



Qualidade fisiológica e sanitária de sementes de *Cenostigma tocaninum* Ducke (Fabaceae)

Physiological and sanitary quality of seeds of *Cenostigma tocaninum* Ducke (Fabaceae)

T. M. Santos; Á. R. Albuquerque; M. P. Raimam*

Departamento de Tecnologia e Recursos Naturais, Laboratório de Bioprodutos e Energia da Biomassa, Universidade do Estado do Pará, 68502-100, Marabá-PA, Brasil

*milenaaraimam@uepa.br

(Recebido em 13 de outubro de 2020; aceito em 21 de dezembro de 2020)

O conhecimento acerca das características fisiológicas e sanitárias das sementes é essencial para o controle de qualidade de mudas. Assim, os testes de vigor e sanidade das sementes são fundamentais na análise de lotes amostrais. Este trabalho teve por objetivo verificar a sanidade e a viabilidade de sementes de *Cenostigma tocaninum* coletadas no município de Marabá-PA. A germinação utilizou o substrato de papel toalha e incubação em BOD e a viabilidade foi obtida pelo método do tetrazólio (0,1%). A sanidade das sementes foi avaliada com e sem a desinfecção por hipoclorito de sódio 2%. Para cada análise foram utilizadas 200 sementes. Foram avaliados o índice de velocidade de germinação (IVG), taxa de germinação (%), tempo médio de germinação (TMG), porcentagem de sementes viáveis e incidência de fungos (%). As análises demonstraram a taxa de germinação de 85%, IVG de 6,49 horas e TMG de 2,85 dias. A viabilidade das sementes foi de 73%. O lote apresentou 85% de incidência de *Penicillium* sp., 46% por *Aspergillus* sp, 14% por *Fusarium* sp. e 16% de *Rhizopus* sp. O método de desinfecção foi eficiente para a redução da incidência dos fungos.

Palavras-chave: sementes florestais, teste de viabilidade, fungos de armazenamento

Knowledge about the physiological and sanitary characteristics of seeds is essential for seedling quality control. Thus, seed vigor and health tests are essential in the analysis of sample lots. This study aimed to verify the health and viability of *Cenostigma tocaninum* seeds collected in the municipality of Marabá-PA. Germination used the paper towel as substrate and incubation in BOD, and the viability was obtained by the tetrazolium method (0.1%). Seed health was assessed with and without 2% sodium hypochlorite disinfection. For each analysis, 200 seeds were used. The germination speed index (IVG), germination rate (%), average germination time (TMG), percentage of viable seeds and fungi incidence (%) were evaluated. The analyzes showed a germination rate of 85%, IVG of 6.49 hours and TMG of 2.85 days. Seed viability was 73%. The lot got 85% incidence of *Penicillium* sp., 46% for *Aspergillus* sp, 14% for *Fusarium* sp. and 16% of *Rhizopus* sp. The disinfection method was efficient in reducing the incidence of fungi.

Keywords: forest seeds, viability test, storage fungi

1. INTRODUÇÃO

A *Cenostigma tocaninum* Ducke (Fabaceae) é uma espécie nativa da Floresta Amazônica pertencente à família botânica Fabaceae e conhecida popularmente no Brasil como pau-preto, macharimbé, muiraximbé e mangiribá. A sua utilização é diversificada, com destaque para seu uso como lenha [1], estacas [2], peças estruturais na construção civil, como caibros, ripas e vigas [3]. Também possui ampla utilização em recuperação de áreas degradadas [4] e em arborização urbana, em decorrência dos aspectos favoráveis como fuste ereto, crescimento rápido, copa frondosa e sistema radicular pouco agressivo [5].

Para a melhorar a compreensão do desenvolvimento e distribuição das espécies, o estudo de sementes é imprescindível. Assim, trabalhos com tecnologia de sementes de pau-preto foram realizados, com destaque para: Garcia, Moraes e Lima (2008) [6] e Leão et al. (2019) [7]. A semente é o corpo reprodutivo das espermatófitas (plantas vasculares com sementes) que mostra aptidão dos descendentes a contribuir para a renovação das comunidades [8]. Assim, a compreensão das diversas condições para a germinação da semente de *C. tocaninum* é de suma importância,

principalmente, pelas respostas diferenciadas causadas por diversos fatores, tanto bióticos como abióticos. [9, 10].

Para Garcia, Moraes e Lima (2008) [6] e Batista et al. (2012) [11], as espécies nativas apresentam baixa suscetibilidade ao ataque de pragas e doenças, o que as tornam vantajosas para o uso na arborização urbana. Entretanto, para Benetti et al. (2009) [12], as adversidades associadas a fitossanidade das sementes pode provocar uma baixa qualidade das mudas de algumas espécies florestais nativas, havendo assim a necessidade de detecção para posterior controle desses patógenos. Muitos organismos podem vir a comprometer a viabilidade da semente, tanto no seu desenvolvimento quanto no armazenamento.

Para Oliveira et al. (2011) [13] existe uma gama de microrganismos patogênicos que podem estar associados as sementes florestais acarretando diminuição do vigor, perda do poder germinativo e problemas na formação das mudas. Para Miller (1995) [14], existem alguns fungos patogênicos que podem inviabilizar o armazenamento das sementes.

Considerando a importância ecológica e econômica de *C. tocaninum* e a necessidade de maior conhecimento sobre os aspectos tecnológicos de suas sementes, este trabalho teve por objetivo verificar a sanidade e a viabilidade do lote de sementes da espécie, coletadas no município de Marabá-PA.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi realizado no Laboratório de Bioprodutos e Energia da Biomassa (LABBIM) da Universidade do Estado do Pará, município de Marabá. As sementes de *C. tocaninum*, já beneficiadas, foram obtidas através de doação pela Secretaria Municipal de Agricultura (SEAGRI) de Marabá-PA.

Anterior aos testes, foi realizada a biometria das sementes, obtendo o comprimento, largura e espessura utilizando paquímetro digital eletrônico (Eda 7VT 8") com precisão de 0,0005 mm, a partir da seleção de duzentas sementes para melhor caracterização do lote.

2.1 Testes de Germinação

A taxa de germinação foi avaliada utilizando uma amostragem de 200 sementes. Para tal, utilizou-se vinte placas de Petri descartáveis esterilizadas, contendo dez sementes cada sobre o substrato composto por duas folhas de papel toalha estéril [15]. As sementes foram submetidas à assepsia (NaClO 2% por 5 minutos) e distribuídas nas placas contendo o substrato de papel toalha umedecido com água destilada estéril, equivalente a 2,5 o peso do papel [15]. As placas foram incubadas em germinadora tipo B.O.D Solid Steel SSGF-120 L, à temperatura de 27°C ±2°C e fotoperíodo de 12/12 h. A incubação foi monitorada diariamente, a fim de determinar o início e a estabilização da germinação.

As sementes que emitiram radícula foram consideradas germinadas. Foram avaliados os parâmetros: (a) porcentagem de germinação (G) pela fórmula I, (b) índice de velocidade de germinação (IVG) pela fórmula II e (c) tempo médio de germinação (TMG) pela fórmula III.

$$G = (\Sigma G / \Sigma S) \times 100 \quad (\text{Fórmula I})$$

Onde: ΣG o somatório de sementes germinadas e ΣS o somatório de sementes colocadas para germinar.

$$IVG = G_1/N_1 + (G_2 + N_2) + \dots + (G_n + N_n) \quad (\text{Fórmula II})$$

Onde: G_1 , G_2 e G_n o número de sementes germinadas na primeira, segunda e última contagem e N_1 , N_2 , N_n o número de dias decorridos da semente na primeira, segunda e última contagem.

$$TMG = ((N_1 T_1 + N_2 T_2 + \dots + N_n T_n) / N_1 + N_2 + \dots + N_n) \quad (\text{Fórmula III})$$

Onde: N1, N2, Nn o número de sementes germinadas nos tempos T1, T2 e Tn, respectivamente.

2.2 Testes de viabilidade

Nesta etapa, o delineamento seguiu uma amostragem de 8x25 (lotes x sementes). As mesmas passaram pelas seguintes etapas: (i) pré-embebição em água deionizada por 24 horas; (ii) seccionamento longitudinal com auxílio de pinça e bisturi para a remoção do tegumento; (iii) imersão das sementes em solução de 0,1% de cloreto 2-3-5 trifenil tetrazólio por 24 horas, a 35° C; e (iv) lavagem com água corrente [15].

Para a avaliação, considerou-se às seções do eixo embrionário como a área principal para determinação da viabilidade e para auxiliar essa estimativa de todos os detalhes das sementes, utilizou-se um estereoscópio binocular Stemi 305 Zeiss.

As sementes viáveis e inviáveis, diferenciaram-se pela coloração ou pela falta do mesmo nos tecidos essenciais e não essenciais. Para avaliação do teste considerou-se sementes brancas menor que 10% viável, entre 10 e 50% intermediário e maior que 50 % inviável. Sementes que apresentaram uma coloração rósea acima de 90% é considerada viável, entre 50 e 90% intermediário e menor que 50% inviável [15, 16, 17, 18].

2.3 Sanidade das sementes

A análise fitossanitária foi realizada com uma amostra de 200 sementes, através da técnica “Blottertest”, sugerida pelo Manual de Análise Sanitária de Semente [15], com a substituição do substrato papel filtro pelo substrato papel toalha e a caixa gerbox por placa de Petri descartável. Inicialmente as sementes foram divididas em duas sub-amostras (A e B) com 100 sementes cada. A sub-amostra A foi desinfestada superficialmente em álcool 70%, seguido por hipoclorito de sódio 2% por 2 minutos e lavadas três vezes com água destilada estéril. A sub-amostra B foi apenas lavada em água destilada. Em seguida foram distribuídas 10 sementes por placa sobre quatro folhas de papel filtro esterilizadas. Em seguida as sementes foram umedecidas com água destilada estéril e incubadas à temperatura entre 25 e 30°C e fotoperíodo de 12/12 h em câmara de germinação (tipo B.O.D Solidsteel) por 7 dias, até a emissão da radícula. A identificação dos fungos foi realizada através de microscópio estereoscópio (marca Physis) sob aumento de 40x, utilizando a morfologia das estruturas vegetativas e reprodutivas (conidióforos e esporos) e comparação com a bibliografia especializada [19, 20] ao nível de gênero.

2.4 Análise estatística

Os procedimentos estatísticos foram realizados utilizando o software R Studio versão 1.3.959 [21]. Os dados foram submetidos a estatística descritiva, sendo o tempo médio de germinação (TMG) transformado usando a função *arcoseno* ($\sqrt{n/100}$). A normalidade foi verificada pelo teste de Shapiro-Wilk. As diferenças apontadas pela análise de variância foram comparadas pelo Teste de Tukey com 5% de probabilidade de erro.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

A taxa de germinação observada foi de 85%, resultado significativo para a espécie (Tabela 1) e superior aos valores observados por Leão et al. (2019) [7] em seu estudo sobre a influência da quantidade da água no substrato sobre a germinação de sementes de *C. tocaninum*, onde as maiores porcentagens nas condições de água equivalentes a 2,0 e 3,0 vezes o peso do substrato resultaram em 74 e 70% de germinação, respectivamente. O IVG e o TMG de 6,59 e 2,85 dias, respectivamente (Tabela 1), corroboram com os dados observados por Leão et al. (2019) [7].

A germinação é um fenômeno influenciado por diversas condições, sendo a disponibilidade de água e oxigênio dois dos principais fatores. Entretanto a presença de microrganismos está associada a redução de taxas de germinação. O uso de hipoclorito de sódio reduziu em 95% a incidência de

fungos no teste de germinação o que pode estar correlacionado ao valor da taxa de germinação mais alta observada neste trabalho.

*Tabela 1. Caracterização do lote quanto a biometria das sementes (comprimento, largura e espessura), porcentagem de germinação (G), índice de velocidade de germinação (IVG), tempo médio de germinação (TMG) e porcentagem de viabilidade de sementes de *Cenostigma tocaninum* Ducke coletadas no município de Marabá-PA, Brasil.*

Características do Lote	Valores	Desvio Padrão
Biometria		
Comprimento (mm)	13,89	1,77
Largura (mm)	12,25	1,29
Espessura (mm)	3,97	0,91
G (%)	85	1,09
IVG (dias)	6,59	0,88
TMG (dias)	2,85	0,16
Viabilidade (%)	73	3,7

Na Figura 1 estão representadas a classificação dos níveis de viabilidade encontrados no lote avaliado onde considerou-se às seguintes características como ideais: (i) embrião com a pigmentação avermelhada ou rósea, sendo tecido vivo (Figura 1A, sementes de números 3 e 4); (ii) embrião com pigmentação vermelha intensa onde demonstra tecido em deterioração (Figura 1A, sementes 1 e 2); e (iii) embrião com coloração branca ou amarelada representa tecidos mortos (Figura 1A, semente número 16).



Figura 1. Imagem representativa dos critérios utilizados para análise da viabilidade das sementes utilizados no teste de viabilidade, após o tratamento com sal de tetrazólio 0,1%. Critérios para análise: (i) embrião com a pigmentação avermelhada ou rósea - tecido vivo; (ii) embrião com pigmentação vermelha intensa- tecido em deterioração; (iii) embrião com coloração branca ou amarelada - tecidos mortos.

Os níveis de pigmentação obtidos após a secção das sementes e exposição do tecido embrionário foi bastante heterogênea como demonstrado na Figura 1, variando desde sementes com coloração na região central do tecido de reserva e no eixo embrionário até sementes totalmente brancas (sem coloração) (Figura 1C). Em alguns casos a pigmentação só ocorreu na periferia do endosperma. A análise de viabilidade revelou 73% de sementes viáveis, 10% de sementes inviáveis e 17% apresentavam deterioração.

As sementes classificadas como viáveis apresentaram coloração rósea uniforme típica de tecidos vivos e vigorosos. Corte, Borges e Pereira (2010) [22] afirmam que células vigorosas tendem a possuir uma pigmentação gradual e homogênea. O mesmo padrão de resultados no teste de tetrazólio foi verificado em *Tabebuia roseoalba* (ridl.) (Bignoniaceae) por Abbade e Takaki (2014) [23] e em *Libidibia ferrea* (Mart. ex Tul.) L.P. Queiroz var. *ferrea* (Leguminosae) por Carvalho et al. (2017) [24].

Considerando as concentrações de tetrazólio e tempo de embebição, Fogaça et al. (2011) [25] não observaram diferença significativa entre a taxa de germinação e viabilidade das sementes de *Copaifera langsdorffii* Desf (Fabaceae) após 24 horas de embebição em 0,20% de solução de tetrazólio. Já para *Schizolobium parahyba* Vell Blake (Fabaceae) os resultados foram obtidos após 48 horas de embebição em 0,10% de solução de tetrazólio.

Ferreira, Davide e Motta (2004) [26], em seu trabalho utilizando as sementes de *Senna macranthera* (DC. ex Collad.) H. S. Irwin Barneby (Fabaceae) e *Senna multijuga* (Rich.) H. S. Irwin Barneby (Fabaceae) expressaram que os resultados dos testes de germinação e de tetrazólio devem ter uma semelhança, com margem de 5% de diferença entre eles. Neste trabalho, *C. tocaninum* apresentou uma variação superior a 5% entre os dois testes, sendo 85% de germinação e 73% de viabilidade após 24 horas de embebição em solução de 0,10% de tetrazólio e isto pode ter influência da contaminação fúngica presente no lote avaliado.

França Neto, Kryzanowski e Vieira (1999) [18] relata que diferença entre os testes pode acontecer devido a alguns fatores tais como: desconformidade na amostragem, presença de sementes dormentes nas amostras, presença de elevados danos mecânicos e, ainda, presença de microrganismos. Além disso, é possível haver a necessidade de otimização do protocolo de testes de viabilidade através do sal de tetrazólio para diferentes espécies florestais.

Considerando os dois principais gêneros contaminantes houve diferença significativa no número de sementes infectadas em relação ao processo de desinfecção. As sementes não desinfecadas apresentaram 85% de contaminação por *Penicillium* sp. e 46% por *Aspergillus* sp. Comparativamente, após a desinfecção, foram observadas 48% e 7% de sementes infectadas pelos mesmos gêneros, respectivamente. Os gêneros *Fusarium* e *Rhizopus* apresentaram a incidência de 14% e 16% respectivamente, apenas no tratamento sem desinfecção, sendo o uso do hipoclorito eficiente na inibição dos mesmos (Figura 2).

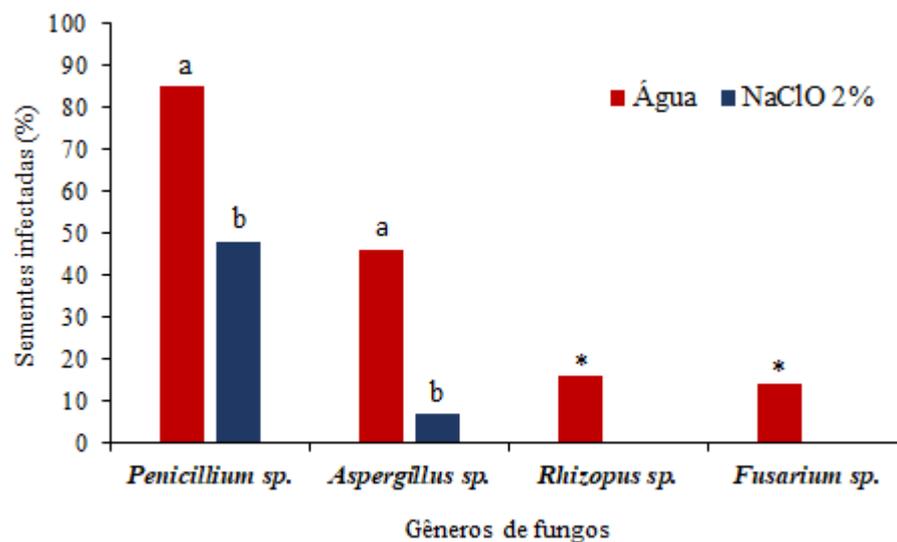


Figura 2. Porcentagem de sementes de *C. tocaninum* submetidas ou não ao tratamento de assepsia com hipoclorito de sódio 2%. As letras demonstram as diferenças na incidência do fungo com e sem a assepsia, segundo o teste de Tukey ($p < 0,05$). (*) não submetido ao teste de média, em virtude da ausência de crescimento fúngico após tratamento com NaClO 2%.

As características sanitárias de sementes florestais configuram um fator importante na germinação, pois são relatadas perdas decorrentes da deterioração, lesões e anormalidades nas plântulas geradas. Segundo Carneiro (1986) [27], os fungos são os agentes causais mais importantes destas perdas, e os mesmos podem ser disseminados através de sementes, permanecendo viáveis por longos períodos de tempo. As principais formas de associação de microrganismos com sementes são por meio da localização nos tecidos externos, como tegumento e pericarpo [28].

Menten e Bueno (1987) [29] correlacionam os teores de carboidratos, proteínas e minerais presentes nas sementes com o favorecimento da colonização nos tecidos vegetais pelos patógenos, chegando a se proliferarem até as primeiras etapas de desenvolvimento das plântulas. Segundo Parisi et al. (2019) [30] os microrganismos proporcionam a morte das sementes por meio da ação de enzimas e toxinas produzidas pelos patógenos, antes do início da germinação, durante o processo ou após o estabelecimento das plântulas.

Embora o quantitativo de informações sobre a influência de fungos sobre o desenvolvimento de espécies florestais de interesse econômico seja restrito a poucos gêneros, a microbiota descrita abrange vários gêneros e espécies de fungos com características fitopatogênicas ou não.

Silva et al. (2011) [31] isolaram os gêneros *Fusarium*, *Aspergillus*, *Penicillium* e *Alternaria* em sementes de angico-vermelho, jacarandá-da-Bahia, ipê-roxo entre outras. Ruiz Filho et al. (2004) [32], analisando fungos associados às sementes de cedro, constataram os seguintes gêneros: *Phomopsis*, *Phoma*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Curvularia*, *Pestalotia*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Rhizopus*, *Chaetomium*, *Ascochyta* e *Stilbu*. Dentre os danos relatados estão defeitos no sistema radicular com posterior tombamento [33], podridão e deterioração de sementes [34], podridão [35, 36].

Em espécies florestais, uma das doenças mais comuns que ocorre é o tombamento de mudas, causado por *Fusarium* spp. Parisi et al. (2013) [37] averiguaram isso em *Inga vera* Willd. subsp. *affinis* DC. (Fabaceae), Mazarotto et al. (2019) [38] em *Peroba rosa* (*Aspidosperma polyneuron* Müll. Arg. Apocynaceae) e Silva et al. (2019) [39] em *Pinus* (*Pinus* spp.).

Representantes dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Rhizopus*, danificam as sementes em armazenamento diminuindo a qualidade das mesmas, visto que os fungos se desenvolvem nos tecidos do embrião causando a descoloração e o apodrecimento das sementes, reduzindo a taxa de germinação e o vigor das mudas florestais. Mittal (1983) [40], em seu trabalho com sementes de *Cedrus deodara* Loud (Pinaceae) observou que as espécies *Rhizopus oryzae*, *Penicillium canadense* e *Aspergillus flavus* baixaram consideravelmente a taxa de germinação. Hocking e Banks (1991) [41] mostram ainda que estes gêneros produzem micotoxinas, tais como: aflatoxina, ocratoxina e tricotecenos.

Redução da taxa de germinação e ocorrência de plântulas anormais foram observadas por Botelho, Moraes e Menten (2008) [42] investigando a incidência de fungos em sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nichols. Bignoniaceae) e ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa* Mart. ex DC. Bignoniaceae). Ao todo, dezesseis espécies de fungos foram reportadas, entre elas *Cladosporium* sp., *Alternaria alternata*, *Penicillium* sp., *Phomopsis* sp., *Aspergillus* spp., *Curvularia* sp., *Fusarium* spp., *Nigrospora* sp. e *Septoria* sp.

A presença de fungos fitopatogênicos em sementes requer especial atenção quanto a possibilidade de transmissão dos mesmos às plântulas, comprometendo todo o ciclo de desenvolvimento vegetal. Lazarotto et al. (2012) [33] demonstraram que *Fusarium* sp. foi capaz de ser transmitido via semente para plântula em cedro (*Cedrela fissilis* Vellozo. Meliaceae), ocasionando o apodrecimento de colo e cotilédones. Benetti, Santos e Jaccoud Filho (2009) [43] comprovaram a associação patogênica de *Fusarium* sp. em cedro e afirmam que a baixa qualidade de mudas de espécies florestais pode estar relacionada a qualidade sanitária das sementes, enfatizando a necessidade da investigação, detecção e controle de patógenos de modo a subsidiar melhores condições de armazenamento de sementes.

Embora o desenvolvimento da plântula não tenha sido avaliado neste trabalho, os resultados demonstraram a necessidade da assepsia antes da germinação das sementes, para a formação de mudas saudáveis. O uso de hipoclorito de sódio em baixa concentração, produto de fácil acesso e baixo custo, foi efetivo para reduzir cerca de 38% da incidência dos principais fungos pós-colheita *Aspergillus* e *Penicillium*, intimamente relacionados com perda de vigor.

4. CONCLUSÃO

A combinação dos resultados de germinação e viabilidade demonstram que as sementes de *Cenostigma tocantinum* apresentam elevada qualidade quanto ao potencial germinativo. A

desinfecção das sementes influencia positivamente a germinação, sendo eficiente na inibição dos fungos *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Rhizopus* sp. e *Fusarium* sp.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Ducke A. Notas sobre a flora neotropical 2: As leguminosas da Amazônia Brasileira. 2. ed. Belém (PA): Boletim técnico IAN; 1949, n. 18. p. 128-129.
2. Silva AC. Madeiras da Amazônia: características gerais, nome vulgar e usos. Manaus: Instituto de Tecnologia da Amazônia, Edição SEBRAE; 2002. 237 p.
3. Soares CC. Fitossociologia do sub-bosque e estrutura populacional de *Cenostigma tocantinum* Ducke, em três fragmentos florestais no lago da Hidrelétrica de Tucuruí [dissertação]. Tucuruí (PA): Universidade Federal Rural da Amazônia, Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, PA; 2006. 96 p.
4. Oliveira-Filho A, Vilela EA, Carvalho DA, Gavilanes ML. Estudos florísticos e fitossociológicos em remanescentes de matas ciliares do Alto e Médio Rio Grande. Belo Horizonte: Cemig; 1995. 27p.
5. Santos AM, Mitja D. Pastagens arborizadas no projeto de assentamento benfica, município de Itupiranga, Pará, Brasil. Rev Árvore. 2011 Abr;35(4):919-930, doi: 10.1590/S0100-67622011000500017
6. Garcia LC, Moraes RP, Lima RMB. Determinação do grau crítico de umidade em sementes de *Cenostigma tocantinum* Ducke. Rev Bras Sementes. 2008 Nov;30(3):172-176, doi: 10.1590/S0101-31222008000300023
7. Leão NVM, Campos, VAM, Sousa SFH, Shimizu, ESC. Influência da quantidade de água no substrato sobre a germinação de sementes de pau-preto (*Cenostigma tocantinum* DUCKE). Encicl Biosfera. 2019 Jun;16(29):970-980. doi:10.18677/EnciBio_2019A77
8. Ramírez-Valiente JA, Valladares F, Gil L. Population differences in juvenile survival under increasing drought are mediated by seed size in corkoak (*Quercus suber* L). For Ecol. 2009 Mar;257(8):1676-1683, doi: 10.1016/j.foreco.2009.01.024
9. Lopes CJ, Pereira M. Germinação de ementes de cubiu em diferentes substratos e temperaturas. Rev Bras Sementes. 2005 Dez;27(2):146-150, doi: 10.1590/S0101-31222005000200021
10. Lamarca VE, Bonjovani RM, Faria RMJ, Barbedo JC. Germinação em temperatura sub-ótima de embriões de *Inga vera* subsp. *affinis* obtidos sob diferentes condições ambientais. Rodriguésia. 2013 Oct/Dec;64(4):877-885, doi: 10.1590/S2175-78602013000400015
11. Batista CM, Freitas MLM, Moraes MAD, Zanatto ACS, Santos PCD, Zanata M, et al., Estimativas de parâmetros genéticos e a variabilidade em procedências e progênies de *Handroanthus vellosus*. PFB. 2012 Jul/Set;32(71):269-276, doi: https://doi.org/10.4336//2012.pfb.32.71.269
12. Benetti SC, Santos AF, Medeiros AC, Jaccoud Filho DS. Levantamento de fungos em sementes de cedro e avaliação da patogenicidade de *Fusarium* sp. e *Pestalotia* sp. PFB. 2009 Jan/Jun;38:81-85, doi: 10.4336/2009.pfb.58.8
13. Oliveira CF, Oliveira DC, Parisi JJD, Barbedo CJ. Deterioração de sementes de espécies brasileiras de *Eugenia* em função de incidência e controle de fungos. Rev Bras Sementes. 2011 Fev;33(3):520-532, doi: 10.1590/S0101-31222011000300015
14. Miller JD. Fungi and mycotoxins in grain: implications for stored product research. Journal Stored Products Res. 1995 Jan;31(1):1-16, doi: 10.1016/0022-474X(94)00039-V
15. Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Regras para análise de sementes. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: Mapa/ACS; 2009. p.147-335.
16. Delouche JC, Still TW, Rasset M, Lienhard, M. O teste de tetrazólio para viabilidade da semente. Brasília: AGIPLAN; 1976. 103 p.
17. Bhéring MC, Silva RF, Alvarenga EM, Dias DNFS, Pena MF. Avaliação da viabilidade e do vigor de sementes de feijão de vagem (*Phaseolus vulgaris* L.) pelo teste de tetrazólio. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, Boletim Técnico; 1996. 27 p.
18. França Neto JB, Kryzanowski FC, Vieira RD. Vigor de sementes: conceitos e testes. Londrina: ABRATES; 1999. p. 1-28
19. Alexopoulos CJ, Mims Blackwell M. Introductory mycology. 4. ed. New York: J. Wiley; 1996. 880 p.
20. Lacaz CS, Martins JEC. Micologia médica dos fungos, actinomicetos e algas de interesse médico. São Paulo: Sarvier; 1998. 480 p. doi: 10.1590/S0036-46651991000400021
21. R: A language and environment for statistical computing [Internet]. Version 4.0.3 . Viena: R Foundation for Statistical Computing, 2020 [acesso em 06 Nov 2020]. Disponível em: <https://www.R-project.org/>
22. Corte VB, Borges EL, Pereira BLC. Adequação da metodologia do teste de tetrazólio para avaliação da viabilidade de sementes de *Melanoxylon brauna* Schot. Cerne. 2010;16(3):415-421, doi: 10.1590/S0104-77602010000300018

23. Abbade LC, Takaki M. Teste de tetrazólio para avaliação da qualidade de sementes de *Tabebuia roseoalba* (ridl.) sandwith Bignoniaceae, submetidas ao armazenamento. Rev Árv. 2014 Mar;38(2):233-240, doi: /10.1590/S0100-67622014000200003
24. Carvalho SMC, Torres SB, Benedito CP, Nogueira NW, Souza AAS, Neta MLS. Viability of *Libidibia ferrea* (Mart. ex Tul.) L.P. Queiroz var. *ferrea* seeds by tetrazolium test. J Seed Sci. 2017 Jan/Mar;39(1):007-012, doi: 10.1590/2317-1545v39n1163784
25. Fogaça AC, Krohn GN, Souza MA, Paula RC. Teste de tetrazólio em sementes de *Copaifera langsdorffii* e *Schizolobium parahyba*. Floresta. 2011 Out/Dez;41(4):895-904, doi: 10.5380/rev.v41i4.25352
26. Ferreira RA, Davide AC, Motta MS. Vigor e viabilidade de sementes de *Senna multijuga* (Rich.) Irwin et Barn. e *Senna macranthera* (Collad.) Irwin et Barn. num banco de sementes em solo de viveiro. Rev Bras Sementes. 2004;26(1):24-31, doi: 10.1590/S0101-31222004000100004
27. Carneiro JS. Microflora associada a sementes de essências florestais. Fitopatologia Brasileira. 1986;11(3):557-566.
28. Souza LMS, Silva JB, Gomes NSB. Qualidade sanitária e germinação de sementes de copaíba. Biosci J. 2013 Nov;29(5 Suppl 1):1524-1531.
29. Menten JOM, Bueno JT. Transmissão de patógenos pelas sementes. In: Soave J, Wetzel MVS, editors. Patologia de sementes. Campinas: Fundação Cargill; 1987. p. 164-189.
30. Parisi JJD, dos Santos AF, Barbedo CJ, Medina PF. Patologia de sementes florestais: danos, detecção e controle, uma revisão. Summa Phytopathol. 2019 Apr/Jun;45(2):129-133, doi: 10.1590/0100-5405/188545
31. da Silva LG, Cosmi FC, de Jesus Junior WC, de Souza AF, Moraes WB. Efeito do tratamento químico na sanidade de sementes de espécies florestais. Ciên Florestal. 2011 Jul-Set;21(3):473-478, doi: 10.5902/19805098
32. Ruiz Filho RR, dos Santos AF, Medeiros ACS, Jaccoud Filho DS. Fungos associados às sementes de cedro. Summa Phytopathologica. 2004 Out-Dez;30(4):494-496.
33. Lazarotto M, Muniz MFB, Beltrame R, dos Santos AF, Maciel CG, Longhi SJ. Sanidade, transmissão via semente e patogenicidade de fungos em sementes de *Cedrela fissilis* procedentes da região Sul do Brasil. Ciên Fl. 2012 Jul-Set;22(3):493-503, doi: 10.5902/198050986617
34. Vechiato MH, Parisi JJD. Importância da qualidade sanitária de sementes de florestais na produção de mudas. Biológico. 2013 Jan/Jun;75(1):27-32.
35. Oliveira, EF. Etiologia, patogenicidade e caracterização molecular de fungos associados a sementes de plantas daninhas do cerrado [dissertação]. Gurupi (TO): Universidade Federal do Tocantins; 2015. p. 45-46.
36. Lucini F, Putzke J. Fungos fitopatogênicos em *Handroanthus chrysotrichus* (Ipê amarelo - Bignoniaceae) cultivadas nos municípios de Santa Cruz do Sul e Venâncio Aires - RS. Caderno de Pesquisa, Série Biologia. 2015 Mar;27(1):49-55, doi: 10.17058/cp.v27i1.6484
37. Parisi JJD, Biagi DJ, Barbedo CJ, Medina PF. Viability of *Inga vera* Willd. subsp. *affinis* (DC.) TD Penn. embryos according to the maturation stage, fungal incidence, chemical treatment and storage. J Seed Sci. 2013;35(1):70-76, doi: 10.1590/S2317-15372013000100010
38. Mazarotto EJ, Pimentel IC, Abreu DAC, Santos, AF. Association of *Fusarium* and *Phomopsis* with peroba rosa seeds. Floresta Ambient, Seropédica 2019 Mai;26(2):e20170515, doi: 10.1590/2179-8087.051517
39. Silva TWR, dos Santos AF, Auer CG, Tessmann DJ. Pine seeds treatment with *Trichoderma* for *Fusarium* control. Floresta Ambient. 2019 Mai;26(2):e20170875, doi: 10.1590/2179-8087.087517
40. Mittal RK. Studies on for microflora and its control on the seeds of some forest trees: *Cedrus deodara*. The Malaysian Forester, Kepong Selangor. 1983 Jan;61(1):197-201, doi: 10.1139/b83-021
41. Hocking AD, Banks JH. Effects of phosphine fumigation on survival and growth of storage fungi in wheat. J Stored Prod Res. 1991 Abr;27(2):115-120, doi: 10.1016/0022-474X(91)90021-4
42. Botelho LS, Moraes MHD, Menten JOM. Fungos associados às sementes de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia*) e ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa*): incidência, efeito na germinação e transmissão para as plântulas. Summa Phytopathol. 2008;34(4):343-348, doi: 10.1590/S0100-54052008000400008
43. Benetti SC, Santos AF, Jaccoud Filho DS. Levantamento de fungos em sementes de cedro e avaliação da patogenicidade de *Fusarium* sp. e *Pestalotiopsis* sp. PFB. 2009 Jan/Jun;58:79-83, doi: 10.4336/2009.pfb.58.8