

DETERMINAÇÃO DA RESISTÊNCIA NATURAL DA ESPÉCIE *Eucalyptus cloeziana* F. Muell EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

**Luciana Ferreira da Silva¹, Murilo Bortoline Wanderley¹, Juarez Benigno Paez¹,
Waldir Cintra de Jesus Junior¹**

¹ Universidade Federal do Espírito Santo – Centro de Ciências Agrárias/Departamento de Engenharia Florestal, CEP: 29550-000 Jerônimo Monteiro-ES, e-mail: lu.ferreira1@hotmail.com

Resumo- O *Eucalyptus cloeziana* F. Muell, vem sendo utilizada pelos meios urbanos e rurais para diversos fins, por isso vem despertando a atenção dos pesquisadores. Para realizar a avaliação da resistência natural da madeira a fungos, são necessários testes acelerados em laboratório, nos quais amostras de madeira são submetidas ao ataque de fungos xilófagos. Foi realizado um ensaio de laboratório para avaliar a resistência natural da madeira, este obedeceu à norma da American Society for Testing and Materials – Standard Test Method for Wood Preservatives by Laboratory Soil-Block Cultures – ASTM 1413. O presente trabalho teve como objetivo avaliar a resistência natural do *Eucalyptus cloeziana* F. Muell aos fungos de podridão-branca *Polyporus sanguineus* ((Fr.) Mur.) e os de podridão parda *Postia placenta* ((Fr.) M. J. Lars. e *Gloeophyllum trabeum* (Pers.) Murrill em condições de laboratório. O fungo de podridão parda atacou as madeiras testadas com maior intensidade que os de podridão branca. As madeiras provenientes do cerne foram classificadas como resistentes e altamente resistentes e as alburno como moderadamente resistentes aos fungos xilófagos.

Palavras-chave: *Polyporus sanguineus*. *Postia placenta*. *Gloeophyllum trabeum*. Biodeterioração

Área do Conhecimento: Ciências Agrárias

Introdução

De acordo com Hall et al. (1975), citados por Moura et al. (1993), o *Eucalyptus cloeziana* F. Muell ocorre no leste de Queensland, na Austrália, em altitudes variando de 70 a 900 m, chegando a 55 m de altura e diâmetro de até dois metros. A espécie apresenta boa qualidade para a produção de carvão, tábuas, postes, mourões e uso na construção civil (ALMEIDA, 2006).

Os fungos xilófagos são os organismos responsáveis pelas maiores perdas causadas a estruturas de madeira, para avaliar a resistência natural da madeira a fungos, são necessários testes acelerados em laboratório, nos quais amostras de madeira são colocadas em contato direto com os fungos xilófagos causadores das podridões branca ou parda (PAES; MORAIS; LIMA, 2005)

Este trabalho teve como objetivo avaliar a resistência natural do *Eucalyptus cloeziana* F. Muell ao fungo de podridão branca *Polyporus sanguineus* ((Fr.) Mur.) e os de podridão parda *Postia placenta* ((Fr.) M. J. Lars. e *Gloeophyllum trabeum* (Pers.) Murrill em condições de laboratório.

Metodologia

O trabalho foi realizado no Laboratório de Ciência da Madeira (LCM/DEF – CCAUFES).

O ensaio de laboratório utilizado para avaliar a resistência natural da madeira obedeceu à norma da American Society for Testing and Materials – Standard Test Method for Wood Preservatives by Laboratory Soil-Block Cultures – ASTM 1413.

Utilizou-se um fungo de podridão branca *Polyporus sanguineus* dois de podridão parda *Postia placenta* e *Gloeophyllum trabeum*. Estes foram obtidos partindo da repicagem de colônias puras mantidas pelo LCM/DEF - CCAUFES.

Foram selecionadas madeiras de uma espécie florestal, *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. Os corpos de prova, obtidos partindo do cerne e alburno, foram confeccionados nas dimensões de 1.9x 1.9 x 1.9 mm, sendo a última dimensão orientada no sentido das fibras. Todas as amostras se apresentavam isentas de nós, gomas e resinas e receberam identificação numérica em cada uma de suas faces (tangencial, radial e transversal) com lápis cópia.

Foram selecionados 32 corpos de prova sendo distribuídas 10 amostras para cada fungo sendo dois corpos de prova por frasco, provenientes um do cerne e outro do alburno. Como fatores de correção foram utilizados frascos contendo solo, placa suporte e não inoculados com fungos, para avaliação da perda de massa operacional.

Para obtenção da massa inicial, antes do ataque dos fungos, os corpos de prova foram climatizados em estufa a $103 \pm 2^\circ\text{C}$ por um período de 72 horas. Efetuada a climatização, os corpos de prova foram colocados em um dessecador contendo sílica, por aproximadamente 15 minutos, sendo, então, pesados.

Antes da inoculação, os corpos de prova foram esterilizados em autoclave objetivando eliminar organismos cujas ações não seriam avaliadas no experimento.

Como frascos, foram utilizados vidros redondos com tampa rosqueável, com capacidade de 500 ml em volume líquido.

O solo utilizado como substrato foi coletado, nos arredores do LBD/DEF – CCAUFES. Este passou por análises para verificar se as propriedades deste se enquadravam dentro dos padrões estabelecidos pela norma. O pH foi aferido em 6,92, o solo passou em peneira de 3 mm de abertura para a eliminação de impurezas e quebra dos torrões. A quantidade de água a ser adicionada e a capacidade de retenção de água do solo (C.R.A.S.) foram obtidas com base em formulas estabelecidas pela norma ASTM 1413.

O teor de umidade inicial do solo foi obtido por meio da porcentagem de peso perdido após 24 horas em estufa a $103 \pm 2^\circ\text{C}$. Foram secos em estufa 50g do solo a ser utilizado no teste acelerado, e então obteve-se o teor de umidade.

Em cada frasco de vidro, foram adicionados 300g de solo e 101 mL de água destilada. Cada vidro recebeu, sob o solo, dois alimentadores de madeira de *Pinus* sp. (wood feeder block) com 3mm de espessura, 28mm de largura e 33mm de comprimento, que foram secos em estufa, e sem qualquer tipo de tratamento preservativo para que sejam capazes de após esterilizados em uma autoclave mantida a $121 \pm 2^\circ\text{C}$ (1,2 atm) por 30 minutos e resfriados, fornecerem oportunidades mínimas para ocorrer a colonização dos fungos que foram inoculados com as culturas fúngicas em estudo.

Após a preparação dos frascos de vidro, estes foram autoclavados a 120°C e pressão de uma atmosfera durante trinta minutos sendo, posteriormente, acondicionados em sala de incubação à temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e umidade relativa de $60 \pm 5\%$, durante quinze dias.

Durante o período de acondicionamento dos frascos de vidros na sala de incubação, foi efetuada a repicagem dos fungos em meio de cultura solido. O meio de cultivo foi preparado com 200 g de batata, 17 g de dextrose e 20 g de ágar para 1000 ml de água destilada, autoclavado e vertido em placa de Petri estéril.

A repicagem dos fungos foi feita em capela de fluxo laminar. Procurou-se obter inóculos de aproximadamente 1cm^2 , contendo micélios do

fungo, que foram adicionados sob o meio de cultura dentro das placas de Petri estéreis, estas foram mantidos em sala de incubação à temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$ e umidade relativa de $60 \pm 5\%$ por um período de 15 dias, para se obter a colonização completa do fungo.

A inoculação dos vidros foi efetuada em capela asséptica, inoculou-se aproximadamente 1cm^2 de meio de cultura com estruturas do patogeno, que foram adicionadas dentro dos frascos sob as duas placas alimentadoras. Depois de inoculados, os vidros retornaram à sala de incubação onde permaneceram por um período de 15 dias, necessários para que o micélio do fungo cobrisse homogeneamente a superfície do substrato (placa alimentadora).

Assepticamente os corpos de prova foram introduzidos, com o auxílio de uma pinça, nos frascos de vidro contendo o fungo. Estes foram uniformemente distribuídos sobre a placa suporte, sendo colocados dois corpos de prova em contato com o fungo em cada frasco de vidro, sendo tal procedimento repetido para cada de fungo.

Terminada a inoculação dos corpos de prova, os frascos retornaram à sala de incubação onde permaneceram por um período de 12 semanas.

Decorrido o período de ataque dos fungos, os corpos de prova foram retirados dos frascos de vidro e cuidadosamente limpos com o auxílio de uma escova com cerdas macias, para remoção dos micélios de fungo acumulados em sua superfície. Posteriormente, os corpos de prova foram novamente climatizados, em estufa a $103 \pm 1^\circ\text{C}$ por 72 horas, sendo pesados, para obter suas massas finais após o período de exposição ao ataque dos fungos.

Resultados

De posse dos dados referentes à massa inicial e final dos corpos de prova. O grau de resistência natural da madeira submetida aos fungos foi avaliado em função da sua perda de massa. Os resultados obtidos de perda de massa dos corpos de prova de madeira foram expressos em porcentagem (Tabela1).

Tabela 1 – Perda de massa em porcentagem da madeira de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell submetida ao ataque do fungo de podridão branca *Polyporus sanguineus* e podridão parda *Postia placenta* e *Gloeophyllum trabeum*.

FUNGO	CERNE	ALBURNO
<i>Polyporus sanguineus</i>	2,393	25,463
<i>Postia placenta</i>	0,415	49,923
<i>Gloeophyllum trabeum</i>	0,412	27,732
MÉDIA	1,073	34,373

Como apresentado na Tabela 1, as madeiras do alburno tiveram uma grande variação no seu comportamento perante a exposição aos fungos. O cerne mostrou-se resistente ao ataque dos três fungos a que foi submetido. As madeiras do alburno, foram bastante atacadas pelo fungo *Postia placenta*, os fungos *Polyporus sanguineus* e *Gloeophyllum trabeum* tiveram comportamentos semelhantes.

Discussão

Ao compararmos os resultados obtidos no experimento com as classes de resistência da madeira a fungos xilófagos na Tabela 1, verifica-se que a madeira de Cloeziana pode ter o cerne classificado como altamente resistente ao fungo de podridão branca *Polyporus sanguineus* e os fungos de podridão parda *Postia placenta* e *Gloeophyllum trabeum*. O alburno quando atacado pelo fungo *Polyporus sanguineus* e *Gloeophyllum trabeum* e obteve perda de massa entre 25-44% apresentando assim de acordo com a Tabela 2 uma resistência moderada. O fungo *Postia placenta* provocou mais de 49% de perda de massa dos corpos de prova, o que nos permite em função da Tabela 2 classificá-la como não resistente. Comportamentos semelhantes foram observados por Paes (2002), que ao estudar resistência natural da madeira de *Corymbia maculata* aos fungos *P. placenta*, *N. lepideus* e *P. fumosus*, em condições de laboratório, verificou que estes fungos deterioram mais o alburno do que o cerne.

Ao analisarmos os resultados contidos na Tabela 1 percebemos que os corpos de prova quando submetidos ao ataque dos fungos, as madeiras provenientes do cerne tiveram menor perda de massa que as do alburno. Resultados semelhantes foram obtidos por Paes et al. (2007), ao estudarem a resistência natural de algumas madeiras a fungos xilófagos em condições de

laboratório, observaram que o cerne de praticamente todas as espécies possuem maior resistência à degradação do que o alburno quando submetidos a condições que favorecem a deterioração.

Tabela 2 – Classes de resistência da madeira a fungos xilófagos (ASTM D-2017, 2005b).

PERDA DE MASSA (%)	MASSA RESIDUAL (%)	CLASSES DE RESISTÊNCIA DA MADEIRA
0 - 10	90 - 100	Altamente Resistente
11 - 24	76 - 89	Resistente
25 - 44	56 - 75	Resistência Moderada
≤ 45	≤ 55	Não Resistente

A resistência da madeira à deterioração é a capacidade inerente à espécie de resistir à ação de agentes deterioradores, incluindo os agentes biológicos e os físicos e químicos. No entanto, em virtude da frequência e da importância econômica, a resistência natural é normalmente entendida como referente aos agentes biológicos (PAES, 2002). Para Botelho et al (2000), esta característica varia substancialmente entre as espécies, inclusive, dentro da mesma árvore, portanto o seu estudo assume grande importância na identificação das potencialidades e usos finais das madeiras. Além da variação dentro da mesma árvore, há registros de grandes diferenças entre a resistência de árvores de uma mesma espécie. As discrepâncias podem ser provenientes do potencial genético de cada indivíduo (SCHEFFER, 1973; PANSI & DE ZEEUW, 1980).

Conclusão

A perda de massa foi o parâmetro que melhor discriminou a resistência das espécies estudadas.

O fungo *Postia placenta* atacou as madeiras testadas com maior intensidade que o *Polyporus sanguineus* e o *Gloeophyllum trabeum*.

As madeiras provenientes do cerne foram classificadas como resistentes ou altamente resistentes aos fungos xilófagos.

As madeiras provenientes do alburno, em geral foram bastante atacadas pelos fungos xilófagos sendo então classificadas como moderadamente resistentes.

Referências

- ALMEIDA, F.D. **Propagação vegetativa de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. por estaquia e miniestaquia.** 2006. 86 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2006.

- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. **ASTM D - 1413:** standard test method for wood preservatives by laboratory soil-block cultures. Annual Book of ASTM Standards, Philadelphia, 2005a. 7p.

- BOTELHO, G. M. L.; SANTANA, M. A. E.; ALVES, M. V. S. Caracterização química, durabilidade natural e tratabilidade da madeira de seis espécies de eucalyptos plantados no Distrito Federal. **Revista Árvore**, Viçosa, v.24, n.1, p.115-121, 2000.

- AMERICAN SOCIETY FOR TESTING AND MATERIALS. **ASTM D - 2017:** standard test method for accelerated laboratory test of natural decay resistance of wood. Annual Book of ASTM Standards, Philadelphia, 2005b. 5p.

- MOURA, V. P. G.; MELO, J. T.; SILVA, M. A. Comportamento de procedências de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell aos nove e meio anos de idade, em Planaltina, DF, área de cerrado. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, n.46, p.52-62, 1993.

- PAES, J. B. Resistência natural da madeira DE *Corymbia maculata* (Hook.) K. D. Hill & L. A. S. Johnson a fungos e cupins xilófagos, em condições de laboratório. **Revista Árvore**, Viçosa – MG, v. 26, n. 6, p. 761 – 767, 2002.

- PAES, J.B.; MORAIS, V.M.; LIMA, C.R. Resistência natural de nove madeiras do semi-árido brasileiro a fungos causadores da podridão-mole. **Revista Árvore**, Viçosa, v.29, n.3, p.365-371, 2005.

- PAES, J. B.; MELO, R. R. LIMA, C. R. Resistência natural de madeiras a fungos xilófago em condições de laboratório. **Revista de Ciências Agrárias**. Belém, PA, n. 47, p. 199 – 210, 2007.

- SCHEFFER, T. C. Microbiological deterioration and its causal organisms. In: NICHOLAS, D. D. (Ed.). **Wood deterioration and its prevention treatments:** degradation and protection of wood. Syracuse: Syracuse University, 1973. v.2. p.31-106.

- PANSHIN, A. J.; DE ZEEUW, C. **Text book of wood technology.** 4.ed. New York: Mc Graw Hill, 1980. 722p.