in two *Magnolia* species. **Wood Science and Technology**, v. 34, p. 183–196, 2000.

WARDROP, A. B.; PRESTON, R. D. Organization of the cell walls of tracheids and wood fibers. **Nature**, London, v. 160, n. 4078, p. 911-913, 1947.

ZOBEL, B. J.; BUIJTENEN, J. P. **Wood variation its cause and control**. Springer Series in Wood Science, 1995.