

Produção de mudas de *Parapiptadenia rigida* pelo tratamento de sementes com *Trichoderma* (Hypocreales) e polímero

Seedlings production of *Parapiptadenia rigida* by the seeds treatment with *Trichoderma* (Hypocreales) and polymer

Evandro Luiz Missio

Centro de Pesquisa em Florestas – DDPA/SEAPI/RS – Santa Maria – Rio Grande do Sul - Brasil

Marlove Fátima Brião Muniz

Daniele Lemos Brum

Camila Polett Schultz

Alberto Cargnelutti Filho

Universidade Federal de Santa Maria – UFSM – Santa Maria – Rio Grande do Sul - Brasil

Resumo

Parapiptadenia rigida é uma espécie florestal nativa de ocorrência em várias regiões do Brasil, produzida com frequência em viveiros florestais, sendo a semente sua forma de multiplicação. Geralmente apresenta boa germinação, porém, a qualidade fisiológica e sanitária dos lotes ainda ocasiona perdas em viveiro. O objetivo deste trabalho foi avaliar o tratamento de sementes de *P. rigida* visando à qualidade de mudas em viveiro. Os tratamentos foram arranjados em fatorial, representados por produto fungicida (biológico, químico e testemunha), polímero (polímero e testemunha), micronutrientes e bioestimulante (micronutrientes, bioestimulante, micronutrientes + bioestimulante, testemunha) com quatro repetições. Aos 60 e 120 dias após a emergência avaliou-se a altura de planta, o diâmetro do coleto e o número de folhas. Ao término do experimento foram pesadas a massa seca da parte aérea, raiz e total, além da relação massa seca da raiz/parte aérea. O tratamento de sementes de *P. rigida* com *Trichoderma* sp. e polímero antes da semente, promove o crescimento das mudas. A aplicação de micronutrientes e bioestimulante via semente, não contribui para o crescimento de mudas de *P. rigida*.

Abstract

Parapiptadenia rigida is a native forest species occurring in several regions of Brazil, often produced in seedling nurseries, seed and their way of multiplication. Usually has good germination, however, the physiological and sanitary quality of the lots also causes losses in the nursery. The objective of this study was to evaluate the treatment of *P. rigida* seeds aiming to the quality of seedlings in nurseries. The treatments were arranged in a factorial, represented by fungicide product (biological, chemical and control), polymer (polymer and control), micronutrients and bio-stimulant (micronutrients, bio stimulants, micronutrients + biostimulant, control) with four replications. At 60 and 120 days after emergence it was evaluated the plant height, stem diameter and number of leaves. At the end of the experiment were weighed dry weight of shoot, root and all, in addition to the dry weight ratio of root / shoot. *P. rigida* Seeds treated with *Trichoderma* sp. and polymer before sowing, promotes seedling growth. The application of micronutrients and bio-stimulant, via seed, does not contribute to the growth of *P. rigida* seedlings.

Palavras-chave

Biopromotor. Peliculização.
Angico vermelho.

Keywords

Biopromotor. Peliculation.
Angico vermelho.

1. Introdução

Parapiptadenia rigida (Benth.) Brenan pertence à família Fabaceae, ocorrendo nas Florestas Estacional Semidecidual e Florestas de Araucárias no Brasil, podendo ser usada na recuperação de áreas degradadas, arborização urbana, construção civil, além de possuir atributos medicinais e melíferos (Backes e Irgang, 2002). É uma espécie produzida com frequência em viveiros florestais, sendo a semente sua forma de multiplicação. Geralmente apresenta boa germinação em viveiro, porém, diferenças na qualidade fisiológicas e sanitárias dos lotes ainda causam perdas. Dentre os problemas fitossanitários que podem ocorrer em viveiros florestais, as doenças causadas por fungos são as mais comuns e as mais importantes. Condição sanitária da semente, fatores abióticos, assepsia das ferramentas, substrato, entre outros, podem ser fatores que auxiliam na contaminação (Carneiro, 1972). Por isso, ao longo do tempo foram efetuados vários trabalhos destacando soluções para o tratamento de sementes através de estudos de proteção e erradicação de doenças (Menten, 1995; Machado, 1988). Dentro deste mesmo enfoque, também foram observadas habilidades que determinados microorganismos possuem, além do controle biológico por antagonismo, de estímulo à promoção do crescimento de plantas (Amorim e Melo, 2002; Freitas e Aguilar Vildoso, 2004).

Em vista destes problemas, alternativas como o uso de produtos com capacidade de controle de moléstias sem causar danos ao meio ambiente, e com possibilidade de estimular o desenvolvimento da planta, tornam-se interessantes para estudo. Microorganismos antagônicos tem histórico de uso na agricultura, em especial *Trichoderma* sp. Trata-se de um antagonista de outros microorganismos fitopatogênicos (Thinggaard, 1989) além de notório promotor de crescimento em plantas (Vinale et al., 2008). Este gênero está entre os fungos de solo mais frequentemente isolados em raízes das plantas no ecossistema (Harman et al., 2004). Na agricultura várias vantagens foram enumeradas, dentre elas, a rápida colonização da rizosfera, controle de patógenos por competição com a microflora através de variados mecanismos de ação, estímulo do crescimento radicular (Harman et al., 2004). Vários autores referem-se a *Trichoderma* sp. pela sua capacidade de atuar em mecanismos envolvidos no crescimento de plantas através de fatores estimulantes de crescimento (Okon e Kapulnik, 1986; Becker e Cook, 1988; Fallik et al., 1989), mecanismos de defesa da planta (Harman et al., 2004) e na solubilização de micronutrientes insolúveis no solo (Altomare et al., 1999). Estudos mostraram que *Trichoderma* sp. proporciona maior absorção e translocação de minerais pouco disponíveis, além de produzir metabólitos e compostos específicos como estimulantes de crescimento, enzimas hidrolíticas, sideróforos, antibióticos e permeazes de carbono e nitrogênio (Benitez et al., 2004). Sua eficiência também foi observada em solos pobres com baixos níveis de fertilidade, resultando num aporte significativo na nutrição das plantas, devido a sua capacidade de solubilização de fosfatos (Kapri e Tewari, 2010), ferro, manganês e magnésio (Harman et al., 2004).

Grandes culturas como o feijoeiro comum (Bernardes et al., 2010; Carvalho et al., 2011), girassol (Guareschi et al., 2012), milho (Luz, 2001) e soja (Mertz et al., 2009; Guareschi et al., 2012) possuem os mais variados resultados sobre o tratamento de sementes com *Trichoderma* sp. Em espécies florestais, trabalhos recentes tem mostrado resultados satisfatórios do efeito do *Trichoderma* como promotor de crescimento em mudas de *Prunus* sp. (Sofu et al., 2010; 2012), *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera, (Machado et al., 2015), *P. rigida*, *Peltophorum*

dubium (Spreng.) Taub e *Cedrela fissilis* Vell. (Junges et al., 2016) e *Jacaranda micrantha* (Amaral et al., 2017).

A combinação de espécies de *Trichoderma* com outros compostos que possam melhorar sua aderência às sementes também pode ser considerado interessante. Neste caso, surgem os produtos à base de filme “coatings” chamados de películas, e muito utilizados em culturas anuais, aplicados na semente sem causar mudanças no seu tamanho ou forma (Taylor e Harman, 1990; Taylor et al., 1997). Esta combinação permite o aumento do potencial de emergência a campo através de maior eficiência e menor perda dos produtos utilizados (Smith, 1997; Ni e Biddle, 2001). A literatura destaca o uso de películas associada a produtos químicos e biológicos em espécies hortícolas (Diniz et al., 2006). Outras combinações envolvendo aplicação de bioestimulantes e nutrientes em sementes também podem gerar resultados interessantes em plantas. Em sementes de tomateiro, Albuquerque et al. (2010) constataram que a aplicação de Stimulate[®] promoveu o aumento na velocidade de emergência de plântulas quando aplicadas na dose recomendada em pré-semeadura. Avaliando o tratamento de sementes de soja com fungicidas e polímero, Pereira et al. (2007) concluíram que os polímeros não afetam a qualidade fisiológica das sementes, além de promover melhor aderência dos fungicidas sem alterar seu efeito. Em contraste a estes resultados, Duan e Burris (1997) observaram que o tratamento de sementes de beterraba com polímeros reduziu o percentual de germinação devido a restrição na absorção de água e oxigênio para a semente.

O presente trabalho teve como objetivo avaliar as características morfofisiológicas de mudas de *P. rigida* provenientes de sementes tratadas com diferentes combinações entre *Trichoderma* sp., micronutrientes, bioestimulante e polímero.

2. Material e métodos

O experimento foi realizado na casa de vegetação do viveiro florestal do Centro de Pesquisa em Florestas, pertencente ao Departamento de Diagnóstico e Pesquisa Agropecuária (DDPA/SEAPI/RS), Santa Maria, RS. Foram utilizadas sementes de *P. rigida* pertencentes ao lote 38/11, com germinação de 82%, pureza de 99 %, umidade de 14,9% e peso de mil sementes de 23,38 gramas, coletadas no Município de Santa Maria no ano de 2011. Foram testados 24 tratamentos, arranjados em delineamento inteiramente casualizado, em esquema trifatorial (3x2x4) (Tabela 1), representados por biopromotor (*Trichoderma* sp., captan, testemunha), peliculização (polímero, testemunha) e estimulantes (micronutrientes, bioestimulante, micronutrientes + bioestimulante, testemunha), com quatro repetições.

As doses de cada produto aplicadas às sementes foram as seguintes: Agrotrich Plus[®] (*Trichoderma* sp.)– 10 ml de suspensão a 10% (10⁸ UFC/10 ml/100 sementes); Captan Sc[®] (Captan)- 10 ml de suspensão a 5% (2,4 g i.a./5 ml/100 sementes); Poly Seed 70[®] (Polímero)- (2 ml/100 sementes); Bio Grain Amino Mn Zn[®] (Micronutrientes) - 10 ml de suspensão a 4% (0,14 % de Mn e 0,06% de Zn/10 ml/100 sementes); Stimulate[®] (Bioestimulante)- 10 ml de suspensão a 5% (Cinetina 0,09 g/L, Ácido Giberélico 0,05 g/L, Ácido 4-Indol-3-Ilbutírico 0,05 g/L).

Tabela 1 - Tratamentos aplicados às sementes de *P. rigida*.

TR	Combinação	TR	Combinação	TR	Combinação
1	T+ P ⁽¹⁾	9	C + P	17	Te + P
2	T + P + Mi	10	C + P + Mi	18	Te + P + Mi
3	T + P + St	11	C + P + St	19	Te + P + St
4	T + P + Mi + St	12	C + P + Mi + St	20	Te + P + Mi + St
5	T	13	C	21	Te
6	T + Mi	14	C + Mi	22	Te + Mi
7	T + St	15	C + St	23	Te + St
8	T + Mi + St	16	C + Mi + St	24	Te + Mi + St

Em que: ⁽¹⁾T = *Trichoderma* sp.; P = Polímero; Mi = Micronutrientes; St = Bioestimulante; C = Captan; Te = Testemunha.

Após a aplicação dos tratamentos as sementes foram imediatamente levadas para o viveiro e semeadas em recipientes do tipo tubetes cônicos de polipropileno, com volume de 90 cm³, medindo 13 cm de altura, 3,5 cm de diâmetro superior e 1 cm na parte inferior. A semeadura foi efetuada no mês de junho de 2011 sendo colocadas duas sementes por tubete, e a emergência ocorreu 13 dias após a semeadura. O raleio foi realizado em julho, mantendo-se as mudas com posição mais central e com melhor desenvolvimento. O término do experimento ocorreu em outubro. Cada repetição foi formada por 10 tubetes, totalizando 40 tubetes por tratamento.

O substrato utilizado foi formado a partir da mistura de 40% solo, 40% de esterco bovino e 20% de casca de arroz carbonizada. O solo utilizado foi caracterizado como ARGISSOLO VERMELHO Distrófico arênico (Embrapa, 2006), sendo a fração de uso extraída do Horizonte A coletado próximo ao viveiro da instituição. A casca de arroz carbonizada foi adquirida do resíduo do beneficiamento do arroz e o esterco bovino foi adquirido junto a um estábulo próximo ao centro de pesquisa.

Foram efetuadas avaliações de crescimento aos 60 e 120 dias após a emergência (DAE). As variáveis analisadas foram: a) altura da parte aérea (H) determinada a partir do nível do substrato até a inserção da última folha, com auxílio de uma régua milimetrada; b) diâmetro do coleto (D) medido em nível do substrato, com uso de um paquímetro da marca Kingtools[®]; c) número de folhas (NF); d) cálculo da relação entre a altura da parte aérea e o diâmetro do coleto (RH/D). Aos 120 dias, após as leituras de crescimento, as plantas foram excisadas na região do colo, ao nível do substrato, e posteriormente separados raiz de parte aérea. Antes de serem colocadas em sacos, as raízes foram lavadas em água corrente para a retirada do substrato. Todo o material foi levado para uma estufa da marca Fanen[®] (modelo 515 A) com circulação de ar forçado e temperatura de 65°C, até peso constante. Posteriormente, foram determinados o peso de massa seca da parte aérea (MSPA) e peso da massa seca do sistema radicular (MSR). O peso da massa seca total (MST) foi calculado com base na soma da MSPA e MSR. Por fim, foi analisada a relação entre o peso de matéria seca da parte aérea e o peso de matéria seca do sistema radicular (RMSPA/MSR). Para todas as pesagens foi utilizada uma balança de precisão da marca Marte[®] (modelo AL 200) com três casas decimais, sendo o resultado expresso em gramas por planta.

Os dados foram tabulados e as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Para todos os procedimentos estatísticos utilizou-se o programa estatístico Sisvar 5.3 (Ferreira, 2011).

3. Resultados e discussões

A análise estatística mostrou que houve resposta significativa para altura da parte aérea, diâmetro do coleto, massa seca da parte aérea e razão entre massa seca da parte aérea/massa seca de raiz, em relação aos diferentes tratamentos de sementes (Tabela 2).

Tabela 2 - Resultados de significância de análise da variância para os diferentes parâmetros avaliados em duas épocas para mudas de *P. rigida* provenientes de sementes submetidas a diferentes tratamentos.

Parâmetro	Época	Fonte de Variação	Pr>Fc
H ⁽¹⁾	60 DAE ⁽²⁾	Biopromotor/fungicida x Polímero	0,0175**
H	120 DAE	Biopromotor/fungicida x Polímero	0,0099**
D	60 DAE	Biopromotor/fungicida x Polímero x estimulante	0,0036**
D	120 DAE	Biopromotor/fungicida x Polímero	0,0012**
MSPA	120 DAE	Biopromotor/fungicida	0,0333**
RMSPA/MSR	120 DAE	Biopromotor/fungicida	0,0046**

Em que: ⁽¹⁾H= altura da parte aérea; D= diâmetro do coleto; MSPA= massa seca da parte aérea; RMSPA/MSR= razão massa seca da parte aérea /raiz. ⁽²⁾DAE= dias após a emergência. **Significativo pelo teste F a 5%.

Aos 60 DAE a aplicação de *Trichoderma* sp. sem polímero, resultou na maior altura da parte aérea dentre todas as combinações avaliadas (Tabela 3), resultando em mudas com 7,08 cm. Entretanto, este resultado não mostrou diferenças significativas para a testemunha de polímero (6,94 cm) e para a testemunha sem biopromotor e polímero (6,91 cm).

Tabela 3 - Altura da parte aérea de mudas de *P. rigida* aos 60 e 120 DAE (dias após a emergência) em função do tratamento de sementes com diferentes combinações entre biopromotor/fungicida e polímero.

Biopromotor/Fungicida	Altura da Parte Aérea (cm)	
	Com polímero	Sem polímero
60 DAE		
<i>Trichoderma</i> sp.	6,94 Aa*	7,08 Aa
Captan	6,77Aba	6,55 Ba
Testemunha	6,45Bb	6,91 Aba
CV (%)	6,76	6,76
120 DAE		
<i>Trichoderma</i> sp.	16,71Aa	15,75Ab
Captan	16,09Aba	15,86Aa
Testemunha	15,51Ba	16,05Aa
CV (%)	5,97	5,97

* Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Na avaliação de 120 DAE, o comportamento observado no crescimento das mudas de *P. rigida* foi oposto ao da primeira avaliação (Tabela 3). O tratamento de sementes envolvendo o uso de *Trichoderma* sp. e polímero (16,71 cm) resultou na maior altura de planta, sendo estatisticamente igual ao tratamento com captan e polímero (16,09 cm) e diferente do tratamento testemunha com polímero (15,51 cm). Quando comparada a ação do *Trichoderma* sp. associado ou não a polímero observa-se que o polímero auxiliou no maior crescimento de planta, através de uma provável distribuição e fixação do microrganismo na semente. Este resultado vai de encontro aos objetivos do uso de películas nas sementes, pois uma das finalidades é favorecer o ação de produtos sobre as sementes (Reichenbach et al., 2003; Bays et al., 2007), fato comprovado por Reis et al. (2005) em sementes de soja. Quanto ao *Trichoderma* sp., Harman et al. (2004) relatam que a aplicação do microrganismo na agricultura é vantajosa, pois apresenta rápida colonização da rizosfera, controle de patógeno e competição com a microflora através de vários mecanismos e estímulo ao crescimento radicular. Em mudas de espécies florestais, Machado et al. (2015) constataram que isolados de *T. harzianum* mostraram-se potenciais promotores de crescimento em mudas de *G. polymorpha*.

Comparando as duas épocas de avaliação quanto à eficácia dos tratamentos, observa-se que *Trichoderma* sp. foi mais efetivo no crescimento de planta, sendo que a associação com polímero proporcionou melhores condições de ação ao longo do tempo (Tabela 3). Avaliando o crescimento de plantas de girassol tratadas com *Trichoderma* sp. Guareschi et al. (2012) constataram que o fungo não estimulou o crescimento de plantas nos primeiros 15 DAE fato que, segundo os autores, está relacionado ao pequeno tempo de permanência do microorganismo solo, ou a baixa dose utilizada.

O diâmetro do coleto comportou-se de forma diferente ao longo das duas épocas estudadas (Tabela 3). Aos 60 DAE ocorreu interação entre biopromotor/fungicida, estimulante e polímero (Tabela 4), enquanto que aos 120 DAE houve apenas interação entre biopromotor/fungicida e polímero (Tabela 5).

Tabela 4 - Diâmetro do coleto de mudas de *P. rigida* aos 60 DAE (dias após a emergência) em função do tratamento de sementes com diferentes combinações entre biopromotor/fungicida, polímero e estimulante.

Diâmetro do Coleto (mm)			
Sem polímero			
Estimulante	Biopromotor/Fungicida		
	<i>Trichoderma</i> sp.	Captan	Testemunha
Testemunha	1,28Aa [*] α	1,05Baβ	1,32Aaα
Micronutrientes	1,31Aaα	1,05Baβ	1,30Aaα
Bioestimulante	1,33Aaα	1,14Baα	1,29ABaα
Micronutrientes+ Bioestimulante	1,35Aaα	1,15Baα	1,20Baα
Com polímero			
Estimulante	Biopromotor/Fungicida		
	<i>Trichoderma</i> sp.	Captan	Testemunha
Testemunha	1,29ABaα	1,35Aaα	1,14Baβ

Micronutrientes	1,28Aaα	1,38Aaα	1,12Baβ
Bioestimulante	1,34Aaα	1,10Bba	1,11Baβ
Micronutrientes + Bioestimulante	1,32Aaα	1,10Bba	1,10Baα
CV (%)	7,92	7,92	7,92

* Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

A associação entre captan, polímero e micronutrientes resultou no maior diâmetro do coleto de mudas (1,38 mm) aos 60 DAE, sem diferir significativamente do tratamento envolvendo *Trichoderma* sp. e as mesmas combinações (1,28 mm). Para ambos os tratamentos, o diâmetro do coleto foi significativamente superior a testemunha (1,12 mm) (Tabela 4). Quando comparado o uso de captan com micronutrientes e sem polímero, observa-se que ocorre uma redução significativa no diâmetro do coleto (1,05 mm). Este diagnóstico mostra que a técnica de peliculização foi efetiva sobre o desempenho do *Trichoderma* e sobre os micronutrientes, promovendo a fixação, prolongando o desempenho e melhorando a atuação dos compostos. Segundo Silveira (1998) e Bays et al. (2007), a aplicação de polímero às sementes melhora a aderência e retenção de produtos, além de conferir maior uniformidade aos tratamentos, sem prejudicar a qualidade das sementes, sem alterar sem alterar o tamanho e formato inicial da semente.

Quanto aos tratamentos envolvendo captan e micronutrientes com e sem polímero, nota-se que a película foi eficiente para a fixação dos micronutrientes aplicados às sementes, o que influenciou positivamente sobre o diâmetro das plantas. Nestes mesmos tratamentos, o fungicida captan não contribuiu positiva ou negativamente, pois não foram diagnosticados sintomas de moléstias nas mudas, o que descaracteriza a ação do produto que é somente fungicida.

Aos 120 DAE a combinação entre *Trichoderma* sp. e polímero aplicados às sementes de *P. rigida* promoveu o maior incremento de diâmetro nas plantas (2,62 mm), sendo estatisticamente igual ao tratamento com captan e polímero (2,54 mm) e significativamente diferente à testemunha (2,39 mm) (Tabela 5). Em sementes de milho tratadas com diferentes marcas comerciais de polímeros em associação com o fungicida captan, Rivas et al. (1998), observaram uma interação positiva na emergência e altura de plântulas. Outros estudos relataram a eficiência do polímero quanto a sua aderência e redução de perdas de produtos químicos em sementes de algodão tratadas, sendo que o seu efeito mais proeminente foi observado quando as doses de polímero foram aumentadas a taxas de 1%, 3% e 5% do peso da semente, ou quando o polímero foi misturado com o fungicida durante a aplicação (Williams e Hopper, 1997; Williams et al., 1998). Neste trabalho, o polímero foi misturado simultaneamente com os demais produtos durante o tratamento das sementes de *P. rigida*.

Tabela 5 - Diâmetro do coleto de mudas de *P. rigida* aos 120 DAE (dias após a emergência) em função do tratamento de sementes com diferentes combinações entre biopromotor/fungicida e polímero.

Biopromotor/Fungicida	Diâmetro do Coleto (mm)	
	Com polímero	Sem polímero
<i>Trichoderma</i> sp.	2,62Aa*	2,46ABb
Captan	2,54Aba	2,40Ba
Testemunha	2,39Bb	2,58Aa
CV (%)	8,12	8,12

* Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna e maiúscula na linha não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Na análise geral para as duas épocas de avaliação do diâmetro do coleto de mudas de *P. rigida*, constatou-se que para ambas o uso de *Trichoderma* sp. associado a polímero resultou em maior diâmetro do coleto de mudas de *P. rigida*. Conforme os dados, é provável que a película tenha melhorado o contato e fixação do microrganismo na semente, fazendo com que após a germinação e estabelecimento da plântula, o agente microbiano encontrasse melhores condições para seu crescimento o que favoreceu o crescimento das mudas de *P. rigida*. Este argumento é comprovado por vários autores (Benitez, 2004; Harman, 2000; Kleifeld e Chet, 1992), os quais destacam que *Trichoderma* sp. é considerado eficiente promotor de crescimento de plantas. Seu mecanismo de ação ocorre por amensalismo, parasitismo, competição e indução de resistência (Benitez, 2004). Sua ação benéfica em nível de planta vai desde a melhora na qualidade de germinação das sementes, emergência e desenvolvimento de plântulas, além de produção de sementes e frutos. Também possui mecanismos que estimulam o desenvolvimento do sistema radicular, melhorando a absorção de nutrientes e diminuindo a necessidade de adubação química (Harman, 2000; Kleifeld e Chet, 1992).

A MSPA e RMSPA/MSR expressaram os maiores resultados com a aplicação de *Trichoderma* sp. às sementes, mostrando desempenho significativamente superior à testemunha (Tabela 6).

Tabela 6 - Massa seca da parte aérea (MSPA) e razão massa seca da parte aérea e massa seca da raiz (RMSPA/MSR) de mudas de *P. rigida* aos 120 DAE (dias após a emergência) após o tratamento de sementes com biopromotor/fungicida.

Biopromotor/Fungicida	MSPA (g/planta)	RMSPA/MSR
<i>Trichoderma</i> sp.	0,6070a*	1,8484a
Captan	0,5852ab	1,7900ab
Testemunha	0,5756b	1,7097b
CV (%)	8,17	9,20

* Médias seguidas de mesma letra não diferem pelo teste de Tukey a 5%.

Estes resultados confirmam as informações obtidas para a altura da parte aérea e diâmetro do coleto, onde a aplicação de *Trichoderma* sp. através das sementes, resultou em maior fotossíntese líquida e conseqüentemente maior acúmulo de massa seca. Esta informação também explica a maior razão entre a massa seca da parte aérea (MSPA) e massa seca de raízes (RMSPA/MSR), onde sementes tratadas com *Trichoderma* sp. originaram plantas com maior capacidade de crescimento da parte aérea. Isto se deve porque o microrganismo

provavelmente favoreceu a crescimento da planta, através de mecanismos que podem ter disponibilizado nutrientes presentes no substrato, para o sistema radicular e/ou estimulado a síntese de fitormônios, responsáveis pelo crescimento da planta. E para corroborar com os resultados obtidos na tabela 6, a literatura menciona tais habilidades que o *Trichoderma* sp. no estímulo e desenvolvimento do sistema radicular das plantas, melhorando a absorção de nutrientes no solo e conseqüentemente apresentando um maior crescimento da parte aérea (Altomare et al., 1999; Kleifeld e Chet, 1992; Harman, 2000).

4. Conclusões

O tratamento de sementes de *P. rigida* com *Trichoderma* sp. e polímero antes da semeadura promove o crescimento das mudas.

Referências

1. ALBUQUERQUE, K. A. D. Armazenamento e qualidade de sementes de tomate enriquecidas com micronutrientes e reguladores de crescimento. *Ciência e Agrotecnologia*, v. 34, n. 1, p. 20-28, 2010.
2. ALTOMARE, C. et al. Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum*. *Applied Environmental Microbiology*, v. 65, n. 7, p. 2926-2933, 1999.
3. AMARAL, P. P. et al. Promotores de crescimento na propagação de caroba. *Pesquisa florestal brasileira*, v. 37, n. 90, p. 149-157, 2017.
4. AMORIM, E. P. R.; MELO, I. S. Ação antagônica de rizobactérias contra *Phytophthora parasitica* e *P. citrophthora* e seu efeito no desenvolvimento de plântulas de citros. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 24, n. 1, p. 565-568, 2002.
5. BACKES, P.; IRGANG, B. 2002. Árvores do Sul: Guia de Identificação e Interesse Ecológico. Instituto Souza Cruz – Clube da Árvore. 326 p.
6. BAYS, R. et al. Recobrimento de sementes de soja com micronutrientes, fungicida e polímero. *Revista Brasileira de Sementes*, v. 40, n. 3, p. 433-440, 2007.
7. BECKER, J. O.; COOK, R. J. Role of siderophores in suppression of *Phytophthora* species and production of increased growth response of wheat by fluorescent pseudomonas. *Phytopathology*, v. 59, n. 8, p. 1147-1151, 1988.
8. BENITEZ, T. et al. Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *International Microbiology*, v. 7, n. 4: p. 249-260, 2004.
9. BERNARDES, T. G.; et al. Regulador de crescimento e *Trichoderma harzianum* aplicados em sementes de feijoeiro cultivado em sucessão a culturas de cobertura. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, v.40, n.4, p. 439-446, 2010.

10. CARNEIRO, J. G. A. 1972. Doenças de Viveiro Florestal. Curitiba: Ministério da Educação e Cultura. UFPR. 31 p.
11. CARVALHO, D. C. et al. Controle de *Fusarium oxysporum* f.sp. *phaseoli* in vitro e em sementes, e promoção do crescimento inicial do feijoeiro comum por *Trichoderma harzianum*. Tropical Plant Pathology, v. 36, n. 1, p. 28-34, 2011.
12. DINIZ, K. A.; et al. Incorporação de microrganismos, aminoácidos, micronutrientes e reguladores de crescimento em sementes de alface pela técnica de peliculização. Revista Brasileira de Sementes, v. 28, n. 3, p. 37-43, 2006.
13. DUAN, X.; BURRIS, J. S. Film coating impairs leaching of germination inhibitors in sugar beet seed. Crop Science, v. 37, p. 515-520, 1997.
14. EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA – EMBRAPA. 2006. Sistema brasileiro de classificação de solos. 2. ed. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 306 p.
15. FALLIK, E. et al. Identification and quantification of IAA and IBA in *Azospirillum brasilense* inoculated maize roots. Soil Biology and Biochemistry, v. 21, n. 2, p. 147-153, 1989.
16. FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. Ciência e Agrotecnologia, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.
17. FREITAS, S. S.; AGUILAR VILDOSO, C. I. Rizobactérias e promoção do crescimento de plantas cítricas. Revista Brasileira de Ciência do Solo, v. 28, p. 987-994, 2004.
18. GUARESCHI, R. F.; et al. Emprego de *Trichoderma* spp no controle de *Sclerotinia sclerotiorum* e na promoção de crescimento vegetativo nas culturas de girassol e soja. Global Science and Technology, v. 5, n. 2, p. 01-08, 2012.
19. HARMAN, G. E. Myth and dogmas of biocontrol changes in perceptions derived from Research on *Trichoderma hanzianum* T-22. Plant Disease, v. 84, p. 377-393, 2000.
20. HARMAN, G. E., HOWELL, C. R., VITERBO, A., CHET, I., LORITO, M. Trichoderma species-opportunistic, avirulent plant symbionts. Nature Review Microbiology, v. 2, p. 43-56, 2004.
21. JUNGES, E. et al. *Trichoderma* spp. na produção de mudas de espécies florestais. Floresta e Ambiente, v. 23, n. 2, p. 237-244, 2016.
22. KAPRI, A.; TEWARI, L. Phosphate solubilization potential and phosphatase activity of rhizospheric *Trichoderma* sp. Brazilian Journal Microbiology, v. 41, n. 3, p. 1-9, 2010.

23. KLEIFELD, O.; CHET, I. *Trichoderma*: plant interaction and its effects on increased growth response. *Plant Soil*, v. 144, n. 2, p. 267-272, 1992.
24. LUZ, W. C. Da. Efeito de bioprotetores em patógenos de sementes e na emergência e rendimento de grãos de milho. *Fitopatologia Brasileira*, v. 26, n. 1, p. 16-20, 2001.
25. MACHADO, J. C. 1988. *Patologia de sementes - fundamentos e aplicações*. Lavras: UFLA/FAEPE, 107 p.
26. MACHADO, D. F. M. et al. *Trichoderma* spp. na emergência e crescimento de mudas de cambará (*Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera). *Revista Árvore*, Viçosa-MG, v. 39, n. 1, p. 167-176, 2015.
27. MENTEN, J. O. M. 1995. *Patógenos em sementes: detecção, danos e controle químico*. Piracicaba: ESALQ/FEALQ, 312 p.
28. MERTZ, L. M.; HENNING, F. A.; ZIMMER, P. D. Bioprotetores e fungicidas químicos no tratamento de sementes de soja. *Ciência Rural*, v. 39, n. 1, p. 13-18, 2009.
29. NI, B. R.; BIDDLE, A. J. Alleviation of seed imbibitional chilling injury using polymer film coating: seed treatment challenges and opportunities. *British Crop Protection Council*, Brunswick, v. 13, p. 73-80, 2001.
30. OKON, Y.; KAPULNIK, Y. Development and function of *Azospirillum* inoculated roots. *Plant and Soil*, Chicago, v. 90, p. 3-16, 1986.
31. PEREIRA, C. E.; et al. Desempenho de sementes de soja tratadas com fungicidas e peliculizadas durante o armazenamento. *Ciência e Agrotecnologia*, v. 31, n. 3, p. 656-665, 2007.
32. REICHENBACH, J. et al. Novas estratégias para proteção de sementes. In: CANAL, C. A. B. (Ed.). *Encontro técnico 6: novas tecnologias em sementes*. Cascavel: COODETEC/BAYER, 2003, p. 45-60.
33. REIS, E. M. et al. Uso de polímeros no tratamento de sementes. In: *Anuário ABRASEM*. 2005. Associação Brasileira de Sementes e Mudas, Pelotas, p. 38-39, 2005.
34. RIVAS, B. A.; MCGEE, D. C.; BURRIS, J. S. Tratamiento de semillas de maiz con polimeros para el control de *Pythium* spp. *Fitopatologia Venezuelana*, v. 11, p. 10-15, 1998.
35. SILVEIRA, S. Recobertura como medida para proteção da semente. *Seed News*, v. 1, n. 5, p. 34-35, 1998.
36. SMITH, S. Colorant and polymers: there is a difference. *Seed World*, v. 135, n. 13, p. 26-27, 1997.

37. SOFO, A. et al. Direct effects of *Trichoderma harzianum* strain T-22 on micropropagated shoots of GiSeLa6® (*Prunus cerasus* X *Prunus canescens*) roots tock. *Environmental and Experimental Botany*, v. 76, p. 33–38, 2012.
38. SOFO, A.; et al. Effects of *Trichoderma harzianum* strain T-22 on the growth of two *Prunus* roots tocks during the rooting phase. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, v. 85, p. 497–502. 2010.
39. TAYLOR, A. G. et al. Moisture content and water activity determination of pelleted and film-coated seeds. *Seed Technology*, v. 19, n. 1, p. 24-32, 1997.
40. TAYLOR, A. G.; HARMAN, G. E. Concepts and technologies of selected seed treatments. *Annual Review Phytopathology*, v. 28, p. 321- 339, 1990.
41. THINGGAARD, K. Biological control of root pathogenic fungi by *Trichoderma*. *Developments in Soil Science*.v. 18, p. 395-401, 1989.
42. TRENTINI, P; VIEIRA, M. G. G. C.; CARVALHO, M. L. M.; OLIVEIRA, J. A.; MACHADO, J. C. Peliculização: desempenho de sementes de soja no estabelecimento da cultura em campo na região de Alto Garças, MT. *Ciência e Agrotecnologia*, v. 29, n. 1, p. 84-92, 2005.
43. VINALE, F. et al. *Trichoderma*-plant-pathogen interactions. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 40, p. 1-10, 2008.
44. WILLIAMS, K. D. et al. Effects of polymer film coatings of cotton seed on dusting-off, imbibition, and germination. In: BELTWIDE COTTON CONFERENCES, 1998, San Diego, California. *Proceedings...* San Diego: [s.n.], 1998. v. 2, p. 1380-1382.
45. WILLIAMS, K. D.; HOPPER, N. W. Effectiveness of polymer film coating of cotton seed in reducing dust-off. In: BELTWIDE COTTON CONFERENCES, 1997, New Orleans, LA. *Proceedings....*New Orleans: 1997, v. 2, p. 1456-1458.