



DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

**QUALIDADE DOS LENHOS NORMAL E DE REAÇÃO *DE*
Eucalyptus urophylla x *Eucalyptus grandis* POR MEIO DE
TÉCNICAS MICROSCÓPICAS E ESPECTROSCÓPICA**

LAVRAS – MG
2026

DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

**QUALIDADE DOS LENHOS NORMAL E DE REAÇÃO *DE*
Eucalyptus urophylla x *Eucalyptus grandis* POR MEIO DE
TÉCNICAS MICROSCÓPICAS E ESPECTROSCÓPICA**

Tese 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 Doutora.

Orientador

Prof. Dr. José Tarcísio Lima

Coorientadores

Prof. Dr. José Reinaldo Moreira da Silva

Prof. Dr. Eduardo Alves

LAVRAS – MG

2026

**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.

Qualidade dos lenhos normal e de reação de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis* por meio de técnicas microscópicas e espectroscópica. / Dáfilla Yara Oliveira de Brito. - 2026.

89 p. : il.

Orientador: José Tarcísio Lima

Coorientador: José Reinaldo Moreira da Silva

Coorientador: Eduardo Alves

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Lavras,
2026. Bibliografia.

1. Lenho de tração. 2. Parede celular. 3. Lignina. 4. Mapeamento químico. I. Lima, José Tarcísio. II. da Silva, José Reinaldo Moreira. III. Alves, Eduardo. IV. Universidade Federal de Lavras. V. Título.

DÁFILLA YARA OLIVEIRA DE BRITO

QUALIDADE DOS LENHOS NORMAL E DE REAÇÃO DE
***Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis* POR MEIO DE**
TÉCNICAS MICROSCÓPICAS E ESPECTROSCÓPICA

QUALITY OF NORMAL AND REACTION WOOD OF
***Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* BY MEANS OF**
MICROSCOPIC AND SPECTROSCOPIC
TECHNIQUES

Tese 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 Doutora.

APROVADO em 20 de março de 2026.

Dr. José Tarcísio Lima	UFLA
Dr. José Reinaldo Moreira da Silva	UFLA
Dr. Renata Mauri	SEDUC-SP
Dr. Linus Pauling de Faria Peixoto	UFJF
Dr. Bruna Roque Ugulino de Oliveira	UNIVERSITÉ LAVAL

Orientador

Prof. Dr. José Tarcísio Lima

Coorientadores

Prof. Dr. José Reinaldo Moreira da Silva

Prof. Dr. Eduardo Alves

LAVRAS – MG
2026

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por ter sido meu sustento, minha força e minha guia durante toda esta caminhada.

À minha família, especialmente à minha mãe, pelo amor incondicional, incentivo constante e apoio em todas as etapas da minha vida. Ao meu padrasto, pela presença, carinho e por sempre celebrar minhas conquistas. Aos meus irmãos, pelo companheirismo, amizade e apoio incondicional.

Aos meus amigos, de perto e de longe, pela compreensão, incentivo e por compartilharem comigo os desafios e as conquistas desta jornada.

Ao meu orientador, Prof. José Tarcísio Lima, pela confiança, orientação, apoio e ensinamentos ao longo desta trajetória. Aos professores José Reinaldo Moreira da Silva e Eduardo Alves, pelas contribuições e pelo suporte acadêmico.

Aos colegas Carlos Henrique e Bruno Charles, pelo apoio na coleta do material e dos dados utilizados neste estudo.

À Cenibra S.A., pelo fornecimento do material de pesquisa e pelo apoio logístico durante a coleta.

À Universidade Federal de Juiz de Fora, na pessoa do Prof. Luiz Fernando e do pesquisador Linus Pauling, pela colaboração e viabilização de parte desta pesquisa.

À Universidade Federal de Lavras, ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia da Madeira, bem como a todos os professores, técnicos, colaboradores e colegas que contribuíram para minha formação acadêmica e profissional.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

RESUMO

Árvores submetidas a condições ambientais adversas tendem a desenvolver lenho de reação, caracterizado por alterações estruturais e químicas na parede celular que podem influenciar suas propriedades tecnológicas. Nesse contexto, o objetivo deste estudo foi avaliar a estrutura e a composição química da parede celular de madeiras provenientes de árvores verticais e inclinadas de um clone de 7 anos de idade *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis*, utilizando microscopia confocal Raman (MCR) e microscopia de força atômica (MFA). Foram avaliadas cinco árvores verticais e cinco árvores inclinadas. Inicialmente, realizaram-se medições biométricas e da Deformação Residual Longitudinal (DRL). Após o abate, toras de 3 m de comprimento foram coletadas para obtenção de discos destinados à determinação da excentricidade da medula e de amostras para análises anatômicas e ultraestruturais. Foram avaliados a biometria das fibras, o ângulo microfibrilar (AMF), o mapeamento químico da parede celular por MCR e o imageamento da parede celular por MFA. As árvores inclinadas apresentaram maiores valores de DRL em relação às árvores verticais, indicando a presença de lenho de reação e maiores tensões de crescimento. Não foram observadas diferenças significativas na excentricidade da medula entre os grupos avaliados. As dimensões das fibras aumentaram no sentido medula-casca, enquanto o AMF apresentou tendência de redução nessa mesma direção. O lenho normal apresentou fibras mais longas, enquanto o lenho de tração apresentou paredes celulares mais espessas, principalmente na região externa do tronco, além de maiores valores de AMF. O mapeamento químico da parede celular por MCR evidenciou aumento da concentração de lignina da medula para a casca, com maiores intensidades associadas às bandas Raman próximas de 1600 cm^{-1} , especialmente na lamela média e nos cantos celulares. As bandas atribuídas à celulose, próximas de 380 cm^{-1} , foram identificadas nos espectros médios dos lenhos normal, de tração e oposto, em ambas as posições radiais. O lenho de tração apresentou menor intensidade relativa da banda de lignina em comparação aos demais tipos de lenho. O imageamento por MFA permitiu distinguir as camadas da parede celular, embora sem detalhamento completo da organização das microfibrilas.

Palavras-chave: Espectroscopia, Lenho de tração; Parede celular; Lignina; Mapeamento químico.

ABSTRACT

Trees subjected to adverse environmental conditions tend to develop reaction wood, characterized by structural and chemical modifications in the cell wall that may influence its technological properties. In this context, the aim of this study was to evaluate the structure and chemical composition of the cell wall of wood from vertical and inclined trees of a 7-year-old clone of *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* using Confocal Raman Microscopy (CRM) and Atomic Force Microscopy (AFM). Five vertical trees and five inclined trees were evaluated. Initially, biometric measurements and Residual Longitudinal Strain (RLS) were performed. After harvesting, 3-m-long logs were collected to obtain discs for pith eccentricity determination and samples for anatomical and ultrastructural analyses. Fiber biometry, microfibril angle (MFA), cell wall chemical mapping by CRM, and cell wall imaging by AFM were assessed. Inclined trees showed higher RLS values than vertical trees, indicating the presence of reaction wood and greater growth stresses. No significant differences were observed in pith eccentricity between the evaluated groups. Fiber dimensions increased from pith to bark, whereas MFA showed a decreasing trend along the same radial direction. Normal wood exhibited longer fibers, while tension wood presented thicker cell walls, particularly in the outer region of the stem, as well as higher MFA values. Cell wall chemical mapping by CRM revealed an increase in lignin concentration from pith to bark, with higher intensities associated with Raman bands near 1600 cm^{-1} , especially in the middle lamella and cell corners. Bands attributed to cellulose, near 380 cm^{-1} , were identified in the average spectra of normal, tension, and opposite wood at both radial positions. Tension wood exhibited lower relative intensity of the lignin band compared with the other wood types. AFM imaging allowed the distinction of cell wall layers, although without complete visualization of the microfibrillar organization.

Keywords: Spectroscopy; Tension wood; Cell wall; Lignin; Chemical mapping.

INDICADORES DE IMPACTO

Os resultados desta tese contribuem para o avanço do conhecimento sobre a formação e as características ultraestruturais do lenho de reação em clones de *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis*, fornecendo informações relevantes para o setor florestal. A caracterização da biometria das fibras, do ângulo microfibrilar e da distribuição espacial dos componentes químicos da parede celular amplia a compreensão dos mecanismos envolvidos na formação do lenho de tração e de sua influência sobre a qualidade da madeira. A aplicação de técnicas como a microscopia confocal Raman e a microscopia de força atômica, ainda embrionárias na área de Ciência e Tecnologia da Madeira, possibilita o desenvolvimento de metodologias para avaliação da madeira em escala microscópica e nanométrica, contribuindo para a seleção de materiais mais adequados a diferentes usos industriais. Os resultados obtidos podem auxiliar na previsão do desempenho tecnológico da madeira e favorecer a otimização de processos industriais relacionados à produção de celulose, painéis, madeira serrada, produtos engenheirados, biorrefinaria e bioenergia. Além disso, a pesquisa fortalece a formação de recursos humanos qualificados e amplia as possibilidades de aplicação de ferramentas de caracterização microscópica na ciência e tecnologia da madeira.

IMPACT INDICATORS

The results of this thesis contribute to advancing knowledge on the formation and ultrastructural characteristics of reaction wood in *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* clones, providing relevant information for the forestry and wood industries. The characterization of fiber biometry, microfibril angle, and the spatial distribution of cell wall chemical components enhances the understanding of the mechanisms involved in tension wood formation and its influence on wood quality. The application of techniques such as Confocal Raman Microscopy and Atomic Force Microscopy, still in its embryonic phase in the area of Wood Science and Technology, enables the development of methodologies for wood evaluation at microscopic and nanometric scales, contributing to the selection of materials better suited for different industrial applications. The results obtained may assist in predicting the technological performance of wood and support the optimization of industrial processes related to the production of pulp, panels, sawn timber, engineered wood products, biorefinery and bioenergy. Furthermore, this research strengthens the training of highly qualified human resources and expands the possibilities for applying microscopic characterization tools in wood science and technology.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Excentricidade da medula	33
Figura 2 – Agrupamento dos espectros obtidos dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pontos (225 espectros), no plano transversal do clone <i>Eucalyptus urophylla</i> $\times$ <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	49
Figura 3 – Comparação da média dos espectros obtidos dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pontos (225 espectros), no plano transversal do clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> $\times$ <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade	50
Figura 4 – Imagem de campo claro obtida no plano transversal da madeira do clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> $\times$ <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade utilizando Espectrômetro Raman Horiba LabHam Odyssey acoplado ao microscópio Olympus BXFM-ILHS, com objetiva de 100x com abertura numérica (NA) de 0,90.....	53
Figura 5 – Mapas químicos da distribuição de lignina ((integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos do lenho normal nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pixels (225 espectros), no plano transversal do clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> $\times$ <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	54
Figura 6 – Mapas químicos da distribuição de lignina ((integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos do lenho de tração nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pixels (225 espectros), no plano transversal do clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> $\times$ <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	55

Figura 7 – Mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos do lenho oposto nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pixels (225 espectros), no plano transversal do clone de *Eucalyptus urophylla* $\times$ *Eucalyptus grandis* com sete anos de idade.....55

Figura 8 – Comparação entre os mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pixels (225 espectros), no plano transversal do clone de *Eucalyptus urophylla* $\times$ *Eucalyptus grandis* com sete anos de idade.....56

Figura 9 – Imageamento da parede celular do lenho normal, na posição externa, no plano transversal do clone de *Eucalyptus urophylla* $\times$ *Eucalyptus grandis* com sete anos de idade..... 64

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Dados biométricos das árvores verticais e inclinadas em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	33
Tabela 2 – Deformações residuais longitudinais (DRL) medidas nas árvores verticais e inclinadas no clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade	38
Tabela 3 – Excentricidade da medula em clone de <i>E. urophylla</i> x <i>E. grandis</i> com sete anos de idade na base e a 3 m de altura.....	41
Tabela 4 – Variação da biometria das fibras entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade	42
Tabela 5 – Variação do ângulo microfibrilar (AMF) entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	44
Tabela 6 – Coeficiente de correlação entre biometria das fibras e ângulo microfibrilar entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade	46
Tabela 7 – Valores de p para as correlações entre a biometria das fibras (comprimento e espessura da parede) e ângulo microfibrilar entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	46
Tabela 8 – Bandas Raman e suas atribuições nos lenhos normal, de tração e oposto em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	51
Tabela 9 – Intensidade Raman dos mapas de lignina entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> com sete anos de idade.....	57
Tabela 10 – Distribuição de lignina nas camadas da parede celular.....	58

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	15
2. OBJETIVO	18
3. REFERENCIAL TEÓRICO	18
3.1. Lenho de árvores verticais e inclinadas	18
3.2. Tensões de crescimento.....	21
3.3. Excentricidade da medula.....	22
3.4. Biometria das fibras.....	24
3.5. Ângulo microfibrilar (AMF).....	25
3.6. Composição química da parede celular	27
3.7. Métodos espectroscópicos para avaliação da ultraestrutura da parede celular.....	29
3.7.1. Microscopia confocal Raman (MCR).....	29
3.7.2. Microscopia de força atômica (MFA)	31
4. MATERIAL E MÉTODOS	32
4.1. Área de coleta	32
4.2. Coleta de dados em campo	32
4.3. Excentricidade da medula.....	33
4.4. Biometria das fibras.....	34
4.5. Ângulo microfibrilar (AMF).....	35
4.6. Mapeamento de componentes químicos na parede celular por meio da Microscopia confocal Raman (MCR).....	35
4.7. Imageamento da parede celular por meio da microscopia de força atômica (MFA)	36
4.8. Análise estatística dos dados	36
5.1. Deformação Residual Longitudinal (DRL).....	38
5.2. Excentricidade da medula.....	40
5.3. Biometria de fibras	42

5.4.	Ângulo microfibrilar	44
5.5.	Correlação entre os valores de biometria das fibras e ângulo microfibrilar	46
5.6.	Mapeamento químico da parede celular.....	47
5.6.1.	Análise da composição dos espectros Raman	47
5.6.2.	Imagem de campo claro.....	52
5.6.3.	Mapas químicos para integração de lignina	53
5.6.4.	Variação da concentração de lignina nas posições interna e externa do caule.....	60
5.6.5.	Variação da concentração de lignina entre os lenhos normal, de tração e oposto.....	62
5.7.	Imageamento da parede celular por meio da microscopia de força atômica (MFA)	63
5.8.	Considerações sobre a microscopia confocal Raman e a microscopia de força atômica empregadas na avaliação da parede celular	65
5.9.	Formação do lenho de reação e implicações biomecânicas em <i>Eucalyptus urophylla</i> × <i>Eucalyptus grandis</i> que impactam a indústria.....	67
REFERÊNCIAS.....		70

1. INTRODUÇÃO

O gênero *Eucalyptus* ocupa posição de destaque no setor florestal mundial, especialmente em países tropicais como o Brasil, que, em 2024, contabilizou 8,1 milhões de hectares de florestas plantadas com eucalipto (IBÁ, 2025). O protagonismo das espécies de *Eucalyptus* está associado à rápida taxa de crescimento e à ampla adaptabilidade edafoclimática (Wink et al., 2013). As pesquisas de melhoramento genético contribuem para o desenvolvimento de clones com características tecnológicas direcionadas a diferentes usos industriais, como celulose e papel, painéis, bioenergia, produtos sólidos de madeira (Sá; Tambarussi, 2023), nanocompósitos (Gonçalves et al., 2020) e biorrefinaria (Gomes; Teixeira; Domingues, 2021). Apesar da ampla utilização das espécies de *Eucalyptus* pela indústria madeireira, ainda são necessárias investigações que visem reduzir defeitos que possam comprometer a qualidade da madeira (Silva et al., 2024).

A madeira é um material biológico heterogêneo, cujas células apresentam características anatômicas e químicas que influenciam seu comportamento físico e mecânico. Entre essas características, destacam-se a biometria das fibras, o ângulo microfibrilar (AMF) e a composição química da parede celular. A biometria das fibras fornece informações sobre o crescimento da árvore e sua aplicabilidade industrial, enquanto o AMF, que representa a inclinação das microfibrilas de celulose em relação ao eixo da célula, afeta diretamente a rigidez, a retração e a resistência da madeira. A composição química, por sua vez, determina a reatividade da madeira em processos industriais, sendo essencial para o planejamento e a otimização de produtos e processos (Barnett; Bonham, 2004; Rowell, 2012; Florsheim et al., 2002).

Árvores cultivadas sob condições ambientais adversas podem desenvolver mecanismos adaptativos, como a formação do lenho de reação, que apresenta propriedades distintas do lenho normal (Green et al., 1999). Esse tipo de lenho resulta de alterações na atividade cambial, levando a modificações na ultraestrutura do xilema secundário com função biomecânica (Ruelle, 2014). Além disso, pode ser identificado em função da excentricidade da medula, que é refletida em anéis de crescimento mais largos nessa região (Ruelle et al. 2006; Kuo; Timell, 1969). O lenho de reação

manifesta-se como lenho de tração em folhosas e lenho de compressão em coníferas, ambos influenciam o crescimento e a estrutura da madeira (Melo, 2004; Larson, 1969).

Nas folhosas, o lenho de tração apresenta características distintas em sua estrutura e composição química. Esse tipo de lenho é marcado por um menor AMF, menores teores de extrativos e de lignina, além da presença de uma camada adicional na parede celular, denominada camada gelatinosa ou camada G, a qual não ocorre em todas as espécies de folhosas (Barnett et al., 2014; Ruelle, 2014; Dos Santos et al., 2023). Embora diversos estudos tenham investigado as diferenças entre o lenho normal e o lenho de reação, especialmente em relação às suas propriedades anatômicas, físicas e mecânicas, ainda persistem lacunas quanto à caracterização mais detalhada da ultraestrutura e da composição química da parede celular. Nesse contexto, técnicas analíticas avançadas, particularmente as microespectroscópicas, têm sido cada vez mais empregadas para investigar essas características em escala microscópica. No entanto, apesar dos avanços proporcionados por essas abordagens, ainda há necessidade de ampliar e aprofundar sua aplicação, a fim de aprimorar a compreensão da organização estrutural e da distribuição química nos diferentes tipos de lenho, especialmente no lenho de reação.

Entre essas técnicas, destaca-se a microscopia confocal Raman (MCR), que permite análises químicas e estruturais da parede celular com alta resolução espacial (Everall, 2010). Essa técnica possibilita identificar compostos químicos e características estruturais da madeira por meio do espalhamento inelástico de uma radiação monocromática, gerando espectros que funcionam como uma espécie de “impressão digital molecular” dos componentes da parede celular (Agarwal, 2006; Da Costa et al., 2019; Mateu et al., 2020). Além disso, a MCR permite o mapeamento de componentes químicos, como a lignina e celulose, sem a necessidade de corantes ou agentes de contraste (Ji et al., 2013).

Outra técnica espectroscópica utilizada para avaliação ultraestrutural da parede celular é a microscopia de força atômica (MFA). Essa técnica tem sido utilizada para caracterização físico-mecânica da parede celular, permitindo visualizar a arquitetura em nanoescala e inferir resultados em função da disposição das microfibrilas de celulose (Wu et al., 2019; Adobes-Vidal et al., 2020; Zimmermann et al., 2006). Além disso, Li; Kasal (2025) relatam que a MFA pode ser empregada para medir a força de adesão

entre fibras naturais e a matriz cimentícia, ampliando seu uso em materiais compósitos. Embora os avanços tecnológicos tenham melhorado a análise das estruturas celulares, isolar pequenas áreas específicas da parede celular continua a ser um desafio (Zheng et al., 2017).

A caracterização química da madeira é fundamental para ampliar o conhecimento sobre a qualidade da madeira e subsidiar sua melhor indicação para aplicações industriais específicas. Segundo Vieira et al. (2021), a avaliação da proporção de lignina e celulose em diferentes clones pode auxiliar no desenvolvimento de materiais de maior qualidade para a indústria de celulose e papel. Além disso, a distribuição da lignina na parede celular pode influenciar diretamente a estabilidade térmica da madeira, constituindo um aspecto relevante para aplicações no setor energético (Andrade et al., 2024). Da mesma forma, Rodriguez et al. (2020) destacam que o conhecimento da composição química da madeira pode contribuir para a produção de materiais com propriedades mais adequadas e maior desempenho para a indústria moveleira.

A MCR possibilita a caracterização e o mapeamento de componentes químicos da parede celular, como lignina e celulose, permitindo avaliar sua distribuição entre as diferentes camadas celulares. Por sua vez, a MFA possibilita a observação da organização ultraestrutural da parede celular, incluindo o arranjo das microfibrilas de celulose. Em conjunto, essas técnicas contribuem para uma análise mais detalhada das relações entre estrutura, composição química e propriedades da madeira formada sob diferentes condições de crescimento.

Além do lenho de reação, fatores ambientais também podem influenciar significativamente a intensidade das tensões de crescimento na madeira (Beltrame et al., 2012). As tensões originam diversos problemas tecnológicos durante o processamento da madeira. Entre os principais defeitos observados destacam-se empenamentos e rachaduras em toras e tábuas, resultantes da liberação dessas tensões, o que compromete o rendimento industrial e eleva os custos de produção (Malan, 1995; Lima et al., 2004; Trugilho et al., 2006). Nesse contexto, a avaliação dessas tensões em árvores ainda em pé torna-se fundamental, pois permite identificar e selecionar materiais genéticos com melhor desempenho tecnológico e menor suscetibilidade a defeitos durante o processamento da madeira (Trugilho et al., 2006).

Diante das diferenças estruturais e químicas entre o lenho normal e o lenho de reação, bem como das limitações das técnicas convencionais para caracterização em nível ultraestrutural, supõe-se que o uso de métodos microscópicos de análise, como a microscopia confocal Raman (MCR) e a microscopia de força atômica (MFA), associados ao conhecimento de outras características do lenho, possa ampliar a compreensão da organização da parede celular.

2. OBJETIVO

O objetivo deste estudo foi avaliar a estrutura e a composição química da parede celular das madeiras de árvores verticais e inclinadas de um clone de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis*, por meio da aplicação de técnicas de microscopia confocal Raman e microscopia de força atômica.

Para subsidiar a discussão dos resultados também foram avaliados a Deformação Residual Longitudinal (DRL), indicadora das tensões de crescimento, a excentricidade da medula, o ângulo microfibrilar (AMF) e a biometria das fibras das madeiras estudadas.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1. Lenho de árvores verticais e inclinadas

A madeira é um tecido vegetal complexo, formado por diferentes tipos celulares organizados de maneira variável, que desempenha funções essenciais para o crescimento e a sustentação das árvores. Sua estrutura resulta do arranjo e das características das células individuais, que podem variar tanto entre espécies, dentro da espécie e dentro da mesma árvore. Em condições de crescimento ideais, o desenvolvimento em altura e diâmetro ocorre de forma uniforme, produzindo troncos eretos típicos com lenho considerado normal (Burger; Richter, 1991). Já em árvores submetidas a estresse ambiental, que apresentam tronco inclinado, o lenho formado possui características menos uniformes, refletindo adaptações da planta à condição adversa, considerado lenho de reação (Tocquard et al., 2014).

O lenho de reação é classificado em lenho de tração, típico de angiospermas, e lenho de compressão, típico de gimnospermas, apresentando características anatômicas e químicas distintas (Barnett et al., 2014). Esse tipo de madeira resulta na formação

assimétrica ao redor da circunferência do tronco, gerando maiores tensões de maturação no lado onde se desenvolve em relação ao lado oposto (Fournier et al., 2014). A formação do lenho de reação está ligada ao gravitropismo, ou seja, ao crescimento direcionado das plantas em resposta à gravidade, mediado pela percepção de células sensoriais, sinalização hormonal e crescimento diferencial de raízes e caules (Vandenbrink; Beije, 2019). A ação hormonal também é determinante, enquanto a auxina e etileno predominam no lenho de compressão, a auxina e giberelina influenciam o desenvolvimento do lenho de tração (Du; Yamamoto, 2007).

O lenho de reação forma-se principalmente em resposta à inclinação das árvores causada por esforços ambientais, permitindo que elas ajustem sua posição frente a estímulos gravitacionais, mecânicos e alterações no ambiente (Dadswell; Wardrop, 1949; Tocquard et al., 2014). Hein et al. (2016) estudaram os efeitos da declividade do terreno e da velocidade do vento em troncos de eucalipto e constataram que terrenos inclinados acentuaram a variação radial da densidade básica e em locais com forte ação dos ventos houve a redução dos AMF. Independentemente da espécie, as árvores reorientam seu eixo por meio de intensa atividade cambial, que provoca modificações anatômicas e ultraestruturais no xilema, restaurando o equilíbrio biomecânico (Ruelle, 2014). Embora estímulos semelhantes possam gerar lenho de tração ou de compressão, esses dois tipos se desenvolvem de maneiras distintas, influenciando diretamente a qualidade e o aproveitamento da madeira (Barnett et al., 2014; Burger; Richter, 1991).

A presença de lenho de reação é considerada um defeito, mesmo em pequenas quantidades, pois provoca alterações significativas nas propriedades da madeira (Vidaurre et al., 2013). Essas variações estruturais podem dificultar o desdobro e o aproveitamento da madeira de árvores que passaram por fase ativa de restauração vertical (Ruelle, 2014). Além disso, esse tipo de lenho pode gerar superfícies irregulares durante o processo de usinagem, resultando em tábuas com colorações contrastantes (Simpson; Tenwolde, 1999).

No lenho de compressão das coníferas, há aumento da quantidade de lignina nas paredes celulares e redução na proporção de carboidratos, enquanto em árvores de folhosas ocorre o contrário durante a formação do lenho de tração (Fagerstedt et al., 2014). Em comparação com a madeira normal, que apresenta propriedades mais favoráveis para a indústria madeireira, o lenho de reação possui características menos

desejáveis, afetando fibras, densidade, resistência e retração (Barnett et al., 2014). A desuniformidade do lenho de reação, refletida em variações anatômicas, de densidade e composição química, pode comprometer processos industriais como desdobro, secagem, classificação mecanizada e polpação, reduzindo a qualidade do produto final (Vidaurre et al., 2013).

O lenho de tração é um tecido que se forma tipicamente na face superior de galhos e troncos inclinados ou tortuosos de árvores folhosas (Barnett et al., 2014). Nem sempre é tão pronunciado como o lenho de compressão das coníferas e está comumente associado à excentricidade da medula (Ruelle, 2014). Anatomicamente, o lenho de tração caracteriza-se por fibras mais longas e achatadas com parede mais espessa e menor diâmetro do lúmen (Barnett et al., 2014; Souza et al., 2017), lamela média com menor área (Bowling; Vaughn, 2008), menor frequência de vasos (Clair et al., 2006) e menor AMF que o lenho normal (Ruelle, 2014). Além disso, pode estar associado à presença de uma camada gelatinosa interna nas fibras (Barnett et al., 2014), menor conteúdo de lignina em suas paredes celulares (Fagerstedt et al. 2014), maior conteúdo de galactanas e menor conteúdo de xilanas que o lenho normal (Kollman; Côté Jr, 1968).

A camada gelatinosa, também definida como camada G, é constituída por celulose e possui aparência translúcida (Côté Jr et al., 1969; Ruelle, 2014). Na presença de camada G mais espessa, a camada S2 tende a apresentar menor espessura (Clair; Thibaut, 2014). A organização da parede celular das fibras gelatinosas pode apresentar alguma variação em espécies diferentes (Ruelle, 2014). Essa camada apresenta orientação microfibrilar quase paralela ao eixo da fibra (Kollman; Côté Jr, 1968). Na ausência de hemiceluloses e lignina, as microfibrilas provavelmente estão ligadas entre si com menos firmeza do que em outras camadas da parede celular, tornando a camada G mais facilmente separada do restante da parede celular por forças mecânicas do que por reagentes químicos (Côté Jr et al., 1969). Além das variações estruturais acima, que podem aparecer em qualquer espécie contendo fibras gelatinosas, existe variação na intensidade do desenvolvimento da camada gelatinosa dentro da mesma árvore, expressa pela espessura da camada gelatinosa (Ruelle, 2014).

A aspereza da superfície e a resistência mecânica do lenho de tração são determinadas pelas variações nos teores de celulose e lignina na parede celular

(Kollman; Côté Jr, 1969). Esse lenho apresenta maior densidade básica que o lenho normal (Dadswell; Wardrop, 1949) e sofre contração acentuada quando a umidade está abaixo do ponto de saturação das fibras (Panshin; De Zeeuw, 1980). Em geral, a alta tensão de tração e a energia elástica acumulada na madeira de tração provocam problemas no processamento, como rachaduras nas extremidades e empenamento das tábuas (Clair; Thibaut, 2014).

3.2. Tensões de crescimento

As tensões de crescimento são forças que atuam sobre os tecidos das árvores, mantendo-as íntegras e eretas (Lima et al., 2004). Elas são características naturais do processo de crescimento, sendo mais intensas em árvores de folhas largas do que nas coníferas (Latorraca; Albuquerque, 2000). Essas tensões estão em equilíbrio enquanto as árvores estão de pé, posteriormente ao corte ocorrem imediatamente deformações e rachaduras nos topos de toras, em função da modificação do estado de equilíbrio que vigorava durante o crescimento (Ferrand, 1983). Para selecionar materiais com menores níveis de tensões e melhor distribuição ao longo da circunferência do tronco, é fundamental avaliar esses níveis em árvores vivas (Trugilho et al., 2006).

A tensões de crescimento podem variar em função de fatores genéticos, silviculturais, idades, tamanho da tora, taxa de crescimento e inclinação do fuste (Malan, 1988; Opie et al. 1984). O estudo de Huang et al. (2025) destaca que a análise das tensões de crescimento, em relação às características de desenvolvimento da árvore, oferece importantes diretrizes para identificar o melhor período de colheita e a redução nos defeitos da madeira. Para Beltrame et al. (2012) por meio das medidas das tensões de crescimento é possível fazer a seleção de clones menos propensos ao desenvolvimento de rachaduras. Segundo Trugilho et al. (2006) a Deformação Residual Longitudinal (DRL) é uma técnica que pode ser empregada para medir essas tensões de crescimento em árvores vivas.

Trugilho et al. (2007) estudaram a relação da DRL com as características de crescimento em 11 clones híbrido de *Eucalyptus* e verificaram que a DRL apresentou diferença significativa entre clones e não foi significativa para posição longitudinal do tronco. Não houve correlação significativa entre a DRL e as características de crescimento da árvore. Trugilho et al. (2006) avaliaram a Deformação Residual Longitudinal (DRL) e Tangencial (DRT) em seis clones de *Eucalyptus* aos 15 anos de

idade e observaram que os clones com menores valores de DRL e DRT, além de menores tensões de crescimento, foram mais indicados para produção de madeira serrada. Cardoso Júnior et al. (2005) verificaram a DRL em diferentes espaçamentos e idade em clone híbrido de *Eucalyptus* e observaram que os resultados do experimento indicaram a redução linear no valor da DRL com o aumento do espaçamento e variação quadrática da DRL em função da idade. Trugilho et al. (2004) avaliaram os efeitos da idade e classe diamétrica na DRL em árvores de *Eucalyptus dunnii* Maiden e constataram que os níveis da DRL apresentaram tendência de aumento linear com a idade. O efeito da classe diamétrica evidenciou correlação negativa com a DRL aos 8 e 13 anos de idade.

Braz et al. (2017) analisaram a DRL em clones de *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* com 30 e 35 meses em áreas com forte ação dos ventos e encontraram média de 0,086 mm, sem correlação significativa com características da madeira, como densidade básica, MOE, MOR e crescimento das árvores. Delucis et al. (2015) analisaram a relação entre as propriedades tecnológicas da madeira e a DRL de Acácia-negra, constatando que, no ensaio de compressão paralela às fibras, o MOE apresentou correlação significativa e negativa, ou seja, à medida que os valores de DRL aumentam, o MOE tende a diminuir proporcionalmente. Souza et al. (2003) avaliaram a relação da DRL com outras características da madeira de *Eucalyptus* e verificam que a DRL mostrou correlação significativa com o índice de rachadura, densidade básica, desvio da grã, contrações volumétricas, radial e tangencial e resistência ao fendilhamento. Silva et al. (2016) estudaram a qualidade da madeira de *Khaya ivorensis* e *Khaya senegalensis* para a produção de madeira serrada e constataram que, para as duas espécies, não houve correlação significativa entre a DRL e as propriedades físicas da madeira (contração volumétrica e densidade básica).

3.3. Excentricidade da medula

A medula é um tecido parenquimático que tem como principal função o armazenamento de substâncias nutritivas e, em plantas jovens, também participa da condução ascendente de líquidos (Burger; Richter, 1991). A identificação de sua posição no tronco é importante para compreender o crescimento da árvore, suas respostas a fatores ambientais e para reconstruir seu histórico de desenvolvimento (Cerdeira; Hitschfeld-Kahle; Mery, 2007).

O deslocamento da medula em relação ao centro geométrico do tronco, conhecido como excentricidade da medula, está frequentemente associado à formação do lenho de reação (Ferreira et al., 2008). Essa excentricidade resulta do aumento da atividade cambial diferenciada, que reflete em de crescimento mais largos na região afetada (Ruelle et al. 2006; Kuo; Timell, 1969).

Ao analisarem as relações entre o arranjo espacial, a morfometria e a qualidade da madeira de *Eucalyptus grandis* cultivado em sistema silvipastoril, Tonini; Oliveira (2025) utilizaram o deslocamento da medula como uma das variáveis para avaliar a eficiência do sistema de cultivo. Os autores observaram que, em arranjos de plantio com linhas triplas, as árvores situadas nas linhas centrais apresentaram menor crescimento diamétrico e menor produção volumétrica. No entanto, essas árvores desenvolveram características morfométricas favoráveis à produção de madeira de melhor qualidade, como maior simetria de troncos e copas, resultando em menor deslocamento da medula e em toras mais cilíndricas, com menores índices de rachadura de topo.

A inclinação do fuste pode provocar alterações no padrão de crescimento radial das árvores, resultando em seções transversais excêntricas e deslocamento da medula. Nesse contexto, Boschetti et al. (2015), ao analisarem parâmetros dendrométricos e a excentricidade da medula em árvores inclinadas de eucalipto, observaram que a maioria das seções transversais dos fustes apresentou formato excêntrico. Os autores verificaram que o maior raio ocorreu na parte superior da inclinação do tronco, correspondente ao lado tracionado, enquanto no lado inferior da inclinação houve supressão do crescimento. Além disso, constatou-se aumento significativo da excentricidade da medula à medida que a inclinação dos fustes se tornava mais acentuada.

Resultados semelhantes foram observados por Monteiro et al. (2010), que investigaram a influência do lenho de tração nas propriedades físicas da madeira de diferentes espécies de *Eucalyptus*. Ao avaliarem quatro clones (*Eucalyptus pilularis*, *Eucalyptus urophylla*, *Eucalyptus camaldulensis* e *Eucalyptus maculata*), todos com 32 anos de idade, os autores verificaram a presença de medula excêntrica em todos os exemplares analisados. Entre as espécies avaliadas, *Eucalyptus pilularis* apresentou o maior deslocamento da medula, enquanto *Eucalyptus camaldulensis* apresentou menor deslocamento da medula. Nesse estudo, a excentricidade da medula foi utilizada como um indicador da presença de lenho de tração.

Ferreira et al. (2008) avaliaram a excentricidade da medula em clones de *Eucalyptus* cultivados sob diferentes condições topográficas e observaram que o deslocamento ocorreu em todos os clones analisados, com valores variando entre 2,53% e 4,55%. Mesmo em árvores verticais, plantadas em áreas de baixada, encosta leve e encosta forte, foi observada a presença de medula excêntrica. Nos indivíduos localizados em encostas, verificou-se tendência de a medula posicionar-se no lado oposto à declividade do terreno, o que indica resposta adaptativa da árvore às condições ambientais, provavelmente a ventos, e sugere a formação de lenho de tração.

Por outro lado, Lima, Garcia e Step (2007), ao investigarem a influência do desbaste e da fertilização no deslocamento da medula e nas rachaduras de extremidade de toras de *Eucalyptus grandis* Hill ex-Maiden, verificaram que o deslocamento da medula não foi significativamente influenciado pelos fatores silviculturais avaliados, como desbaste, adubação, classe de diâmetro e posição da tora ao longo da altura da árvore. No entanto, os autores observaram que as toras provenientes das parcelas adubadas apresentaram maiores índices de rachaduras em suas extremidades.

3.4. Biometria das fibras

As angiospermas são compostas predominantemente por fibras libriformes, cujas propriedades, como o comprimento e a espessura das paredes, influenciam diretamente seu aproveitamento tecnológico (Burger; Richter, 1991). Nesse contexto, analisar como as dimensões das fibras variam no tronco tanto na direção radial, da medula à casca, quanto na longitudinal, da base ao topo, é essencial para compreender o comportamento estrutural da madeira, prever seu desempenho em diferentes aplicações e orientar seu aproveitamento tecnológico (Gonzalez et al., 2014).-

No sentido radial, diversos estudos relatam tendência de aumento do comprimento das fibras e da espessura da parede celular da medula para a casca. Nesse sentido, Trevisan et al. (2024), ao avaliarem *Eucalyptus grandis* com 18 anos de idade em diferentes posições radiais, observaram acréscimo dessas características no sentido medula-casca. Resultados semelhantes foram relatados por Ferreira et al. (2018), que analisaram diferentes genótipos de *Eucalyptus* com idades entre 6 e 7 anos e também verificaram aumento no comprimento e na espessura da parede das fibras nessa mesma direção. Entretanto, esse padrão pode variar entre materiais genéticos, como observado por Gomes et al. (2025) que, ao analisarem dois clones de *Eucalyptus spp.* com quatro

anos de idade, constataram que um clone apresentou valores de comprimento das fibras relativamente constantes no sentido medula-casca, enquanto o outro demonstrou tendência de aumento.

No sentido longitudinal, os resultados também apresentam variações entre os estudos. Mendes et al. (2022) observaram que o comprimento das fibras não apresentou um padrão bem definido ao longo do fuste. Por outro lado, Lima et al. (2019) verificaram tendência de decréscimo no comprimento das fibras da base para o topo em árvores de eucalipto com sete anos de idade destinadas à produção de mourões. Em contraste, González et al. (2014), ao avaliarem híbrido de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis* com 8 anos de idade, observaram tendência de aumento do comprimento das fibras nas porções superiores do fuste. Esses resultados evidenciam que a variação das dimensões das fibras no fuste pode apresentar comportamentos distintos, dependendo do material genético e das condições de crescimento.

Ao compararem os lenhos normal, de tração e oposto do clone de *Eucalyptus grandis* × *Eucalyptus urophylla*, Boschetti et al. (2015) observaram diferenças significativas no comprimento das fibras, sendo o lenho de tração aquele que apresentou maior comprimento em relação ao lenho oposto. Não foram verificadas diferenças na espessura da parede celular entre os lenhos normal e oposto. Em seu estudo com madeira de *Eucalyptus grandis*, Sousa (2004) observou que o comprimento e a espessura da parede das fibras no lenho de tração foi significativamente maior que no lenho normal.

3.5. Ângulo microfibrilar (AMF)

As paredes celulares das plantas constituem a estrutura que mantém sua forma, conferindo resistência, flexibilidade e proteção (Walton, 1994; Cosgrove, 2005). Cada fibra possui parede primária e parede secundária, esta última dividida em camadas S1, S2 e S3 (Donaldson, 2008), sendo a S2, mais espessa, a principal responsável pelas propriedades mecânicas da madeira, enquanto S1 e S3, mais finas, apresentam maior ângulo microfibrilar (AMF). A deposição das microfibrilas varia entre as camadas: dispersa na parede primária, transversal em S1 e S3 e axial em S2, influenciando diretamente a rigidez e o comportamento mecânico da fibra (Wardrop; Preston, 1947; Barnett; Bonham, 2004). O AMF, que corresponde ao ângulo formado entre o eixo longitudinal da célula e a orientação helicoidal das microfibrilas de celulose na parede

secundária de fibras e traqueídeos (Barnett; Bonham, 2004), desempenha papel importante na deformação das paredes celulares (Song et al., 2025) e nas propriedades da madeira, especialmente sua rigidez, sendo que valores mais baixos de AMF estão associados a maior rigidez do material (Donaldson, 2008; Guo et al., 2024).

O AMF apresenta variações entre as camadas da parede celular. Barnett; Boham (2004) destacam que as camadas S1 e S3 possuem valores mais elevados, enquanto a camada S2 apresenta um menor ângulo. Wang et al. (2024), ao analisarem a madeira de *Cunninghamia lanceolata* por meio de Microscopia Eletrônica de Transmissão, observaram que o AMF na camada S2 é o mais reduzido, com valores em torno de 14° no lenho inicial e 10° no lenho tardio, orientando-se quase paralelamente à parede celular. Em contraste, nas camadas S1 e S3 os ângulos são maiores e se alinham quase perpendicularmente à parede, indicando estrutura menos organizada. De forma semelhante, Souza (2017), ao avaliar o AMF em madeira de *Eucalyptus grandis*, verificou que a camada S2 também apresentou os menores ângulos em comparação às demais. Além disso, observou redução do AMF na S2 no sentido medula-casca, variando de 9° a 20° no lenho normal e de 4° a 18° no lenho de reação.

Os valores do AMF podem também variar em função da posição radial de amostragem no caule. Ferreira et al. (2018) ao analisarem seis genótipos de *Eucalyptus* com idades entre 6,33 e 7,17 anos de idade, observaram maiores AMF próximos à medula e menores nas proximidades da casca. A mesma tendência de diminuição radial foi encontrada por Ramos et al. (2011) em madeira de *Eucalyptus grandis* de 23 anos de idade, com ângulos de 30,24° na região próxima à medula até 23,79° na região próxima à casca.

Souza et al. (2017) avaliaram a madeira de *Eucalyptus pilularis*, *Eucalyptus saligna*, *Eucalyptus cloeziana* e *Corymbia maculata*, com 37 anos de idade, e encontraram que os maiores valores de AMF estavam próximos à medula, indicando a porção juvenil do lenho, enquanto próximos à casca os valores de AMF aumentavam progressivamente, correspondendo ao lenho adulto. De acordo com Vidaurre et al. (2011), elevados AMF são característicos do lenho juvenil, localizado próximo à medula, enquanto valores menores estão associados ao lenho adulto, situado próximo à casca. Outra forma de verificar a variação entre as camadas de crescimento, entre as

idades cambiais, foi avaliada por Lima et al. (2014) em *Eucalyptus grandis*, em que a diminuição gradual dos AMF também foi observada com o aumento da idade da árvore.

Os AMF também podem variar em função da posição longitudinal. Evans et al. (2000) observaram que, em *Eucalyptus nitens*, os menores valores ocorrem entre 30% e 50% da altura total, voltando a aumentar nas regiões superiores do tronco. Ribeiro et al. (2011) avaliaram madeira de *Toona ciliata* de 4 anos de idade, cultivada em três municípios de Minas Gerais. Os resultados mostraram tendência de aumento do AMF até 50% da altura da árvore, seguida pela diminuição até 100% da altura.

As variações no AMF também estão associadas ao tipo de lenho. Qiu et al. (2008), ao avaliarem a madeira de galhos de *Eucalyptus nitens*, observaram que o lenho de tração apresentou AMF inferiores aos do lenho oposto. Padrão semelhante foi relatado por Washusen; Evans; Southerton (2005), que identificaram o lenho de tração em galhos de *Eucalyptus grandis* e *Eucalyptus globulus* pela redução do ângulo microfibrilar, enquanto o lenho oposto apresentou elevados ângulos, próximos de 40°. Em contraste, Ferreira (2007), ao estudar diferentes clones de *Eucalyptus*, verificou AMF superiores no lenho de tração quando comparados ao lenho oposto, evidenciando que a relação entre AMF e tipo de lenho pode variar em função da espécie, do material genético e da posição do lenho avaliado.

Diversas metodologias são descritas para a determinação e estimativa dos valores do AMF. No Brasil, a técnica mais consolidada é a microscopia de luz polarizada (Lima et al., 2004). Moreira et al. (2022) também empregaram essa técnica na determinação do AMF em madeira de *Hymenaea courbaril* L. proveniente da floresta Amazônica. Para a análise do AMF entre as diferentes camadas da parede celular, tem sido utilizada a microscopia eletrônica de transmissão, como descrito por Souza (2017) na avaliação da madeira de *Eucalyptus grandis* com 28 anos de idade. O AMF pode também ser estimado por meio de difração de raios X, método aplicado por Souza et al. (2022) em madeira de *Eucalyptus grandis* com 22 anos de idade.

3.6. Composição química da parede celular

A parede celular da madeira é constituída principalmente por celulose, hemiceluloses e lignina, cujas proporções e organização determinam as propriedades estruturais e funcionais do material (Pettersen, 1984; Rowell et al., 2005). A celulose é

um polímero linear de glucano formado por unidades de D-glucopiranosose ligadas por ligações β -1,4-glicosídicas, sendo o principal componente estrutural da parede celular vegetal (Rowell et al., 2005). As hemiceluloses compreendem um grupo heterogêneo de polissacarídeos, como xiloglucanos, xilanas, mananas, glucomananas e β -(1 $\rightarrow$ 3,1 $\rightarrow$ 4)-glucanos, cujas cadeias principais são unidas por ligações β -(1 $\rightarrow$ 4) (Scheller; Ulvskov, 2010). A lignina, por sua vez, é um polímero orgânico complexo e irregular, formado por unidades de fenilpropano com diferentes graus de substituição por grupos metoxila (Freudenberg; Neish, 1968). A concentração e a distribuição desses componentes variam entre as camadas da parede celular, regiões do tecido e grupos botânicos, resultando em diferenças nas propriedades químicas e físico-mecânicas da madeira (Fengel; Wegener, 1984; Zhang; Li; Xu., 2022).

A concentração de celulose e lignina apresenta variações significativas entre as diferentes camadas da parede celular. Estudos realizados por Agarwal (2006), Gierlinger et al. (2012), Ji et al. (2013), Colares et al. (2015), Souza et al. (2019), Zhang (2021), Zhang, Li e Xu (2022) e Lima (2025) demonstram que a lignina se encontra em maior concentração nos cantos celulares e na lamela média, apresentando redução progressiva em direção ao lúmen. Por outro lado, a celulose se acumula principalmente na camada S2 da parede secundária, que corresponde à camada mais espessa da parede celular. Em pesquisas envolvendo madeira de reação de algumas espécies folhosas, observa-se também elevada concentração de celulose na camada gelatinosa, uma camada adicional às presentes nas paredes celulares lenhosas normais.

A compreensão da distribuição espacial e da arquitetura desses polímeros é fundamental para interpretar seus papéis funcionais e suas interações na parede celular (Richter; Müssig; Gierlinger, 2011). Para investigar esses aspectos, diferentes técnicas espectroscópicas e microscópicas têm sido empregadas. Zhu et al. (2024) utilizaram a Espectroscopia no Infravermelho com Transformada de Fourier (FTIR) e a Espectroscopia Raman para analisar a distribuição de polímeros em nível tecidual e celular. Gusenbauer et al. (2020) aplicaram a Microscopia de Força de Pico no Infravermelho (PFIR), técnica baseada em microscopia de força atômica que integra mapeamento químico e físico, permitindo identificar a distribuição de grupos funcionais de celulose e outros polímeros e distinguir diferenças entre camadas estruturais em materiais lenhosos intactos. Souza et al. (2019) empregaram a microscopia de fluorescência para mapear a distribuição espacial da lignina, enquanto a Microscopia

confocal Raman tem sido amplamente utilizada no mapeamento químico de tecidos lenhosos, consolidando-se como ferramenta relevante para estudos topoquímicos em diferentes espécies (Agarwal, 2006; Gierlinger et al., 2012; Colares et al., 2015; Zhang, 2021; Zhang; Li; Xu, 2022).

3.7. Métodos espectroscópicos para avaliação da ultraestrutura da parede celular

3.7.1. Microscopia confocal Raman (MCR)

A microscopia confocal Raman (MCR) é uma técnica avançada que integra a espectroscopia Raman à microscopia, permitindo a análise não destrutiva da composição química e da estrutura interna de amostras com alta resolução espacial e controle do volume de análise nos eixos lateral e de profundidade, sendo amplamente aplicada em estudos qualitativos nas áreas de polímeros, nanotecnologia e ciência dos materiais (Giridhar; Manepalli; Apparao, 2017). Diferentes configurações microscópicas possibilitam a análise de amostras sólidas e líquidas em seus ambientes naturais, evidenciando o elevado potencial analítico da técnica (Da Costa et al., 2019). Além disso, a MCR fornece simultaneamente informações químicas, por meio das bandas vibracionais características, e espaciais, permitindo o mapeamento da distribuição dos componentes nos tecidos vegetais e na parede celular (Zeise et al., 2018).

Apesar de suas vantagens, a aplicação da microscopia confocal Raman (MCR) em estudos com madeira ainda apresenta alguns desafios. Entre os principais estão as etapas de preparo das amostras e a adequada calibração dos parâmetros do equipamento, fatores que podem influenciar diretamente a qualidade e a reprodutibilidade dos espectros obtidos (Gierlinger et al., 2012). Outro aspecto relevante refere-se à intensa fluorescência natural da lignina, que pode sobrepor-se ao sinal Raman e dificultar a interpretação dos espectros, comprometendo a identificação precisa dos componentes químicos da parede celular (Toumpanaki et al., 2021). Além dessas limitações metodológicas, o alto custo e o acesso restrito à instrumentação especializada também têm contribuído para que a técnica ainda seja relativamente pouco explorada em pesquisas voltadas à caracterização da madeira, especialmente quando comparada a métodos analíticos mais convencionais (Zhang et al., 2023). Esses fatores evidenciam a necessidade de avanços metodológicos e maior difusão do uso da MCR em estudos que

buscam compreender, em escala microscópica, a organização química e estrutural da parede celular.

Estudos ao longo dos anos têm utilizado a microscopia confocal Raman (MCR) para investigar a parede celular da madeira, permitindo mapear a distribuição de lignina, celulose e outros polímeros com alta resolução espacial. Roder; Koch; Sixta (2004) e Agarwal (2006) demonstraram a capacidade da técnica de revelar diferenças na concentração de lignina e celulose, enquanto Gierlinger; Schwanninger (2006) e Ji et al. (2013) mostraram que é possível visualizar alterações moleculares sem necessidade de coloração ou tratamento químico. Gierlinger et al. (2012) consolidaram a metodologia com protocolos detalhados de preparação de amostras, mapeamento espectral e geração de imagens químicas e, posteriormente, Gierlinger (2014) encontrou diferenças moleculares entre as camadas da parede celular associadas à lignificação.

A MCR foi empregada por Wang et al. (2021) para investigar a intensidade da lignina em *Populus tomentosa*. Para essa pesquisa as amostras foram preparadas usando seções embebidas em parafina combinadas com desparafinação com hexano para obter as bandas dos componentes químicos da parede celular. As bandas correspondentes à presença de celulose, lignina e hemiceluloses foram observadas juntas nas fibras, raios e vasos, as bandas Raman nessas células apresentaram oito bandas características em 380 cm^{-1} , 1097 cm^{-1} , 1122 cm^{-1} , 1333 cm^{-1} associadas a celulose e 1462 cm^{-1} , 1600 cm^{-1} , 1660 cm^{-1} e 2897 cm^{-1} associadas à lignina. As bandas 380 cm^{-1} , 1122 cm^{-1} e 1462 cm^{-1} associadas à celulose foram característicos apenas na parede das fibras.

Zhang (2021) utilizou a microscopia confocal Raman (MCR) para realizar a visualização quantitativa da lignina na parede celular em *Populus nigra* L. de 10 anos de idade. Faixas típicas de lignina foram observadas na região entre 1500 cm^{-1} e 1700 cm^{-1} . O pico evidente em 1595 cm^{-1} foi empregado para caracterizar a lignina no álamo. As faixas em 1095 cm^{-1} e 2889 cm^{-1} foram atribuídas às ligações C–O–C e alongamento C–H de polissacarídeos, respectivamente. A relação linear entre intensidades Raman e composições químicas foi usada como base para a ilustração quantitativa da remoção de lignina em diferentes camadas da parede celular e assim contribuir para o entendimento do processo de deslignificação e desconstrução da parede celular.

Para madeiras plantadas e crescidas no Brasil, Colares et al. (2015) realizaram a análise exploratória da distribuição da lignina e celulose em madeiras de *Swietenia macrophylla* King (Mogno) e híbrido de *Eucalyptus* (*E. urophylla* $\times$ *E. camaldulensis*)

utilizando a MCR. As bandas atribuídas à celulose foram 1098 cm^{-1} , 1123 cm^{-1} e 1150 cm^{-1} (alongamento C–C e C–O, torção H–C–C) e 1378 cm^{-1} (torção H–O–C). As bandas atribuídas à lignina foram 1330 cm^{-1} e 1600 cm^{-1} . Embora a amostra tenha produzido imagens e bandas com ruídos, por meio de ajustes dos sinais, foi possível produzir mapas que apresentam a distribuição dos componentes in situ. Recentemente, em estudo ainda não publicado Lima (2025) empregou a microscopia confocal Raman para mapear a distribuição de lignina e celulose nas diferentes camadas da parede celular de fibras da madeira de *Corymbia citriodora* de 60 anos de idade, plantada na região de Lavras, Minas Gerais, analisando regiões como canto celular, lamela média composta + S1 e camadas S2 externas, intermediárias e internas. As imagens Raman foram geradas integrando as bandas espectrais características (1600 cm^{-1} para lignina e 380 cm^{-1} para celulose), permitindo visualizar espacialmente a concentração desses componentes.

3.7.2. Microscopia de força atômica (MFA)

A Microscopia de força atômica (MFA) é uma técnica que fornece imagens 3D de superfícies e mede propriedades mecânicas e forças de adesão em nanoescala, utilizando a ponta sobre a alavanca flexível e um scanner que registra deflexões por laser (Li; Kasal, 2025). A MFA permite mapear detalhadamente a topografia das amostras por contato físico da sonda com a superfície (Brandão, 2015) e pode ser combinada com métodos complementares para avaliar respostas mecânicas, funcionais e morfológicas de sistemas biológicos complexos (Krieg et al., 2018).

A MFA tem se mostrado ferramenta poderosa para investigar a estrutura e propriedades mecânicas das paredes celulares vegetais em escala nano e subnanométrica. Em estudo de Zhang; Zheng; Cosgrove (2015) a MFA permitiu visualizar em alta resolução os agregados de microfibrilas de celulose na parede celular e mapear a heterogeneidade nanomecânica da parede sem necessidade de extração química ou desidratação. Song et al. (2020) utilizaram a MFA para medir microfibrilas e feixes de celulose, obtendo imagens detalhadas de paredes celulares primárias e secundárias e revelando a orientação das microfibrilas de celulose, embora ressaltem limitações devido à geometria da ponta e à complexidade tridimensional das paredes celulares.

Adobes-Vidal et al. (2020) aplicaram a MFA em seções transversais de madeira imersas em líquido, permitindo diferenciar lamela média, S1 e S2, e observar a

organização paralela ou helicoidal dos agregados de celulose. Após deslignificação, os agregados apresentaram redução de tamanho, indicando que a lignina envolve os núcleos celulares, enquanto os espaços entre agregados foram interpretados como poros preenchidos por água (<80 nm). O estudo de Lambert et al. (2018) demonstrou que a MFA permite quantificar a desconstrução estrutural de substratos lignocelulósicos durante a hidrólise enzimática e avaliar a distribuição local de lignina, oferecendo informações complementares a métodos bioquímicos.

Estudos de nanomecânica, como os de Soares (2019) e Jin; Kasal (2016), mostraram que a MFA pode mapear dureza, módulo de elasticidade e força de adesão, além de caracterizar rugosidade e textura da parede celular, incluindo a orientação das microfibrilas na camada S3. Por fim, trabalhos anteriores, como Fahlén; Salmén (2003), evidenciaram alterações morfológicas durante processos industriais, como a polpação Kraft, identificando aumento nos agregados de celulose e pontes de microfibrilas formadas pelo amolecimento da lignina.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Área de coleta

As árvores deste estudo foram coletadas do clone de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis*, com sete anos de idade, provenientes de plantio experimental localizado na região de Belo Oriente, situada no Vale do Rio Doce, Minas Gerais. O material foi fornecido pela empresa Cenibra S. A.

4.2. Coleta de dados em campo

As árvores foram selecionadas e realizadas medições das Deformações Residuais Longitudinais – DRL, por meio do extensômetro, nas árvores ainda em pé, de acordo com a metodologia de Lima et al. (2004). Também foram obtidos os dados de inclinação das árvores medidas com auxílio de um inclinômetro (Asus ZE552KL), altura total, altura comercial e diâmetro à altura do peito (DAP) (Tabela 1). Nas árvores inclinadas, a direção da inclinação foi identificada e marcada na face superior do tronco, correspondente ao lado voltado para o sentido da inclinação.

Tabela 1. Dados biométricos das árvores verticais e inclinadas em clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

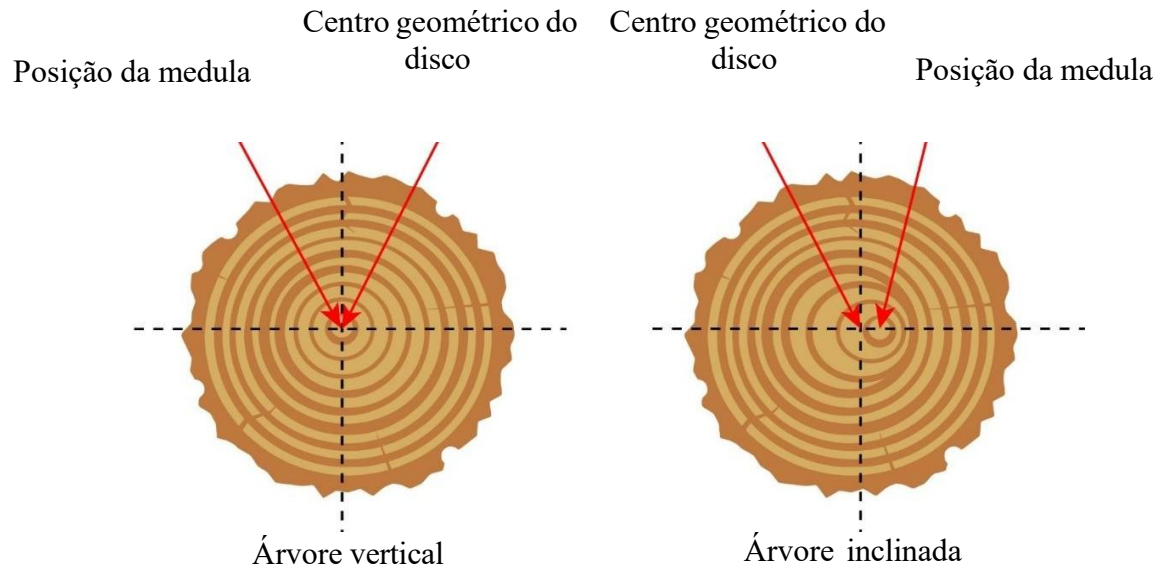
Árvor e	Inclinação (°) / Direção	Altura total (m)	Altura comercial (m)	Diâmetro à altura do peito sem casca (cm)
1	-	28,40	23,3	19,74
2	-	29,00	24,2	21,33
3	-	30,10	25,9	20,05
4	-	30,70	25,4	19,58
5	-	28,60	22,9	20,05
6	3,4 / Leste	28,90	23,60	21,96
7	3,5 / Leste	28,30	24,70	20,69
8	4 / Noroeste	28,90	23,80	20,53
9	5 / Oeste- noroeste	29,10	22,80	17,67
10	3,8 / Sudeste	29,20	23,70	20,37

Em cada árvore, as DRLs foram avaliadas em quatro pontos em volta do tronco, sendo que nos troncos verticais, as DRLs foram medidas seguindo as orientações cardinais norte, sul, leste e oeste, enquanto nos troncos inclinados foram amostrados quatro pontos de acordo com a orientação da inclinação da árvore. Em seguida, as árvores foram abatidas a 20 cm do solo, considerando-se os três primeiros metros do fuste para a produção de um pranchão central. De cada tora, foram retirados dois discos com 5 cm de espessura, sendo um na base e outro a 3 m de altura. A partir da seção intermediária do pranchão, foram cortados sarrafos de 1 m de comprimento, os quais foram posteriormente utilizados na confecção dos corpos de prova e amostras.

4.3. Excentricidade da medula

A excentricidade da medula foi medida conforme a norma do IBDF (1984), em que a razão entre a medida do desvio e o diâmetro do disco com casca é expressa em porcentagem (Figura 1).

Figura 1. Excentricidade da medula



Fonte: Da autora (2026).

4.4. Biometria das fibras

Foram confeccionadas amostras nas dimensões de 1 x 1 x 1 cm das quais foram retirados palitos para serem macerados. O preparo do macerado seguiu a metodologia proposta por Franklin (1945). As amostras foram alocadas em frascos de vidro com solução de ácido acético glacial e peróxido de hidrogênio nas proporções de 1/1. Os frascos foram vedados e acondicionados em estufa a 60°C por 24 horas. Posteriormente, as amostras foram lavadas com água para a retirada dos reagentes químicos. Após a lavagem, o material foi corado com safranina a 1% para a posterior montagem de lâminas provisórias.

A medição dos parâmetros biométricos seguiu a metodologia proposta pela IAWA (1989) que estabelece a medição de 20 fibras por amostra. Foram medidos o comprimento, a largura e o diâmetro do lúmen das fibras. A espessura da parede das fibras foi obtida pela diferença entre a largura da fibra e o diâmetro do lúmen dividida por dois.

As observações microscópicas foram realizadas com o microscópio de luz Olympus BX-51 e para aquisição de dados utilizou-se o software de análise de imagens *Image-Pro Plus*.

4.5. Ângulo microfibrilar (AMF)

Para a determinação do AMF, foram confeccionadas amostras nas dimensões de 1 x 1 x 1 cm, que foram saturadas em água. Após a saturação, foram retiradas secções histológicas no plano tangencial das amostras com 10 µm de espessura em micrótomo de deslize (Leica). O preparo do macerado seguiu a metodologia proposta por Franklin (1945), como foi realizado para biometria das fibras (item 4.4).

A determinação do AMF foi feita conforme a metodologia empregada por Lima et al. (2004). Foi utilizado o microscópio de luz Olympus BX-51, equipado com filtro polarizador e mesa giratória dotada de goniômetro graduado de 0 a 360°. Foram medidas 20 fibras por amostra.

4.6. Mapeamento de componentes químicos na parede celular por meio da Microscopia confocal Raman (MCR)

Foram confeccionadas amostras nas dimensões de 1 x 1 x 1 cm, das quais foram retiradas secções histológicas de 5 µm de espessura na seção transversal com auxílio do micrótomo de deslize e fixados em lâmina de vidro. Posteriormente, as secções passaram por extração em cetona por 30 minutos, seguida por tolueno-etanol na proporção de 1:1, por 30 minutos e metanol por 30 minutos, conforme o empregado por Colares et al. (2015).

As análises foram realizadas em Microscópio Confocal Raman utilizando laser de 785 nm, operando a 100% da potência (≈ 27 mW). Os espectros foram adquiridos no intervalo espectral de 200 a 1800 cm^{-1} , com tempo de exposição total de 40 segundos por espectro, dividido em duas acumulações de 20 segundos. Para a aquisição dos dados foi utilizado um espectrômetro Raman Horiba LabRam Odyssey acoplado ao microscópio Olympus BXFM-ILHS, equipado com objetiva de 100× e abertura numérica (NA) de 0,90, além de abertura confocal de 220 µm.

Inicialmente, obteve-se a imagem de campo claro para mapeamento da região de leitura. Posteriormente, os mapeamentos foram realizados em áreas definidas por matriz de 15 × 15 pontos, totalizando 225 espectros, com espaçamento aproximado de 1 µm entre os pontos de aquisição. A partir dos espectros obtidos, foram confeccionados

mapas químicos por meio da integração de bandas características da lignina e da celulose.

4.7. Imageamento da parede celular por meio da microscopia de força atômica (MFA)

Foram confeccionados blocos com dimensões de $1 \times 1 \times 1$ cm, a partir dos quais foram obtidos cortes transversais de 5 μ m de espessura, utilizando um micrótomo de deslize. Os cortes foram fixados em lâminas de vidro com fita dupla face de carbono para análise.

O imageamento da parede celular foi realizado por meio do Microscópio de Força Atômica (EasyScan Nanosurf), operando no modo de varredura por ponta. O cantilever (Dyn190AI) deslocou-se próximo à superfície da amostra, com tempo de varredura de 4 segundos, resolução de 450 pontos por linha e intensidade do laser de 50%. A amplitude livre de vibração foi de 6 V.

4.8. Análise estatística dos dados

Para comparação entre as médias da DRL e para a excentricidade da medula nas árvores verticais e inclinadas, foi realizada análise de variância (ANOVA) a 5% de significância.

Para a análise da biometria das fibras e AMF o experimento foi montado em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 3×2 , considerando três tipos de lenho (normal, oposto e de tração) e duas posições radiais (próximo à medula e próximo à casca). Para comparação das médias, foram aplicados testes estatísticos conforme a variável analisada: o teste de Tukey para a biometria das fibras e o ângulo microfibrilar com nível de significância estabelecido em $p < 0,05$.

Para a avaliação da correlação entre biometria das fibras e ângulo microfibrilar, a análise estatística foi realizada em duas etapas para avaliar as propriedades da madeira. Inicialmente, utilizou-se a Matriz de Correlação de Pearson para examinar as relações entre comprimento da fibra, espessura da parede e ângulo microfibrilar (AMF) a partir das médias por amostra. Em seguida, aplicou-se um Modelo Linear de Efeitos Mistos (LMM) com dados brutos para avaliar os efeitos do Tipo de Lenho (Normal, Tração e Oposto) e da Região (Interna e Externa), considerados efeitos fixos, enquanto a Árvore foi incluída como efeito aleatório para controlar a dependência entre medidas

repetidas e o desbalanceamento amostral. A significância dos fatores e suas interações foi testada pela ANOVA Tipo III com correção de Satterthwaite, seguida pelo teste de Tukey para comparações múltiplas ($\alpha = 0,05$). A validação dos pressupostos do modelo (normalidade e homogeneidade) foi feita por análise de resíduos, garantindo a adequação do ajuste.

Os mapeamentos químicos obtidos por meio da MCR foram direcionados às regiões espectrais características da celulose (banda em $\sim 378\text{ cm}^{-1}$; intervalo analisado: $350\text{ a }410\text{ cm}^{-1}$) e da lignina (banda em $\sim 1603\text{ cm}^{-1}$; intervalo analisado: $1550\text{ a }1710\text{ cm}^{-1}$). Para o tratamento desses dados, foi aplicada a correção de linha de base utilizando o método de linha reta, com os limites do intervalo analisado (celulose e lignina) definidos como pontos de ancoragem para o traçado da linha. A elaboração desses mapas químicos foi realizada no software Origin.

As imagens obtidas por meio da MFA foram analisadas no Software Gwyddion, com o objetivo de verificar as diferenças na disposição dos agregados de microfibrilas de celulose entre as camadas da parede celular. No software, foi necessário nivelar os dados para que as diferenças na região de varredura pudessem ser observadas.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com os dados biométricos apresentados na Tabela 1, as árvores verticais apresentaram altura total média de 29,36 m, altura comercial média de 24,34 m e diâmetro à altura do peito sem casca (DAP) médio de 20,15 cm. Já as árvores inclinadas apresentaram altura total média de 28,88 m, altura comercial média de 23,72 m e DAP médio de 20,24 cm. Observa-se que, embora parte dos indivíduos apresentasse inclinação do fuste, a intensidade dessa inclinação foi relativamente baixa, com valor máximo de aproximadamente $3,8^\circ$, além de apresentar direções cardinais das inclinações variadas. Os fatores que determinaram a orientação da inclinação não foram controlados no experimento, podendo estar relacionados às condições locais do sítio, como inclinação do terreno, ação de ventos ou competição entre indivíduos, que podem influenciar o crescimento das árvores e favorecer respostas adaptativas no lenho.

A seguir, são apresentados e discutidos os resultados obtidos, buscando-se estabelecer relações entre características macroscópicas e microscópicas da madeira. Foram analisados parâmetros relacionados às tensões de crescimento e à estrutura da

parede celular, incluindo DRL, excentricidade da medula, biometria de fibras, AMF, distribuição química da lignina e da celulose na parede celular e imageamento da parede celular.

5.1. Deformação Residual Longitudinal (DRL)

Os dados da DRL medida nas árvores verticais e inclinadas no clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade são apresentados na Tabela 2.

Tabela 2. Deformações residuais longitudinais (DRL) medidas nas árvores verticais e inclinadas no clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Árvores verticais	Posição cardinal				Média (μm)
	DRL (μm)				
	Norte	Sul	Leste	Oeste	
1	88	105	80	99	93
2	58	95	109	59	80,3
3	92	88	96	78	88,5
4	87	89	68	116	90
5	98	47	82	105	83
86,96*					
árvores inclinadas	Posição cardinal				Média (μm)
	DRL (μm)				
	Norte	Sul	Leste	Oeste	
6	105	64	74**	71	78,5
7	65	97	110**	63	83,7
8	Noroeste	Sudeste	Nordeste	Sudoeste	81,3
	0**	175	18	132	
	Oeste-noroeste	Leste-sudeste	Norte-nordeste	Sul-sudoeste	
9	74**	152	40	73	84,7
10	Noroeste	Sudeste	Nordeste	Sudoeste	75,5
	84	88**	62	68	
	80,74*				

*Não houve diferença significativa no teste de probabilidade p ($>0,05$)

**DRL em negrito correspondem a direção predominante da inclinação da árvore.

Os valores de DRL observados para as árvores verticais variaram entre 47 e 116 μm , com média geral de 86,96 μm (Tabela 2). De modo geral, valores mais elevados de

DRL estão associados a maiores tensões internas no lenho, o que pode resultar em defeitos tecnológicos após o processamento da madeira, como rachaduras e empenamentos (Trugilho et al., 2006).

Os valores médios de deformação residual longitudinal para as árvores verticais (86,96 μm) (Tabela 2) encontram-se dentro da faixa reportada para espécies do gênero *Eucalyptus*. Lima et al. (2004) relataram valores médios variando entre 49 e 95 μm em diferentes materiais genéticos, com média geral de aproximadamente 71 μm . Apesar da média ser ligeiramente superior, os resultados permanecem compatíveis com os valores descritos na literatura, refletindo a variabilidade natural associada às tensões de crescimento em *Eucalyptus*.

Nas árvores inclinadas, os valores de DRL variaram amplamente entre as diferentes posições cardinais avaliadas, com valores entre 0 e 175 μm e média geral de 80,74 μm (Tabela 2). Os valores de DRL marcados com asteriscos (**) indicam que essa face do tronco inclinado é a voltada para cima, correspondendo ao lenho tracionado, onde, supostamente, deveriam ser observados os maiores valores de DRL, enquanto a face oposta corresponderia ao lenho comprimido, o que significa, consequentemente, menores valores de DRL. Em geral, os maiores valores de DRL foram encontrados nas faces superiores voltadas para o Leste, Sudeste e Leste-sudeste. Observa-se variação expressiva entre os lados do fuste, evidenciando a distribuição heterogênea das tensões de crescimento ao redor do tronco. Essa variabilidade pode ser atribuída à própria inclinação das árvores, que provoca crescimento assimétrico do lenho. Nessas condições, a árvore tende a formar tecidos com características distintas ao redor do fuste, como resposta às tensões mecânicas geradas pela inclinação. Verifica-se que algumas posições apresentam valores mais elevados de DRLs, indicando maior liberação de tensões, enquanto outras apresentam valores reduzidos ou próximos de zero, refletindo regiões com menor intensidade de tensão. Segundo Trugilho et al. (2006), tais variações são comuns, como em árvores de *Eucalyptus*, e refletem a resposta adaptativa do crescimento da árvore às condições ambientais e mecânicas às quais está submetida.

Nas árvores inclinadas 7 e 10, os maiores valores de DRL coincidiram com a face superior do fuste, o que está de acordo com a expectativa clássica de maior formação de lenho de tração nessa região. O comportamento das árvores 6, 8 e 9 sugere que a distribuição das tensões de crescimento não depende apenas da inclinação geral da

árvore, podendo também ser influenciada por fatores genéticos e locais, como direção predominante dos ventos, topografia, incidência solar e desvios específicos do tronco, conforme discutido por Beltrame et al. (2012) e Lima et al. (2004). Além disso, deve-se considerar que as inclinações observadas neste estudo (Tabela 2) foram, em geral, de pequena magnitude, o que pode ter limitado a formação de padrões mais definidos de resposta mecânica no fuste.

Por outro lado, nas árvores inclinadas 8 e 9 os maiores valores de DRL ocorreram na face superior do fuste, comportamento compatível com a formação de lenho de tração nessa região. Esse resultado está em concordância com o observado por Abreu Júnior et al. (2017) em madeira de *Corymbia citriodora*, na qual o lenho de tração se forma predominantemente na face superior do tronco como resposta à inclinação. Esse padrão sugere que o lenho de reação atua como mecanismo adaptativo das árvores para compensar a inclinação do fuste, contribuindo para a recuperação da posição vertical e para a manutenção da estabilidade estrutural da árvore, o que também foi discutido por Melo (2004).

As DRLs representam manifestação macroscópica das tensões de crescimento presentes no lenho, estando associadas a modificações estruturais, anatômicas e químicas da madeira (Trugilho et al., 2006). Nesse contexto, a redistribuição das tensões observada nas árvores avaliadas pode estar relacionada ao crescimento assimétrico do tronco, evidenciado pela excentricidade da medula, bem como a alterações na estrutura das fibras e na composição química da parede celular. Mudanças na biometria das fibras, na proporção de lignina e celulose e no arranjo das microfibrilas de celulose podem influenciar diretamente a geração e a liberação dessas tensões. Dessa forma, a análise integrada dessas propriedades contribui para a compreensão mais abrangente dos mecanismos responsáveis pela formação das tensões de crescimento na madeira de *Eucalyptus*.

5.2. Excentricidade da medula

Os dados da excentricidade da medula para árvores verticais e inclinadas nos discos da base e a 3 m de altura estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Excentricidade da medula em clone de *E. urophylla* x *E. grandis* com sete anos de idade na base e a 3 m de altura.

Árvore	Posição da árvore	Excentricidade da medula (%)	
		Base	3 m de altura
1	Vertical	15,9	5,6
2	Vertical	13,8	5,1
3	Vertical	5,9	6,4
4	Vertical	2,8	7,7
5	Vertical	10,4	3,8
	Média	9,8^a	5,7^a
6	Inclinada	6,3	2,5
7	Inclinada	7,2	8,2
8	Inclinada	3,7	9
9	Inclinada	10,2	6
10	Inclinada	6,9	5,8
	Média	6,9^a	6,3^a

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de comparação de médias a 5% de significância ($p \leq 0,05$).

A excentricidade da medula nos discos da base apresentou médias de 9,7% em árvores verticais e 6,8% em árvores inclinadas, enquanto nos discos a 3 metros de altura os valores foram de 5,7% e 6,3%, respectivamente (Tabela 3). Não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre árvores verticais e inclinadas em nenhuma das posições.

Embora a excentricidade da medula seja frequentemente associada à formação do lenho de reação, nem sempre há relação direta. Algumas árvores podem desenvolver lenho de tração sem deslocamento significativo da medula, e, em certos casos, a excentricidade pode ocorrer no lado oposto à inclinação, conforme relatado por Chanson (1989). Além disso, o lenho de reação pode se formar em troncos verticais, especialmente em espécies que respondem a estímulos mecânicos ou crescimento rápido (Liu et al., 2023).

Os resultados apresentados na Tabela 3 sugerem que a formação de lenho de reação no clone de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis* ocorre de forma heterogênea ao longo do tronco e não necessariamente se manifesta como

excentricidade da medula, evidenciando a complexidade da resposta anatômica a inclinações e tensões ambientais sofridas pelas árvores.

5.3. Biometria de fibras

Os dados da variação da biometria das fibras entre os tipos de lenho e posições radiais da amostragem no caule são apresentados na Tabela 4.

Tabela 4. Variação da biometria das fibras entre os tipos de lenho e posições radiais de amostragem no caule em um clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Tipo de árvore	Posição Radial	Tipo de lenho	Comprimento de fibra (µm)	Espessura da parede da fibra (µm)
Vertical	Interna	Normal	738 Ba	4,43 Bb
	Externa	Normal	986 Aa	5,28 Aa
Inclinada	Interna	Tração	739 Ba	5,12 Bb
	Externa	Tração	939 Ab	5,69 Aa
Inclinada	Interna	Oposto	707 Bb	5,12 Bb
	Externa	Oposto	960 Aab	5,46 Aa

Médias que não compartilham a mesma letra nas linhas e nas colunas são significativamente diferentes.

Letras minúsculas (a e b) representam a comparação das médias entre os tipos de lenho.

Letras maiúsculas (A e B) representam a comparação das médias entre as posições radiais.

A análise dos resultados apresentados na Tabela 4 indica que tanto o comprimento quanto a espessura das fibras são maiores na posição interna do que na posição externa, sugerindo tendência de aumento nesse sentido. Fibras próximas à posição externa tendem a apresentar paredes celulares mais espessas e mais longas, conforme relatado por vários autores que pesquisaram madeiras de *Eucalyptus*, com variações dependendo do material genético em análise e da idade da árvore (Silva et al., 2005; Melo et al., 2016; Souza et al. 2017; Trevisan et al.; 2024; Gomes et al., 2025).

Na Tabela 4, observa-se que o lenho normal apresenta fibras mais longas, especialmente na posição externa, e fibras com paredes menos espessas na posição interna. No lenho de reação, o lenho oposto mostrou fibras mais curtas na posição interna, enquanto o lenho de tração apresentou fibras com paredes mais espessas, principalmente na posição externa, próxima à casca. Os valores obtidos para o comprimento das fibras divergem do relatado por Boschetti et al. (2015) que apontam que o lenho de tração tende a apresentar fibras mais longas do que as dos lenhos normal e oposto.

Em relação à espessura da parede celular, os resultados estão em concordância com Souza et al. (2019), que ao avaliarem a madeira de *Eucalyptus grandis*, verificaram

que o lenho de tração possui fibras com paredes mais espessas em comparação ao lenho normal. Esse resultado foi corroborado por Barnett et al. (2014). Por outro lado, Boschetti et al. (2015) não observaram diferenças significativas na espessura da parede entre os lenhos normal e oposto, mas confirmaram paredes mais espessas no lenho de tração devido à presença da camada gelatinosa característica desse tipo de lenho.

Com base nessas evidências, infere-se que as variações nas dimensões das fibras observadas em madeiras do clone de híbrido de *E. urophylla* × *E. grandis*, com sete anos de idade (Tabela 4), podem ainda não estar completamente estabilizadas. Os parâmetros biométricos das fibras influenciam diretamente a qualidade da madeira para diferentes aplicações na indústria madeireira, uma vez que a análise morfológica dessas estruturas permite avaliar tanto os índices de qualidade da madeira quanto o rendimento da polpa celulósica de diferentes clones (Baldin et al., 2017; Muniz et al., 2023). Além disso, a biometria das fibras pode influenciar diretamente as características do carvão vegetal, pois fibras mais longas e com paredes mais espessas tendem a gerar maior rendimento de carvão, com maior poder calorífico e resistência mecânica, enquanto fibras mais curtas e com paredes mais finas podem resultar em menor rendimento e carvão de qualidade térmica inferior (Pereira et al., 2016; Ramos et al., 2023).

A análise conjunta dos resultados de biometria das fibras e excentricidade da medula sugere a ocorrência de modificações estruturais associadas à formação de lenho de reação nas árvores avaliadas. As diferenças observadas nas dimensões das fibras, especialmente no lenho de tração e nas regiões mais externas do tronco (Tabela 4), indicam alterações anatômicas características desse tipo de lenho. Essas modificações constituem respostas adaptativas das árvores, contribuindo para a reorientação e estabilização do fuste durante o crescimento (Timell, 1986; Clair et al., 2006).

O aumento da espessura da parede celular das fibras no lenho de tração tem sido frequentemente relatado como uma característica associada às alterações na organização da parede celular durante a formação desse tecido especializado (Ruelle et al., 2007; Clair; Thibaut, 2014). Além disso, a maior expressão dessas características nas posições mais externas do tronco sugere a intensificação da resposta ao estímulo mecânico ao longo do desenvolvimento da árvore, uma vez que o lenho de reação é formado de maneira progressiva em novas camadas cambiais. Dessa forma, os resultados anatômicos observados corroboram a ocorrência de adaptações estruturais compatíveis

com a formação de lenho de reação nas árvores inclinadas. As diferenças observadas na biometria das fibras entre os tipos de lenho e posições radiais possuem implicações diretas no aproveitamento tecnológico da madeira. Fibras mais longas e com paredes celulares mais espessas, como as observadas principalmente na região externa do lenho de tração (Tabela 4), tendem a conferir maior resistência mecânica à madeira, favorecendo aplicações estruturais e a produção de materiais que demandam elevada resistência, como painéis reconstituídos e produtos de madeira engenheirada. Além disso, essas características podem contribuir para conferir maior densidade à madeira e melhorar o desempenho energético da biomassa, refletindo em carvão vegetal com maior resistência mecânica e poder calorífico. Por outro lado, fibras mais curtas e com paredes menos espessas, observadas principalmente nas regiões internas e no lenho oposto (Tabela 4), podem contribuir para favorecer processos de polpação, uma vez que exigem menor consumo energético para desfibramento e podem influenciar positivamente determinadas propriedades do papel, como formação da folha e uniformidade. Dessa forma, as variações anatômicas identificadas entre os tipos de lenho evidenciam que as tensões de crescimento e a formação do lenho de reação podem impactar a estrutura da madeira e sua aptidão para diferentes usos industriais, desde a produção de celulose e papel até aplicações energéticas e estruturais.

5.4. Ângulo microfibrilar

Os dados da variação do ângulo microfibrilar entre os tipos de lenho e posições radiais de amostragem são apresentados na Tabela 5.

Tabela 5. Variação do ângulo microfibrilar (AMF) entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Tipo de árvore	Posição Radial	Tipo de lenho	Ângulo microfibrilar (°)
Vertical	Interna	Normal	16,3 Ab
	Externa	Normal	10,2 Bb
Inclinada	Interna	Tração	17,7 Aa
	Externa	Tração	11,4 Ba
Inclinada	Interna	Oposto	17, 2 Aab
	Externa	Oposto	10,7 Bab

Médias que não compartilham a mesma letra nas linhas e nas colunas são significativamente diferentes.

Letras minúsculas (a e b) representam a comparação das médias entre os tipos de lenho.

Letras maiúsculas (A e B) representam a comparação das médias entre as posições radiais.

O AMF apresentou, na região interna, valores médios de 16,3° no lenho normal, 17,7° no lenho de tração e 17,2° no lenho oposto. Na região externa, os AMF foram de 10,2° no lenho normal, 11,39° no lenho de tração e 10,7° no lenho oposto (Tabela 5). Observa-se, portanto, menores valores de AMF na posição interna e maiores valores de AMF na posição externa em todos os tipos de lenho. Esse padrão foi reportado na literatura para diferentes materiais genéticos de *Eucalyptus* (Ferreira et al., 2018; Souza et al., 2017).

O conhecimento do AMF é fundamental para a indústria madeireira, pois está associado com o comportamento mecânico e dimensional da madeira. O AMF influencia diretamente a rigidez, a resistência mecânica e a estabilidade dimensional do material. Assim, conhecer a variação do AMF, tanto nas posições radiais do tronco quanto entre diferentes tipos de lenho, é essencial para otimizar o aproveitamento da madeira em aplicações estruturais e industriais (Boyd, 1980; Panshin; De Zeeuw, 1980; Lima et al., 2004). A biomecânica da árvore, em função do comportamento do lenho do tronco e dos galhos, também é fortemente influenciada pelo AMF (Mattheck e Kubler, 1997).

As variações do ângulo microfibrilar possuem importante relação com a destinação tecnológica da madeira. Madeiras com menores valores de AMF tendem a apresentar maior rigidez, resistência mecânica e estabilidade dimensional, características desejáveis para aplicações estruturais, produção de madeira serrada, laminados colados e produtos de madeira engenheirada. Por outro lado, valores mais elevados de AMF estão associados a maior flexibilidade e deformabilidade das fibras, podendo ser vantajosos em processos industriais que exigem maior conformabilidade do material, como a produção de papel e determinados painéis reconstituídos.

O lenho normal apresentou os menores AMF, tanto na posição interna quanto na posição externa, enquanto no lenho de reação, o lenho de tração apresentou maiores valores para o AMF, especialmente na posição interna (Tabela 5). Resultado semelhante foi observado por Ferreira (2007) para clones de *Eucalyptus* cultivados em diferentes topografias. No entanto, os resultados obtidos neste estudo diferem do que foi reportado por Ruelle (2014) em que uma das características no lenho de tração é apresentar menores valores de AMF.

Ao comparar os AMF dos lenhos de tração e oposto (Tabela 5), não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre eles. Esse resultado diverge dos resultados de Baba et al. (1996), Washusen; Evans; Southerton (2005) e Qiu et al. (2008), que verificaram, em diferentes espécies de *Eucalyptus*, que o lenho de tração apresenta menores valores de AMF em relação ao lenho oposto. A ausência de diferenças significativas nos resultados apresentados na Tabela 5 sugere que o desenvolvimento do lenho de tração e oposto pode seguir um padrão mais homogêneo, possivelmente influenciando a intensidade da inclinação da árvore ou por características genéticas específicas do clone de híbrido de *E. urophylla* × *E. grandis*. Adicionalmente, é possível supor que as pequenas inclinações das árvores amostradas não tenham sido suficientes para formar lenho de reação mais característico.

5.5. Correlação entre os valores de biometria das fibras e ângulo microfibrilar

Na Tabela 6 observa-se a análise de correlação entre a biometria das fibras (comprimento e espessura da parede das fibras) e o ângulo microfibrilar.

Na tabela 7 observa-se os valores de p (p-value) associados às correlações entre as variáveis.

Tabela 6. Coeficiente de correlação entre biometria das fibras e ângulo microfibrilar de clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Variáveis	Comprimento da Fibra (μm)	Espessura da parede (μm)
Espessura da parede (μm)	0,386	
Ângulo Microfibrilar (°)	-0,904	-0,502

A análise de correlação entre o comprimento da fibra, a espessura da parede e o ângulo microfibrilar demonstrou diferentes níveis de associação entre as variáveis (Tabela 6). Observou-se correlação positiva fraca a moderada entre o comprimento da fibra e a espessura da parede ($r = 0,386$), indicando que fibras mais longas tendem a apresentar paredes ligeiramente mais espessas. Por outro lado, o ângulo microfibrilar apresentou forte correlação negativa com o comprimento da fibra ($r = -0,904$), indicando que o aumento do comprimento da fibra está associado à redução do ângulo microfibrilar. Além disso, foi observada correlação negativa moderada entre a espessura da parede e o ângulo microfibrilar ($r = -0,502$), indicando que fibras com paredes mais espessas tendem a apresentar menores ângulos microfibrilares.

Tabela 7. Valores de p para as correlações entre a biometria das fibras (comprimento e espessura da parede) e ângulo microfibrilar entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Variáveis	Comprimento da Fibra (µm)	Espessura da parede (µm)
Espessura da parede (µm)	0,035	
Ângulo Microfibrilar (°)	-0,903	0,005

O ângulo microfibrilar (AMF) na madeira de *Eucalyptus* possui tendência de diminuição na direção radial do tronco, enquanto o comprimento da fibra tende a aumentar nessa direção, mostrando a relação inversa entre AMF e comprimento da fibra. Estudos sobre *Eucalyptus microcorys* demonstraram que o comprimento da fibra e a densidade da madeira podem prever a variação do AMF, explicando até 79% e 96% dessa variação, respectivamente, indicando a forte correlação entre essas características biométricas e o AMF (Melo et al., 2018). Fatores genéticos e ambientais influenciam a variação do AMF entre clones de *Eucalyptus*, com diferenças significativas encontradas entre locais e clones, mas a baixa herdabilidade do AMF sugere que os estresses ambientais desempenham um papel importante (Lima et al., 2004).

5.6. Mapeamento químico da parede celular

5.6.1. Análise da composição dos espectros Raman

Os espectros obtidos por espectroscopia Raman nas paredes celulares das fibras dos lenhos normal, de tração e oposto, em clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade, é apresentado na Figura 2. Nessa Figura, existe o agrupamento de 225 espectros para cada amostra, cada um correspondendo a um pixel com cerca de 1 µm² no mapa, considerando as posições radiais interna e externa do tronco para os três tipos de lenho. Como os espectros são resultantes da análise de mesma seção histológica de 15 x 15 µm, é esperado, conforme confirma a Figura 2 que os diferentes espectros tenham curvas semelhantes. Com base nesse agrupamento, foi possível calcular o espectro médio correspondente a cada combinação de tipos de lenho e posição radial, permitindo a análise comparativa entre as diferentes condições amostrais.

A Figura 3 apresenta a comparação dos espectros médios dos lenhos normal, oposto e de tração, nas posições interna e externa, mostrando variações na intensidade das bandas correspondentes à lignina e à celulose. Observa-se que as posições espectrais

das bandas se mantêm semelhantes entre os tipos de lenho, sendo que a banda em torno de 1600 cm^{-1} , relacionado ao alongamento do anel arílico na lignina (Zhang; Chen; Xu, 2017), apresenta maior intensidade, assim como a banda próxima de 380 cm^{-1} , associado às vibrações das ligações O–H na celulose (Agarwal, 2019).

Os espectros Raman médios apresentados na Figura 3 mostram bandas características associadas à lignina (cerca de 1602 cm^{-1}), hemiceluloses (cerca de 900 cm^{-1}) e celulose (cerca de 380 cm^{-1}), comuns em materiais lignocelulósicos. Os espectros foram normalizados e deslocados verticalmente para facilitar a visualização comparativa entre os diferentes tipos de lenho e posições radiais. Como os espectros representam a média da área analisada, eles refletem a composição química global da região estudada, podendo suavizar variações locais na distribuição dos componentes químicos.

As bandas Raman são atribuídas aos principais polímeros que compõem a madeira, como celulose, lignina e hemicelulose. As atribuições das bandas observadas nos espectros médios dos lenhos normal, oposto e de tração, nas regiões interna e externa do tronco de *Eucalyptus urophylla* x *Eucalyptus grandis*, estão apresentadas na Tabela 8.

Figura 2. Agrupamento dos espectros obtidos no plano transversal dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa do tronco, em área de $225 \mu\text{m}^2$ composta por matriz de 15×15 pontos (225 espectros), do clone *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.

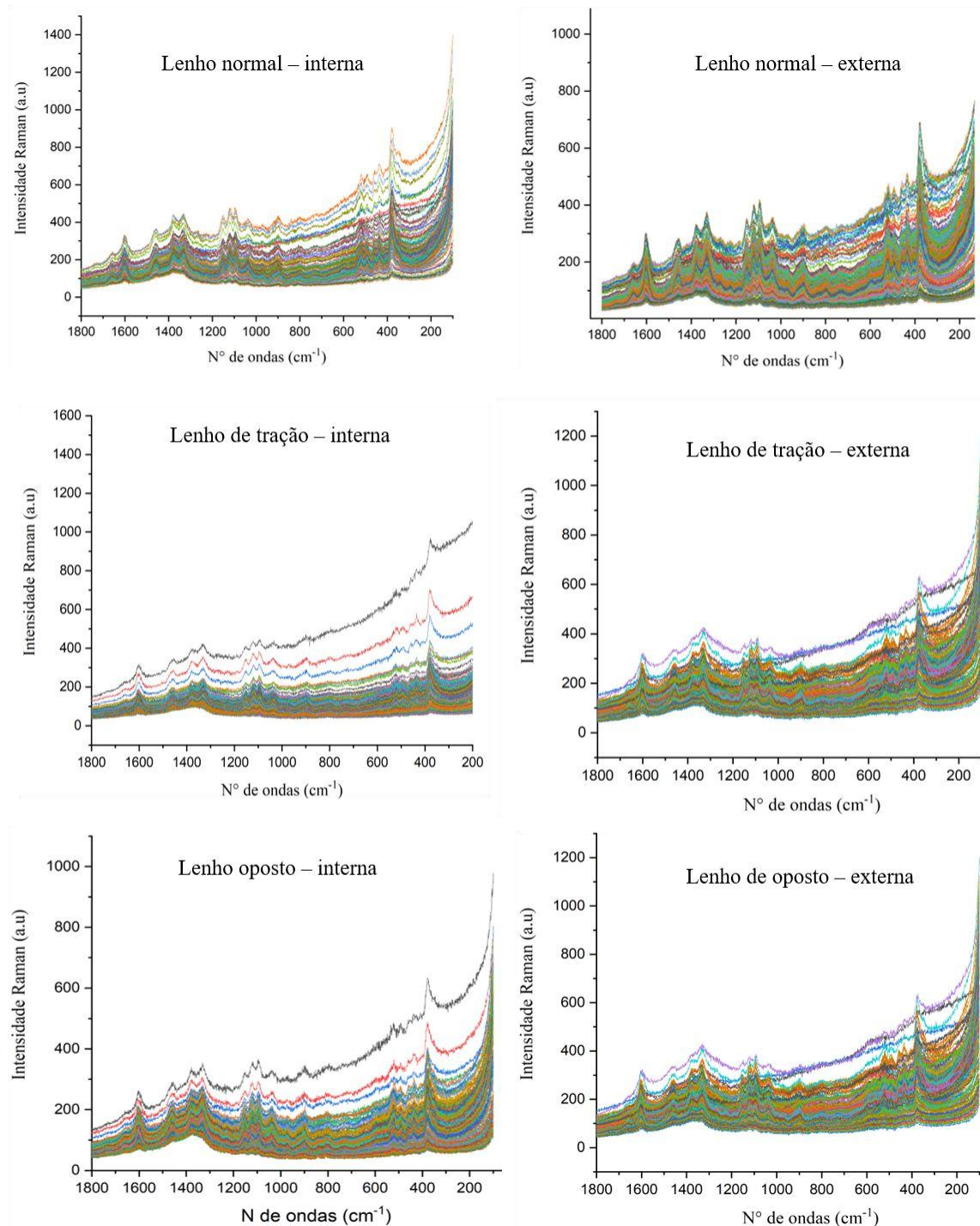
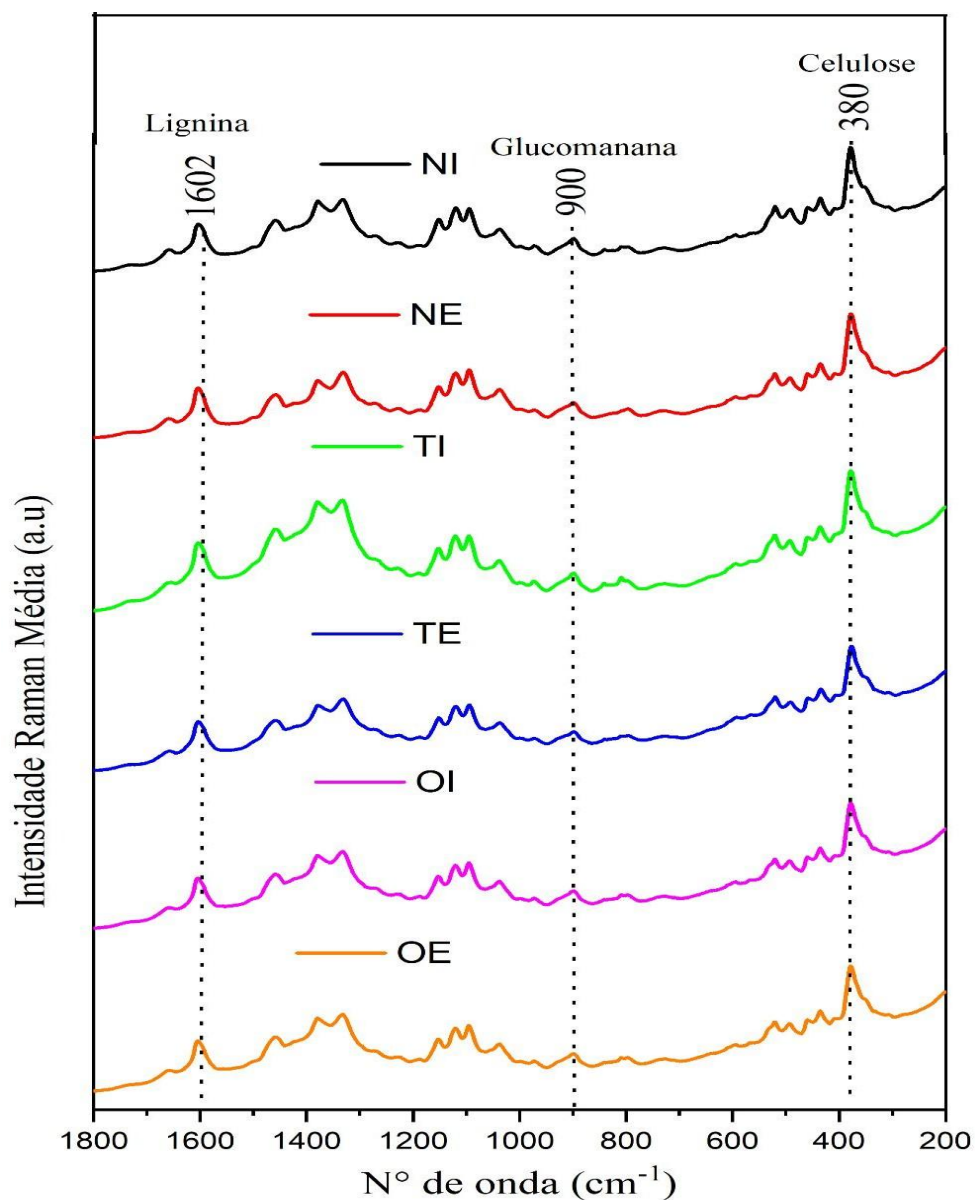


Figura 3. Comparação da média dos espectros obtidos no plano transversal dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa do tronco, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15 $\times$ 15 pontos (225 espectros), do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.



NI – lenho normal na posição interna; NE – lenho normal na posição externa; TI – lenho de tração na posição interna; TE – lenho de tração na posição externa; OI – lenho oposto na posição interna; OE – lenho oposto na posição externa.

Tabela 8. Bandas Raman e suas atribuições nos lenhos normal, de tração e oposto em

clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Número de onda (cm ⁻¹)	Componente químico	Referência
380	Celulose	380 cm ⁻¹ (Agarwal, 2014)
440 – 431	Celulose	435 cm ⁻¹ (Blervacq et al. 2022)
522 - 515	Celulose	520 cm ⁻¹ (Agarwal; Ralph, 2023)
902 – 899	Glucomanana	897 cm ⁻¹ (Zhang; Li; Xu, 2022)
	Celulose	899 cm ⁻¹ (Mamleeva et al. 2023)
1040 – 1030	Celulose	1037 cm ⁻¹ (Agarwal; Ralph 1997)
1095 - 1090	Celulose	1095 cm ⁻¹ (Zhang; Chen; Xu, 2017)
1120 – 1113	Celulose	1105 cm ⁻¹ (Pérez-de-Lis et al. 2024)
1156 – 1150	Celulose	1149 cm ⁻¹ (Agarwal; Ralph, 1997)
1336 – 1328	Lignina	1330 cm ⁻¹ (Kanbayashi et al. 2018)
1384 – 1375	Celulose	1378 cm ⁻¹ (Zhang; Chen; Xu, 2017)
1460 – 1456	Lignina	1460 cm ⁻¹ (Zhang et al. 2016)
1605 – 1595	Lignina	1601 cm ⁻¹ (Agarwal; Ralph, 1997)
1651 – 1660	Lignina	1654 cm ⁻¹ (Zhang, 2021)

Para a lignina (Tabela 8), destacam-se as regiões em torno de 1328–1336 cm⁻¹, 1456 cm⁻¹, 1660 cm⁻¹, sendo a banda de 1600 cm⁻¹ a mais proeminente. A região de 1605 cm⁻¹ pode ser atribuída ao estiramento do anel aromático da lignina, conforme indicado por Xiao et al. (2019). Já a banda de 1600 cm⁻¹ tem sido associada ao alongamento do anel arílico (Zhang; Chen; Xu, 2017). A região de 1460 cm⁻¹, por sua vez, pode estar relacionada às vibrações H-C-H e H-O-C (Zhang; Chen; Xu, 2017). Por fim, a região de 1330 cm⁻¹ tem sido interpretada como proveniente de vibrações relacionadas ao grupo Aril O-H, Aril O-C-H₃ (éter aromático), C=C e álcool coniferílico (Agarwal; McSweeney; Ralph, 2011).

Para a celulose (Tabela 8), destacam-se as regiões em torno em 1384 cm⁻¹ e 1375 cm⁻¹, 1156 cm⁻¹ e 1030 cm⁻¹, 522 cm⁻¹ e 380 cm⁻¹. A banda de 1380 cm⁻¹ está relacionada a vibrações de H-C-C, H-C-O e H-O-C, conforme observado por Zhang; Chen; Xu (2017). A região de 1150 cm⁻¹ pode ser atribuída à C-O-C (Zhang; Li; Xu, 2022). A banda de 1110 cm⁻¹, por sua vez, está associada ao alongamento de C-C e C-O (Zhang, 2021). A região de 1034 cm⁻¹ pode ser atribuída à vibração de estiramento C–O, relacionada a grupos como aril C–O, O–CH₃ e aril OH (Janošević et al., 2025). A banda em 380 cm⁻¹ é associada à cristalinidade da celulose (Agarwal, 2019).

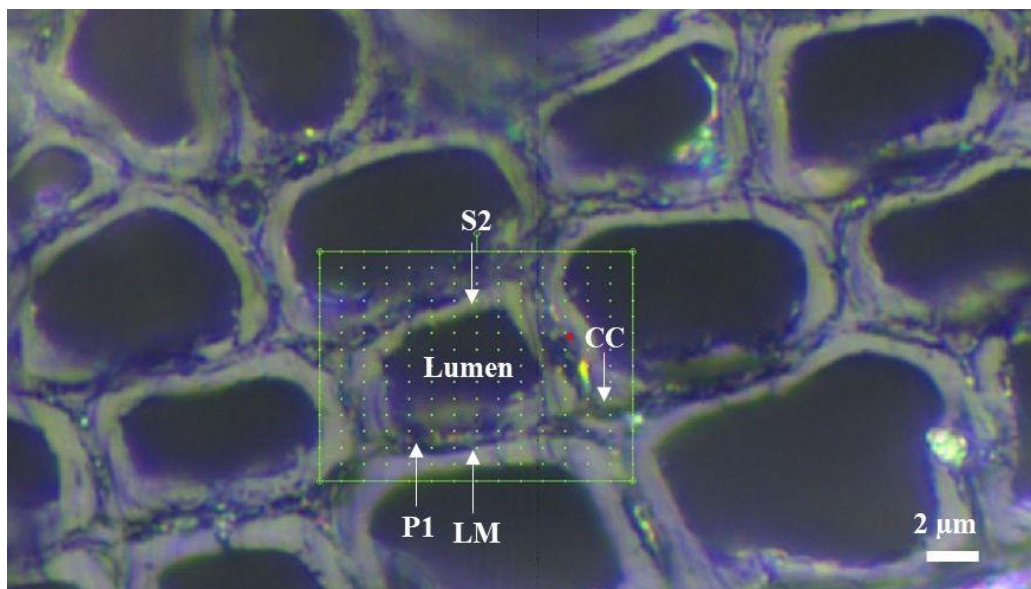
As bandas localizadas entre 902 e 899 cm^{-1} correspondem à glucomanana, com vibrações assimétricas do anel de glucopiranosose observadas em 903 cm^{-1} (Mamleeva et al., 2023), enquanto os grupos C-anoméricos apresentam deformação de C1-H e vibração de valência do anel em 879 cm^{-1} (Zhang; Li; Xu, 2022). Não foram identificadas outras contribuições de hemiceluloses. Para Agarwal; Ralph (1997) isso pode ocorrer devido a sobreposição da celulose.

Além de fornecer informações composicionais, a MCR destaca-se como ferramenta sensível para investigar alterações estruturais na lignina em diferentes contextos, incluindo tratamentos químicos, processos de intemperismo, deposição simultânea de celulose e lignina associada a sinais ambientais e remoção seletiva da lignina durante a deslignificação (Agarwal; McSweeney; Ralph, 2011; Kanbayashi et al., 2018; Perez-de-Lis et al., 2024; Xiao et al., 2019). De forma consistente com esses estudos, os mapeamentos químicos realizados neste trabalho possibilitaram visualizar a heterogeneidade espacial da lignina nos três tipos de lenho e gerar espectros representativos das ligações químicas presentes, reforçando o potencial da MCR para compreender a formação, modificação e distribuição da lignina em nível microscópico, com implicações diretas para o desempenho estrutural da madeira e para processos de conversão de biomassa (Agarwal, 2019; Zhang; Chen; Xu, 2017).

5.6.2. Imagem de campo claro

Na Figura 4 observa-se a imagem de campo claro, obtida pelo Espectrômetro Raman Horiba LabRam Odyssey acoplado ao microscópio Olympus BXFM-ILHS, com objetiva de 100x, delimitando a área de leitura para obtenção dos mapas químicos de distribuição da lignina e da celulose. Na imagem, obtida no plano transversal da amostra, é possível observar as estruturas celulares, como o canto celular (CC), a lamela média (LM), a parede primária (P), a parede secundária (S) e o lúmen (L). A região demarcada em verde corresponde à área de varredura utilizada para o mapeamento químico por microscopia confocal Raman.

Figura 4. Imagem de campo claro obtida no plano transversal da madeira do clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade utilizando Espectrômetro Raman Horiba LabHam Odyssey acoplado ao microscópio Olympus BXFM-ILHS, com objetiva de 100x com abertura numérica (NA) de 0,90.



CC – Canto celular; LM – Lamela média; P1 – Parede primária; S2 – Camada mais espessa da parede secundária.

As imagens de campo claro, de cada fibra selecionada, serviram como base para definição da área de mapeamento espacial nas análises por meio de microscopia confocal Raman. As áreas mapeadas foram compostas por uma matriz de 15×15 pontos (225 espectros), com espaçamento aproximado de $1 \mu\text{m}$ entre os pontos e, consequentemente, $1 \mu\text{m}^2$ para cada pixel. Cada espectro corresponde à composição química de um ponto específico da parede celular, formando a matriz espectral representativa da região analisada. Segundo Agarwal (2006), a intensidade da banda Raman é proporcional à concentração do componente analisado, o que permite usar as intensidades laser associadas às bandas de lignina ou de celulose como indicadores qualitativos diretos de sua concentração.

5.6.3. Mapas químicos para integração de lignina

Os mapas químicos de distribuição de lignina (integração em intervalo de $1550 - 1710 \text{ cm}^{-1}$), obtidos por microespectroscopia Raman, para as fibras dos lenhos normal, oposto e de tração, nas posições radiais interna e externa, do clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade, podem ser observados nas Figuras 5, 6 e 7.

Na Figura 8 verifica-se a comparação entre os mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa em área composta por matriz de 15×15 pixels (225 espectros), no plano transversal do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.

Figura 5. Mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos no plano transversal do lenho normal nas posições interna e externa do caule, em área de $225 \mu\text{m}^2$ composta por matriz de 15×15 pixels (225 espectros), em secções histológicas transversais da madeira do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.

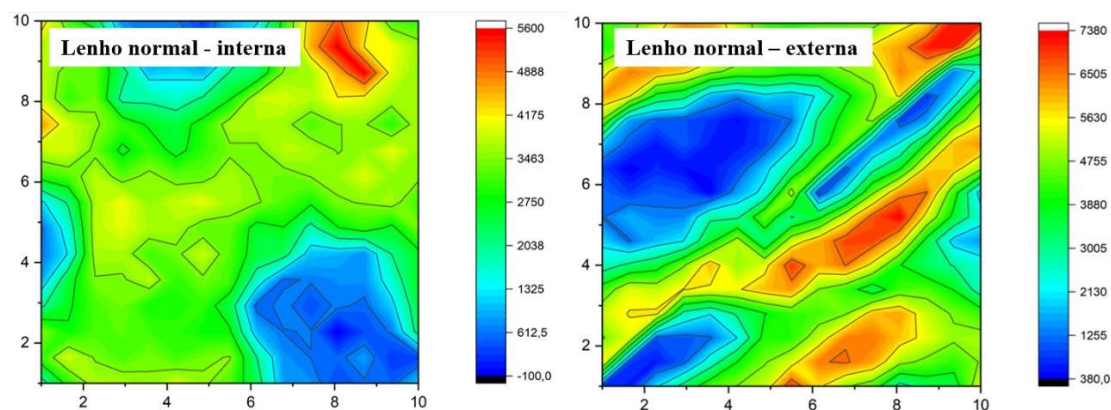


Figura 6. Mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos no plano transversal do lenho de tração nas posições interna e externa do caule, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15×15 pixels (225 espectros), em secções histológicas transversais da madeira do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.

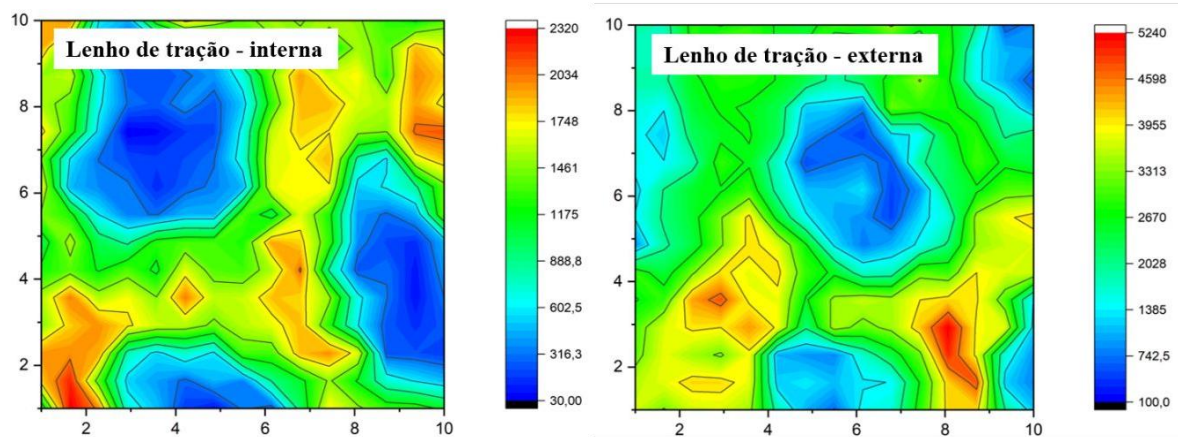


Figura 7. Mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm^{-1}) obtidos no plano transversal do lenho oposto nas posições interna e externa do caule, em área de 225 μm^2 composta por matriz de 15×15 pixels (225 espectros), em secções histológicas transversais da madeira do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.

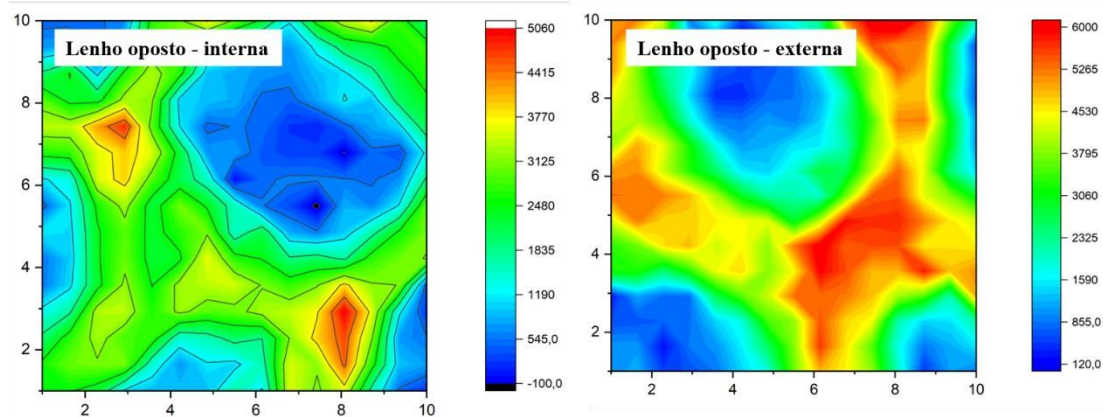
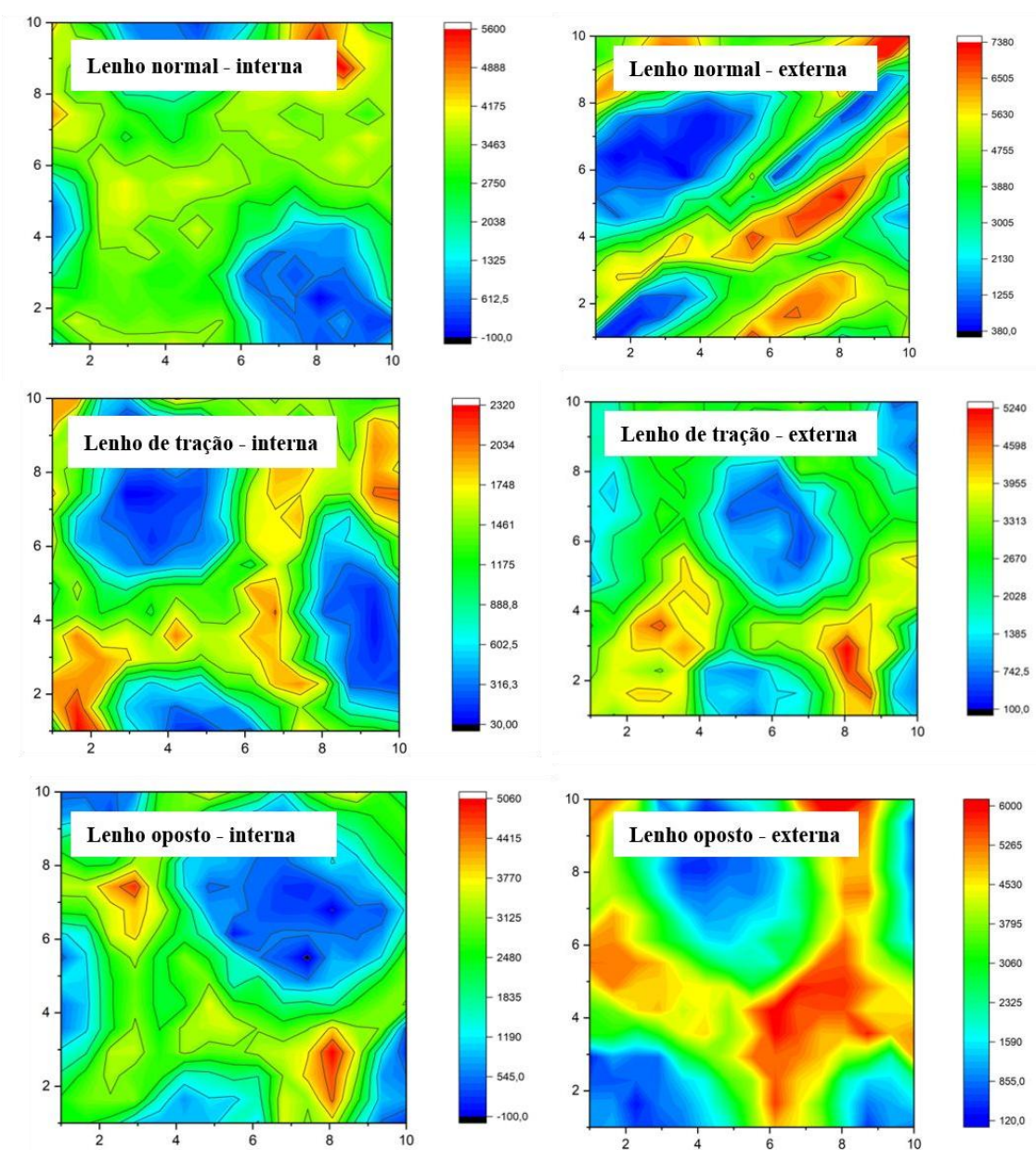


Figura 8. Comparação entre os mapas químicos da distribuição de lignina (integração em intervalo de $1550 - 1710 \text{ cm}^{-1}$) obtidos no plano transversal dos lenhos normal, de tração e oposto nas posições interna e externa do caule, em área de $225 \text{ }\mu\text{m}^2$ composta por matriz de 15×15 pixels (225 espectros), em secções histológicas transversais da madeira do clone de *E. urophylla* $\times$ *E. grandis* com sete anos de idade.



A interpretação dos mapas químicos de distribuição da lignina (integração em intervalo de 1550 – 1710 cm⁻¹) apresentados nas Figuras 6, 7, 8 e 9, é baseada na intensidade da banda, representada pela escala de cores utilizada: regiões com coloração mais próxima da base da escala (tonalidades azuladas) indicam menor intensidade Raman, correspondendo a menor concentração de lignina. Por outro lado, áreas com coloração próxima ao topo da escala (tonalidades avermelhadas) indicam maior intensidade Raman, refletindo maior concentração de lignina naquela região.

Nos três tipos de lenho analisados e nas duas posições radiais, observou-se que o canto celular e a lamela média da parede celular apresentaram as maiores intensidades laser, indicando elevado conteúdo de lignina. Esses resultados estão em concordância com os encontrados por Agarwal (2006), que, por meio de microscopia confocal Raman, identificou o canto celular e a lamela média como as regiões com maior concentração de lignina e que existe tendência da concentração de lignina diminuir do canto celular para a camada S2. O mesmo padrão foi posteriormente confirmado por Zhang (2021).

Na Tabela 9 observa-se a diferenças na intensidade das bandas verificadas nos mapas de lignina apresentados nas Figuras 5, 6 e 7.

Tabela 9. Intensidade Raman dos mapas de lignina entre os tipos de lenho e posições radiais em clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

Camadas da parede celular	Posição interna			Posição externa		
	Normal	Tração	Oposto	Normal	Tração	Oposto
Canto celular	5600	2320	5060	7200	5240	6000
Lamela média	4888	2034	4415	6505	4598	5265
Camada S2 externa	3463	1461	3770	5630	3955	3795
Camada S2 interna	2750	889	2480	3880	2670	3060
Camada S3	1325	602	1190	2130	1385	1590

Conforme apresentado na Tabela 9, para as posições interna e externa de amostragem no caule, a concentração de lignina nas fibras, estimada pela intensidade do sinal Raman, apresentou-se decrescente do lenho normal para o lenho oposto e deste para o lenho de tração. A única exceção ocorreu na camada S2 da posição externa, na qual a concentração de lignina foi ligeiramente maior no lenho oposto, embora próxima à observada no lenho de tração. De modo geral, a concentração de lignina foi maior nas fibras provenientes da posição externa do caule, em todas as camadas da parede celular, quando comparada à posição interna. Esse resultado indica que as fibras do lenho de reação localizadas na região externa apresentam maior lignificação em toda a estrutura da parede celular.

Ao analisar a distribuição da lignina através da parede celular na Tabela 9, observa-se clara tendência de redução da concentração a partir do canto celular em direção à camada S3. Essa redução ocorre nas duas posições de amostragem em direção ao lúmen, com diminuição aproximada de quatro vezes do canto celular para a camada S3. Essa distribuição de lignina nas camadas da parede celular foi verificada por Fergus et al. (1969) que verificaram um aumento na concentração de lignina, à medida que se afasta do lúmen, como pode ser observado na Tabela 10.

Tabela 10. Distribuição de lignina nas camadas da parede celular.

Madeira	Diferenciação morfológica	Fração volumétrica do tecido (%)	Lignina (% do total)	Concentração de lignina (g/g)
Lenho inicial	Parede secundária	87,4	72,1	0,222
	Lamela média	8,7	15,8	0,497
	Canto celular	3,9	12,1	0,848
lenho tardio	Parede secundária	97,3	81,7	0,222
	Lamela média	4,1	9,7	0,6
	Canto celular	2,2	8,6	1

Fonte: Adaptado de Fergus et al. (1969)

Considerando-se que maiores concentrações de lignina estão geralmente associadas a menores teores de celulose, especialmente em regiões como o canto celular e a lamela média composta, é esperado que essas áreas apresentem menor conteúdo de celulose. Em contraste, nas camadas da parede secundária, particularmente na camada S2, a concentração de celulose tende a ser elevada, enquanto a lignina ocorre em menores proporções (Higuchi, 1997). Diante disso, pode-se inferir que as fibras do lenho normal, por apresentarem maior grau de lignificação em relação às do lenho de reação, tendem a apresentar maior rigidez e resistência à compressão. Por outro lado, a resistência à tração, fortemente influenciada pela presença de celulose, pode apresentar comportamento oposto.

Em todos os tipos de lenho analisados, a maior concentração de lignina observada na posição externa do caule evidencia que essas fibras podem apresentar maior resistência mecânica. Entretanto, é importante destacar que, neste estudo, não foram realizados ensaios mecânicos em fibras individuais, o que poderá ser explorado em investigações futuras. Estudos como o de Ozparpucu et al. (2017) demonstram que a redução do teor de lignina está associada à diminuição do módulo de elasticidade e da tensão de escoamento da madeira, evidenciando a importância desse polímero para a rigidez estrutural da parede celular e para o desempenho mecânico do material.

A lignina desempenha funções essenciais nas diferentes camadas da parede celular, principalmente conferindo rigidez, impermeabilidade e resistência mecânica (Higuchi, 2018). Na parede secundária, a lignina aumenta a impermeabilidade e a resistência à compressão, o que é crucial para o transporte de água em vasos xilemáticos e para a sustentação estrutural das plantas (Barros et al., 2015; Pesquet et al., 2025). Além disso, a lignina atua como um regulador da higroscopicidade da parede celular, ajustando sua resposta às variações de água e protegendo contra estresses ambientais (Pesquet et al., 2025).

Compreender essa distribuição espacial e química da lignina é fundamental para otimizar estratégias de remoção e valorização industrial da biomassa vegetal. Geralmente, as regiões internas da parede celular apresentam menor lignificação, facilitando o ataque químico e a remoção da lignina, enquanto as camadas externas, com maior grau de lignificação, exigem maior ação dos reagentes para sua degradação (Wang et al., 2019; Yang et al., 2025). Além disso, a lignina apresenta caráter hidrofóbico, característica que contribui para a impermeabilização das paredes celulares

e influencia processos fisiológicos relacionados ao transporte de água durante a formação do lenho (Lisý et al., 2022).

As diferenças observadas entre as posições radial interna e externa do caule, bem como entre os tipos de lenho indicam que a distribuição da lignina e, conseqüentemente, o comportamento biomecânico das fibras variam de acordo com o tecido e a posição no tronco. Além disso, modificações seletivas na estrutura da lignina e em seus grupos funcionais podem melhorar suas propriedades para aplicações tecnológicas, enquanto a separação de diferentes frações de lignina permite aplicações industriais mais específicas (Lisý et al., 2022).

5.6.4. Variação da concentração de lignina nas posições interna e externa do caule

Ao comparar os mapas químicos de distribuição de lignina (Figuras 5, 6 e 7) entre as diferentes posições radiais de amostragem no caule (interna e externa) nos três tipos de lenho, verificou-se variação na concentração de lignina. Estudos anteriores (Lima et al., 2011; Costa et al. 2017.; Soares et al., 2015) mostram que esse comportamento pode variar entre espécies de *Eucalyptus*. Entretanto, nessas investigações, os métodos tradicionais empregados foram baseados em análise da amostra de madeira bruta, moída (química úmida), enquanto neste estudo as avaliações foram baseadas em regiões específicas dentro da parede celular. Ao tratarem de avaliações tradicionais, Lima et al. (2011), ao analisarem madeira de *Eucalyptus umbra* R. T. Baker, concluíram que o teor de lignina se mantém estável na direção medula–casca. Em contraste, Costa et al. (2017) verificaram maior concentração de lignina próxima à medula em *Eucalyptus camaldulensis*, enquanto Soares et al. (2018) identificaram em três espécies de *Eucalyptus*, aumento do teor de lignina em direção à casca.

Observa-se na Tabela 9 que independentemente do tipo de lenho, a maior intensidade Raman de lignina, ocorre no lenho amostrado na parte externa do caule. É possível assim inferir que as maiores concentrações de lignina na madeira de árvores verticais e inclinadas, encontram-se nas partes externas do caule do clone *E. urophylla* × *E. grandis*. Destaca-se que não foram encontrados resultados de pesquisa publicados em que a variação da concentração de lignina tenha sido avaliada dentro da parede celular, em amostragem radial no caule.

A distribuição da lignina tem implicação na biomecânica do caule. A madeira pode ser comparada a um compósito semelhante ao concreto armado, em que a celulose atua como o “aço de reforço” e a lignina como o “concreto” (Mattheck, 1995). A celulose, resistente à tração, suporta as forças do lado exposto ao vento, enquanto a lignina, resistente à compressão, sustenta o lado oposto do tronco (Mattheck, 1995; Mattheck; Kübler, 1997). Entretanto, as forças que incidem sobre a árvore, como as do vento, podem alterar essa dinâmica, até mesmo invertendo-a, o que demonstra a arquitetura complexa em que se baseia o desenho mecânico da árvore. Para isso, contribuem fatores como o amadurecimento das paredes celulares, o encurtamento das microfibrilas e o inchaço da matriz que indicam que a orientação das microfibrilas e o teor de lignina determinam a direção e a intensidade das tensões internas na madeira (Archer, 1987). Esse fato está relacionado com a resistência das árvores à força dos ventos, problema relatado por Ferreira et al. (2008) em *Eucalyptus* cultivados na região do Vale do Rio Doce, onde as árvores desta pesquisa também foram coletadas.

As árvores apresentam variações radiais nas propriedades do lenho, cuja magnitude e tipo variam entre espécies, sendo mais relevantes em algumas do que em outras (Zobel; Buijtenen, 1995). Essas variações podem ser utilizadas como ferramenta para a delimitação entre lenho juvenil e adulto, aspecto importante para a industrialização da madeira (Souza et al., 2017). Em certos usos, pode ser vantajoso empregar árvores com maior proporção de lenho juvenil, enquanto em outros sua presença pode ser indesejável (Jankowsky, 1979). A maior proporção de lenho juvenil tende a produzir celulose com menor rendimento e resistência ao rasgo, mas apresenta maior resistência à tração, ao arrebentamento e maior peso específico aparente em comparação ao lenho adulto (Lube et al., 2013). Peças estruturais que contenham lenho juvenil apresentam classes de resistência inferiores, sendo este um dos motivos pelo qual o conhecimento das diferenças entre as propriedades do lenho juvenil e do adulto é importante para a utilização da madeira processada mecanicamente (Vidaurre et al., 2023). Além disso, Soares et al. (2015) investigaram a madeira de híbridos de *E. urophylla* × *E. grandis* em três idades diferentes e constataram que com o aumento da idade das árvores, houve aumento na densidade, no teor de extrativos e no teor de carbono da madeira, bem como na produção de carvão e em suas características físico-químicas.

5.6.5. Variação da concentração de lignina entre os lenhos normal, de tração e oposto

Ao analisar a Tabela 9, observa-se que o lenho normal apresentou maior intensidade Raman de lignina, o que é indicado na barra lateral das imagens, em comparação ao lenho de reação (tração e oposto). No lenho de tração, a intensidade Raman foi menor, sugerindo concentração reduzida de lignina, particularmente nas regiões da lamela média e nos cantos celulares. Esse tipo de lenho costuma apresentar fibras mais achatadas, o que resulta em lamela média com área reduzida (Bowling; Vaughn, 2008) e, possivelmente, menor concentração de lignina. Comportamentos semelhantes também foram identificados por Aguayo et al. (2010) em *Eucalyptus globulus*, por Ma et al. (2013) em *Populus nigra* e por Souza et al. (2019) em *Eucalyptus grandis*, ao avaliarem a concentração de lignina nas paredes das fibras de diferentes tipos de lenho.

A menor concentração de lignina observada no lenho de tração está de acordo com o papel funcional desse tipo de lenho na reorientação do caule em resposta a estímulos gravitacionais e mecânicos. O lenho de reação forma-se para compensar inclinações do fuste, permitindo que a árvore recupere sua posição de crescimento (Dadswell; Wardrop, 1949; Tocquard et al., 2014). Nesse contexto, a lignina exerce papel central na estabilidade mecânica do lenho, influenciando tanto a resistência quanto a distribuição de tensões ao longo do tronco. Estudos indicam que a redução do teor de lignina pode diminuir a rigidez do material, favorecendo maior deformabilidade e geração de tensões internas, características associadas ao lenho de tração (Voelker et al., 2010). Embora a camada gelatinosa (camada G), típica do lenho de tração em angiospermas, não esteja presente na madeira de *E. urophylla* x *E. grandis* aqui estudada, o que foi avaliado nas imagens de campo claro (Figura 5) e no mapeamento Raman (Figuras 5, 6 e 7), a redução na concentração de lignina sugere modificações estruturais e químicas compatíveis com a formação desse tipo de lenho, conforme descrito por Goswami et al. (2008) e Côté Jr. et al. (1969).

A lignina confere resistência às deformações compressivas e à flambagem das fibras, além de contribuir para a transferência de tensões entre as microfibrilas de celulose. Enquanto a celulose é responsável principalmente pela resistência à tração, a lignina atua como um agente de reforço que aumenta a rigidez da parede celular e sua

capacidade de suportar cargas mecânicas complexas (Burgert; Fratzl, 2009; Donaldson, 2001).

5.7. Imageamento da parede celular por meio da microscopia de força atômica (MFA)

O imageamento da parede celular foi realizado por meio de microscopia de força atômica (MFA), utilizando um cantilever modelo Dyn190AI. As varreduras, ilustradas na Figura 9, abrangeram diferentes áreas, com resolução variando entre 256 e 450 pontos. As imagens obtidas representam a superfície dos lenhos normal na posição externa. Não foi possível obter imagens para os lenhos de tração e oposto nas posições radiais interna e eterna. A dificuldade em obter imagens representativas para os três tipos de lenho foi atribuída a limitações nos ajustes do equipamento. Mesmo utilizando os mesmos parâmetros que foram empregados no lenho normal para gerar novas imagens do lenho de tração e oposto, os resultados não foram produzidos conforme o esperado.

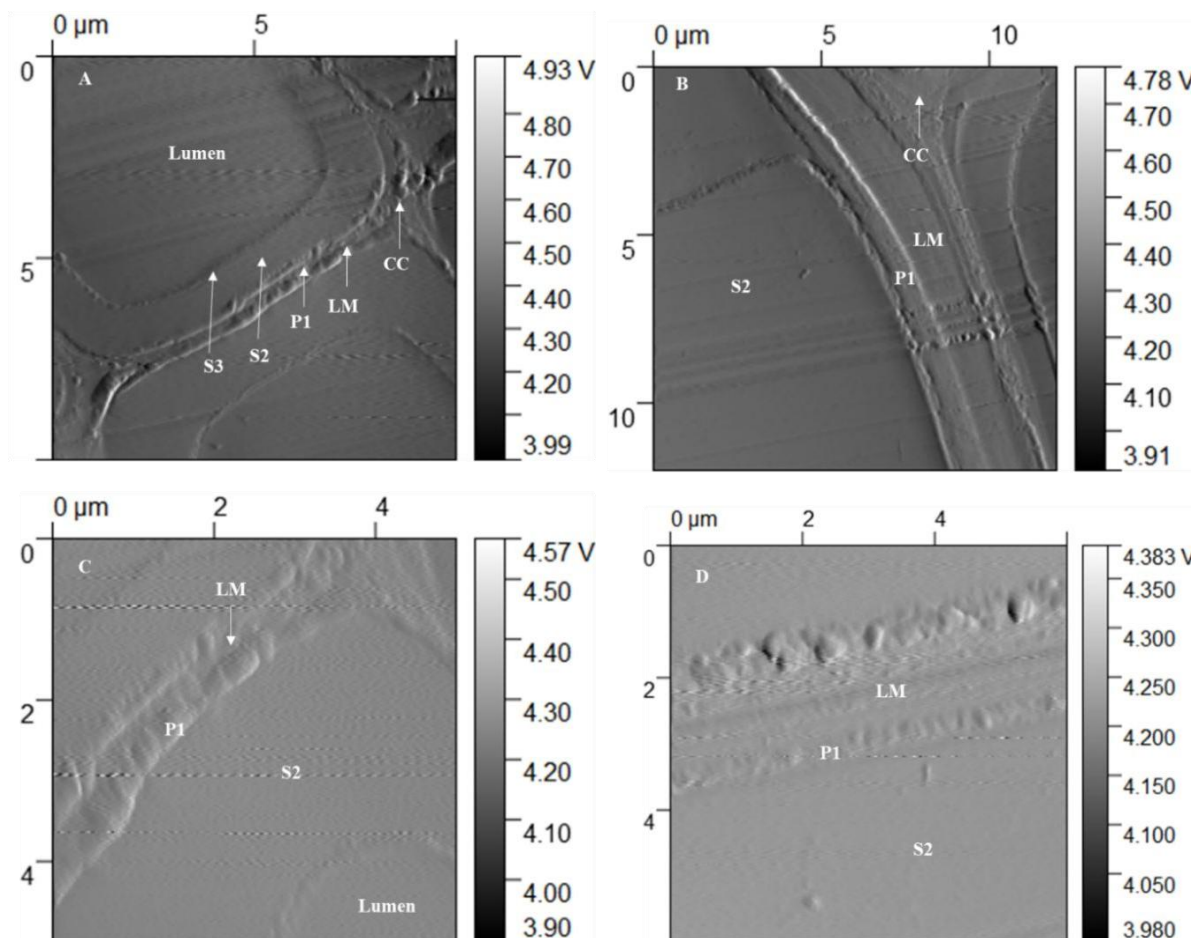
As imagens obtidas da parede celular revelam variações de altura entre suas diferentes camadas, bem como a presença de resina incorporada no lúmen (Figura 9). Segundo Li; Kasal (2025) essas variações topográficas são influenciadas pela rigidez e pelo ângulo de orientação das microfibrilas em cada camada, que afetam a resistência ao corte durante o preparo da amostra e, como resultado, diferentes perfis de altura podem ser observados na topografia da superfície.

A análise topográfica possibilita observar detalhes estruturais relacionados ao perfil das microfibrilas (Adobes-Vidal et al., 2020). A Microscopia de Força Atômica tem se destacado como técnica de alta resolução para esse tipo de análise, permitindo a investigação da superfície celular e a detecção de diferenças de rugosidade entre as camadas da parede celular, identificando padrões característicos de cada uma delas (Casdorff; Keplinger; Burgert, 2017). Como demonstrado por Jin; Kasal (2016), no lenho tardio, por exemplo, as células tendem a apresentar superfícies mais rugosas em comparação ao lenho inicial. Esses tipos de resultados não foram observados para esta pesquisa.

Embora os resultados obtidos para a madeira de *E. urophylla* x *E. grandis* com Microscopia de Força Atômica (MFA) não tenham sido semelhantes aos encontrados em algumas bibliografias (Adobes-Vidal et al., 2020; Casdorff; Keplinger; Burgert,

2017; Jin; Kasal, 2016), foi possível observar a estrutura da parede celular da madeira de *Eucalyptus*, demonstrando que a técnica pode fornecer informações valiosas sobre a ultraestrutura da madeira de *Eucalyptus*.

Figura 9. Imageamento da parede celular do lenho normal, na posição externa, no plano transversal do clone de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.



A – Área de varredura de 10 x 10 μm; B – Área de varredura de 12,5 x 12,5 μm; C e D – Área de varredura de 6 x 6 μm; P1 – Parede primária; LM – Lamela média; CC – Canto celular; S2 e S3 – Camadas da parede secundária.

Estudos anteriores mostram que, com equipamentos adequados e protocolos otimizados, é possível obter imagens detalhadas das camadas da parede celular, visualizar agregados de celulose, medir microfibrilas individuais e até monitorar alterações induzidas por processos como deslignificação ou polpação (Fahlén; Salmén, 2003; Adobes-Vidal et al., 2020; Li; Kasal, 2025; Lambert et al., 2018). A qualidade e precisão das imagens dependem não apenas do material analisado, mas também da

geometria da ponta da sonda, do modo de operação, da preparação da amostra e da metodologia empregada (Li; Kasal, 2025; Pu et al., 2025; Song et al., 2020). Assim, resultados iniciais como os apresentados na Figura 10, são fundamentais para aprimorar protocolos e demonstrar o potencial da MFA na análise da ultraestrutura de madeiras e outros substratos lignocelulósicos, servindo de base para investigações mais detalhadas e desenvolvimento de metodologia para aplicações industriais tradicionais e novas.

5.8.Considerações sobre a microscopia confocal Raman e a microscopia de força atômica empregadas na avaliação da parede celular

Os resultados obtidos por meio das análises de Microscopia Confocal Raman permitiram a elaboração de mapas químicos, contribuindo para a compreensão da distribuição dos componentes químicos na parede celular de fibras dos diferentes tipos de lenho (normal, de tração e oposto), bem como suas variações em função da posição radial de amostragem no caule de um clone de híbrido de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade.

A técnica demonstrou-se eficaz para mapear a distribuição espacial da lignina, revelando que as regiões de canto celular e lamela média apresentaram as maiores concentrações desse polímero em todos os tipos de lenho, independentemente da posição radial de amostragem. Entre os tipos de lenho analisados, o lenho de tração destacou-se por apresentar menor intensidade Raman associada à lignina, inclusive nas regiões mais lignificadas, evidenciando particularidades estruturais com possíveis implicações industriais.

A análise comparativa dos espectros médios indicou que, embora a posição das bandas espectrais permanecesse constante entre os tipos de lenho, as intensidades relativas das bandas atribuídas à lignina (cerca de 1600 cm⁻¹), à celulose (cerca de 380 cm⁻¹) e à glucomanana (cerca de 900 cm⁻¹) variaram, revelando diferenças na concentração desses constituintes ao longo da parede celular. Esses resultados reforçam a utilidade da MCR como ferramenta qualitativa para identificação e localização dos componentes químicos. A aplicação dessa técnica para avaliação da parede celular lenhosa ainda é pouco explorada no Brasil. Colares et al. (2015) utilizaram MCR com resultados semelhantes, embora tenham enfrentado dificuldades no preparo das amostras e na regulagem dos parâmetros do equipamento. Para esta pesquisa, contamos

com parcerias entre laboratórios da Universidade Federal de Lavras, Universidade Federal de Viçosa e Universidade Federal de Juíz de Fora, permitindo o acesso a diferentes sistemas de microespectroscopia Raman, com destaque para o Espectrômetro Raman Horiba LabRam Odyssey acoplado ao microscópio Olympus BXFM-ILHS, que possibilitou os melhores resultados.

Apesar do potencial demonstrado, a técnica ainda requer avanços tecnológicos e metodológicos para exploração plena, especialmente para aplicações industriais na caracterização de madeira para a produção de celulose e papel. Limitações como número de pontos de varredura e tempo de aquisição influenciaram a resolução espacial, destacando a necessidade de otimização contínua das análises.

O imageamento da parede celular obtido por microscopia de força atômica (MFA), permitiu a delimitação das camadas da parede celular, incluindo lamela média e canto celular, nas seções transversais das fibras do clone de *E. urophylla* × *E. grandis*. Contudo, ainda não foi possível identificar diferenças claras na organização das microfibrilas entre as camadas da parede celular.

A obtenção de resultados por MFA depende de fatores como preparo da amostra, modo de operação e características da sonda (cantilever). Diferentes metodologias de preparo foram avaliadas, incluindo cortes ultrafinos de madeira emblocada em resina Spur, blocos aplainados e cortes histológicos de 5 µm, sendo os cortes ultrafinos em resina Spur os mais consistentes.

Além do imageamento, a MFA permite avaliar parâmetros mecânicos e topográficos da parede celular, como rugosidade, força de adesão e propriedades nanomecânicas. Soares (2019) aplicou nanoindentação para estimar dureza, módulo de elasticidade efetivo e razão de ductilidade, mostrando que a dureza da parede celular de *Eucalyptus grandis* pode ser prevista a partir do módulo de elasticidade reduzido, com modelo linear explicando 73% da variação observada.

A MFA apresenta-se como possibilidade de aplicabilidade em experimentos industriais, especialmente em fabricação de fibrocimento, produção de polpa celulósica e processos de biorrefinaria, ao fornecer informações de alta resolução sobre a estrutura da madeira em escala nanométrica. Entretanto, o aproveitamento pleno da técnica ainda

exige aprimoramento de equipamentos e metodologias, com foco na otimização do mapeamento químico e da caracterização topográfica da parede celular.

5.9. Formação do lenho de reação e implicações biomecânicas em *Eucalyptus urophylla* × *Eucalyptus grandis* que impactam a indústria

As modificações anatômicas, ultraestruturais e químicas observadas no lenho de reação, de acordo com o conhecimento acumulado, possuem implicações diretas sobre a aplicação da madeira e seu desempenho em diferentes processos industriais. As variações identificadas na DRL, biometria das fibras, AMF e distribuição da lignina dentro da parede celular sugerem que a formação e variações do lenho de reação influenciam propriedades fundamentais relacionadas à estabilidade dimensional e comportamento mecânico, com repercussões no processamento industrial e conversão da biomassa.

A redistribuição das tensões de crescimento evidenciada pelos valores de DRL em caules de árvores inclinadas pode aumentar a ocorrência de defeitos, como rachaduras de topo, empenamentos, torcimentos e deformações após o desdobro e a secagem da madeira. É conhecido que árvores sujeitas a maiores valores de tensões de crescimento, mesmo as verticais, são mais tolerantes a ventos fortes e tempestades, por estarem mais ancoradas ao solo.

As alterações observadas na biometria das fibras também influenciam o aproveitamento industrial. O aumento da espessura da parede celular no lenho de tração pode contribuir para maior resistência mecânica da madeira e melhor desempenho energético da biomassa, favorecendo aplicações estruturais e a produção de carvão vegetal. Por outro lado, diferenças na morfologia das fibras podem afetar o processo de polpação e as propriedades do papel, influenciando parâmetros como drenagem, resistência e formação da folha. É importante considerar que a desuniformidade do lenho, proporcionada pela existência de lenho de reação em um caule, pode interferir na qualidade de um produto, quando sujeito a um mesmo processo industrial.

O Ângulo das Microfibrilas Celulósicas – AMF exerce papel importante sobre as propriedades mecânicas da madeira. Menores valores de AMF, observados principalmente nas regiões externas do tronco, estão associados a maior rigidez,

estabilidade dimensional e resistência mecânica, características desejáveis para produtos estruturais e importantes para a biomecânica das árvores. No entanto, maiores valores de AMF aumentam a flexibilidade das fibras e podem favorecer determinadas etapas da polpação da madeira.

Os resultados obtidos por microscopia confocal Raman demonstraram redução da concentração de lignina no lenho de tração em comparação ao lenho normal. Essa característica pode representar uma vantagem para a indústria de celulose e papel, uma vez que menores teores de lignina tendem a reduzir o consumo de reagentes químicos e energia durante os processos de deslignificação e branqueamento. Além disso, a maior proporção relativa de carboidratos estruturais pode favorecer o rendimento em celulose. Essas implicações não devem desconsiderar a indesejável maior variação na qualidade da madeira, anteriormente mencionada.

Por outro lado, a menor lignificação do lenho de tração pode resultar em redução da resistência à compressão e da rigidez da parede celular dessas regiões, afetando negativamente determinadas aplicações estruturais da madeira sólida. Como a lignina atua como elemento fundamental na resistência mecânica e na transferência de tensões entre as microfibrilas de celulose, alterações em sua distribuição podem modificar o comportamento mecânico da madeira durante o uso. Vale destacar, como resultado deste estudo, a redução da concentração de lignina da lamela média em direção ao lúmen da fibra (camada S3 da parede celular). Essa característica fornece contribuição significativa para o conhecimento da biodinâmica da fibra do clone de *Eucalyptus*, indicando que esse elemento estrutural é mais resistente à tração em suas camadas mais internas (próximas ao lúmen) e mais resistente à compressão nas partes mais externas (lamela média).

Sob a perspectiva da biorrefinaria e do aproveitamento integral da biomassa, os resultados obtidos indicam que as diferenças químicas observadas entre os tipos de lenho podem influenciar a eficiência dos processos de hidrólise, produção de biocombustíveis e obtenção de produtos químicos de maior valor agregado. A menor concentração de lignina observada no lenho de tração pode facilitar o acesso aos polissacarídeos da parede celular e aumentar a eficiência de conversão da biomassa. A menor concentração da hidrofóbica lignina na face voltada para o lúmen é uma indicação de que o ataque de agentes químicos é mais eficaz a partir do lúmen das

fibras. Estudos futuros em diferentes materiais genéticos poderão contribuir para decisões tanto silviculturais, como industriais importantes em polpação, biorrefinaria, bioenergia, biodecomposição, nanofibras entre outros.

Dessa forma, a formação do lenho de reação não representa apenas uma resposta biomecânica das árvores aos estímulos ambientais, mas também um fator determinante para a qualidade tecnológica da madeira. O conhecimento das alterações anatômicas, ultraestruturais e químicas associadas a esse tipo de lenho contribui para o direcionamento mais adequado da matéria-prima aos diferentes segmentos industriais, permitindo otimizar o rendimento dos processos e maximizar o valor agregado dos produtos obtidos a partir da madeira de *Eucalyptus*.

6. CONCLUSÕES

O estudo sobre a qualidade da madeira dos lenhos normal e de reação de clones de *E. urophylla* × *E. grandis* com sete anos de idade permitiu compreender padrões estruturais, anatômicos e químicos associados à posição radial no caule, aos tipos de lenho e, principalmente, nas camadas da parede das fibras. As conclusões mais relevantes obtidas são apresentadas a seguir:

- i. As árvores inclinadas apresentaram DRLs maior em comparação às árvores verticais, evidenciando a presença de lenho de reação associado à correção da inclinação do tronco. No entanto, o padrão das DRLs variou entre indivíduos, sugerindo que fatores ambientais e anatômicos influenciam a magnitude das tensões internas formadas durante o crescimento.
- ii. A excentricidade da medula mostrou médias de 9,7% nas árvores verticais e 6,8% nas inclinadas na base do caule, enquanto a 3 metros de altura os valores foram de 5,7% e 6,3%, respectivamente. Não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre os tipos de árvores, indicando que, até a idade de sete anos, o lenho de reação pode se formar sem deslocamento significativo da medula ou até com excentricidade no lado oposto, corroborando achados anteriores da literatura.
- iii. Observou-se aumento do comprimento das fibras da posição interna para a posição externa do caule em todos os tipos de lenho. O lenho normal apresentou fibras mais longas na posição externa (958 µm), enquanto o lenho oposto, típico

de árvores inclinadas, apresentou fibras mais curtas na posição interna (707 μm). O lenho de tração apresentou valores intermediários, com fibras longas especialmente na região externa (939 μm).

- iv. Houve aumento da espessura da parede da posição interna para a posição externa do caule. O lenho de tração destacou-se por apresentar paredes mais espessas na posição externa (5,69 μm), enquanto os lenhos normal e oposto apresentaram valores menores, embora com tendência similar.
- v. O AMF apresentou redução da posição interna para a posição externa do caule. O lenho de tração exibiu os maiores valores internos (17,68°) e externos (11,39°) em comparação aos lenhos normal (16,28° e 10,19°) e oposto (17,16° e 10,75°).
- vi. A análise química realizada por meio da Espectroscopia Raman permitiu a visualização de sinais característicos da celulose e da lignina nas bandas $\sim 380\text{ cm}^{-1}$ e lignina $\sim 1600\text{ cm}^{-1}$, respectivamente, tanto nas posições interna quanto externa, demonstrando a eficácia da técnica na caracterização qualitativa da parede celular.
- vii. O mapeamento químico da parede das fibras revelou aumento gradual na concentração de lignina da posição interna para a externa do caule, com as maiores concentrações localizadas nas regiões do canto celular e da lamela média. O lenho de tração apresentou menor intensidade Raman indicadora da concentração de lignina em relação aos lenhos normal e oposto, evidenciando particularidades químicas relevantes para aplicações industriais.
- viii. A microscopia de força atômica possibilitou distinguir as camadas estruturais da parede celular, incluindo lamela média e canto celular. No entanto, não foi possível detalhar a organização das microfibrilas em cada camada, indicando limitações atuais do ajuste da técnica para análise ultraestrutural completa.
- ix. A integração dos dados de DRL, excentricidade da medula, biometria de fibras, ângulo microfibrilar e mapeamento químico permitiram relacionar a formação do lenho de reação com alterações estruturais (biometria e AMF) e químicas (concentração de lignina), proporcionando a compreensão mais completa da dinâmica do crescimento e da qualidade da madeira, com implicações diretas para a indústria madeireira e de celulose.
- x. Os resultados destacam o elevado valor da microscopia confocal Raman (MCR) para caracterização química e espacial da parede celular e da microscopia de

força atômica (MFA) para avaliação da morfologia e topografia, reforçando sua relevância para estudos estruturais e industriais da madeira.

- xi. O desenvolvimento e a adaptação das metodologias utilizadas consolidam base promissora para aprimoramento das técnicas de análise ultraestrutural da madeira, abrindo possibilidades para novas abordagens e inovações tecnológicas aplicáveis ao setor florestal.

REFERÊNCIAS

ABREU JÚNIOR, A. A.; XAVIER, C. N.; SÁNCHEZ, Y.; DE SOUZA, P. P.; DE ASSIS, J. A.; ANDRADE, A. C. DE. A.; LIMA, J. T. Deformações Residuais Longitudinais em árvores de *Corymbia citriodora* propensas à formação de lenho de tração. **In: III Congresso Brasileiro de Ciências e Tecnologia da Madeira (CBCTEM)**, Florianópolis, 2017.

ADOBES-VIDAL, M.; FREY, M.; KEPLINGER, T. Atomic force microscopy imaging of delignified secondary cell walls in liquid conditions facilitates interpretation of wood ultrastructure. **Journal of structural biology**, v. 211, n. 2, p.107532, 2020.

AGARWAL, U. P. 1064 nm FT-Raman spectroscopy for investigations of plant cell walls and other biomass materials. **Frontiers in plant science**, v. 5, n. 490, 2014.

AGARWAL, U. P. Analysis of cellulose and lignocellulose materials by Raman spectroscopy: a review of the current status. **Molecules**, v.24, n.9, p.1659, 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, n. 5, 1141-1153, 2006.

AGARWAL, U. P.; MCSWEENEY, J. D.; RALPH, S. A. FT-Raman investigation of milled-wood lignins: softwood, hardwood, and chemically modified black spruce lignins. **Journal of Wood Chemistry and Technology**, v. 31, n. 4, p. 324-344, 2011.

AGARWAL, U. P.; RALPH, S. A. FT-Raman spectroscopy of wood: identifying contributions of lignin and carbohydrate polymers in the spectrum of black spruce (*Picea mariana*). **Applied spectroscopy**, v. 51, n. 11, p. 1648-1655, 1997.

AGARWAL, U. P.; RALPH, S. A. Raman Spectra of Delignified Plant Fibers: Exploring the Impact of Xylan's Presence on the Spectral Features of Cellulose. **Fibers**, v. 12, n. 1, 2023.

AGUAYO, M. G.; QUINTUPILL, L.; CASTILLO, R.; BAEZA, J.; FREER, J.; MENDONÇA, R. T. Determination of differences in anatomical and chemical characteristics of tension and opposite wood of 8-year old *Eucalyptus globulus*. **Maderas. Ciencia y tecnología**, v. 12, n. 3, p. 241-251, 2010.

ARCHER, R. R. **Growth stresses and strains in trees**. Springer, Heidelberg, p. 236, 1987.

ANDRADE, M. D. P.; ORNAGHI JR, H. L.; MONTICELI, F. M.; POLETO, M.; ZATTERA, A. J. A survey on the effect of the chemical composition on the thermal, physical, mechanical, and dynamic mechanical thermal analysis of three Brazilian wood species. **Polymers**, v. 16, n. 18, p. 2651, 2024.

BABA, K.; ONA, T.; TAKABE, K.; ITOH, T.; ITO K. Chemical and anatomical characterization of the tension wood *Eucalyptus camaldulenses* L. **Mokuzai Gakkaishi**, v.42, n.8, p.795-798, 1996.

BALDIN, T.; MARCHIORI, J. N. C.; NISGOSKI, S.; TALGATTI, M.; DENARDI, L. Anatomia da madeira e potencial de produção de celulose e papel de quatro espécies jovens de *Eucalyptus* L'Hér. **Brazilian Journal of Wood Science**, v. 8, n. 2, 2017.

BARNETT, J. R.; GRIL, J.; SARANPAA, P. **Introduction. In The Biology of 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.

BARNETT, J.R.; BONHAM, V.A. Cellulose microfibril angle in the cell wall of wood fibres. **Biological Review**, v.79, n.2, p.461–472, 2004.

BARROS, J.; SERK, H.; GRANLUND, I.; PESQUET, E. The cell biology of lignification in higher plants. **Annals of botany**, v. 115, n. 7, p. 1053-1074, 2015.

BELTRAME, R.; LAZAROTTO, M.; HASELEIN, C. R.; SANTINI, E. J.; SCHNEIDER, P. R.; AGUIAR, A. M. Determinação das deformações residuais

longitudinais decorrentes das tensões de crescimento em *Eucalyptus* spp. **Ciência Florestal**, v. 22, n. 2, p. 343-351, 2012.

BLERVACQ, A. S.; MOREAU, M.; DUPUTIÉ, A.; DE WAELE, I.; DUPONCHEL, L.; HAWKINS, S. Raman spectroscopy mapping of changes in the organization and relative quantities of cell wall polymers in bast fiber cell walls of flax plants exposed to gravitropic stress. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, 2022.

BOSCHETTI, V. T. N.; PAES, J. B.; OLIVEIRA, J. T. S.; DUDECKI, L. Características anatômicas para produção de celulose do lenho de reação de árvores inclinadas de eucalipto. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 50, n. 6, p. 459-467, 2015.

BOWLING, A. J.; VAUGHN, K. C. Immunocytochemical characterization of tension wood: gelatinous fibers contain more than just cellulose. **American Journal of Botany**, v. 95, n. 6, p. 655-663, 2008.

BOYD, J. D. Relationships between fibre morphology, growth strains and physical properties of wood. **Australian Forest Research**. v. 10, p. 337-360, 1980.

BRANDÃO, J. M. D. O. B. **Documentoscopia por Microespectroscopia Raman e Microscopia de Força Atômica**. 2015. Dissertação (Mestrado em Química). Universidade Federal do Espírito Santo, Vitória/Es, 2015.

BRAZ, R. L.; OLIVEIRA, J. T. DA. S.; ROSADO, A. M.; VIDAURRE, G. B.; OLIVEIRA, J. G. L. DE. Deformação residual longitudinal de clones de *Eucalyptus* em local sujeito a ventos. **Floresta e Ambiente**, v. 24, p. e00028013, 2017.

BURGER, L.M. RICHTER, H.G. **Anatomia da madeira**. São Paulo: Nobel, 154 p., 1991.

BURGERT, I.; FRATZL, P. Plants control the properties and actuation of their organs through the orientation of cellulose fibrils in their cell walls. **Integrative and Comparative Biology**, v. 49, n. 1, p. 69–79, 2009.

CARDOSO JUNIOR, A. A.; TRUGILHO, P. F.; LIMA, J. T.; ROSADO, S. C. da S.; MENDES, L. M. Deformação residual longitudinal em diferentes espaçamentos e idades em clone de híbrido de *Eucalyptus*. **Cerne**, v. 11, n. 3, p. 218–224, 2005.

CASDORFF, K.; KEPLINGER, T.; BURGERT, I. Nano-mechanical characterization of the wood cell wall by AFM studies: comparison between AC-and QI™ mode. **Plant Methods**, v. 13, n. 1, 2017.

CERDÀ, X.; HITSCHFELD-KAHLE, T.; MERY, Y. **Historical ecology and growth dynamics of trees: applications for management and conservation**. In: Long-term forest research (ed.). Springer, p. 37-59, 2007.

CHANSON, B. **Quelques aspects de la croissance secondaire des végétaux ligneux**. Premier séminaire ASMA (Architecture, Structure, Mécanique de l'Arbre) Université de Montpellier, 29-50, 1989.

CLAIR, B.; RUELLE, J.; BEAUCHÊNE, J.; PRÉVOST, M. F.; FOURNIER, M. 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.

CLAIR, B.; THIBAUT, B. Physical and Mechanical Properties of Reaction Wood. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.6, 2014.

COLARES, C. J.; PASTORE, T.; CORADIN, V. T.; CAMARGOS, J. A.; MOREIRA, A. C.; RUBIM, J. C.; BRAGA, J. W. Exploratory analysis of the distribution of lignin and cellulose in wood by Raman imaging and Chemometry. **Revista da Sociedade Brasileira de Química**, v. 26, p. 1297-1305, 2015.

COSGROVE, D. Growth of the plant cell wall. **Nat Rev Mol Cell Biol**, v.6, p.850–861, 2005.

COSTA, A. C. S.; LEAL, C. S.; SANTOS, L. C.; CARVALHO, A. M. M. L.; OLIVEIRA, A. C.; PEREIRA, B. L. C. Propriedades da madeira de cerne e alburno de *Eucalyptus camaldulensis*. **Revista Ciência da Madeira**, v. 8, n. 1, 2017.

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

DA COSTA, S. G.; RICHTER, A.; SCHMIDT, U.; BREUNINGER, S.; HOLLRICHER, O. Confocal Raman microscopy in life sciences. **Morphologie**, v. 103, n. 341, p. 11-16, 2019.

DADSWELL, H.E.; WARDROP, A.B. What Is Reaction Wood?. **Australian Forestry**, v.13, 1212 n. 1, p. 22-33, 1949.

DELUCIS, R. D. A.; BELTRAME, R.; GATTO, D. A.; CADEMARTORI, P. H. G. D.; SCHNEID, E. Análise da deformação residual longitudinal e sua relação com propriedades tecnológicas da madeira de acácia-negra. **Revista Árvore**, v.39, p.585-594, 2015.

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

DOS SANTOS, V. B.; CIRILO, N. R. M.; SILVARES, P. H. DOS. S.; CUPERTINO, G. F. M.; UCELLA FILHO, J. G. M.; NUNES, S. M. V.; QUEIROZ, E. P. P.; DAMBROZ, G. B. V. Madeira de reação em *Eucalyptus*: uma revisão de literatura. **Open Science Research X**, v. 1, 2023.

DU, S.; YAMAMOTO, F. An overview of the biology of reaction wood formation. **Journal of Integrative Plant Biology**, v. 49, n. 2, p. 131-143, 2007.

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.

EVERALL, N. J. Confocal Raman microscopy: common errors and artefacts. **Analyst**, v. 135, n. 10, p. 2512-2522, 2010.

FAGERSTEDT, K. V., MELLEROWICZ, E., GORSHKOVA, T., RUEL, K., & JOSELEAU, J. P. Cell wall polymers in reaction wood. **The biology of reaction wood**, p. 37-106, 2014.

FAHLÉN, J.; SALMÉN, L. Cross-sectional structure of the secondary wall of wood fibers as affected by processing. **Journal of materials science**, v. 38, n. 1, p. 119-126, 2003.

FENGEL, D.; WEGENER, G. **Wood, chemistry, ultrastructure, reactions**. New York: Walter de Gruyter, 1984.

FERRAND, J. C. **Growth stresses and silviculture of *Eucalyptus***. In: Seminar on *Eucalyptus* utilization, 1983, Pretoria. Proceedings... Pretoria: CSIR, 1983. p. 19–34.

- FERREIRA, C. A.; DE OLIVEIRA RIBEIRO, A.; URBINATI, C. V.; MORI, F. A. Biometria das fibras e o ângulo microfibrilar em genótipos de eucalipto. **Scientia Agraria Paranaensis**, v.17, n.3, p.352-358, 2018.
- FERREIRA, S. **Lenho de tração em *Eucalyptus* spp cultivado em diferentes topografias**. 2007. Tese (Doutorado em Ciências e Tecnologia da Madeira). Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2007.
- FERREIRA, S.; LIMA J. T.; TRUGILHO P. F.; MONTEIRO, T. C. Excentricidade da medula em caules de clones de *Eucalyptus* cultivados em diferentes topografias. **Cerne**, v. 14, n. 4, p. 335-340, 2008.
- FERGUS, B. J.; PROCTER, A. R.; SCOTT, J. A. N.; GORING, D. A. I. The distribution of lignin in spruce wood as determined by ultraviolet microscopy. **Wood Science and Technology**, v. 3, n. 2, p. 117–138, 1969.
- FLORSHEIM, S. M. B.; ROCHA, F. T.; MONTAGNA, R. G. **Qualidade da madeira**. Série informativa do Instituto Florestal, 2002.
- FOURNIER, M.; ALMÉRAS, T.; CLAIR, B.; GRIL, J. Biomechanical Action and Biological Functions. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.5, 2014.
- FRANKLIN, G.L. Preparation of thin sections of synthetic resins and wood-resin composites, and a new macerating method for wood. **Nature Protocols**, v. 155, n. 3924, p. 51, 1945.
- FREUDENBERG, K.; NEISH, A.C. Constitution and Biosynthesis of Lignin; Springer: Berlin/Heidelberg, Germany, 1968.
- GIERLINGER, N. Revealing changes in molecular composition of plant cell walls on the micron-level by Raman mapping and vertex component analysis (VCA). **Frontiers In Plant Science**, v.5, p.306, 2014.
- GIERLINGER, N.; KEPLINGER, T.; HARRINGTON, M. Imaging of plant cell walls by confocal Raman microscopy. **Nature protocols**, v.7, n.9, p.1694-1708, 2012.
- GIERLINGER, N.; SCHWANNINGER, M. Chemical imaging of poplar wood cell walls by confocal Raman microscopy. **Plant Physiology, Bethesda**, v. 140, n. 4, p. 1246–1254, 2006.

GIRIDHAR, G.; MANEPALLI, R. R. K. N.; APPARAO, G. **Confocal Raman Spectroscopy**. In Spectroscopic methods for nanomaterials characterization, p. 141-161, 2017.

GOMES, D. G.; TEIXEIRA, J. A.; DOMINGUES, L. Economic determinants on the implementation of a *Eucalyptus* wood biorefinery producing biofuels, energy and high added-value compounds. **Applied Energy**, v. 303, 2021.

GOMES, G. S.; GALVÃO, W. R.; SOUZA, A. C.; MORAIS, R. O.; DOS SANTOS, R. S.; AMORIM, S. M. C. S.; ... RAABE, J. Caracterização de propriedades físicas e anatômicas de clones de *Eucalyptus* spp. para a aplicação de agentes preservantes. **Caderno Pedagógico**, v.22, n.1, p.e13520-e13520, 2025.

GONÇALEZ, J. C.; DOS SANTOS, G. L.; DA SILVA JUNIOR, F. G.; MARTINS, I. S.; COSTA, J. DE. A. Relações entre dimensões de fibras e de densidade da madeira ao longo do tronco de *Eucalyptus urograndis*. **Scientia Forestalis**, v.42, n.101, p.81-89, 2014.

GONÇALVES, S. S. L.; RUDNITSKAYA, A.; SALES, A. J.; COSTA, L. M. C.; EVTUGUIN, D. V. Nanocomposite polymeric materials based on *eucalyptus* lignoboost® kraft lignin for liquid sensing applications. **Materials**, v. 13, n. 7, 2020.

GOSWAMI, L.; DUNLOP, J. W.; JUNGNIKL, K.; EDER, M.; GIERLINGER, N., COUTAND, C.; ... BURGERT, I. Stress generation in the tension wood of poplar is based on the lateral swelling power of the G-layer. **The Plant Journal**, v. 56, n. 4, p. 531-538, 2008.

GREEN, D. W.; WINANDY, J. E.; KRETSCHMANN, D. E. (1999), Mechanical Properties of Wood. In: **Wood handbook - Wood as an engineering material**. Gen. Tech. Rep. FPL–GTR–113. Madison, W. I.: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Forest Products Laboratory, Cap 4, 1-45.

GUO, F.; WANG, J. LIU, W.; HU, J.; CHEN, Y.; ZHANG, X.; YANG, R.; YU, Y. Role of microfibril angle in molecular deformation of cellulose fibrils in *Pinus massoniana* compression wood and opposite wood studied by in-situ WAXS. **Carbohydrate Polymers**, v. 334, 2024.

GUSENBAUER, C.; JAKOB, D. S.; XU, X. G.; VEZENOV, D. V.; CABANE, E.; KONNERTH, J. Nanoscale chemical features of the natural fibrous material wood. **Biomacromolecules**, v. 21, n. 10, p. 4244-4252, 2020.

HEIN, P. R. G.; CHAIX, G.; CLAIR, B.; BRANCHERIAU, L.; GRIL, J. Spatial variation of wood density, stiffness and microfibril angle along *Eucalyptus* trunks grown under contrasting growth conditions. **Trees**, v.30, p.871–882, 2016.

HIGUCHI, T. **Biochemistry and Molecular Biology of Wood**. Berlin: Springer, 1997. p. 362.

HIGUCHI, T. Lignin structure and morphological distribution in plant cell walls. In Lignin biodegradation: Microbiology, chemistry, and potential applications (pp. 2-19). **CRC Press**. 2018.

HUANG, X.; LI, Y.; ZHANG, S.; WANG, H. Growth stress evaluation and harvesting optimization in fast-growing plantations based on longitudinal residual strain. **European Journal of Wood and Wood Products**, v. 83, n. 1, p. 1–14, 2025.

IAWA List of microscopic features for hardwood identification. **IAWA Bulletin** n.s., v. 10, n. 3, 1989.

Indústria Brasileira de Árvores – IBÁ. **Relatório Anual 2024**. São Paulo: IBÁ, 2025.

Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal – IBDF. **Norma para medição e classificação de madeiras de folhosas**. Brasília, 1984.

JANKOWSKY, I. P. Madeira juvenil: formação e aproveitamento industrial. **Instituto de pesquisa e Ciências Florestais (IPEF)**, v. 81, p. 1-15, 1979.

JANOŠEVIĆ, D.; VOJISAVLJEVIĆ, K.; PEĆINAR, I.; BARTOLIĆ, D.; MITROVIĆ, A. L. Cell wall structure of tensile flexure wood fibers in *Populus x euramericana*. **Holzforschung**, 2025.

Jl, Z.; MA, J. M.; ZHANG, Z. H.; XU, F.; SUM, R. C. Distribution of lignin and cellulose in compression wood tracheids of *Pinus yunnanensis* determined by fluorescence microscopy and confocal Raman microscopy. **Industrial Crops and Products**, v. 47, p. 212-217, 2013.

JIN, X.; KASAL, B. Adhesion force mapping on wood by atomic force microscopy: influence of surface roughness and tip geometry. **Royal Society open science**, v. 3, n. 10, 2016.

KANBAYASHI, T.; KATAOKA, Y.; ISHIKAWA, A.; MATSUNAGA, M.; KOBAYASHI, M.; KIGUCHI, M. Confocal Raman microscopy reveals changes in chemical composition of wood surfaces exposed to artificial weathering. **Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology**, v. 187, p. 136-140, 2018.

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

KRIEG, M.; FLÄSCHNER, G.; ALSTEENS, D.; GAUB, B. M.; ROOS, W. H.; WUITE, G. J. ... MÜLLER, D. J. Atomic force microscopy-based mechanobiology. **Nature Reviews Physics**, v. 1, n. 1, p. 41-57, 2019.

KÜBLER, H. Growth stresses in trees and related wood properties. **Forest Products Abstracts**, v. 11, n. 3, p. 61–119, 1988.

KUO, C.; TIMELL, T.E. Isolation and characterization of a galactan from tension wood of American Beech (*Fagus grandifolia* Ehrl.). **Svensk Papperstidning**, v. 72, n. 21, p. 703-716, 1969.

LAMBERT, E.; AGUIÉ-BÉGHIN, V.; DESSAINT, D.; FOULON, L.; CHABBERT, B.; PAËS, G.; MOLINARI, M. Real time and quantitative imaging of lignocellulosic films hydrolysis by atomic force microscopy reveals lignin recalcitrance at nanoscale. **Biomacromolecules**, v. 20, n. 1, p. 515-527, 2018.

LARSON, P. R. **Wood formation and the concept of wood quality**. Bulletin n.74. New Haven, CT: Yale University, School of Forestry. p.54, 1969.

LATORRACA, J. V. F.; ALBUQUERQUE, C. E. C. Efeito do rápido crescimento sobre as propriedades da madeira. **Floresta e Ambiente**, v.7, n.1, p.279-291, 2000.

LI, J.; KASAL, B. Review on the structure–property relationship of lignocellulosic materials measured by atomic force microscopy. **Biomacromolecules**, v. 26, n. 3, p. 1404-1418, 2025.

LIMA, I. L. D.; LONGUI, E. L.; GARCIA, R.; LUCA, E. F. D.; SILVA, F. G. D.; FLORSHEIM, S. M. B. Propriedades da Madeira de *Eucalyptus umbra* RT Baker em função do diâmetro e da posição radial na tora. **Floresta e Ambiente**, v. 18, n. 3, p. 289-298, 2011.

LIMA, I. L. de; GARCIA, J. N.; STAPE, J. L. Influência do desbaste e da fertilização no deslocamento da medula e rachaduras de extremidade de tora de *Eucalyptus grandis* Hill ex-Maiden. **Cerne**, v. 13, n. 2, p. 170–177, 2007.

LIMA, J. T. **Mapping of lignin distribution in the wood fiber wall of *Corymbia citriodora* by confocal Raman microscopy**. Lavras, 2025. Repositório Institucional da UFLA. Disponível em: <https://repositorio.ufla.br/handle/1/60511> Acesso em: 18 de fev. 2026.

LIMA, J. T.; RIBEIRO, A. O. DE.; NARCISO, 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.

LIMA, J. T.; TRUGILHO, P. F.; ROSADO, S. C. D. S.; CRUZ, C. R. D. Deformações Residuais Longitudinais decorrentes de tensões de crescimento em *Eucalyptus* e suas associações com outras propriedades. **Revista árvore**, v. 28, p. 107-116, 2004.

LIMA, P. A. F.; DEMARCHI, J.; DA SILVA, M. F.; DE MORAES, M. D. A.; CALDAS, D. J.; JÚNIOR, C. R. S. Qualidade da madeira de eucalipto para aplicação como mourão tratado. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 4, n.22, p.509-519, 2019.

LISÝ, A.; HÁZ, A.; NADÁNYI, R.; JABLONSKÝ, M.; ŠURINA, I. About hydrophobicity of lignin: a review of selected chemical methods for lignin valorisation in biopolymer production. **Energies**, v. 15, n. 17, 2022.

LIU, L.; LUAN, Y.; FANG, C.; HU, J.; CHANG, S.; FEI, B. Structural characteristics of reaction tissue in plants. **Plants**, v. 12, n. 8, 2023.

LUBE, V. M.; MAZIERO, R.; FRANÇA, L. C. A.; VIADURRE, G. B.; PAULA, E. N. D. S. O. Madeira juvenil x madeira adulta na produção de celulose. **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, v. 22, n. 1, p. 74-81, 2013.

MA, J.; ZHOU, X.; ZHANG, X.; XU, F. Label-Free in situ Raman Analysis of Opposite and Tension Wood in *Populus nigra*. **BioResources**, v. 8, n. 2, 2013.

MALAN, F. S. ***Eucalyptus* improvement for lumber production**. In: Seminário internacional de utilização da madeira de eucalipto para serraria, 1995, São Paulo. Anais... São Paulo: IPEF/IPT, 1995. p. 1–19.

MALAN, F. S. **The control of growth stresses and their influence on timber quality**. South African Forestry Journal, Pretoria, n. 144, p. 37–43, 1988.

MAMLEEVA, N. A.; KHARLANOV, A. N.; KUZNETSOVA, M. V.; KOSYAKOV, D. S. Physicochemical Properties of Lignocellulosic Materials from Ozonized Wood. **Russian Journal of Physical Chemistry**, v. 97, n. 4, p. 790-800, 2023.

MATEU, B.P.; BOCK, P.; GIERLINGER, N. Raman Imaging of Plant Cell Walls. In: Popper, Z. (eds) The Plant Cell Wall. **Methods in Molecular Biology**, v. 2149, 2020.

MATTHECK, C. Wood—the internal optimization of trees. **Arboricultural Journal**, v. 19, n. 2, p. 97-110, 1995.

MATTHECK, C.; KUBLER, H. **WOOD – The Internal Optimization of Trees**. Springer-Verlag Berlin Heidelberg New York, 1997.

MELO, L. D. L.; SILVA, J. D.; NAPOLI, A.; LIMA, J. T.; TRUGILHO, P. F.; NASCIMENTO, D. F. R. Influence of genetic material and radial position on the anatomical structure and basic density of wood from *Eucalyptus* spp. and *Corymbia citriodora*. **Scientia Forestalis**, v. 44, n. 111, p. 611-621, 2016.

MELO, L. E. D. L.; GOULART, S. L.; GUIMARÃES, B. M. R.; GUIMARÃES NETO, R. M.; SARTORI, C. J.; LIMA, J. T. Prediction of microfibril angle for *Eucalyptus microcorys* wood by fiber length and basic density. **Maderas. Ciencia y tecnología**, v. 20, n. 4, p. 553-562, 2018.

MELO, V. M. D. **Variações nas propriedades da madeira de clones de *Eucalyptus* cultivados em diferentes topografias e sujeitos a tempestades** Dissertação (Mestrado em Ciências e Tecnologia da Madeira). Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2004.

MENDES, F. M.; MASSUQUE, J.; CARNEIRO, A. D. C. O.; PÁDUA, F. A. D.; HEIN, P. R. G.; TRUGILHO, P. F. Spatial variation of *Eucalyptus* fibres considering the structure of annual growth rings. **Cerne**, v.28, e103056, 2022.

MONTEIRO, T. C.; DA SILVA, R. V.; LIMA, J. T.; EIME, E.; BARAÚNA, P.; DE CARVALHO, D. M.; LIMA, M. T. Influência do lenho de tração nas propriedades físicas da madeira de *Eucalyptus* sp. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 1, n. 1, p.6-11, 2010.

MOREIRA, L. D. S.; LIMA, J. T.; SOARES, B. C. D.; MOUTINHO, V. H. P. Wood quality of residual branches of *Hymenaea courbaril* L. from logging in the Amazon rainforest. **Holzforschung**, v. 77, n.1, p. 16-27, 2022.

MUNIZ, F. R.; SANTUCCI, B. S.; AGUIAR, A. M.; DE MATOS, J. W.; DE SIQUEIRA, L. Qualidade da madeira de clones poliploides de eucalipto. **Revista O Papel**, v. 84, n. 10, p. 58-65, 2023.

OPIE, J. E.; SKENE, D. S.; NICHOLSON, J. E. Growth stresses in trees. **Australian Forest Research**, v. 14, n. 1, p. 1–13, 1984.

ÖZPARPUCU, M.; RÜGGERBERG, M.; GIERLINGER, N.; CESARINO, I.; VANHOLME, R.; BOERJAN, W.; BURGERT, I. Unravelling the impact of lignin on cell wall mechanics: a comprehensive study on young poplar trees downregulated for Cinnamyl Alcohol Dehydrogenase (CAD). **The Plant Journal**, v. 91, n. 3, p. 480-490, 2017.

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.

PEREIRA, B. L. C.; CARVALHO, A. M. M. L.; OLIVEIRA, A. C.; SANTOS, L. C.; CARNEIRO, A. D. C. O.; Magalhães, M. A. D. Efeito da carbonização da madeira na estrutura anatômica e densidade do carvão vegetal de *Eucalyptus*. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, p. 545-557, 2016.

PÉREZ-DE-LIS, G.; RICHARD, B.; QUILÈS, F.; DEVEAU, A.; ADIKURNIA, I. K.; RATHGEBER, C. B. Multimodal imaging analysis in silver fir reveals coordination in cellulose and lignin deposition. **Plant Physiology**, v. 195, n. 3, p. 2428-2442, 2024.

- PESQUET, E.; CESARINO, I.; KAJITA, S.; PAWLOWSKI, K. Physiological roles of lignins—tuning cell wall hygroscoy and biomechanics. **New Phytologist**, v. 248, n. 6, p. 2674-2706, 2025.
- PETTERSEN, R. C. The chemical composition of wood. **The chemistry of solid wood**, v. 207, p. 57-126, 1984.
- PU, J.; MA, J.; ZHAI, H.; WU, S.; WANG, Y.; PUTNIS, C. V.; ... ZHANG, W. Atomic force microscopy imaging of plant cell walls. **Plant Physiology**, v. 197, n. 2, 2025.
- QIU, D.; WILSON, I. W.; GAN, S.; WASHUSEN, R.; MORAN, G. F.; SOUTHERTON, S. G. Gene expression in *Eucalyptus* branch wood with marked variation in cellulose microfibril orientation and lacking G-layers. **New Phytologist**, v. 179, n. 1, p. 94-103, 2008.
- RAMOS, D. C.; CARNEIRO, A. D. C. O.; SIQUEIRA, H. F. D.; OLIVEIRA, A. C.; PEREIRA, B. L. C. Qualidade da madeira e do carvão vegetal de quatro clones de *Eucalyptus* com idades entre 108 e 120 meses. **Ciência Florestal**, v. 33, 2023.
- RAMOS, L. M. A.; LATORRACA, J. D. F.; PASTRO, M. S.; SOUZA, M. D.; GARCIA, R. A.; CARVALHO, A. D. Variação radial dos caracteres anatômicos da madeira de *Eucalyptus grandis* W. Hill Ex Maiden e idade de transição entre lenho juvenil e adulto. **Scientia Forestalis**, v.39, n.92, p.411-418, 2011.
- RIBEIRO, A. O. DE.; MORI, F. A.; MENDES, L. M. Características das dimensões das fibras e análise do ângulo microfibrilar de *Toona ciliata* cultivada em diferentes localidades. **Floresta e Ambiente**, v.41, n.1, p.47-56, 2011.
- RICHTER, S.; MÜSSIG, J.; GIERLINGER, N. Functional plant cell wall design revealed by the Raman imaging approach. **Planta**, v. 233, n. 4, p. 763-772, 2011.
- RODER, T.; KOCH, G.; SIXTA, H. Application of confocal Raman spectroscopy for the topochemical distribution of lignin and cellulose in plant cell walls of beech wood (*Fagus sylvatica* L.) compared to UV microspectrophotometry. **Holzforschung**, v. 58, p. 480–482, 2004.
- RODRÍGUEZ, H. G.; MAITI, R.; KUMARI, C. A. **Chemical Composition of Wood in Woody Plants**. In Experimental Ecophysiology and Biochemistry of Trees and Shrubs (pp. 127-128). Apple Academic Press, 2020.

ROWELL, R. M. **Handbook of Wood Chemistry and Wood Composites**. 2. ed. Boca Raton: CRC Press, 2012.

ROWELL, R. M. **Handbook of wood chemistry and wood composites**. CRC press, 2005.

RUELLE, J. 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.3, 2014.

RUELLE, J.; CLAIR, B.; BEAUCHÊNE, J.; PRÉVOST, M. F.; FOURNIER, M. Tension wood and opposite wood in 21 tropical rain forest species. **IAWA Journal**, Leiden, v. 27, n. 4, p. 341–376, 2006.

SÁ, L. F. DE.; TAMBARUSSI, E. V. Melhoramento genético como estratégia de gestão da produtividade florestal. **Revista do Instituto Floresta**, v. 35, n. 1, p. 99-112, 2023.

SHELLER, H. V.; ULVSKOV, P. HEMICELLULOSES. **Annual review of plant biology**, v. 61, n. 1, p. 263-289, 2010.

SILVA, J. G. M. DA.; VIDAURRE, G. B.; ARANTES, M. D. C.; BATISTA, D. C.; SORANSO, D. R.; BILLO, D. F. Qualidade da madeira de mogno africano para a produção de serrados Wood quality of African mahogany for lumber production. **Scientia Forestalis**, v. 44, n. 109, p. 181–190, 2016.

SILVA, J. R. M. D.; MUÑIZ, G. I. B. D.; LIMA, J. T.; BONDUELLE, A. F. Influence of fiber morphology on the wood workability of *Eucalyptus grandis* Hill ex. Maiden. **Revista Árvore**, v. 29, p. 479-487, 2005.

SILVA, L. F.; BRAGA, R. S. S.; PAES, J. B.; BRITO, F. M. S.; CORREIA, N. P. C. M.; FERREIRA, G. **Tensões de crescimento, desdobro, secagem natural e desafios da industrialização da madeira de eucalipto**. Editora Licuri, 61-72, 2024.

SIMPSON, W.; TENWOLDE, A. **Physical Properties and Moisture Relations of Wood**. In: Wood handbook - Wood as an engineering material. Madison, WI: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Forest Products Laboratory, 1999.

SOARES, B. C. D. **Nanoindentações em parede celular: relações entre propriedades nanomecânicas e o fendilhamento em madeira de *Eucalyptus grandis***.

2019. Tese (Doutorado em Ciências e Tecnologia da Madeira). Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2019.

SOARES, V. C.; BIANCHI, M. L.; TRUGILHO, P. F.; HÖFLER, J.; PEREIRA, A. J. Análise das propriedades da madeira e do carvão vegetal de híbridos de eucalipto em três idades. **Cerne**, v. 21, p. 191-197, 2015.

SONG, B.; ZHAO, S.; SHEN, W.; COLLINGS, C.; DING, S. Y. Direct measurement of plant cellulose microfibril and bundles in native cell walls. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, n. 479, 2020.

SONG, R. Z.; HE, Z. Z.; LI, J. H.; HOU, Y. Z.; WU, H. A.; ZHU, Y. B. Hygromechanical deformation of wood cell walls regulated by the microfibril angle. **Journal of Materials Chemistry**, v.13, p. 1973–1982, 2025.

SOUSA, L. C. DE. **Caracterização da madeira de tração em *Eucalyptus grandis* e sua influência na produção de polpa celulósica**. 2004. 93f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais). Universidade Federal de Viçosa (UFV), Viçosa/MG, 2004.

SOUZA, M. A. M. D.; TRUGILHO, P. F.; LIMA, J. T.; ROSADO, S. C. D. S. Deformação residual longitudinal e sua relação com algumas características de crescimento e da madeira em clones de *Eucalyptus*. **Floresta**, v. 33, n. 3, p. 275-284, 2003.

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, M. T.; LIMA, J. T.; ASSIS, C. O. DE.; SOARES, B. C.; LIMA, L. C.; MOREIRA, S. L. I. Distribuição espacial da lignina na parede celular da madeira de *Eucalyptus grandis*. **Scientia Florestalis**, v. 47, n. 121, p. 125-130, 2019.

SOUZA, M. T.; LIMA, J. T.; SOARES, B. C.; GOULART, S. L.; LIMA, L. C. Delimitação estatística dos lenhos juvenil e adulto de *Eucalyptus* e *Corymbia*. **Scientia Florestalis**, v. 45, n. 116, p. 611-618, 2017.

SOUZA, N. C. M. De; LIMA, J. T.; SOARES, B. C. D. Application of X-ray diffraction to assess the microfibril angle of green and dry *Eucalyptus grandis* wood. **Trees**, v.36, n.1, p.191-197, 2022.

TOCQUARD, K.; LOPEZ, D.; DECOURTEIX, M.; THIBAUT, B.; JULIEN, J. L.; LABEL, P.; LEBLANC-FOURNIER, N.; ROECKEL-DREVET, P. The Molecular Mechanisms of Reaction Wood Induction. In: GARDINER, B et al. (eds.), **The Biology of Reaction Wood**, Springer Series in Wood Science, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, cap.4, 2014.

TONINI, H.; OLIVEIRA, L. S. Relações entre o arranjo espacial, a morfometria e a qualidade da madeira de *Eucalyptus grandis* produzida em sistema silvipastoril. **Ciência Florestal**, v. 35, p. 1–23, 2025.

TOUMPANAKI, E.; SHAH, D. U.; EICHHORN, S. J. Beyond what meets the eye: Imaging and imagining wood mechanical–structural properties. **Advanced Materials**, v.33, n.28, p.2001613, 2021.

TREVISAN, R.; CANDATEN, L.; COSTA, H. W. D.; BANDERA, E.; MANGINI, T. DE. S.; ZANCHETTA, L. da. S.; ELOY, E. Dimensões das fibras de *Eucalyptus grandis* em diferentes estratos e posição radial. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v.44, p.1-6, 2024.

TRUGILHO, P. F.; DA SILVA ROSADO, S. C.; LIMA, J. T.; DE PÁDUA, F. A.; DE SOUZA, M. A. M. Deformação residual longitudinal (DRL) e sua relação com as características de crescimento da árvore em clones de *Eucalyptus*. **Cerne**, v. 13, n. 2, p. 130-137, 2007.

TRUGILHO, P. F.; IWAKIRI, S.; ROCHA, M. P. da; MATOS, J. L. M. de; SALDANHA, L. K. Efeitos da idade e classe diamétrica na deformação residual longitudinal em árvores de *Eucalyptus dunnii* Maiden. **Revista Árvore**, v. 28, n. 5, p. 725–731, 2004.

TRUGILHO, P. F.; LIMA, J. T.; PÁDUA, F. A. DE.; SORAGI, L. DE. C.; ANDRADE, C. R. Deformação residual longitudinal (DRL) e tangencial (DRT) em seis clones de *Eucalyptus* spp. **Cerne**, v. 12, n. 3, p. 279-286, 2006.

TRUGILHO, P. F.; SOUZA, M. A. M.; LIMA, J. T.; ROSADO, S. C. S.; MENDES, L. M.; MORI, F. A. Avaliação da tensão de crescimento em clones de *Eucalyptus*. **Ciência e Ambiente**, v. 9, n. 1, p. 38–44, 2002.

VANDENBRINK, J. P.; KISS, J. Z. Plant responses to gravity. **In Seminars in cell & developmental biology**, v. 92, p. 122-125, 2019.

VIDAURRE, G. B.; LOMBARDI, L. R.; NUTTO, L.; FRANÇA, F. J. N.; OLIVEIRA, J. T. DA, S.; ARANTES, M. D. C. Propriedades da Madeira de Reação. **Floresta e Ambiente**, v. 20, n. 1, p. 26-37, 2013.

VIDAURRE, G.; LOMBARDI, L. R.; OLIVEIRA, J. T. D. S.; ARANTES, M. D. C. Lenho juvenil e adulto e as propriedades da madeira. **Floresta e Ambiente**, 18, 469-480, 2011.

VIDAURRE, G.; LOMBARDI, L. R.; OLIVEIRA, J. T. D. S.; ARANTES, M. D. C. Lenho juvenil e adulto e as propriedades da madeira. **Floresta e ambiente**, v. 18, p. 469-480, 2023.

VIEIRA, T. A. S.; ARRIEL, T. G.; ZANUNCIO, A. J. V.; CARVALHO, A. G.; BRANCO-VIEIRA, M.; CARABINEIRO, S. A. C.; TRUGILHO, P. F. Determination of the chemical composition of *Eucalyptus* spp. for cellulosic pulp production. **Forests**, v. 12, n. 12, p. 1649, 2021.

VOELKER, S. L.; LACHENBRUCH, B.; MEINZER, F. C.; STRAUSS, S. H. Reduced wood stiffness and strength, and altered stem form, in young antisense 4CL transgenic poplars with reduced lignin contents. **New Phytologist**, v. 189, n. 4, p. 1096-1109, 2011.

WALTON, J. D. Deconstructing the cell wall. **Plant physiology**, v. 104, n.4, p.1113, 1994.

WANG, B.; LUO, M.; LIU, Y.; GUO, X.; LIU, X.; ZHANG, C.; ... LU, H. Improving sample preparation to investigate lignin intensity of xylem at the cellular level by confocal Raman microspectroscopy of *Populus tomentosa*. **Journal of Forestry Research**, v. 32, n. 5, p. 2135-2142, 2021.

WANG, X.; XIE, J.; ZHANG, H.; ZHANG, W.; AN, S.; CHEN, S.; LUO, C. Determining the lignin distribution in plant fiber cell walls based on chemical and biological methods. **Cellulose**, v. 26, n. 7, p. 4241-4252, 2019.

WANG, X.; ZHAO, W.; ZHANG, Y.; SHI, J.; SHAN, S.; CAI, L. Exploring wood micromechanical structure: Impact of microfibril angle and crystallinity on cell wall strength. **Journal of Building Engineering**, v. 90, 2024.

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

WASHUSEN, R.; EVANS, R.; SOUTHERTON, S. A study of *Eucalyptus grandis* and *Eucalyptus globulus* branch wood microstructure. **Iawa Journal**, v. 26, n. 2, p. 203-210, 2005.

WINK, C.; REINERT, D. J.; MULLER, I.; REICHERT, J. M.; JACOMET, L. A idade das plantações de *Eucalyptus* sp. influenciando os estoques de carbono. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 2, p. 333-343, 2013.

WU, Y.; WU, X.; SHI, T.; CHEN, H.; WANG, H.; SUN, M.; ZHANG, J. The microstructure and mechanical properties of poplar catkin fibers evaluated by atomic force microscope (AFM) and nanoindentation. **Forests**, v. 10, n. 11, p. 938, 2019.

XIAO, M. Z.; CHEN, W. J.; HONG, S.; PANG, B.; CAO, X. F.; WANG, Y. Y; ... SUN, R. C. Structural characterization of lignin in heartwood, sapwood, and bark of *eucalyptus*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 138, p. 519-527, 2019.

YANG, H.; LIU, W.; LI, C.; WU, X.; YUAN, J.; YAO, L. Bioorthogonal Tracking of Spatiotemporal Lignification Dynamics in Plant Cell Walls Using Alkyne-Tagged Glycosylated Monomers. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 73, n. 28, 17833-17844, 2025.

ZEISE, I.; HEINER, Z.; HOLZ, S.; JOESTER, M.; BÜTTNER, C.; KNEIPP, J. Raman imaging of plant cell walls in sections of *Cucumis sativus*. **Plants**, v. 7, n. 1, 2018.

ZHANG, T.; ZHENG, Y.; COSGROVE, D. J. Spatial organization of cellulose microfibrils and matrix polysaccharides in primary plant cell walls as imaged by multichannel atomic force microscopy. **The Plant Journal**, v. 85, n. 2, p. 179-192, 2016.

ZHANG, X. Visualising lignin quantitatively in plant cell walls by micro-Raman spectroscopy. **RSC advances**, v. 11, n. 22, p. 13124-13129, 2021.

ZHANG, X.; CHEN, S.; XU, F. Combining Raman imaging and multivariate analysis to visualize lignin, cellulose, and hemicellulose in the plant cell wall. **Journal of visualized experiments: JoVE**, n.124, p.55910, 2017.

ZHANG, X.; LI, L.; XU, F. Chemical characteristics of wood cell wall with an emphasis on ultrastructure: A mini-review. **Forests**, v.13, n.3, p. 439, 2022.

ZHANG, X.; LI, L.; XU, F. Polarized Raman spectroscopy for determining the orientation of cellulose microfibrils in wood cell wall. **Cellulose**, v.30, n.1, p.75-85, 2023.

ZHENG, Y.; HIMMEL, M. E.; DING, S. Visualizing chemical functionality in plant cell walls. **Biotechnology for biofuels**, v. 10, p. 1-16, 2017.

ZHU, J.; REN, W.; GUO, F.; WANG, H.; YU, Y. Revealing spatial distribution and accessibility of cell wall polymers in bamboo through chemical imaging and mild chemical treatments. **Carbohydrate Polymers**, v. 339, 2024.

ZIMMERMANN, T.; THOMMEN, V.; REIMANN, P.; HUG, H. J. Ultrastructural appearance of embedded and polished wood cell walls as revealed by Atomic Force Microscopy. **Journal of Structural Biology**, v.156, n.2, p.363–369, 2006.

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