

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ – UNIOESTE
CAMPUS DE CASCAVEL
CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS - CCET
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA AGRÍCOLA - PGEAGRI

**ATIVIDADE ANTIOXIDANTE NA EMERGÊNCIA E CRESCIMENTO INICIAL DE
MUDAS DE *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan EM SUBSTRATOS ALTERNATIVOS
COM DIFERENTES FONTES DE CARBONO**

THAÍS REGINA MARCON

CASCAVEL – PR
MAIO – 2017

THAÍS REGINA MARCON

**ATIVIDADE ANTIOXIDANTE NA EMERGÊNCIA E CRESCIMENTO INICIAL DE MUDAS
DE *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan EM SUBSTRATOS ALTERNATIVOS COM
DIFERENTES FONTES DE CARBONO**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola em cumprimento parcial aos requisitos para obtenção do título de Doutor em Engenharia Agrícola, área de Sistemas Biológicos e Agroindustriais.

Orientadora: Dra. Luciana Pagliosa Carvalho Guedes

Coorientadora: Dra. Andréa Maria Teixeira Fortes

**CASCADEL – PR
MAIO – 2017**

Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)

M267a

Marcon, Thaís Regina

Atividade antioxidante na emergência e crescimento inicial de mudas de *Parapiptadenia rígida* (Benth.) Brenan em substratos alternativos com diferentes fontes de carbono. / Thaís Regina Marcon. Cascavel, 2017.
83 f.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Luciana Pagliosa Carvalho Guedes
CoorientadorA: Prof^a. Dr^a. Andréa Maria Teixeira Fortes

Tese (Doutorado) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Campus de Cascavel, 2017
Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola

1. Florestas. 2. Mudas. I. Guedes, Luciana Pagliosa Carvalho. II. Fortes, Andréa Maria Teixeira. III. Universidade Estadual do Oeste do Paraná. IV. Título.

CDD 20.ed. 634.9
CIP-NBR 12899

Ficha catalográfica elaborada por Helena Soterio Bejio – CRB 9^a/965

THAÍS REGINA MARCON

"Atividade Antioxidante na Emergência e Crescimento Inicial de Mudas de *Parapiptadenia rigida* em Substratos Alternativos com Diferentes Fontes de Carbono"

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola em cumprimento parcial aos requisitos para obtenção do título de doutora em Engenharia Agrícola, área de concentração Sistemas Biológicos e Agroindustriais, linha de pesquisa Tecnologias de Produção Vegetal e Pós-colheita, APROVADO(A) pela seguinte banca examinadora:



Orientadora: Prof.ª Dra. Luciana Pagliosa Carvalho Guedes
Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Cascavel



Prof.ª Dra. Michele Fernanda Bortolini
Pontifícia Universidade Católica do Paraná - Toledo (PUC-Toledo)



Prof.ª Dra. Luciana Alves Fogaça
Pontifícia Universidade Católica do Paraná - Toledo (PUC-Toledo)



Prof.ª Dra. Jaqueline Malagutti Corsato
Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Cascavel



Prof.ª Dra. Mônica Sarolli Silva de Mendonça Costa
Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Cascavel

Cascavel, 8 de fevereiro de 2017.

BIOGRAFIA

Thaís Regina Marcon, nascida em 12 de abril de 1989, filha de Rudimar José Marcon e Solange Terezinha Manini Marcon, é natural da cidade de São José do Cedro – SC. Possui graduação em Ciências Biológicas – Bacharelado pela Universidade Estadual do Oeste do Paraná – *campus* de Cascavel; mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais (2012) sob orientação da professora Dra. Andréa Maria Teixeira Fortes, na mesma instituição. Em 2013, ingressou no doutorado do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Agrícola pela Universidade Estadual do Oeste do Paraná, sob orientação da professora Dra. Luciana Pagliosa Carvalho Guedes, na área de concentração de Sistemas Biológicos e Agroindustriais da Universidade Estadual do Oeste do Paraná – *campus* Cascavel.

*O espírito científico fortemente armado
com seu método, não existe sem a
religiosidade cósmica.*

Albert Einstein

*Dedico este trabalho aos meus pais:
Rudimar e Solange,
à minha irmã Patrícia,
ao meu companheiro Alessandro,
e a todos os apaixonados pela natureza
que buscam formas de conservar e resgatar sua essência.*

AGRADECIMENTOS

Minha gratidão à divindade cósmica, força que rege o universo, diante da qual tudo é possível, agradeço por essa experiência chamada vida, pela oportunidade de aprender e evoluir sempre. Agradeço o auxílio espiritual, a sabedoria e por toda boa intuição e proteção.

Minha gratidão mais amorosa aos meus pais, Rudimar e Solange, e à minha irmã Pati, sinto-se privilegiada e abençoada por poder compartilhar com vocês essa existência. Mesmo longe, sinto vocês em meu coração e todas as palavras do mundo não seriam o suficiente para expressar meu amor por vocês. Gratidão por apoiarem minhas escolhas, mesmo sabendo que o preço seria a saudade, mas, também sabendo que, mesmo distantes, nossas almas estão ligadas pelos laços mais fortes que existem, os laços de amor! Amo vocês, mais que tudo, nesta vida e além!

Gratidão ao melhor companheiro que eu poderia ter para compartilhar essa existência. Obrigada por trazer calma para minha impaciência, segurança em todos os abraços, sossego no olhar e amor em todos os momentos. Obrigada por estar ao meu lado nos momentos de alegrias e nos momentos de provações, eu sei que posso contar sempre com você! Te amo.

Aos meus avós, por toda doçura que trazem para minha vida, três pilares que embasam um amor puro e acolhedor, abençoado pelo quarto que já virou estrela.

À minha família... tios, padrinhos, primos e ao meu cunhado, por toda palavra de conforto e pela alegria do reencontro, é sempre gratificante ter vocês em minha vida.

Ao meu afilhado Gabriel e as duas princesinhas Isabelas da minha vida, é por vocês que eu cultivo o amor mais puro, singelo e inocente... vocês trazem mais vida para minha vida!

Aos meus sogros, que são verdadeiros pais que a vida me deu e aos demais integrantes dessa grande família que sempre me acolheu com muito carinho e amor.

Aos membros da família espiritual, chamada amizade, amigos que conquistei ao longo desta caminhada. Vocês são estrelas que iluminam meu caminho. Gratidão às minhas estrelas do sul do Brasil, às estrelas manezinhas do litoral catarinense, às estrelas que continuam brilhando no Oeste catarinense, às paranaenses, às do Mato Grosso do Sul e até as que foram brilhar em Fortaleza e na Espanha. Gratidão às amizades presentes, que abraçam com o olhar e que energizam com um abraço!

Aos alunos do Laboratório de Fisiologia Vegetal, sempre prontos a auxiliar, sacrificando finais de semana e feriados! Exemplos de parceria e comprometimento.

Minha gratidão a todos os professores, em especial a Prof^a Dr^a Luciana Pagliosa Carvalho Guedes por aceitar a orientação e auxiliar sempre com muita paciência e dedicação.

À Dra Andréa Maria Teixeira Fortes, por todos os ensinamentos e paciência, ao longo dos cursos de mestrado e doutorado. Obrigada por sempre nos proteger e nos defender.

À Dra Lívia Godinho Temponi, por auxiliar no despertar do meu amor pela pesquisa, ainda durante a graduação. És exemplo de profissional, mulher, amiga e mãe.

À Dra. Jaqueline M. Corsato, por me apresentar o misterioso mundo da bioquímica vegetal.

À Dra Monica Saroli de Mendonça, obrigada por ceder os substratos orgânicos e o laboratório para análises, mas obrigada, principalmente, pela disponibilidade e dedicação em auxiliar e esclarecer. Agradeço ainda a todos seus orientados sempre prontos a ajudar.

Às professoras, membros da banca: Dra. Michele Fernanda Bortolini e Dra. Luciana Alves Fogaça, por aceitarem o convite e por todas as contribuições realizadas neste trabalho.

Aos Professores: Dr. Silvio Cesar Sampaio. Dr. Luis Francisco A. Alves, Dr^a. Fabiana G. Pinto, pelo empréstimo de equipamentos e laboratórios para a realização completa deste trabalho.

Aos funcionários, alunos e professores do programa de Pós-graduação em Engenharia Agrícola – PGEAGRI, que contribuíram para que esse trabalho fosse possível.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos.

Aos técnicos da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, em especial à Ivone, por cuidar tão bem de nosso laboratório, auxiliando sempre.

Enfim, agradeço à Universidade Estadual do Oeste do Paraná, por toda minha formação, tenho grande apreço por essa instituição.

Eu entrego, confio, aceito e agradeço.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	xi
LISTA DE FIGURAS	xiii
RESUMO	xiv
ABSTRACT	xv
1 INTRODUÇÃO	1
2 OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo geral	3
2.2 Objetivos específicos.....	3
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
3.1 A família Leguminosae e sua importância	4
3.1.1 <i>Parapiptadenia rigida</i> (Benth.) Brenan.....	5
3.2 Gerenciamento de resíduos sólidos	6
3.3 Resíduos sólidos agroindustriais	6
3.3.1 Bagaço de cana-de-açúcar.....	7
3.3.2 Poda de árvores	8
3.3.3 Resíduo da desfibrilação de algodão.....	8
3.3.4 Capim-napier.....	8
3.3.5 Serragem	9
3.3.6 Cama de matizeiro	9
3.3.7 Resíduo de incubatório.....	9
3.3.8 Invólucro de embutidos (tripa celulósica).....	9
3.3.9 Lodo de flotador	9
3.3.10 Cinzas e carvão remanescentes de caldeira	10
3.4 Compostagem de resíduos sólidos.....	10
3.4.1 O produto final da compostagem.....	11
3.5 Uso do composto	12
3.6 Produção de mudas florestais a partir de substratos orgânicos	13
3.7 Estresse oxidativo	15
REFERÊNCIAS	17
4 ARTIGOS	26
ARTIGO 1 INFLUÊNCIA DOS SUBSTRATOS ORGÂNICOS NA EMERGÊNCIA E NA	

	ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DE PLÂNTULAS DE ANGICO-VERMELHO (PARAPIPTADENIA RIGIDA (BENTH.) BRENNAN).	26
1	INTRODUÇÃO	27
2	MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3	RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
4	CONCLUSÕES	39
	REFERÊNCIAS	39
	ARTIGO 2 QUALIDADE E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DE MUDAS DE ANGICO-VERMELHO DESENVOLVIDAS EM SUBSTRATOS OBTIDOS A PARTIR DE COMPOSTOS ORGÂNICOS COM DIFERENTES FONTES DE CARBONO	46
1	INTRODUÇÃO	47
2	MATERIAL E MÉTODOS.....	48
3	RESULTADOS E DISCUSSÃO	51
4	CONCLUSÕES	72
	REFERÊNCIAS	73
	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	83

LISTA DE TABELAS

Artigo 1

Tabela 1	Quantidade de material utilizado em cada tratamento, em kg de matéria natural	29
Tabela 2	Tempo de compostagem e tempo de maturação dos compostos orgânicos com diferentes fontes de carbono	29
Tabela 3	Capacidade de retenção de água (CRA), porosidade e densidade global (DG) do substrato comercial e dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com diferentes fontes de carbono.....	30
Tabela 4	Características químicas: nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), carbono (C), condutividade elétrica (CE) e pH dos substratos	30

Artigo 2

Tabela 1	Quantidade (kg) de matéria natural utilizada em cada tratamento	49
Tabela 2	Tempo de compostagem e tempo de estocagem dos compostos orgânicos com diferentes fontes de carbono	49
Tabela 3	Caracterização física dos substratos, de acordo com a capacidade de retenção de água (CRA), porosidade (PO) e densidade global (DG).....	50
Tabela 4	Avaliação inicial e final das características químicas dos substratos	52
Tabela 5	Altura (cm), diâmetro do caule (mm) e número de folíolos das mudas de angico-vermelho (<i>Parapiptadenia rigida</i>), ao longo de 120 dias de desenvolvimento em diferentes substratos	53
Tabela 6	Comprimento da raiz (R), massa seca raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca total (MST) e índice de qualidade de Dickson (IQD) das mudas de angico-vermelho (<i>Parapiptadenia rigida</i>), aos 120 dias, produzidas em diferentes substratos	57
Tabela 7	Quantidade de nitrogênio (N), fósforo (P) e potássio (K) acumulados nas folhas de angico-vermelho (<i>Parapiptadenia rigida</i>), aos 120 dias de desenvolvimento	60
Tabela 8	Atividade das enzimas peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e dano de membrana (LIPO) das folhas e raízes das mudas de angico-vermelho (<i>Parapiptadenia rigida</i>), aos 120 dias, produzidas em diferentes substratos orgânicos.....	61

Tabela 9	Coeficiente de correlação linear de Pearson (r) entre as características químicas dos substratos e as variáveis morfológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho.....	64
Tabela 10	Componentes principais (CP's), proporção da variância total das 4 variáveis, explicadas por cada CP, proporção acumulada da variância total das 4 variáveis, explicadas pelos CP's e autovalor de cada CP.....	70

LISTA DE FIGURAS

Artigo 1

- Figura 1** Frequência de emergência e dos dados de porcentagem de emergência (%E), índice de velocidade de emergência (IVE), tempo médio de emergência (TME) e sincronização da emergência (U) das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), submetidas a cada um dos substratos: a) substrato comercial Agrinobre® (SC); b) substrato orgânico com resíduo da desfibrilação de algodão (SA); c) substrato orgânico com bagaço de cana (SB); d) substrato orgânico com capim-napier (SN); e) substrato orgânico com poda de árvores (SP); f) substrato orgânico com serragem (SS). 33
- Figura 2** Gráfico do comportamento da enzima superóxido dismutase, catalase e peroxidase das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*) submetidas a cada um dos substratos: 1) substrato comercial (SC), substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de; 2) resíduo da desfibrilação de algodão (SA); 3) resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); 4) capim-napier triturado (SN); 5) resíduo de poda de árvore (SP); 6) serragem (SS). 37

Artigo 2

- Figura 1** Gráfico *biplot* para cada par de componente principal (CP), em que os indivíduos (SC, AS, SB, SN, SP e SS) são nomeados de acordo com a altura (H), o diâmetro do caule (DC), o número de folíolos (NF) das mudas de angico-vermelho e a CE dos substratos. 71

ATIVIDADE ANTIOXIDANTE NA EMERGÊNCIA E CRESCIMENTO INICIAL DE MUDAS DE *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan EM SUBSTRATOS ALTERNATIVOS COM DIFERENTES FONTES DE CARBONO

RESUMO

A *Parapiptadenia rigida* é uma espécie arbórea nativa que apresenta rápida regeneração natural, por isto é recomendada para reflorestamentos mistos em áreas degradadas. A disponibilidade de mudas de espécies nativas em viveiros é de fundamental importância para a utilização de tal espécie em projetos de recuperação ambiental. A qualidade das mudas em viveiros depende entre outros fatores do uso de um bom substrato. Compostos orgânicos vêm sendo testados como substratos alternativos na produção sustentável de mudas, para o reaproveitamento dos resíduos e minimização dos impactos ambientais. Desta maneira, o objetivo do presente trabalho foi avaliar a influência dos substratos na atividade enzimática antioxidante, na emergência de plântulas e no crescimento inicial de mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*). Os substratos foram formulados a partir de compostos orgânicos provenientes da compostagem de resíduos agroindustriais com diferentes fontes de carbono, totalizando seis tratamentos: substrato comercial (SC); substrato orgânico à base de algodão (SA); substrato orgânico à base de bagaço de cana-de-açúcar (SB); substrato orgânico à base de capim-napier (SN); substrato orgânico à base de poda de árvores (SP) e substrato orgânico à base de serragem (SS). Foram determinadas as características químicas e físicas dos substratos em condições de laboratório. Foram realizados dois experimentos: o primeiro em laboratório seguindo um delineamento inteiramente casualizado, no qual foram avaliados os seguintes parâmetros de emergência de plântulas de angico-vermelho: frequência relativa de emergência, sincronização de emergência, índice de velocidade de emergência, tempo médio de emergência e atividade das enzimas antioxidantes das plântulas de angico-vermelho. O segundo experimento foi realizado em casa de vegetação e seguiu um delineamento em blocos casualizados. Foram registrados o crescimento inicial pela avaliação mensal da altura, o diâmetro do caule e o número de folíolos das mudas de angico-vermelho. Ao final de 120 dias foram avaliados: a massa seca da raiz, a massa seca da parte aérea, o índice de qualidade de Dickson, o teor de nutrientes das mudas de angico-vermelho, a atividade enzimática e o dano de membrana das mudas de angico-vermelho. De maneira geral, o substrato comercial apresentou os melhores resultados na emergência das plântulas de angico-vermelho, porém, ao longo do crescimento, os substratos orgânicos alternativos apresentaram vantagens sobre o substrato comercial no desenvolvimento final das mudas de angico-vermelho. Os substratos orgânicos à base de algodão e capim-napier proporcionaram baixa porcentagem de emergência das plântulas de angico-vermelho, além dos menores valores de comprimento de raiz e parte aérea e maior atividade da enzima peroxidase nas mudas de angico-vermelho. Esse resultado demonstra que ocorreu estresse oxidativo e que a atividade das enzimas de reparo não foi eficiente contra os danos ocasionados pelos substratos. Já os substratos orgânicos à base de bagaço de cana e serragem apresentaram os melhores resultados na emergência de plântulas e no desenvolvimento de mudas de angico-vermelho e proporcionaram os melhores valores de índice de qualidade de mudas de Dickson. Diante dos resultados, é possível afirmar que os substratos orgânicos formulados pela compostagem com diferentes fontes de carbono afetaram de maneira diferenciada a atividade das enzimas antioxidantes das mudas de angico-vermelho. E substratos mais indicados para a produção de angico-vermelho são os substratos orgânicos à base de serragem e bagaço de cana-de-açúcar.

Palavras-chave: angico-vermelho, compostagem, enzimas antioxidantes, Leguminosae.

ANTIOXIDANT ACTIVITY ON EMERGENCE AND INITIAL GROWTH OF *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan SEEDLINGS IN ALTERNATIVE SUBSTRATES WITH DIFFERENT SOURCES OF CARBON

ABSTRACT

The *Parapiptadenia rigida* is a native-tree species with fast natural regeneration, so, it has been recommended to mixed reforestation in degraded areas. The seedlings' availability of native species in nurseries is fundamental to their management in projects of environmental recovery. The quality of nursery seedlings depends on factors such as substrate application with good quality. Organic compounds have been tested as alternative substrates for a sustainable cropping yield, to reuse organic wastes and minimize the environmental impacts. Thus, the present study aimed at evaluating the substrate influence on antioxidant enzymatic activity, for both seedlings' emergence and initial growth of angico-red seedlings (*Parapiptadenia rigida*). The substrates were formulated from the composting of agroindustrial wastes with different carbon sources, totaling six treatments: commercial substrate (control); Organic cotton-based substrate; Organic substrate based on sugarcane bagasse; Organic substrate based on Napier grass; Organic substrate based on pruning of trees and organic substrate based on sawdust. The chemical and physical determinations of the studied substrates were carried out under laboratory conditions. Two trials were carried out, the first one in the laboratory, completely randomized, whose following evaluated emergence parameters of angico-red seedlings were: relative emergence frequency, emergency synchronization, emergence speed index, mean emergence time and the activity of antioxidant enzymes of angico-red seedlings. The second experiment was carried out in a greenhouse, following a design of randomized blocks. The following data of initial growth were monthly evaluated: height, stalk diameter and number of leaflets in angico-red seedlings. Root dry mass, aerial part dry mass, Dickson quality index, nutrient content, enzymatic activity and membrane damage of angico-red seedlings were recorded by the end of 120 days. Finally, the commercial substrate presented the best results for angico-red seedlings' emergence, but during their growth, the alternative organic substrates showed advantages over the commercial one in the final development of angico-red seedlings. The organic substrates based on cotton and Napier grass provided a low percentage of emergence of angico-red seedlings, as well as the lowest root and shoot length answers, and the highest activity of peroxidase enzyme. This result has shown that an oxidative stress had occurred and the activity of repair enzymes was not enough when compared to the damages caused by the substrates. On the other hand, the organic substrates based on cane bagasse and sawdust showed the best results in emergence and development of angico-red seedlings. They also provided the highest values of Dickson's seedlings quality index. According to these results, it is possible to assert that the organic substrates formulated by the composting from different carbon sources affected in a different way antioxidative enzymes activity of angico-red seedlings. And that the best indicated substrates to produce angico-red are based on sawdust and sugarcane bagasse.

Key words: angico-red, compost, antioxidant enzymes, Leguminosae.

1 INTRODUÇÃO

A família Fabaceae-Leguminosae Juss. possui relevante importância ecológica, devido à associação com bactérias fixadoras de nitrogênio atmosférico (N₂) no solo, deixando-o disponível para as demais plantas utilizarem na síntese de proteínas (LEWIS, 1987; SALISBURY; ROSS, 2012), por este motivo são indicadas para a recuperação de áreas degradadas em projetos de reflorestamento com espécies nativas (COLETTA, 2010).

As Fabaceae são uma das famílias botânicas mais representativas em fragmentos do bioma Mata Atlântica (GRIS; TEMPONI; MARCON, 2012; SNAK; TEMPONI; GARCIA, 2012; MARCON et al., 2013). Entre as suas espécies, destaca-se a *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan (MORIM, 2017), conhecida popularmente como angico-vermelho (LORENZI, 1992), nativa da Mata Atlântica (MORIM, 2017) que apresenta rápida regeneração natural. É indicada para projetos de reflorestamentos mistos de áreas degradadas, matas ciliares ou sistemas agroflorestais (LEWIS, 1987).

Visto que as espécies nativas favorecem a regeneração natural, visando à melhoria ambiental (CALDEIRA et al., 2013; PINTO et al., 2016), a produção de mudas nativas em viveiros é de extrema importância para garantir o sucesso de projetos de recuperação de áreas (OLIVEIRA-JÚNIOR; MARMONTEL; MELO, 2012; BALDIN et al., 2015). Informações sobre as exigências nutricionais de espécies florestais são escassas (SCHUMACHER; SECONI; SANTANA, 2004), devido à grande diversidade de espécies nativas com comportamento nutricional distinto (SIQUEIRA et al., 1995; FREIBERGER et al., 2013).

Segundo Santos et al. (2008), a disponibilidade adequada de nutrientes é um dos principais elementos que garantem o desenvolvimento adequado das mudas de espécies florestais. Assim, a qualidade das mudas em viveiro depende, dentre outros fatores, do uso de um substrato em boa condição (KRATZ et al., 2013a; MIRANDA et al., 2013; KRATZ; WENDLING, 2016), pois este exerce influência direta sobre a emergência das plântulas, garantindo que estas cresçam com aptidão para desempenhar sua função na natureza (PEREIRA NETO, 2011; CALDEIRA et al., 2013).

Resíduos agroindustriais vêm sendo testados na formulação de substratos alternativos para a produção de mudas (FERREIRA; COSTA; PASIN, 2015), dentre eles, pode-se citar: refugo de desfibrilação de algodão (AQUINO et al., 2014), bagaço de cana (BERNARDI, 2011), poda de árvores (BARATTA-JR; MAGALHÃES, 2010), palha de gramíneas (LEAL et al., 2007) e serragem (GONÇALVES et al., 2014).

Os resíduos orgânicos são convertidos em substratos por meio de transformações bioquímicas pelo processo de compostagem (COSTA et al., 2009; PEREIRA NETO, 2011),

a qual agrega valor aos resíduos agroindustriais transformando-os em compostos orgânicos (FERREIRA et al., 2013; PEDROSA et al., 2013), que podem ser usados como substratos na produção de mudas (MIRANDA et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2014), suprimindo os gastos com substratos comerciais e minimizando os impactos ambientais (MORANDINI; GIAMMINOLA; VIANA, 2013; KRATZ; WENDLING, 2016).

O resultado final é um composto estabilizado (ANDRADE et al., 2013; CALDEIRA et al., 2013; FERREIRA et al., 2013) com a função de sustentar e nutrir as plantas, disponibilizando água, oxigênio e nutrientes para as mesmas (AMERI et al., 2012; COSTA et al., 2012b; PEREIRA et al., 2012; WITCHER et al., 2012; BLANK et al., 2014).

Dessa forma, qualquer desequilíbrio na composição dos substratos pode alterar todo o processo de produção de mudas (MINAMI; SALVADOR, 2010), levando a planta a um estresse hídrico (SCALON; JEROMINE, 2013; RIBEIRO, 2015; SILVEIRA et al., 2015) ou salino (CHAGAS et al., 2013), pelo excesso de componentes químicos presentes nos substratos (OLIVEIRA; GOMES-FILHO; ENÉAS-FILHO, 2010).

Diante de uma situação ambiental adversa, ocorre um aumento significativo na produção de espécies reativas de oxigênio (EROs) no meio celular das células vegetais, as quais são acumuladas e reagem com moléculas biológicas causando danos irreversíveis nas plantas, podendo levar até a morte celular (ALVES et al., 2012; CORSATO, 2014).

Com o intuito de manter o equilíbrio no metabolismo celular e evitar danos letais, as plantas possuem um sistema de defesa antioxidativa para controlar o excesso das EROs e minimizar seus efeitos deletérios (ROSSI; COSTA, 2012; SHARMA et al., 2012; YOU; CHAN, 2015). Esse controle é feito pela ação de enzimas antioxidantes como a superóxido dismutase, a catalase e a peroxidase (SILVEIRA et al., 2010; CURVÊLO et al., 2013).

A atividade dessas enzimas tem sido associada a processos de defesa contra o estresse, como resposta ao déficit hídrico, à salinidade e aos metais pesados dos substratos (GILL; TUTEJA, 2010; SILVEIRA et al., 2010; CORSATO, 2014; BARBOSA et al., 2014). Sendo assim, as características dos substratos podem interferir tanto na qualidade das mudas como na atividade enzimática das plantas (WATTHIER, 2014).

Nesse sentido, o presente trabalho foi formalizado em dois artigos: o primeiro artigo com o objetivo de avaliar a influência dos substratos orgânicos formulados a partir da compostagem com diferentes fontes de carbono sobre a atividade enzimática e a emergência de plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*); o segundo avaliou a atividade enzimática, o dano de membrana e a qualidade fisiológica das mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), durante 120 dias de desenvolvimento em substratos orgânicos, formulados a partir da compostagem de diferentes fontes de carbono. Buscando analisar se houve correlação significativa entre as características físico-químicas dos substratos e os parâmetros fitométricos e bioquímicos das mudas de angico-vermelho.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar a influência dos substratos orgânicos produzidos com diferentes fontes de carbono sobre a atividade das enzimas antioxidantes, na emergência de plântulas e no desenvolvimento de mudas nativas de angico-vermelho, de acordo com os parâmetros fitométricos, o índice de qualidade de Dickson e o dano de membrana de folhas e raízes das mudas de angico-vermelho desenvolvidas nos substratos com diferentes fontes de carbono, identificando os pares de variáveis com maior correlação entre as características químicas dos substratos e os parâmetros fitométricos e bioquímicos das mudas de angico-vermelho.

2.2 Objetivos específicos

- Caracterizar as propriedades físico-químicas dos substratos formulados a partir de compostos orgânicos com as diferentes fontes de carbono;
- Verificar a influência dos substratos orgânicos produzidos com diferentes fontes de carbono sobre a emergência e a atividade das enzimas antioxidantes (POD, SOD e CAT) das plântulas de angico-vermelho;
- Acompanhar durante 120 dias a influência dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos com diferentes fontes de carbono no desenvolvimento de mudas nativas de angico-vermelho, de acordo com os parâmetros fitométricos: altura da parte aérea, diâmetro do caule e número de folíolos;
- Avaliar a qualidade das mudas de angico-vermelho com 120 dias de desenvolvimento, nos substratos alternativos, segundo: o comprimento de raiz, massa seca da parte aérea, da raiz e total e índice de qualidade de Dickson;
- Analisar a atividade das enzimas antioxidantes (POD e SOD) e o dano de membrana (LIPO) de folhas e raízes das mudas de angico-vermelho desenvolvidas nos substratos com diferentes fontes de carbono;
- Identificar os pares de variáveis com maior correlação entre as características químicas dos substratos e os parâmetros fitométricos e bioquímicos das mudas de angico-vermelho.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 A família Leguminosae e sua importância

A família Leguminosae-Fabaceae, representa a terceira maior família de Angiospermae, abrange 727 gêneros e 19.325 espécies, possui folhas alternas, compostas ou recompostas e o fruto no formato de uma vagem ou legume (LEWIS et al.; 2005).

Diante de sua grande diversidade, possui distribuição cosmopolita e está presente em quase todas as formações vegetacionais brasileiras (MORIM, 2017). Muitas espécies da Leguminosae são adaptáveis à colonização e exploração de áreas degradadas e ambientes perturbados (LEWIS, 1987).

Destaca-se como uma das famílias botânicas mais representativas em estudos florísticos de extrato arbóreo no bioma Mata Atlântica, com mais da metade dos indivíduos pertencendo a essa família (GRIS; TEMPONI, MARCON et al., 2012; SNAK; TEMPONI; GARCIA, 2012; MARCON et al., 2013).

Possuem relevante importância ecológica devido às associações simbióticas entre as raízes destas espécies com bactérias do gênero *Rhizobium* (SALISBURY; ROSS, 2012). O resultado dessa associação é a fixação no solo do nitrogênio atmosférico (N_2), na forma solúvel de amônia (NH_4), ficando disponível para ser utilizada por outros indivíduos vegetais na síntese de proteínas (LEWIS, 1987; COLETTA, 2010).

O nitrogênio constitui 78% dos gases da atmosfera, porém, só pode ser aproveitado após a fixação no solo feita por micro-organismo procarionte presente nas raízes de plantas (SALISBURY; ROSS, 2012). Esse elemento é limitante para o crescimento das plantas, por isso deve estar presente em quantidade suficiente no solo; isso explica a importância das leguminosas (SOUZA et al., 2011).

Diante disso, as leguminosas agem como condicionadoras do substrato e facilitadoras da sucessão natural tornando o solo mais fértil e favorável para o crescimento de outras espécies. Sendo assim, sua utilização é primordial em projetos de recuperação de áreas degradadas (LEWIS, 1987).

As espécies nativas, de uma maneira geral, favorecem a regeneração da vegetação e minimizam os processos de degradação do solo, como erosão, assoreamento e empobrecimento, visando à melhoria da qualidade ambiental (CALDEIRA et al., 2013).

As leguminosas também produzem uma grande quantidade de sementes, aumentando a probabilidade de dispersão e sucesso em enriquecer áreas perturbadas. Desta maneira, sua presença em áreas reflorestadas auxilia na manutenção e no

melhoramento do ambiente, acelerando o processo de regeneração (LORENZI, 1992). Tornando essencial a utilização de espécies arbóreas de qualidade produzidas para recuperação, enriquecimento ou adensamento de áreas degradadas (CURY; CARVALHO, 2011).

Além do papel ecológico, as leguminosas representam também uma das famílias mais importantes economicamente, pois, servem como matéria-prima para indústrias de perfumes, óleos, medicamentos, combustíveis, pesticidas, corantes, gomas e até anticoncepcionais orais (LEWIS, 1987).

Por esses motivos, torna-se importante incentivar a produção de indivíduos de Leguminosae em viveiros, para que as mudas arbóreas de boa qualidade estejam disponíveis para serem utilizadas em recuperação de áreas degradadas, matas ciliares, sistemas agroflorestais ou em plantações, visando à exploração sustentável (LEWIS, 1987).

Dentre as espécies arbóreas de Leguminosae que se destacam por serem nativas da região Oeste do Paraná e que seguem as características ecológicas e econômicas comentadas acima, pode-se citar o angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan) como espécie de interesse.

3.1.1 *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan

A *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan é conhecida popularmente como angico-vermelho, angico-da-mata, angico-guarucaia, angico-cedro, dentre outros, pode atingir até 30 metros de altura e possui folhas bipinadas com 3-6 pares de pinas (LORENZI, 1992).

O angico-vermelho é uma espécie nativa da Mata Atlântica (MORIM, 2017), tem ocorrência nos estados de Minas Gerais, Mato Grosso do Sul e São Paulo, sendo mais frequente nos estados de Santa Catarina, Rio Grande do Sul e da mata latifoliada semidecidual da Bacia do Paraná (LORENZI, 1992), relatada amplamente em levantamentos florísticos da região Oeste do Paraná, em floresta estacional semidecidual (GRIS, TEMPONI, MARCON, 2012; SNAK; TEMPONI; GARCIA, 2012; MARCON et al., 2013).

Pioneira com baixa exigência nutricional, suas sementes não apresentam dormência, o que garante uma maior porcentagem de germinação sem a necessidade de manejo (PEREIRA; SANTANA, 2013), apresentando, ainda, regeneração natural rápida e sendo recomendada para reflorestamentos mistos em áreas degradadas e preservação permanente (LORENZI, 1992).

3.2 Gerenciamento de resíduos sólidos

A definição de resíduos sólidos, segundo o Panorama dos Resíduos Sólidos no Brasil, descrito pela Associação Brasileira de Empresas de Limpeza Pública e Resíduos Especiais, é todo resíduo sólido ou semissólido, resultante de atividades industriais, domésticas, hospitalares, comerciais, agrícolas, de serviços e de varrição, cujas propriedades tornam inviável o lançamento na rede pública de esgotos ou corpos de água, exigindo para isso soluções e técnicas economicamente viáveis (ABRELPE, 2011).

O crescimento populacional e o constante desenvolvimento industrial resultam em um aumento significativo na geração de resíduos sólidos (PEREIRA NETO, 2011), onde a maioria dos resíduos possui destinação inadequada, depositados a céu aberto sem qualquer medida de proteção ao meio ambiente, contra danos e degradações (ABRELPE, 2011). O que reflete em impactos imediatos sobre o meio ambiente (GOUVEIA, 2012), como a poluição e a eutrofização dos corpos d'água (DORES-SILVA; LANDGRAF; REZENDE, 2013).

A Política Nacional de Resíduos Sólidos garante que se adotem procedimentos para o reaproveitamento de resíduos, por meio de medidas como a reciclagem, compostagem ou reaproveitamento, visando à proteção dos recursos naturais (BRASIL, 2012).

Os resíduos agroindustriais podem apresentar elevado potencial poluente quando descartados de maneira inadequada, mas podem ser tratados e aproveitados no próprio setor agroindustrial como adubos ou substratos possuem alto valor econômico agregado e (PEDROSA et al., 2013).

O reaproveitamento de resíduos só será possível diante de maiores ações de sensibilização da comunidade em geral, treinamentos e capacitação de técnicos e produtores e, principalmente, pela integração das políticas econômicas, sociais e ambientais, com uma ampla mobilização do governo para eliminar os riscos à saúde e ao meio ambiente (GOUVEIA, 2012).

3.3 Resíduos sólidos agroindustriais

O entrave à geração e gerenciamento de resíduos orgânicos toma proporções ainda maiores no setor agroindustrial, o qual é responsável pela geração de uma enorme quantidade de resíduos, em toda cadeia produtiva, mas que apresentam quantidades significativas de nutrientes que podem ser reaproveitados (BENITES et al., 2012).

A avicultura destaca-se pelo período de franca expansão, em que a indústria avícola brasileira é uma das maiores do mundo, sendo o Brasil o terceiro maior produtor e primeiro maior exportador mundial de carne de frango. Porém, isso resulta na geração diária de grandes volumes de resíduos agroindustriais em todas as etapas da produção (UBA, 2010; OLIVEIRA; BIAZOTO, 2013).

À medida que a produção nacional de aves aumenta, maiores são as quantidades de resíduos geradas, sendo essencial a possibilidade de manejo para dar o destino adequado (HACHMANN et al., 2013). Como exemplo, pode-se citar a cama de matrizeiro, um dos resíduos gerados em maior quantidade nesse setor e que está entre os materiais orgânicos mais utilizados como fertilizantes para produção de mudas florestais, segundo Rondon-Neto e Ramos (2010).

O uso de resíduos não estabilizados *in natura*, porém, não é recomendado, pois pode resultar em baixa eficiência de utilização dos nutrientes, perdas por lixiviação e volatilização, além de aumentar o risco de poluição ambiental, ocasionando contaminação dos lençóis freáticos. Exigindo assim, o tratamento adequado dos resíduos a fim de proporcionar transformações em suas características químicas e físicas, evitando prejuízos ambientais (NUNES, 2009; HACHMANN et al., 2013)

De acordo com sua natureza física, os resíduos agroindustriais são tratados de diferentes formas: os resíduos líquidos são encaminhados para lagoas, biodigestores ou reutilizados na própria agroindústria; os resíduos sólidos e semissólidos são passíveis de compostagem, a qual é uma das técnicas mais antigas de tratamento (BERNARDI, 2011).

Os resíduos sólidos agroindustriais passam pelo processo de compostagem, gerando composto orgânico de qualidade para utilização agrícola, podendo ser uma ferramenta de diminuição dos custos de produção (CARNEIRO, 2012).

Entre os resíduos sólidos mais utilizados para este fim, pode-se citar o resíduo da desfibrilação de algodão (COSTA et al., 2005; AQUINO et al., 2014), bagaço de cana-de-açúcar (BERNARDI, 2011), resíduo da poda de árvores urbanas (BARATTA-JR; MAGALHÃES, 2010), restos de palha de gramíneas (LEAL et al., 2007) e serragem (COSTA et al., 2009; BORTOLINI et al., 2012; GONÇALVES et al., 2014).

3.3.1 Bagaço de cana-de-açúcar

O bagaço de cana-de-açúcar é um subproduto fibroso resultante da moagem ou esmagamento da cana para a extração do caldo. O resíduo proveniente desse processo pode ter diversas utilidades, desde a produção de energia através da queima, parte integrante da dieta bovina e incorporação ao solo como substrato orgânico (SOARES,

2012). Encontrado em várias regiões do Brasil, onde se concentram usinas produtoras de álcool, açúcar e aguardente (ARAÚJO, 2010).

Mesmo após a extração da sacarose e outros nutrientes, o bagaço ainda contém muita matéria orgânica, podendo, também, ser utilizado na formulação de substratos orgânicos (SOARES, 2012; ANDRADE et al., 2013; DUTRA et al., 2013; ULIANA et al., 2014).

3.3.2 Poda de árvores

Os resíduos de poda de árvore podem ser obtidos, tanto na forma de materiais vegetais frescos e verdes, ricos em clorofila, os quais tendem a ter maior quantidade de nitrogênio, quanto na forma de materiais secos e escuros, os quais não geram odores e nem impactos negativos ao meio ambiente e, ainda, trazem vantagens ambientais e econômicas (BARATTA-JR; MAGALHÃES, 2010).

Esses resíduos podem ser triturados e ordenados em leiras para o processo de compostagem. O composto final apresenta características favoráveis ao solo, tornando possível seu uso na composição de substratos para produção de mudas (BARATTA-JR; MAGALHÃES, 2010; ROCHA et al., 2013).

3.3.3 Resíduo da desfibrilação de algodão

O processo produtivo do algodão gera subprodutos, desde a limpeza inicial na qual se retira o caroço, que é um subproduto nobre, destinado à produção de óleo para alimentação humana ou utilizado *in natura* na alimentação animal, até a produção dos tecidos, na qual geram subprodutos como o resíduo de lixadeira que são os resíduos mais pobres da fibra de algodão (GONÇALVES et al., 2010).

Os resíduos provenientes da indústria de desfibrilação de algodão, como o caroço e o capulho de algodão, são usados nos processos de compostagem e vermicompostagem para formulação de substratos (COSTA et al., 2005; AQUINO et al., 2014).

3.3.4 Capim-napier

O capim-napier é uma gramínea muito utilizada como fonte constante de matéria orgânica para adubação verde em sistemas agroflorestais, por apresentar decomposição

mais lenta do que as leguminosas, produz uma cobertura perene no solo, servindo como adubo orgânico (COSTA et al., 2013; FERREIRA et al., 2013).

3.3.5 Serragem

A serragem é um resíduo proveniente da industrialização de madeiras. Em geral, é descartada sem qualquer tratamento, porém, muitos estudos vêm utilizando esse resíduo na formulação de substratos orgânicos para produção de mudas, sendo ele isolado ou misturado, com outros materiais como: cama de frango, casca de arroz carbonizada e casca de café decomposta (RONDON-NETO; RAMOS, 2010; ARAÚJO et al., 2013b; GONÇALVES et al., 2014).

3.3.6 Cama de matrizeiro

A cama de matrizeiro é composta de maravalha e fezes de aves, em geral, esse resíduo é aplicado em áreas agrícolas (BERNARDI, 2011), sendo um dos materiais orgânicos mais utilizados para a formulação de substratos para a produção de mudas florestais (RONDON-NETO; RAMOS, 2010; NASCIMENTO et al., 2014).

3.3.7 Resíduo de incubatório

Incubatório é o nome dado para o local onde se incubam os ovos de aves e são gerados resíduos compostos por cascas de ovos, ovos não eclodidos, pintinhos mal formados e natimortos (BERNARDI, 2011).

3.3.8 Invólucro de embutidos (tripa celulósica)

Este resíduo é formado pelas tripas celulósicas usadas no processo de cozimento de produtos embutidos comercializados, removido após o resfriamento do produto e geralmente encaminhado a aterros sanitários (BERNARDI, 2011).

3.3.9 Lodo de flotador

O lodo de flotor é resultante do processo de tratamento físico dos efluentes industriais da “linha vermelha”, caracterizada por efluentes com sangue, provenientes de várias áreas do abate (CARNEIRO, 2012). Esse resíduo é produzido em grandes quantidades por cooperativas e contém alta concentração de nitrogênio e outros nutrientes passíveis de reaproveitamento (BERNARDI, 2011).

3.3.10 Cinzas e carvão remanescentes de caldeira

As cinzas e carvão das caldeiras são gerados no processo de produção de vapor, obtidos por meio da queima de cavacos de madeira em caldeiras. O volume gerado está totalmente ligado à quantidade de biomassa que é queimada e à necessidade de vapor das indústrias (BERNARDI, 2011). Esse resíduo pode ser reaproveitado para composição de substratos orgânicos (GONÇALVES et al., 2014).

3.4 Compostagem de resíduos sólidos

O processo de compostagem é considerado um dos métodos alternativos mais eficazes entre as técnicas sustentáveis para o tratamento de resíduos orgânicos provenientes das distintas atividades agrícolas, agroindustriais, industriais e urbanas (COSTA et al., 2005; BERNARDI, 2011).

A matéria-prima para esse processo pode ser uma mistura de resíduos de origem vegetal como folhas, galhos, caules, palhas, raízes, casca de frutas, bagaços, cama de animais, restos de capinas, colheitas e podas de plantas; ou de origem animal, entre os quais podem-se citar: esterco, ossos, casca de ovos, penas, vísceras, enfim, materiais que costumam ser desprezados, mas que podem ser reaproveitados após sua estabilização pelo processo de decomposição quando formam o húmus (NUNES, 2009; PEREIRA NETO, 2011).

Esse processo é controlado pela decomposição microbiana de uma massa heterogênea de resíduos no estado sólido e úmido (NUNES, 2009), que sofrem transformações metabólicas quando fornecidas condições favoráveis de temperatura (40 a 60 °C), aeração, umidade, relação entre carbono e nitrogênio (C/N) e nutrientes (COSTA et al., 2005).

Diante disso, micro-organismos como bactérias, fungos, protozoários, larvas e insetos, encontram na matéria orgânica *in natura* sua fonte de energia (DORES-SILVA;

LANDGRAF; REZENDE, 2013), consumindo as substâncias orgânicas e reduzindo, assim, o volume de resíduo (BERNAL; ALBURQUERQUE; MORAL, 2009).

Os micro-organismos necessitam de uma fonte de energia, que é suprida pelo carbono orgânico degradável, sendo o nitrogênio essencial para o seu desenvolvimento e sua atividade (BERNAL; ALBURQUERQUE; MORAL, 2009; KIEHL, 2010; PEREIRA NETO, 2011).

Entre os materiais ricos em carbono consideram-se as cascas de árvores, raspas de madeira, as podas dos jardins, folhas e galhos; entre os materiais nitrogenados incluem-se o solo, folhas verdes, restos de vegetais hortícolas, erva, entre outros (NUNES, 2009).

O processo de compostagem pode ser dividido em duas fases principais: a fase da degradação e a fase de maturação ou humificação, resultando no composto orgânico, mineralizado e apropriado para uso (BERNARDI, 2011; 2015). Procedimento que atende objetivos econômicos (baixo custo), sanitários (eliminação de patógenos) (COSTA et al., 2009), ambientais (controle da poluição), sociais (mão-de-obra) e agrícolas (práticas sustentáveis) (OLINTO et al., 2012).

3.4.1 O produto final da compostagem

O produto final resultante da compostagem é um composto orgânico de textura fina e homogênea, de coloração escura, sem odor característico de resíduos, isento de micro-organismos patogênicos (NUNES, 2009; KIEHL, 2010).

Um composto de qualidade deve possuir características como uniformidade, consistência, boa estrutura, alta capacidade de retenção de água e porosidade adequada, além de pH, condutividade elétrica e salinidade equilibrados (RONDON-NETO; RAMOS, 2010; LATIGUI et al., 2011; CALDEIRA et al., 2013; KRATZ et al., 2013b).

Possui aptidão para liberar lentamente os nutrientes, agindo como estruturador do solo, reduzindo a erosão, agindo como condicionador e melhorador das propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, contribuindo para a manutenção da sua fertilidade, favorecendo o enraizamento e a nutrição das plantas (NUNES, 2009; KIEHL, 2010).

Ferreira, Costa e Pasin (2015) afirmam que os substratos provenientes da compostagem de resíduos orgânicos possuem o mesmo efeito na produção de mudas do substrato fertilizado com adubo químico, constituindo ainda uma forma sustentável de produção de mudas, auxiliando no descarte sustentável dos resíduos e na redução de custos com o aproveitamento dos resíduos, no lugar da compra de fertilizantes.

Dessa forma, é preferível a utilização de adubo orgânico ao adubo químico, pois o primeiro já está estabilizado pelo processo de decomposição disponibilizando nutrientes, lentamente, ao longo do tempo, favorecendo o desenvolvimento das plântulas. Já os adubos

comerciais apresentam baixos níveis de nutrientes disponíveis, por causa das altas taxas de materiais não estabilizados (KIEHL, 2010; BERTANI et al., 2011; HOLANDA, 2013).

3.5 Uso do composto

A utilização de compostos na formulação de substratos é uma prática adotada por inúmeros agricultores, o que vem despertando cada vez mais o interesse no reaproveitamento de resíduos agroindustriais e agropecuários potencialmente utilizáveis na agricultura, colaborando para a diminuição do uso de fertilizantes e sendo uma fonte de renda adicional para a população local, nas etapas de coleta, transporte e venda do produto (ARAÚJO, 2010; GOUVEIA, 2012).

O sistema de manejo sustentável com base na adubação orgânica tem como objetivo melhorar a fertilidade do solo, o equilíbrio biológico, a reciclagem de nutrientes, a preservação ambiental, a diversidade biológica e a qualidade de vida do homem (HUNGRIA et al., 2013).

Segundo Holanda (2013), a fertilidade do solo está diretamente relacionada com a quantidade de matéria orgânica que é composta pela decomposição estabilizada de restos de plantas e de animais que vivificam o solo.

A matéria orgânica, decomposta pelos micro-organismos, assimila partículas do solo, deixando-o estruturado e resistente à erosão, ao mesmo tempo, forma pequenos poros, pelo processo de aeração onde circulam água e ar. Sendo assim, o solo com bom teor de matéria orgânica retém mais água e nutrientes, facilitando a sua absorção pelas raízes das plantas (HOLANDA, 2013).

A preservação ou o aumento do teor de compostos orgânicos é essencial para a melhoria da produtividade e para a sustentabilidade do sistema de produção (NUNES, 2009; HOLANDA, 2013). Pois, a matéria orgânica garante ao solo fertilidade, estrutura, estabilidade, retenção de nutrientes e resistência à erosão (HUNGRIA et al., 2013), contribuindo significativamente para a conservação da umidade e da temperatura do solo a níveis adequados para o desenvolvimento do sistema radicular e da parte aérea das plantas (NUNES, 2009).

3.6 Produção de mudas florestais a partir de substratos orgânicos

Atualmente, são utilizadas diversas técnicas para aumentar a qualidade da produção de mudas. Como, por exemplo: ambiente protegido, qualidade genética, tecnologia de irrigação, forma e tamanho do recipiente, mas, principalmente o uso de um substrato de boa qualidade (MENDONÇA et al., 2009; ARAÚJO, 2010; KRATZ; WENDLING, 2016), o que é determinante para o desenvolvimento satisfatório das mudas (MIRANDA et al., 2013).

O uso de substratos orgânicos na produção de mudas é fundamental (KRATZ et al., 2013a), pois eles exercem influência direta sobre a emergência das plântulas, garantindo que a planta cresça com qualidade e desempenhe sua função na natureza (PEREIRA-NETO, 2011; CALDEIRA et al., 2013), auxiliando ainda no sequestro de carbono, sendo uma alternativa economicamente viável (DORES-SILVA; LANDGRAF; REZENDE, 2013).

O composto orgânico utilizado como substrato alternativo deve ser estabilizado, homogêneo e rico em matéria orgânica (NUNES, 2009; KIEHL, 2010), para formular um substrato orgânico capaz de sustentar e nutrir as plantas fornecendo água, oxigênio e nutrientes ao longo de seu desenvolvimento (AMERI et al., 2012; COSTA et al., 2012a; PEREIRA et al., 2012; WITCHER et al., 2012; BLANK et al., 2014).

O substrato deve possuir características, como: consistência, boa estrutura, alta capacidade de retenção de água, alta porosidade e livre de substâncias tóxicas, devendo ser disponível e padronizado (GONÇALVES; POGGIANI, 1996; CALDEIRA et al., 2013).

A composição química do substrato é uma característica que pode influenciar na disponibilidade de nutrientes, bem como, no acúmulo de fitomassa das plantas (FERREIRA; COSTA; PASIN, 2015).

Muitos trabalhos vêm testando resíduos orgânicos agroindustriais e agropecuários, como substratos orgânicos para germinação e crescimento de mudas (FERREIRA; COSTA; PASIN, 2015). Os compostos orgânicos podem ser usados isolados ou em conjunto, para melhorar as características físicas do substrato, diminuindo a densidade, obtendo, assim, uma melhor drenagem (RONDON-NETO; RAMOS, 2010; RAJ; ANTIL, 2011).

O êxito no uso de substratos formulados a partir de resíduos agroindustriais é descrito na literatura: resíduo da desfibrilação de algodão (GONÇALVES et al., 2010), dejetos bovinos (COSTA et al., 2005), resíduo de frigorífico, palha de trigo e serragem (COSTA et al., 2009), palha de gramíneas (MEDEIROS et al., 2010), resíduo de incubatório, lodo de flotor, cinza, carvão, fração sólida de dejetos de suíno, invólucro de embutidos, bagaço de cana e cama de matrizeiro (BERNARDI, 2011; 2015), biossólido, casca de arroz carbonizada e casca de pinus semidecomposta (KRATZ; WENDLING; SOUZA, 2013b).

Substratos formulados a partir de compostos orgânicos foram testados na produção de mudas de espécies comerciais frutíferas (MENDONÇA et al., 2009; LATIGUI et al., 2011;

AMERI et al., 2012; COSTA et al., 2012a; COSTA et al., 2012b; ARAÚJO et al., 2013a), na qualidade de mudas de espécies comercializadas em floriculturas (ARAÚJO, 2010; BRIEDIS et al., 2011; WITCHER et al., 2012) e da culinária popular (PEREIRA et al., 2012; PAIVA et al., 2011; BLANK et al., 2014; MONTEIRO et al., 2012).

De maneira geral, o uso de substratos orgânicos na produção de mudas proporciona o desenvolvimento de indivíduos mais vigorosos e plantas mais resistentes, quando comparados com o substrato comercial (AMERI et al., 2012; PEREIRA et al., 2012).

Os materiais orgânicos mais utilizados para produção de mudas florestais são: esterco de bovino maturado, serragem, cama de frango, casca de arroz carbonizada (RONDON-NETO; RAMOS, 2010; MACEDO et al., 2011), bagaço de cana (DUTRA et al., 2013) e húmus de minhoca (SALAMONI et al., 2012).

Entre os estudos que utilizaram substratos orgânicos na produção de mudas florestais de Leguminosae, uma das famílias botânicas mais importantes ecológica e economicamente, pode-se citar Bortolini et al. (2012), que trabalharam com mudas de sucará (*Gleditschia amorphoides* Taub.) e obtiveram o melhor resultado na combinação de substrato comercial (50%), casca de arroz carbonizada (20%) e esterco bovino (30%), quando comparado com outras proporções ou com o substrato Plantmax® puro a 100%.

Testes com uma espécie muito empregada na recuperação de áreas degradadas, o rabo-de-pitu (*Chamaecrista desvauxii* (Collad.) Killip – Leguminosae), foram realizados com lodo de esgoto, casca de arroz carbonizada, palha de café e substrato comercial, os quais destacaram-se sobre o substrato comercial (CALDEIRA et al., 2013).

O uso de lodo de esgoto combinado com substrato comercial também se mostrou eficiente no desenvolvimento de mudas de canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. – Leguminosae), podendo ser recomendado em substituição do substrato comercial puro para produção de mudas em viveiro florestal (QUIQUI et al., 2012).

Substratos com esterco bovino apresentaram maior disponibilidade de nutrientes proporcionando melhores condições para o crescimento e desenvolvimento macacaúba (*Platymiscium ulei* Harms - Leguminosae) destas, quando comparados com adubos químicos (MIRANDA et al., 2013).

Porém, de acordo com os resultados obtidos com mudas de camu-camu (*Myrciaria dubia* (Kunth.) McVaugh), produzidas em substratos à base de casca de arroz carbonizada e esterco bovino não proporcionaram bom desenvolvimento de mudas de camucamuzeiro (CHAGAS et al., 2013), mostrando a variedade das exigências de cada espécie quanto ao substrato.

Em geral, na maioria das pesquisas que utilizaram substratos formulados a partir de composto orgânico, apresentaram aumento da qualidade das mudas (KRATZ et al., 2013a). Comprovando que o uso de composto orgânico como substrato propicia o desenvolvimento

de mudas mais vigorosas e plantas mais resistentes em campo quando comparadas com o as mudas do substrato comercial (PEREIRA et al., 2012).

Porém, dependendo da espécie ou do tipo de resíduo utilizado, o resultado final pode não ser tão eficiente, como, por exemplo, o lodo de esgoto que, por ser uma fonte geradora de nitrato, pode gerar a contaminação de águas superficiais, necessitando de estudos mais aprofundados sobre a quantidade da aplicação deste resíduo (SOUZA et al., 2011; CHAGAS et al., 2013).

Diante disso, o investimento em pesquisa e capacitação voltada para o desenvolvimento de processos adequados para a formulação de substratos orgânicos alternativos são iniciativas estratégicas que necessitam ser apoiadas.

3.7 Estresse oxidativo

Um substrato homogêneo e estabilizado, de maneira geral, beneficia a germinação das sementes e a produção de mudas (COSTA et al., 2012a; COSTA et al., 2012b; MONTEIRO et al., 2012; WITCHER et al., 2012; ARAÚJO et al., 2013a; BLANK et al., 2014). Porém, o sucesso de produção de mudas não ocorre quando há uma concentração excessiva de componentes químicos presentes nos substratos (SALISBURY; ROSS, 2012; CHAGAS et al., 2013) ou, ainda, pela estrutura física que não retém água o suficiente levando ao estresse hídrico (CARNEIRO et al., 2011; FIDALSKI et al., 2013; SCALON; JEROMINE, 2013; RIBEIRO et al., 2014).

A salinidade é um dos principais fatores responsáveis pelo estresse abiótico, afetando diversos aspectos da fisiologia e bioquímica das plantas, reduzindo consideravelmente seus rendimentos. O excesso de íons minerais afeta diretamente a germinação das sementes e limita o crescimento das plantas, causando déficit hídrico e desequilíbrio iônico nas células, resultando em toxicidade e estresse osmótico (KHAN; PANDA, 2008; DEUNER et al., 2011).

Diante disso, o estresse por salinidade pode ter dois efeitos principais na planta: o efeito osmótico e os efeitos iônicos específicos pela acumulação de íons tóxicos, que perturba a aquisição de nutrientes e resulta em citotoxicidade (TAIZ; ZEIGER, 2013).

O aumento da concentração de sais no substrato determina uma redução no potencial hídrico, resultando em menor capacidade de absorção de água pelas sementes, o que geralmente influencia na capacidade germinativa e no desenvolvimento das plântulas (REBOUÇAS et al., 1989; CARNEIRO et al., 2011).

Em resposta ao estresse, ocorre aumento na produção de espécies reativas de oxigênio (EROs), as quais em condição metabólica normal das células vegetais, estão associadas a processos metabólicos como respiração e fotossíntese (SILVEIRA et al., 2010). Porém, diante de uma situação de estresse, ocorre um aumento excessivo no acúmulo de EROs, o que leva a uma situação celular metabólica extrema, acarretando danos severos por meio da peroxidação de lipídeos de membrana, proteínas e ácidos nucléicos, podendo levar até a morte celular (GILL; TUTEJA, 2010; CORSATO, 2014; RIBEIRO, 2015).

O estresse é definido como um fator externo que exerce uma influência desvantajosa sobre a planta (TAIZ; ZEIGER, 2013; RIBEIRO et al., 2014). Ou seja, qualquer alteração nas condições ambientais que resulte em uma resposta da planta inferior a ideal, podendo limitar o desenvolvimento deste indivíduo (SALISBURY; ROSS, 2012).

Diante de uma condição estressante, as plantas dispõem de mecanismos para lidar com os distúrbios metabólicos e danos celulares, por meio de um sistema de proteção oxidativa, representado por pigmentos, antioxidantes e enzimas catalisadoras de reações de desintoxicação, responsáveis por fazer a eliminação de EROs (SILVEIRA et al., 2010).

A maior proteção celular depende de enzimas antioxidativas, dentre as principais enzimas envolvidas na detoxificação estão: a superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e peroxidases (ascorbato peroxidase e glutathione redutase) (SILVEIRA et al., 2010).

A enzima superóxido dismutase (SOD) é responsável pela dismutação do oxigênio singlete ($O_2^{\bullet-}$) para peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e oxigênio atmosférico (O_2), sendo considerada a primeira linha de defesa antioxidativa enzimática, essa produção do radical superóxido ($O_2^{\bullet-}$) pode ocorrer em qualquer sítio celular que possui cadeia de transporte de elétrons e oxigênio disponível, como em mitocôndrias e cloroplastos e ainda em reação redox nos microsomos, glioxissomos, peroxissomos, apoplasto e citosol (ALSCHER; ERTURK; HEATH, 2002; SILVEIRA et al., 2010).

Já, a enzima catalase (CAT) é responsável por catalisar a redução do H_2O_2 para H_2O e O_2 , protegendo a célula dos danos oxidativos oriundos da acumulação excessiva do H_2O_2 . Essas enzimas estão presentes nos peroxissomos, glioxissomos e organelas relacionadas, localizadas em pontos estratégicos da célula, em que há produção localizada de H_2O_2 (ALSCHER; ERTURK; HEATH, 2002; SILVEIRA et al., 2010).

Diante disso, o aumento da atividade das enzimas antioxidantes é uma tentativa intracelular de degradar os radicais livres colaborando para a resistência das plantas (CURVÉLO et al., 2013).

Em caso de estresse severo, essa regulação pode ser perdida, aumentando expressivamente a produção de radicais livres que podem levar a uma cascata de como a

peroxidação de lipídeos e a degradação de membranas, levando à morte celular (GREGGAINS et al., 2000).

Dessa forma, os substratos podem influenciar diretamente nos processos metabólicos no meio intracelular das plantas, até a qualidade fisiológica na formação final do indivíduo e sua sobrevivência em campo. Por isso, investir em pesquisas científicas que contribuam com conhecimentos detalhados sobre o tipo de substrato preferível por cada planta é garantir o sucesso na produção de mudas.

REFERÊNCIAS

ALSCHER, R.G.; ERTURK, N.; HEATH, I.S. Role of superoxide dismutases (SOD) in controlling oxidative stress in plants. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 53, n. 371, p.1331-1341, 2002.

ALVES, J. D.; ZANANDREA, I.; DEUNER, S.; GOULART, P. F. P.; SOUZA, K. R. D.; SANTOS, M. O. Antioxidative responses and morpho-anatomical adaptations to waterlogging in *Sesbania virgata*. **Trees**, Berlin, v. 27, n. 3, p. 717-728, 2012.

AMERI, A.; TEHRANIFAR, A.; DAVARYNEJAD, G. H.; SHOOR, M. The effects of substrate and cultivar in quality of strawberry. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 6, n. 17, p.181-188, 2012.

ANDRADE, A. P.; BRITO, C. C.; SILVA-JÚNIOR, J.; COCOZZA, F. D. M.; SILVA, M. A. V. Estabelecimento inicial de plântulas de *Myracrodruon urundeuva* Allemão em diferentes substratos. **Revista Árvore**, Viçosa, v.37, n.4, p.737-745, 2013.

ARAÚJO, A. C.; DANTAS, M. K. L.; PEREIRA, W. E.; ALOUFA, M. A. I. Utilização de substratos orgânicos na produção de mudas de mamoeiro formosa. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 8, n. 1, p. 210-216, 2013a.

ARAÚJO, D. B. **Produção de mudas de *Zínia elegans* em substratos à base de resíduos agroindustriais e agropecuários**. 2010, 56 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Solos e Nutrição de Plantas) - Universidade Federal do Ceará, Ceará, 2010.

ARAÚJO, D. L.; MAIA-JÚNIOR, S. O.; SILVA, S. F.; ANDRADE; J. R.; ARAÚJO, D. L. Produção de mudas de melão cantaloupe em diferentes tipos de substratos. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 8, n. 3, p. 15-20, 2013b.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE EMPRESAS DE LIMPEZA PÚBLICA E RESÍDUOS ESPECIAIS - ABRELPE. **Panorama dos resíduos sólidos no Brasil**. 2011. São Paulo: Grappa Editora e Comunicação, 2011. 184 p.

BALDIN, T.; CONTE, B.; DENARDI, L.; MORAES, R.; SALDANHA, C. W. Crescimento de mudas de angico-vermelho em diferentes volumes de substratos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 35, n. 82, p. 129-133, 2015.

BARATTA-JR, A. P.; MAGALHÃES, L. M. S. Aproveitamento de resíduos de poda de árvore da cidade do Rio de Janeiro para compostagem. **Revista de Ciências Agro-ambientais**, Alta Floresta, v. 8, n. 1, p. 113-125, 2010.

BARBOSA, M. R., SILVA, M. M. A., WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARA, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 3, p. 453-460, 2014.

BENITES, V. M.; CORREA, J. C.; MENEZES, J. F. S.; POLIDORO, J. C. Dejetos viram fertilizantes. **Revista A Lavoura**, Rio de Janeiro, v. 115, n. 690, p. 64–68, 2012.

BERNAL, M. P.; ALBURQUERQUE, J. A.; MORAL, R. Composting of animal manures and chemical criteria for compost maturity assessment. **Bioresource Technology**, New York, v. 100, n. 22, p. 5444–5453, 2009.

BERNARDI, F. H. **Compostagem de resíduos agroindustriais: Incubatório**. 2011. 78 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel - PR, 2011.

BERNARDI, F. H. **Materiais lignocelulósicos na compostagem de resíduos da agroindústria do frango de corte**. 2015. 63 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) - Programa de Pós Graduação em Engenharia Agrícola, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, 2015.

BERTANI, R. M. A.; VILLAS BÔAS, R. L.; VIDAL, A. A.; FURLANETO, F. P. B.; SPADOTTI, A. M. A.; FISCHER, I. H. O uso de fertilizantes compostos na agricultura. **Pesquisa & Tecnologia**, Campinas, v. 8, n. 2, p. 1-7, 2011.

BLANK, A. F.; ARRIGONI-BLANK, M. F.; CARVALHO-FILHO, J. L. S.; SANTOS-NETO, A. L.; AMANCIO-LIMA, V. F. Produção de mudas de manjeriço com diferentes tipos de substratos e recipientes. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2014.

BORTOLINI, M. F.; KOEHLER, H. S.; ZUFFELLATORIBAS, K. C.; FORTES, A. M. Crescimento de mudas de *Gleditschia amorphoides* Taub. produzidas em diferentes substratos. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 22, n. 1, p. 35-46, 2012.

BRASIL. **Política nacional de resíduos sólidos**. Lei n. 12.305, de 2 de agosto de 2010. Institui a Política nacional de resíduos sólidos. 2. ed. – Brasília: Câmara dos Deputados, Edições Câmara, 2012, 73p.

BRIEDIS, C.; SÁ, J. C. M.; FERREIRA, A. O.; RAMOS, F. S. Efeito primário e residual de resíduos orgânicos de abatedouro de aves e suínos na produtividade do trigo. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 6, n. 2, p. 221-226, 2011.

CALDEIRA, M. V. W.; DELARMELINA, W. M.; FARIA RONIE, J. C. T. F.; JUVANHOL, S. Substratos alternativos na produção de mudas de *Chamaecrista desvauxii*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 31-39, 2013.

CARNEIRO, L. J. **Compostagem de resíduos agroindustriais: Revolvimento, inoculação e condições ambientais**. 2012. 65 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2012.

CARNEIRO, M. M. L. C.; DEUNER, S.; OLIVEIRA, P. V. de; TEIXEIRA, S. B.; SOUSA, C. P.; BACARIN, M. A.; MORAES, D. M. de. Atividade antioxidante e viabilidade de sementes

de girassol após estresse hídrico e salino. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 33, n. 4, p. 754 - 763, 2011.

CHAGAS, E. A.; RIBEIRO, M. I. G.; SOUZA, O. M. de; SANTOS, V. A. de; LOZANO, R. M. B.; BACELAR-LIMA, C. G. Alternatives substrates for production of seedlings camu-camu. **Revista de Ciências Agrárias**, Pernambuco, v. 56, n. supl., p. 1-7, 2013.

COLETTA, L. D. **Estudo da fixação biológica do nitrogênio em leguminosas (família Leguminosae) arbóreas tropicais através do enriquecimento isotópico do ¹⁵N**. 2010. 99 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2010.

CORSATO, J. M. **Maturação e aquisição de tolerância à dessecação de sementes de *Annona emarginata* (Schtdl) h. Rainer**. 2014. 185 f. Tese (Doutorado em Botânica) – Universidade Estadual Paulista (Unesp), São Paulo, 2014.

COSTA, E.; LEAL, P. A. M.; BENETT, C. G. S.; BENETT, K. S. S.; SALAMENE, L. C. P. Production of tomato seedlings using different substrates and trays in three protected environments. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 32, n. 5, p. 822-830, 2012a.

COSTA, E.; SILVA, P. N. L.; JORGE, M. H. A.; FERREIRA, A. F. A. Guavira emergence and seedling production with substrates containing organic compost and soil under different screen environments. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 4, p. 1289-1293, 2012b.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; DECARLI, L. D.; PELÁ, A.; SILVA, C. J.; MATTER, U.; OLIBONE, D. Compostagem de resíduos sólidos de frigorífico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, n. 1, p. 100–107, 2009.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; SESTAK, M.; OLIBONE, D.; SESTAK, D.; KAUFMANN, A. V.; ROTTA, S. R. Compostagem de resíduos da indústria de desfibração de algodão. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 25, n. 2, p. 540-548, 2005.

COSTA, N. de L.; MORAES, A.; CARVALHO, P. C. F.; MONTEIRO, A. L. G.; MOTTA, A. C. V.; OLIVEIRA, R. A.. Growth dynamics and morphogenesis of *Trachypogon plumosus* under soil fertility correction levels and regrowth ages. **Revista Agroambiente On-line**, Boa Vista, v. 7, n. 1, p. 1-9, 2013.

CURVÊLO, C. R. S.; RODRIGUES, F. Á.; PEREIRA, L. F.; SILVA, L. C.; DAMATTA, F. M.; BERGER, P. G. Trocas gasosas e estresse oxidativo em plantas de algodoeiro supridas com silício e infectadas por *Ramularia areola*. **Bragantia**, Campinas, v. 72, n. 4, p. 346-359, 2013.

CURY, R. T. S.; CARVALHO JR, O. **Manual para restauração florestal: florestas de transição**. Série Boas Práticas, v. 5. Belém: Instituto de Pesquisa Ambiental da Amazônia - IPAM, 2011, 43 p.

DEUNER, C; MAIA, M. S.; DEUNER, S.; ALMEIDA, A. S.; MENEGHELLO, G. E. Viabilidade e atividade antioxidante de sementes de genótipos de feijão-miúdo submetidos ao estresse salino. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 33, n. 4 p. 713 - 723, 2011.

DORES-SILVA, P. R.; LANDGRAF, M. D.; REZENDE, M. O. O. Processo de estabilização de resíduos orgânicos: vermicompostagem versus compostagem. **Química Nova**, São Paulo, v. 36, n. 5, p. 640-645, 2013.

DUTRA, T. R.; MASSAD, M. D.; SARMENTO, M. F. Q.; OLIVEIRA, J. C.. Substratos alternativos e métodos de quebra de dormência para produção de mudas de canafístula. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n. 1, p. 72-78, 2013.

FERREIRA, I. C. P. V.; ARAUJO, A. V.; NASCIMENTO, A. L.; CAVALCANTI, T. F. M.; SANTOS, L. D. T. Cobertura morta e adubação orgânica na produção de alface e supressão de plantas daninhas. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n.4, p. 582-588, 2013.

FERREIRA, M. C.; COSTA, S. M. L.; PASIN, L. A. A. Uso de resíduos da agroindústria de bananas na composição de substratos para produção de mudas de pau pereira. **Nativa**, Sinop - MT, v. 3, n. 2, p. 120-124, 2015.

FIDALSKI, J.; TORMENA, C. A.; ALVES, S. J.; AULER, P. A. M. Influência das frações de areia na retenção e disponibilidade de água em solos das formações Caiuá e Paranaíba. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 613-621, 2013.

FREIBERGER, M. B.; GUERRINI, I. A.; GALETTI, G.; FERNANDES, D. M.; CORRÊA, J. C. Crescimento inicial e nutrição de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.) em função de doses de nitrogênio. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 37, n. 3, p. 385-392, 2013.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, França, v. 48, n. 12, p. 909-930, 2010.

GONÇALVES, C. C. M.; PAIVA, P. C. A.; DIAS, E. S.; SIQUEIRA, F. G.; HENRIQUE, F. Avaliação do cultivo de *Pleurotus sajor-caju* (Fries) Sing. sobre o resíduo de algodão da indústria têxtil para a produção de cogumelos e para alimentação animal. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 34, n. 1, p. 220-225, 2010.

GONÇALVES, M. S.; FACCHI, D. P.; BRANDÃO, M. I.; BAUER, M.; PARIS-JUNIOR, O. Produção de mudas de alface e couve utilizando composto proveniente de resíduos agroindustriais. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 9, n. 1, p. 216-224, 2014.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substrato para a produção de mudas florestais. CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, 1996, Águas de Lindóia - SP. **Anais...** Águas de Lindóia - SP: USP ESALQ, 1996. 1 CD ROM.

GOUVEIA, N. Resíduos sólidos urbanos: impactos socioambientais e perspectiva de manejo sustentável com inclusão social. **Ciência & Saúde Coletiva**, Rio de Janeiro, v. 17, n. 6, p. 1503-1510, 2012.

GREGGAINS, V.; FINCH-SAVAGE, W.E.; QUICK, W.P.; ATHERTON, N.M. Metabolism-induced free radical activity does not contribute significantly to loss of viability in moist-stored recalcitrant seeds of contrasting species. **New Phytologist**, v.148, p.267-276, 2000.

GRIS, D.; TEMPONI, L. G.; MARCON, T. R. Native species indicated for degraded area recovery in western Paraná, Brazil. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 1, p.113-125, 2012.

HACHMANN, T. L.; LAURETH, J. C. U.; PARIZOTTO, A. A.; GONÇALVES-JÚNIOR, A. C. Resíduos de aves e suínos: potencialidades. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 8, n. 5, p. 59 - 65, 2013.

HOLANDA, P. C. **Compostagem e minhocultura**. Instituto Centro de Ensino Tecnológico – CENTEC, Fundação Demócrito Rocha, 2013, 56 p.

HUNGRIA, M.; NOGUEIRA, M. A.; MERCANTE, F. M.; SILVA, A. P. da. **Qualidade do solo**, Londrina: Embrapa Soja, 2013.

- KHAN, M.H.; PANDA, S.K. Alterations in root lipid peroxidation and antioxidative responses in two rice cultivars under NaCl-salinity stress. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 30, n. 1, p. 81-89, 2008.
- KIEHL, E. J. **Novos fertilizantes orgânicos**. 1. ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2010. 238 p.
- KRATZ, D.; WENDLING, I. Crescimento de mudas de *Eucalyptus camaldulensis* em substratos à base de casca de arroz carbonizada. **Rev. Ceres**, Viçosa, v. 63, n.3, p. 348-354, 2016.
- KRATZ, D.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; SOUZA, P. V. D. Substratos renováveis na produção de mudas de *Eucalyptus benthamii*. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 607-621, 2013a.
- KRATZ, D.; WENDLING, I.; SOUZA, P. V. D. de. Utilização de Resíduos Urbanos e Agroflorestais para Produção de Mudas de *Eucalyptus benthamii* e *Mimosa scabrella*. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v. 20, n. 4, p. 530-537, 2013b.
- LATIGUI, A.; ZERARKA, A.; KASMI, A.; METTAI, K.; BRAIK, O. The Effect of Agricultural Byproduct of Olive Tree on Horticultural Substrate of Strawberry (*Fragaria ananassa*). Grown in Soilless Crop System. **Amer. Journal of Plant Physiology**, USA, v. 6, n. 2, p. 83-90, 2011.
- LEAL, M. A. A.; GUERRA, J. G. M.; PEIXOTO, R. T. G.; ALMEIDA, D. L. Utilização de compostos orgânicos como substratos na produção de mudas de hortaliças. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.25, p.392-395, 2007.
- LEWIS, G. P. **Legumes of Bahia**. Whitstable: The Royal Botanic Garden, 1987. 369 p.
- LEWIS, G. P.; SCHRIRE, R.; MACKINDER, B.; BLOCK, M. **Legumes of the world**. Kew – UK, The Royal Botanic Garden, 2005. 577 p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**. Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. v.1. Nova Odessa: SP: Plantarum, 1992, 378 p.
- MACEDO, M. C.; ROSA, Y. B. C. J.; ROSA-JR, E. J.; SCALON, S. de P. Q.; TATARA, M. B. Produção de mudas de ipê-branco em diferentes substratos. **Cerne**, Lavras, v. 17, n. 1, p. 95-102, 2011.
- MARCON, T. R.; TEMPONI, L. G.; GRIS, D.; FORTES, A. M. T. Guia ilustrado de Leguminosae Juss. arbóreas do corredor de biodiversidade Santa Maria – PR. **Biota Neotropica**, São Paulo, v. 13, n. 3, p. 1-24, 2013.
- MEDEIROS, A. S.; SILVA, E. G.; LUISON, E. A.; ANDREANI-JR, R.; KOUZSNY-ANDREANI, D. I. Utilização de compostos orgânicos para uso como substratos na produção de mudas de alface. **Revista Agrarian**, Dourados, v. 3, n. 10, p. 261-266, 2010.
- MENDONÇA, V.; MEDEIROS, L. F.; TOSTA, M. S.; MEDEIROS, P. V. Q.; OLIVEIRA, L. A. A. Sources alternative of organic matters for mix of substrates for the production of yellow-passion seedlings. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 22, n. 2, p. 61-67, 2009.
- MINAMI, K.; SALVADOR, E. D. **Substrato para mudas**. Piracicaba: USP/ESALQ, 2010. 209 p.

MIRANDA, J. F.; BATISTA, I. M. P.; TUCCI, C. A. F.; ALMEIDA, N. O.; GUIMARÃES, M. A. Substrato para produção de mudas de macacaúba (*Platymiscium ulei* Harms) no município de Autazes, AM. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 555 - 562, 2013.

MONTEIRO, G. C.; CARON, B. O.; BASSO, C. J.; ELOY, E. ELLI, E. F. Avaliação de substratos alternativos para produção de mudas de alface. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 8, n. 14, p. 140-148, 2012.

MORANDINI, M. N.; GIAMMINOLA, E. M.; VIANA, M. L.. Tolerancia a la desecación de semillas de *Prosopis ferox* y *Pterogyne nitens* Tul (Leguminosae). **Revista Biología Tropical**, Costa Rica, v. 61, n. 1, p. 335-342, 2013.

MORIM, M.P. **Parapiptadenia** in Flora do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em:<<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB31381>>. Acesso em: 20 jan. 2017

NASCIMENTO, C. D. V.; COSTA, M. C. G.; GARCIA, K. G. V. SILVA, C. P.; CUNHA, C. S. M. Acúmulo de nitrogênio e micronutrientes em leguminosas submetidas à adubação com resíduo orgânico. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 10, n. 18, p. 109-118, 2014.

NUNES, M. U. C. **Circular técnica**: compostagem de resíduos para produção de adubo orgânico na pequena propriedade. 1. ed. Aracaju: Embrapa, 2009. 7 p.

OLINTO, F. A.; ANDRADE, F. D.; SOUSA-JÚNIOR, J. R.; SILVA, S. S.; SILVA, G. D.. Compostagem de resíduos sólidos. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 7, n. 5, p. 40-44, 2012.

OLIVEIRA, E. S.; BIAZOTO, C. D S. Avaliação dos impactos ambientais causados pelos aviários no município de Assis Chateaubriand, no oeste do estado do Paraná, Brasil. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Mossoró, v. 8, n. 2, p. 24-30, 2013.

OLIVEIRA, L. S. B.; ANDRADE, L. A.; ALVES, A. S.; GONÇALVES, G. S. Substrato e volume de recipiente na produção de mudas de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.). **Nativa**, Sinop - MT, v. 2, n. 2, p. 103-107, 2014.

OLIVEIRA, A. B.; GOMES-FILHO, E.; ENÉAS-FILHO, J. O problema da salinidade na agricultura e as adaptações das plantas ao estresse salino. **Enciclopédia biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 6, n. 11, p. 1-16. 2010.

OLIVEIRA-JÚNIOR, P. R.; MARMONTEL, C. V. F; MELO, A. G. C. Desenvolvimento inicial de quatro espécies florestais nativas em diferentes recipientes. **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, SP, v.20, n.1, p.76-84, 2012.

PAIVA, E. P.; MAIA, S. S. S.; CUNHA, C. S. M.; COELHO, M. F. B.; SILVA, F. N. Composição do substrato para o desenvolvimento de mudas de manjerição (*Ocimum basilicum* L.). **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 24, n. 4, p. 62-67, 2011.

PEDROSA, T. D.; FARIAS, C. A. S.; PEREIRA, R. A.; FARIAS, E, T, R. Monitoramento dos parâmetros físico-químicos na compostagem de resíduos agroindustriais. **Nativa**, Sinop - MT, v. 1, n. 1, p. 44-48, 2013.

PEREIRA, D. C.; GRUTZMACHER, P.; BERNARDII, F. H.; MALLMANN, L. S.; COSTA, L. A. M.; COSTA, M. S. S. M. Produção de mudas de almeirão e cultivo no campo, em sistema agroecológico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 16, n. 10, p. 1100-1106, 2012.

PEREIRA, V. J.; SANTANA, D. G. Coefficient of variation of normal seedlings obtained from the validation of methods for the seed germination testing of 20 species belonging to the family Leguminosae. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 35, n. 2, p. 161-170, 2013.

PEREIRA NETO, J. T. **Manual de compostagem**: processo de baixo custo. 1. ed. Viçosa: Editora UFV, 2011, 81 p.

PINTO, A. V. F.; ALMEIDA, C. C. S; BARRETO, T. N. A.; SILVA, W. B.; PIMENTEL, D. J. O. Efeitos de substratos e recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook.F. Ex S.Moore. **Revista Biociências**, Taubaté, v. 22, n. 1, p. 100-109, 2016.

QUIQUI, E. M. D.; ORO, T. H.; HORA, R. C.; ORO, P.; POSSENTI, J. C. Uso de composto de lodo de esgoto na produção de mudas de *Peltophorum dubium*. **Cultivando o Saber**, Cascavel - PR, v. 5, n. 3, p. 40-46, 2012.

RAJ, D.; ANTIL, R. S. Evaluation of maturity and stability parameters of composts prepared from agro-industrial wastes. **Bioresource Technology**, New York, v. 102, n. 3, p. 2868–2873, 2011.

REBOUÇAS, M. A.; FAÇANHA, J. G. V.; FERREIRA, L. G. R.; PRISCO, J. T. Crescimento e conteúdo de N, P, K e Na em três cultivares de algodão sob condições de estresse salino. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v.1, n.1, p.79-85, 1989.

RIBEIRO, V. M. **Estresse oxidativo em sementes de pepino (*Cucumis sativus* L.) submetidas a extratos de leucena (*Leucaena leucocephala* (Lam.) R. de Wit.)**. 2015. 86 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel, 2015.

RIBEIRO, R. C.; MATIAS, J. R.; PELACANI, C. R.; DANTAS, B. F. Activity of antioxidant enzymes and proline accumulation in *Erythrina velutina* Willd. seeds subjected to abiotic stresses during germination. **Journal of Seed Science**, Londrina, v. 36, n. 2, p. 231-239, 2014.

ROCHA, J. H. T.; BACKES, C.; DIOGO, F. A.; PASCOTTO, C. B.; BORELLI, K. Composto de lodo de esgoto como substrato para mudas de eucalipto. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 33, n. 73, p. 27-36, 2013.

RONDON-NETO, R. M.; RAMOS, C. B. Avaliação das características físicas de substratos formulados com resíduos orgânicos para a produção de mudas florestais em tubetes. **Pesquisa Aplicada e Agrotecnologia**, Lavras, v. 3, n. 2, p. 177-122, 2010.

ROSSI, V. S.; COSTA, M. F. Mecanismo antioxidante em plantas. AMOSTRA ACADÊMICA, UNIMEP, 10: Qualificação e Expansão da Educação Superior no Contexto do Plano Nacional de Educação, 2012, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba, UNIMEP, 2012.

SALAMONI, A. T.; CANTARELLI, E. B.; MÜLLER, G.; WEILER, E. Germinação e desenvolvimento inicial de *Cedrela fissilis* Vell. em diferentes substratos. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v. 8, n. 15, p. 978-985, 2012.

SALISBURY, F. B.; ROSS, C., W. **Fisiologia das plantas**. 4. ed. São Paulo: Cengage Learning, 2012, 774 p.

SANTOS, J. Z. L.; RESENDE, Á. V.; NETO, A. E. F.; CORTE, E. F. Crescimento, acúmulo de fósforo e frações fosfatadas em mudas de sete espécies arbóreas nativas. **Revista Árvore**, Viçosa - MG, v. 32, n. 5, p. 799-807, 2008.

SCALON, S. P. Q.; JEROMINE, T. S. Substratos e níveis de água no potencial germinativo de sementes de uvaia. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 49-58, 2013.

SHARMA, P.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S.; PESSARAKLI, M. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, New York, v. 2012, p. 1-26, 2012.

SCHUMACHER, M. V.; CECONI, D. E.; SANTANA, C. A. Influência de diferentes doses de fósforo no crescimento de mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Bentham) Brenan). **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 28, n. 1, p. 149-155, 2004.

SILVEIRA, J. A. G.; SILVA, S. L. F.; SILVA, E. N.; VIÉGAS, R. A. Mecanismos biomoleculares envolvidos com a resistência ao estresse salino em plantas. *In*: GHEYI, H. R.; DIAS, N. S.; LACERDA, C. F. (Org.). **Manejo da salinidade na agricultura: estudos básicos e aplicados**. 1. ed. Fortaleza: INCTSal. 2010. p. 161-180.

SILVEIRA, H. R. O.; SOUZA, K. R. D.; ANDRADE, C. A.; SANTOS, M. O.; RODRIGUES-BRANDÃO, I.; SILVA, D. M.; ALVES, J. D. Sistema antioxidante de mudas de cafeeiro submetidas ao excesso de água. **Coffee Science**, Lavras, v. 10, n. 4, p. 437-444, 2015.

SIQUEIRA, J. O.; CURTI, N.; VALE, F. R.; FERREIRA, M. M.; MOREIRA, F. M. S. **Aspectos de solos, nutrição vegetal e microbiologia na implantação de matas ciliares**. Belo Horizonte: CEMIG, 1995. 28 p.

SNAK, C.; TEMPONI, L. G.; GARCIA, F. C. P. Leguminosae no Parque Ecológico Paulo Gorski, Cascavel, Paraná, Brasil. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 63, n. 4, p. 999-1017, 2012.

SOARES, L. C. S. R. **Destoxificação biológica do hidrolisado hemicelulósico de bagaço de cana-de-açúcar para utilização em processos fermentativos**. 2012. 112 f. Dissertação (Mestrado em Ciências – Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia Industrial) – Escola de Engenharia de Lorena, Universidade de São Paulo, Lorena, 2012.

SOUZA, M. D.; LIGO, M. A. V.; SKORUPA, L. A.; PIRES, A. M. M.; FILIZOLA, H. F. **Atributos físicos e químicos de área degradada tratada com lodo de esgoto**. Jaguariúna – São Paulo: Embrapa Meio Ambiente, 2011, 6 p. (Circular Técnica, 21).

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 918 p.

ULIANA, M. B.; FEY, R.; MALAVASI, M. M.; MALAVASI, U. C. Produção de mudas de *Anadenanthera macrocarpa* em função de substratos alternativos e da frequência de fertirrigação. **Floresta**, Curitiba, v. 44, n. 2, p. 303 - 312. 2014.

UNIÃO BRASILEIRA DA AVICULTURA - UBA – **Relatório 2009/2010**. Disponível em: <www.uba.org.br> Acesso em: 23 set. 2014.

WATTHIER, M. **Substratos orgânicos: caracterização, produção de mudas e desenvolvimento a campo de alface e beterraba e influência na atividade enzimática**. 2014. 125 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre - RS, 2014.

WITCHER, A. L.; BLYTHE, E. K.; FAIN, G. B.; CURRY, K. J.; POUNDERS, C. T. Factors Affecting early seedling development in whole pine tree substrates. **Southern Nursery Association Research Conference**. Acworth, v. 57, n. 1, p. 314-319, 2012.

YOU, J.; CHAN, Z. ROS regulation during abiotic stress responses in crop plants. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 6, p. 1-15, 2015.

4 ARTIGOS

ARTIGO 1 INFLUÊNCIA DOS SUBSTRATOS ORGÂNICOS NA EMERGÊNCIA E NA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DE PLÂNTULAS DE ANGICO-VERMELHO (PARAPIPTADENIA RIGIDA (BENTH.) BRENNAN).

RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar a influência dos substratos orgânicos formulados a partir da compostagem com diferentes fontes de carbono sobre a emergência e a atividade antioxidante de plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brennan). Os substratos alternativos foram provenientes de compostos orgânicos produzidos pela compostagem de resíduos agroindustriais variando-se a principal fonte de carbono, a saber: resíduo de desfibrilação de algodão (SA); bagaço de cana moído (SB); capim napier triturado (SN); poda de árvore triturada (SP) e serragem (SS). O substrato comercial (SC) foi utilizado como controle. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado. Caracterizou-se os atributos físico-químicos dos substratos, a emergência e a atividade das enzimas antioxidantes (CAT, POD e SOD) das plântulas de angico-vermelho. Os substratos à base de resíduo da desfibrilação de algodão e capim-napier apresentaram baixa porcentagem de emergência das plântulas de angico-vermelho, além dos menores valores de comprimento de raiz e parte aérea, demonstrando que a atividade das enzimas de reparo não foi eficiente contra os danos oxidativos ocasionados por estes substratos. Já os substratos orgânicos à base de bagaço de cana, poda de árvores e serragem, apresentaram valores semelhantes estatisticamente ao substrato comercial, com as maiores porcentagens de emergência de plântulas, comprimento de raiz e parte aérea, sendo os mais indicados para a produção de mudas de angico-vermelho.

Palavras-chave: antioxidante, compostagem, resíduos agroindustriais.

1 INTRODUÇÃO

A *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan é uma espécie arbórea popularmente conhecida como angico-vermelho, angico-da-mata, gurucaia ou angico-cedro, possui regeneração natural rápida e é recomendada para reflorestamentos mistos de áreas degradadas (LORENZI, 1992).

O angico-vermelho pertence à família Fabaceae-Leguminosae (MORIM, 2017), a qual se destaca por sua representatividade em fragmentos do bioma Mata Atlântica (GRIS; TEMPONI; MARCON, 2012; SNAK; TEMPONI; GARCIA, 2012; MARCON et al., 2013), apresentando relevante importância ecológica, devido às associações com bactérias fixadoras de nitrogênio atmosférico (N₂) no solo, deixando-o disponível para ser utilizado por outros indivíduos vegetais na síntese de proteínas (LEWIS, 1987; SOUZA et al., 2011; SALISBURY; ROSS, 2012).

Diante de tamanha importância, a produção em viveiros de espécies nativas como o angico-vermelho, é de extrema importância para que mudas arbóreas estejam disponíveis para serem utilizadas em projetos de recuperação de áreas (LEWIS, 1987; OLIVEIRA-JÚNIOR; MARMONTEL; MELO, 2012; BALDIN et al., 2015).

Um substrato de boa qualidade é um dos fatores determinantes para o desenvolvimento das mudas em viveiros (KRATZ et al., 2013; MIRANDA et al., 2013), pois exerce influência direta sobre a emergência das plântulas (MENDONÇA et al., 2009; CALDEIRA et al., 2013), apresentando a função de sustentar e nutrir as plantas (AMERI et al., 2012; WITCHER et al., 2012; BLANK et al., 2014).

Vários estudos apontam uma forma sustentável de obtenção de substratos a partir da reutilização de resíduos orgânicos (FERREIRA; COSTA; PASIN, 2015), dentre eles, pode-se citar: o resíduo da desfibrilação de algodão (COSTA et al., 2005), bagaço de cana-de-açúcar (BERNARDI, 2011), resíduo da poda de árvores (BARATTA-JR; MAGALHÃES, 2010), restos de palha de gramíneas (LEAL et al., 2007) e serragem (COSTA et al., 2009; GONÇALVES et al., 2014).

Estes resíduos são transformados em compostos orgânicos para serem utilizados como substratos, por meio da decomposição e estabilização dos materiais pelo processo de compostagem, uma forma de agregar valor aos resíduos, barateando os gastos com substrato comercial (FERREIRA et al., 2013; PEDROSA et al., 2013) e minimizando os impactos ambientais, causados pelo descarte destes resíduos em local inadequado (MORANDINI; GIAMMINOLA; VIANA, 2013; KRATZ; WENDLING, 2016).

Qualquer desequilíbrio na constituição dos substratos pode levar as plantas a um estresse oxidativo (MINAMI; SALVADOR, 2010; SCALON; JEROMINE, 2013). Um dos fatores mais comuns é o excesso de íons minerais, que pode levar a planta a um estresse

salino, ocasionando dois efeitos: o efeito iônico devido ao excesso de íons tóxicos; o efeito osmótico, decorrente do déficit hídrico (OLIVEIRA et al., 2010; TAIZ; ZEIGER, 2013; CHAGAS et al., 2013).

Diante dessa situação, pode ocorrer no meio celular a acumulação excessiva de espécies reativas de oxigênio (EROs) (GILL; TUTEJA, 2010; SILVEIRA et al., 2010; CORSATO, 2014), resultando em danos severos nas estruturas das células vegetais (ALVES et al., 2002; SHARMA et al., 2012). Com o objetivo de evitar esses danos, existe no meio celular um sistema de proteção antioxidante para controlar o excesso dessas espécies e minimizar os seus efeitos deletérios no desenvolvimento das plantas (ROSSI; COSTA, 2012; CURVÊLO et al., 2013; YOU; CHAN, 2015).

De acordo com Barbosa et al (2014), o acúmulo de EROs no meio celular vegetal é seguido da ativação de sistemas de defesa antioxidantes, dentre eles a atividade das enzimas como a superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e a peroxidase (POD), as quais regulam e mantêm um nível basal de EROs para evitar danos oxidativos aparentes no crescimento e desenvolvimento dos vegetais.

Nesse contexto, o objetivo deste trabalho foi avaliar a influência dos substratos orgânicos formulados a partir da compostagem com diferentes fontes de carbono sobre a emergência e a atividade antioxidante de plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan).

2 MATERIAL E MÉTODOS

Os substratos orgânicos foram formulados a partir de compostos provenientes da compostagem de resíduos agroindustriais fornecidos pela Cooperativa Agrícola Consolata (COPACOL), de Cafelândia – PR. O processo de compostagem foi desenvolvido por Bernardi (2015), no Núcleo Experimental de Engenharia Agrícola (NEEA), da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), na BR 467, km 16, no município de Cascavel, nas coordenadas 24°48' latitude sul e 53°26' longitude oeste, com altitude de 760 metros.

O processo de compostagem foi realizado a partir da mistura de resíduos agroindustriais (resíduo de incubatório, lodo de flotor, carvão remanescente da caldeira, invólucro de embutidos e cama de matrizeiro) e dos resíduos lignocelulósicos como principal resíduo da desfibrilação de algodão (SA), bagaço de cana-de-açúcar moído (SB), capim-napier (*Pennisetum purpureum* Schum) triturado (SN), resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Os resíduos empregados na compostagem para a formulação dos diferentes substratos orgânicos estão especificados na Tabela 1.

Tabela 1 Quantidade de material utilizado em cada tratamento, em kg de matéria natural

Resíduos	AS (kg)	SP (kg)	SS (kg)	SB (kg)	SN (kg)
Resíduo da desfibração de algodão	140	0	0	0	0
Resíduo de poda de árvore	0	199	0	0	0
Serragem	0	0	202	0	0
Bagaço de cana	0	0	0	169	0
Capim-napier	0	0	0	0	384
Cama de matrizeiro	28	42	28	42	28
Invólucro embutidos	242	142	111	111	199
Resíduo de incubatório	16	49	66	66	33
Lodo flotador	22	33	88	91	22
Cinzas e carvão remanescente caldeira	50	50	50	50	50
Total	498	515	545	529	716
Total MS (kg)	278,6	223,5	243,3	324,6	251,7

Fonte: Adaptação de Bernardi (2015).

Nota: Substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibração de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

A composição dos substratos respeitou a relação C:N de 30:1, em função das diferentes fontes de resíduos, sendo que a composição de cada tratamento varia de acordo com os diferentes materiais ricos em carbono. Todos os substratos alternativos formulados foram comparados com o tratamento controle (SC), representado pelo substrato comercial (composição: turfa de esfagno, vermiculita expandida, calcário dolomítico, gesso agrícola, fertilizante NPK e micronutrientes).

O tempo de compostagem, o tempo maturação dos compostos e a relação C/N estão representados na Tabela 2.

Tabela 2 Tempo de compostagem e tempo de maturação dos compostos orgânicos com diferentes fontes de carbono

Composto	Tempo de compostagem (dias)	Tempo de estocagem* (dias)
Resíduo de algodão	84	382
Bagaço de cana moído	91	375
Capim-napier triturado	91	375
Poda de árvore	91	375
Serragem	154	312

Nota: * Dias após a estabilização do processo de compostagem.

Fonte: Torres (2016).

A caracterização física e química dos substratos foi determinada no Laboratório de Análises de Resíduos Agroindustriais (LARA), as análises enzimáticas e a emergência de plântulas de angico-vermelho foram realizadas no Laboratório de Fisiologia Vegetal, do

Centro de Ciências Biológicas e da Saúde (CCBS), ambos situados na UNIOESTE, Cascavel-PR.

A capacidade de retenção de água (CRA) dos substratos foi calculada de acordo com a metodologia adaptada de Luchese, Favero e Lenzi (2002). A densidade global e a porosidade dos substratos foram calculadas de acordo com os métodos de Araújo (2010), como descrito na Tabela 3.

Tabela 3 Capacidade de retenção de água (CRA), porosidade e densidade global (DG) do substrato comercial e dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com diferentes fontes de carbono

Tratamentos	CRA	Porosidade	DG
SC	58	118	0,31
SA	62	110	0,41
SB	65	110	0,39
SN	82	114	0,40
SP	75	113	0,44
SS	65	120	0,35

Notas: Substrato comercial (SC); Substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

As características químicas dos substratos estão representadas na Tabela 4. O nitrogênio foi quantificado pela digestão sulfúrica e destilado em destilador de Kjeldahl, seguindo a metodologia de Malavolta (1989).

Para a quantificação dos teores de fósforo e potássio foi realizada a digestão nitroperclórica das amostras, de acordo com a metodologia descrita por Lana et al. (2010). O fósforo foi determinado em espectrofotômetro UV/VIS (725 nm) e o potássio por meio do fotômetro de chama.

A determinação do carbono orgânico total (C) foi realizada pelo método de incineração, de acordo com metodologia proposta por Cunha-Queda et al. (2003). A Condutividade Elétrica (CE) e o pH foram determinados seguindo a metodologia de Brasil (2007).

Tabela 4 Características químicas: nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), carbono (C), condutividade elétrica (CE) e pH dos substratos

Tratamentos	N (%)	P (g/kg)	K (g/kg)	C (%)	CE	pH
SC	0,47	238	629	21	0,8 ms/Cma25°C	5,00
SA	3,17	7.483	21.863	34	4,76 ms/Cma 25°C	7,41
SB	2,25	6.054	9.259	32	4,09 ms/Cma 25°C	6,99
SN	2,51	5.252	18.884	31	4,62 ms/Cma 25°C	7,92
SP	2,55	5.383	11.398	30	2,82 ms/Cma 25°C	7,73
SS	1,65	5.621	5.203	24	2,34 ms/Cma 25°C	7,32

Notas: Substrato comercial (SC); Substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal

fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

As sementes de *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan foram coletadas em novembro de 2014, numa área de reserva legal do município de Capanema - PR (-25.668184 Sul, -53.729575 Oeste) e passaram por uma pré-seleção, pela qual foram eliminadas as sementes deterioradas ou danificadas.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado (DIC), com seis tratamentos e quatro repetições, representadas por dois vasos de polipropileno, com dez sementes de *P. rigida* por vaso, totalizando 80 sementes por tratamento.

Os vasos com capacidade de 250 mL permaneceram armazenados em câmara de germinação do tipo B.O.D, com fotoperíodo de 12 horas e temperatura controlada de 25°C. A irrigação foi diária completando-se com água o peso da capacidade de retenção de água (CRA) do substrato (Tabela 3).

A avaliação da emergência das plântulas ocorreu diariamente, contando-se o número de plântulas emergidas, durante 14 dias. Em seguida, calcularam-se as seguintes medidas: porcentagem de emergência (%E) (BRASIL, 2009), índice de velocidade de emergência (IVE) (MAGUIRE, 1962), tempo médio de emergência (TME) (EDMOND; DRAPALLA, 1958), índice de sincronização de emergência (U) (LABOURIAU; AGUDO, 1987) e frequência relativa de emergência (SANTANA; RANAL, 2004).

Foi realizada a caracterização das proteínas solúveis totais das plântulas de angico-vermelho, segundo a metodologia proposta por Bradford (1976), para a análise da atividade específica das enzimas antioxidantes: superóxido dismutase (SOD) (BEAUCHAMP; FRIDOVICH, 1971), a peroxidase (POD) (TEISSEIRE; GUY, 2000) e a catalase (CAT) (AZEVEDO et al., 1998).

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade (Shapiro-Wilk) e homocedasticidade das variâncias (Bartlett) e análise de variância (ANOVA). As médias entre os tratamentos (SA a SS) foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância, e os tratamentos SA a SS foram comparados com o controle pelo teste Dunnett, a 5% significância. As análises estatísticas foram realizadas no programa estatístico R (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2016).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Todos os parâmetros foram considerados normais e homogêneos, de acordo com os testes de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade (Bartlett), aplicados a 5% de

significância. A análise de variância revelou efeito significativo dos substratos para todas as variáveis analisadas a 5% de significância.

Os parâmetros fisiológicos da emergência das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), apresentados na Figura 1, demonstram que o substrato comercial apresentou 87,5% de plântulas emergidas, no menor tempo médio (3,9) e com a maior velocidade média de emergência (4,75), resultando em uma sincronização de 0,86 em decorrência de um pico unimodal na frequência de emergência, no quarto dia de avaliação.

A porcentagem de emergência (%E) do controle não diferiu estatisticamente, pelo teste Dunnett a 5%, das plântulas dos substratos à base de serragem e bagaço de cana-de-açúcar, os quais apresentaram respectivamente 87 e 69% de plântulas emergidas, representando os maiores valores entre os substratos alternativos (Figura 1).

Stringheta et al. (2005) também observaram que, em plantas de *Tillandsia geminiflora*, os substratos com 100% de serragem e de serragem misturada com casca de arroz carbonizada (1:1) apresentaram respectivamente, 87,3 e 74,8% de sobrevivência das plantas, valor significativamente superior aos obtidos com os demais substratos testados. Diante desses resultados, é possível indicar a serragem como um material para ser utilizado na composição de substratos alternativos, por proporcionar resultados positivos no desenvolvimento de mudas de *T. geminiflora*, bem como de *P. rigida*, como observado no presente estudo.

O uso de composto de bagaço da cana-de-açúcar, misturado com cama de frango (2:1) para a composição de substrato também influenciou positivamente no desenvolvimento das mudas de espécies ornamentais, apresentando comportamento similar ao substrato comercial, de acordo com os resultados obtidos por Araújo (2010). Da mesma forma, Dutra et al. (2013) também indicam o uso do bagaço de cana na composição de substratos, a partir da mistura com o Bioplant® (1:3 e 1:1), obtendo as maiores taxas de crescimento de mudas de canafístula.

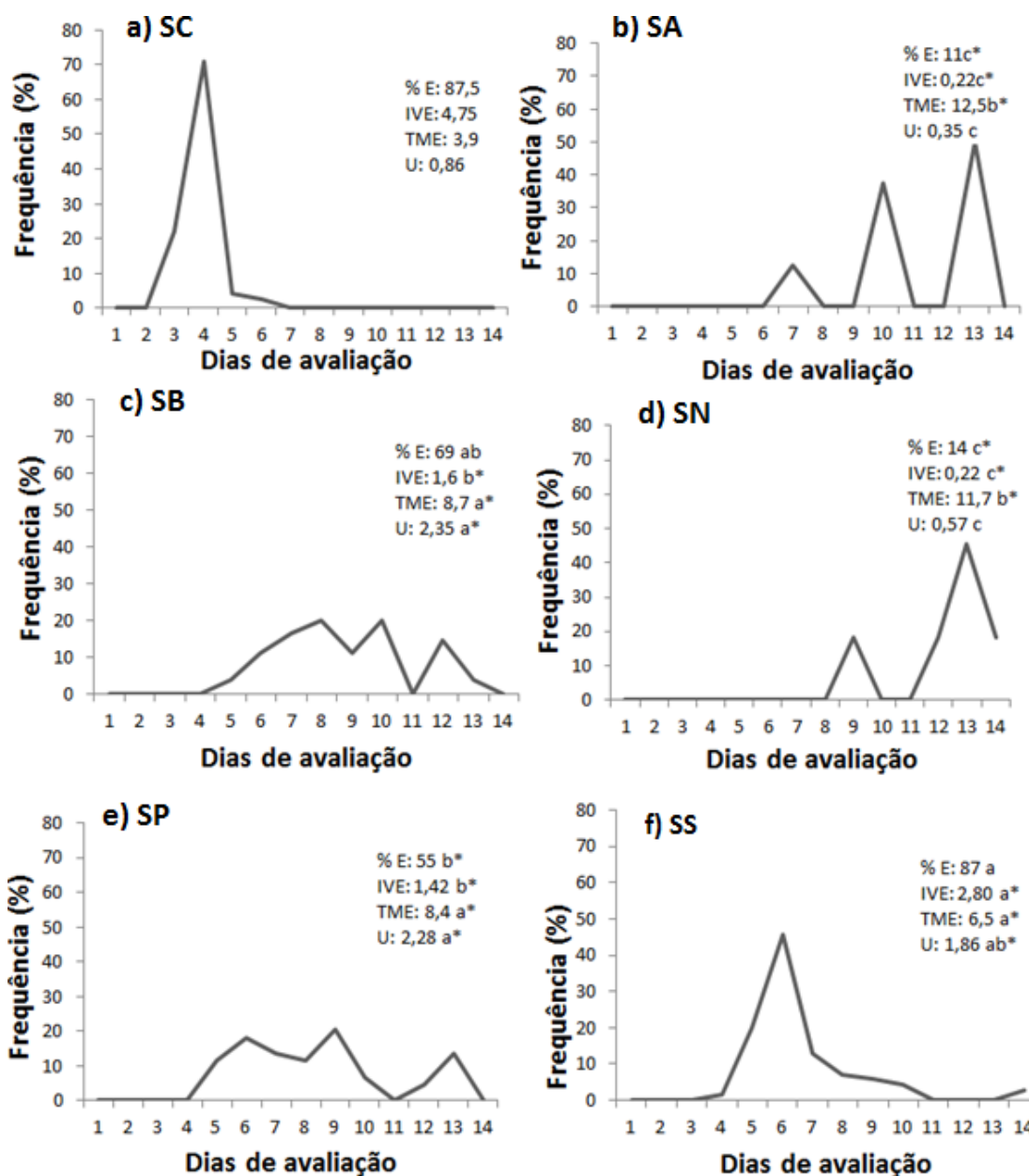


Figura 1 Frequência de emergência e dos dados de porcentagem de emergência (%E), índice de velocidade de emergência (IVE), tempo médio de emergência (TME) e sincronização da emergência (U) das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), submetidas a cada um dos substratos: a) substrato comercial Agrinobre® (SC); b) substrato orgânico com resíduo da desfibrilação de algodão (SA); c) substrato orgânico com bagaço de cana (SB); d) substrato orgânico com capim-napier (SN); e) substrato orgânico com poda de árvores (SP); f) substrato orgânico com serragem (SS).

Nota: * Médias diferem significativamente em relação ao tratamento controle SC, pelo teste de Dunnett a 5%.

Letras diferentes representam médias que diferem significativamente entre os tratamentos (SA a SS), pelo teste Tukey a 5%.

Esses resultados estão em consonância com os dados do presente estudo, no qual o substrato à base de bagaço de cana proporcionou uma porcentagem de emergência das plântulas de angico-vermelho que não diferiu estatisticamente do controle, mostrando-se economicamente viável, por minimizar o uso de substrato comercial.

Vários autores indicam a adição de resíduos de bagaço de cana-de-açúcar na formulação de substratos orgânicos com o objetivo de elevar a macroporosidade dos mesmos (GONÇALVES; POGGIANI, 1996; FERNANDES; CORÁ; BRAZ, 2006; CALDEIRA et al., 2008), pelo fato deste material ser leve e poroso (ARAÚJO, 2010), o que facilita a germinação das sementes e emergência das plântulas. Evento que pode ter ocorrido com as plântulas de angico-vermelho avaliadas no presente estudo, visto que o substrato à base de bagaço de cana-de-açúcar apresentou baixa densidade global (0,39), como se verifica na Tabela 3.

Os menores valores de emergência foram observados nos tratamentos à base de resíduo da desfibrilação de algodão e capim-napier (Figura 1), os quais não diferiram estatisticamente entre si, mas diferiram significativamente dos demais tratamentos, inclusive do controle (SC). Isso pode ser explicado, pois ambos os substratos apresentaram os maiores valores de condutividade elétrica com 4,76 e 4,62 ms/Cma 25°C, respectivamente, de acordo com a Tabela 4.

Segundo Allison et al. (1985), substratos com condutância elétrica maior que 4,00 ms/Cma 25°C são considerados salinos. Assim, o aumento na concentração de sais no substrato causa uma redução no potencial hídrico, resultando em menor capacidade de absorção de água pelas sementes, o que possui influência direta na capacidade germinativa da semente e, conseqüentemente, na emergência das plântulas (REBOUÇAS et al., 1989).

A salinidade é um dos maiores causadores de estresse abiótico, afetando diversos aspectos da fisiologia e bioquímica das plantas, reduzindo significativamente seus rendimentos. Sendo assim, altas concentrações exógenas de sal causam déficit hídrico e desequilíbrio iônico nas células, resultando em toxicidade e estresse osmótico (KHAN; PANDA, 2008).

Costa et al. (2007), ao trabalhar com sementes do bioindicador tomate, também observaram que o substrato à base de resíduos da desfibrilação de algodão apresentou resultados inferiores de emergência de plântulas de tomate, quando comparado ao substrato comercial (Hortimix®). Fato que também ocorreu nas plântulas de angico-vermelho desenvolvidas nos substratos à base de resíduo da desfibrilação de algodão (SA), o qual apresentou alta condutividade elétrica e concentração elevada de alguns componentes químicos, como N e K (Tabela 4), o que prejudicou a emergência das plântulas de angico-vermelho, levando a uma porcentagem de emergência quase oito vezes menor que o tratamento controle.

Com relação aos polígonos de frequência relativa de emergência, apresentados na Figura 1, é possível observar uma distribuição unimodal tanto para as plântulas do controle (SC) quanto do substrato à base de serragem (SS), no entanto para as plântulas do tratamento controle houve um deslocamento dos polígonos para a esquerda, o que indica que a emergência ocorreu em um pico nos primeiros dias de avaliação (entre o segundo e

sétimo dia), já, para as plântulas do substrato à base de serragem o pico de emergência iniciou no terceiro dia e se estendeu até o décimo primeiro dia de avaliação.

Os demais tratamentos testados apresentaram maior heterogeneidade na emergência das plântulas de angico-vermelho e tendência para uma distribuição polimodal dos polígonos de frequência com deslocamento para a direita, indicando vários picos de emergência das plântulas ao longo do tempo de avaliação (14 dias) (Figura 1). Ou seja, as plântulas desses tratamentos demoraram mais para emergir, apresentando vários picos ao longo do tempo de avaliação, devido às características físicas e químicas dos diferentes substratos.

A assimetria da distribuição para a direita ou para a esquerda é devida à heterogeneidade no tempo de emergência das sementes. Por exemplo, em outras espécies da família Fabaceae foram relatados desvios de tempo de germinação para a esquerda em sementes de leucena (*Leucaena leucocephala*) (CAVALCANTE; PEREZ, 1995) e para a direita em olho-de-dragão (*Adenantha pavonina*) (FANTI; PEREZ, 1999) e *Mimosa caesalpiniaefolia* (ALVES et al., 2002). Isso demonstra que a assimetria da distribuição frequência relativa de emergência depende tanto do substrato empregado como da espécie em questão.

Ao avaliar os dados de sincronização de emergência (U) das plântulas de angico-vermelho (Figura 1), é possível perceber que os menores valores foram encontrados nos substratos à base de resíduo da desfibrilação de algodão (0,35) e de capim-napier (0,57), os quais não diferiram, estatisticamente, entre si, nem do tratamento controle (0,86), de acordo com teste de Dunnett a 5%, porém, apresentaram diferença significativa dos demais tratamentos analisados. Estes dados são reflexo da baixa porcentagem de emergência nesses substratos que só iniciou no sétimo dia.

Os maiores valores de sincronização de emergência foram observados nas plântulas dos substratos à base de bagaço de cana (SB) e poda de árvores (SP), com 2,35 e 2,28, os quais não diferiram estatisticamente do substrato à base de serragem (1,86), mas apresentaram diferença significativa com os demais tratamentos inclusive a testemunha. Isso significa que esses substratos proporcionaram uma menor sincronia da emergência das plântulas de angico-vermelho, decorrentes da emergência mais espaçada no tempo.

Os resultados de sincronização podem estar intimamente associados às características físicas (Tabela 3) e químicas dos substratos, uma vez que o substrato influencia diretamente na germinação das sementes e emergência das plântulas.

O índice de velocidade de emergência (IVE) é o número de plântulas emergidas por unidade de tempo, sendo que, quanto maior o valor de IVE maior será a velocidade de emergência (FERREIRA; BORGHETTI, 2004) e mais rápido as plântulas irão emergir.

Ao comparar os substratos à base de diferentes fontes de carbono, verificamos observamos que o maior IVE (Figura 1) foi obtido nas plântulas de angico-vermelho do

substrato à base de serragem, o qual diferiu estatisticamente dos demais substratos orgânicos e do controle. Já o menor IVE foi avaliado nas plântulas dos tratamentos à base de resíduo de desfibrilação de algodão (SA) e capim-napier (SN).

Resultados semelhantes foram encontrados por Andrade et al. (2013), em que o IVE das sementes de aroeira apresentou os melhores resultados no tratamento com bagaço de cana associado a esterco e cinzas, sugerindo que o substrato à base de bagaço de cana favorece a emergência de plântulas, possivelmente, por ser leve e apresentar menor impedimento físico à emergência (ANDRADE et al., 2013).

As plântulas dos tratamentos com bagaço de cana (SB), poda de árvores (SP) e serragem (SS) apresentaram os menores valores de TME, diferindo estatisticamente do controle (SC) e dos tratamentos com resíduo de algodão (SA) e capim-napier (SN).

Para as variáveis IVE e TME, todos os substratos orgânicos diferiram estatisticamente do controle, pelo teste Dunnett a 5%, demonstrando menores valores de IVE e maiores valores de TME.

Segundo Chagas et al. (2013), as espécies vegetais apresentam variedades das exigências nutricionais quanto ao substrato utilizado, bem como respondem de maneira distinta em substratos com diferentes proporções de resíduo de algodão, porquanto, de acordo com Caldeira et al. (2007), a aroeira (*Schinus terebinthifolius*) apresenta o melhor desenvolvimento em substratos com 50% de resíduo da desfibrilação de algodão e palmeira real (*Archontophoenix alexandrae*) e apresenta o melhor desenvolvimento dos parâmetros morfológicos em substrato com 75% de resíduo da desfibrilação de algodão, misturados com materiais como casca de arroz e argila. No caso do presente estudo, o substrato à base de resíduo algodão não apresentou resultados benéficos para o desenvolvimento das plântulas de angico-vermelho, de acordo com a proporção de resíduo da desfibrilação utilizado para a compostagem.

A espécie ingá (*Inga sessilis*), também da família Leguminosae, como o angico-vermelho, estudado no presente trabalho, e o ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa*) apresentaram melhor desenvolvimento em substrato composto com 1/4 de resíduo da desfibrilação de algodão, misturado com casca de arroz, argila e esterco bovino (1:1:1:1) (CALDEIRA et al., 2008).

Esses resultados concordam com os obtidos por Melo et al. (2014), na afirmação de que as propriedades físico-químicas dos substratos afetam o crescimento das plantas e podem variar em função de sua origem, método de produção e proporções dos seus componentes.

Os tratamentos representados pelos substratos orgânicos alternativos apresentaram diferença significativa em relação ao controle (com 5% de probabilidade), na atividade das enzimas antioxidantes (SOD, CAT e POD) das plântulas de angico-vermelho, mas não diferindo estatisticamente entre si, a 5% de probabilidade (Figura 2).

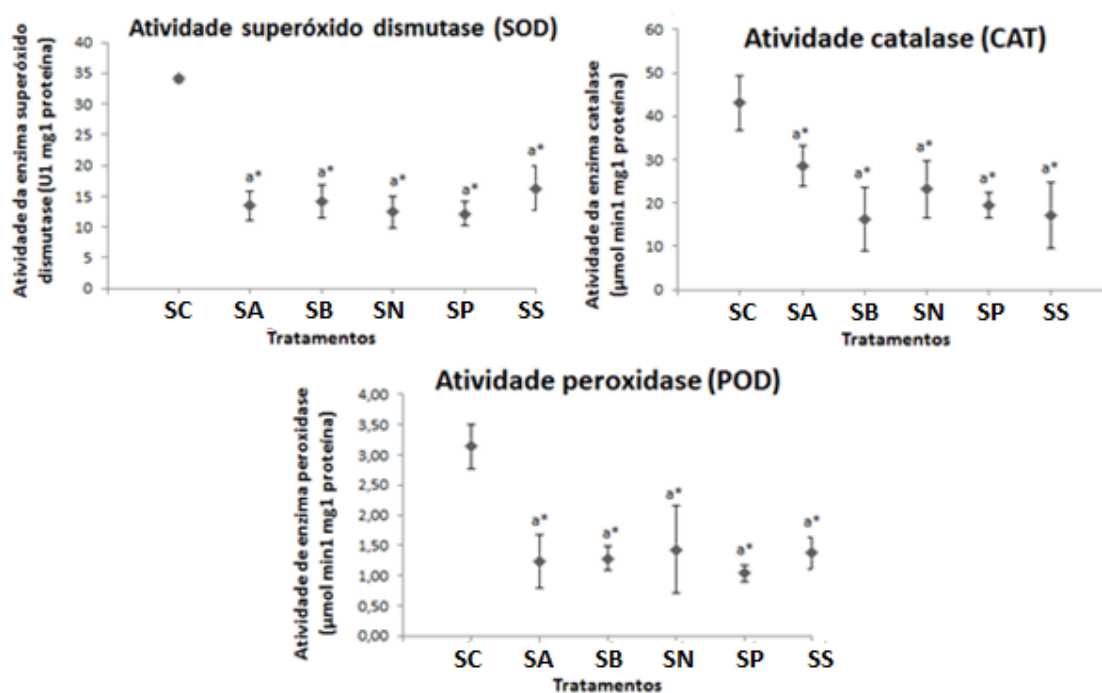


Figura 2 Gráfico do comportamento da enzima superóxido dismutase, catalase e peroxidase das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*) submetidas a cada um dos substratos: 1) substrato comercial (SC), substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de; 2) resíduo da desfibrilação de algodão (SA); 3) resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); 4) capim-napier triturado (SN); 5) resíduo de poda de árvore (SP); 6) serragem (SS).

Notas: * Médias diferem significativamente em relação ao tratamento controle SC pelo teste de Dunnett a 5%.

Letras diferentes, as médias diferem significativamente entre os tratamentos, pelo teste Tukey a 5%.

A enzima superóxido dismutase (SOD) é responsável pela dismutação do oxigênio singleto ($O_2^{\bullet-}$) para peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e oxigênio atmosférico (O_2), de fácil liberação, evitando que EROs se acumulem nas células e causem danos oxidativos (SILVEIRA et al., 2010). No presente estudo, a atividade da SOD apresentou um aumento significativo apenas para as plântulas do tratamento controle aos 14 dias após a emergência, com diferença estatística significativa das plântulas desenvolvidas nos demais tratamentos com substrato orgânico, pelo teste Dunnett, a 5% de significância. A atividade de SOD não apresentou diferença significativa entre os tratamentos com substratos orgânicos, de acordo com o teste Tukey, a 5% de significância.

Segundo Sunaina e Singh (2014), em condições de estresse, as plantas desviam a energia do próprio crescimento para a linha de defesa antioxidante, resultando em um desenvolvimento limitado, o que pode ter ocorrido nas plântulas de angico-vermelho dos substratos com resíduo de algodão e capim-napier.

As enzimas catalases (CAT) e as peroxidases (POD) são responsáveis por catalisar a redução do H_2O_2 liberado pela SOD, em H_2O e O_2 (MOLLER, 2001), protegendo a célula

dos danos oxidativos oriundos da acumulação excessiva do H_2O_2 (ASADA, 1992; ARORA; SAIRAM; SRIVASTAVA, 2002; SILVEIRA et al., 2010).

A atividade da enzima POD comportou-se de maneira semelhante às demais enzimas, pois não apresentou aumento significativo nas plântulas de angico-vermelho emergidas, nos diferentes substratos orgânicos testados, de maneira que todos os tratamentos apresentaram diferença estatística significativa em relação ao controle.

Segundo Kim e Kwak (2010) e Barbosa et al. (2014), a atividade da POD além de estar associada como marcador bioquímico do estresse, também pode estar envolvida na diferenciação celular de processos como o crescimento e a multiplicação das plantas.

Isso acontece, principalmente por meio dos ciclos catalíticos, peroxidativos e hidroxílicos (PASSARDI et al., 2005), processos que são controlados pela atividade antagonista das enzimas peroxidases associada ao afrouxamento e enrijecimento da parede celular (FRANCOZ et al., 2015).

Dessa forma, as peroxidases podem regular o crescimento das plantas de diferentes maneiras, como: controlar o alongamento celular por sua atividade de auxina oxidase (COSIO et al., 2009); construir uma parede rígida na presença de H_2O_2 e também afrouxar a parede celular, regulando a concentração local de H_2O_2 ou gerando espécies radicais de oxigênio (EROs), como o radical hidroxilo (OH), que quebra ligações covalentes em polímeros na parede celular (SCHOPFER, 2001; PASSARDI; PENEL; DUNAND, 2004; PASSARDI et al., 2005).

Diante dessa gama de funções, é possível afirmar que, no caso do presente estudo, o aumento da atividade da enzima POD nas plântulas do tratamento controle, as quais tiveram o maior crescimento (Figura 2), pode estar relacionado ao crescimento das plântulas de angico-vermelho.

Resultados semelhantes foram encontrados com a espécie *A. thaliana*, em que foi observado que o alongamento celular, durante a curvatura da raiz, é regulado por uma variação na concentração de H_2O_2 (JOO; BAE; LEE, 2001).

Esses resultados são corroborados pelo presente estudo, em que a atividade da enzima peroxidase foi maior nas plântulas do substrato comercial, atingindo os maiores comprimentos de parte aérea. Visto que, a localização de H_2O_2 na parede celular tem sido correlacionada com lignificação e alongamento durante o crescimento (CORDOBA-PEDREGOSA et al., 2003).

Dunand et al. (2003), também, estudaram o nível de peroxidase no desenvolvimento de abobrinha e observaram que a enzima se acumulou fortemente na zona de alongamento do hipocótilo.

4 CONCLUSÕES

Considerando os resultados alcançados neste estudo, pode concluir que:

- os substratos orgânicos possuem influência tanto na emergência quanto na atividade antioxidante das plântulas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan), devido às suas propriedades físicas e químicas.

- os substratos à base de bagaço de cana e serragem são os mais indicados como alternativos ao substrato comercial na produção de mudas de angico-vermelho, pois resultam em desenvolvimento adequado das plântulas, durante o período de emergência, sem causar qualquer estresse oxidativo aparente.

REFERÊNCIAS

ALLISON, R. R.; DOUGHERTY, W. G.; PARKS, T. D.; WILLIS, L.; JOHNSTON, R. E.; KELLY, M.; ARMSTRONG, F. B. Biochemical analysis of the capsid protein gene and capsid protein of tobacco etch virus: N-terminal amino acids are located on the virion's surface. **Virology**, v.147, p. 309-316, 1985.

ALVES, E. U.; PAULA, R. C.; OLIVEIRA, A. P.; BRUNO, R. L. A.; DINIZ, A. A. Germinação de sementes de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. em diferentes substratos e temperaturas. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.24, n.1, p.169-178, 2002.

AMERI, A.; TEHRANIFAR, A.; DAVARYNEJAD, G. H.; SHOOR, M. The effects of substrate and cultivar in quality of strawberry. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 6, n. 17, p.181-188, 2012.

ANDRADE, A. P.; BRITO, C. C.; SILVA-JÚNIOR, J.; COCOZZA, F. D. M.; SILVA, M. A. V. Estabelecimento inicial de plântulas de *Myracrodruon urundeuva* Allemão em diferentes substratos. **Revista Árvore**, Viçosa, v.37, n.4, p.737-745, 2013.

AQUINO, A. M.; ASSIS, R. L.; TEIXEIRA, T. G., PRATI, L.; SILVA, S. C., LEAL, M. A. Uso do resíduo da fiação de resíduo da desfibrilação de algodão como substrato para a produção de mudas e reprodução das minhocas. **Cadernos de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 9, n. 4, p. 1-11, 2014.

ARAÚJO, D. B. **Produção de mudas de espécies ornamentais em substratos à base de resíduos agroindustriais e agropecuários**. 2010, 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará – UFC, 2010.

ARORA, A.; SAIRAM, R. K.; SRIVASTAVA, G. C. Oxidative stress and antioxidative system in plants. **Current Science**, Bangalore, v.82, p.1227-1238. 2002.

ASADA, K. Ascorbate peroxidase – hydrogen peroxide-scavenging enzyme in plants. **Physiologia Plantarum**, v.85, p.235-241. 1992

AZEVEDO, R. A.; ALAS, R. M.; SMITH, R. J.; LEA, P. J. Response of antioxidant enzymes to transfer from elevated carbon dioxide to air and ozone fumigation, in the leaves and roots of wild-type and a catalase-deficient mutant of barley. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 104, n. 2, p. 280-292, 1998.

BALDIN, T.; CONTE, B.; DENARDI, L.; MORAES, R.; SALDANHA, C. W. Crescimento de mudas de angico-vermelho em diferentes volumes de substratos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 35, n. 82, p. 129-133, 2015.

BARATTA-JR, A. P.; MAGALHÃES, L. M. S. Aproveitamento de resíduos de poda de árvore da cidade do Rio de Janeiro para compostagem. **Revista de Ciências Agro-ambientais**, Alta Floresta, v. 8, n. 1, p.113-125, 2010.

BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARAI, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 3, p. 453-460, 2014.

BEAUCHAMP, C.; FRIDOVICH, I. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. **Analytical Biochemistry**, v. 44, n. 1, p. 276–287, 1971.

BERNARDI, F. H. **Compostagem de resíduos agroindustriais**: incubatório. 2011. 78 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel - PR, 2011.

BERNARDI, F. H. **Materiais lignocelulósicos na compostagem de resíduos da agroindústria do frango de corte**. 2015. 60 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro de Ciências Exatas e Tecnológicas, Cascavel, 2015.

BLANK, A. F.; ARRIGONI-BLANK, M. F.; CARVALHO-FILHO, J. L. S.; SANTOS-NETO, A. L.; AMANCIO-LIMA, V. F. Produção de mudas de manjeriço com diferentes tipos de substratos e recipientes. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2014.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. **Anal. Biochem**, v. 72, p. 248-254. 1976.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. Secretaria de Defesa Agropecuária. Instrução Normativa nº 17, de 21 de maio de 2007. Aprova métodos oficiais para análise de substratos e condicionadores de solos. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, Seção 1, p. 8, 24 maio 2007.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento– MAPA. **Regras para Análise de Sementes**. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399 p.

CALDEIRA, M. V. W.; BLUMB, H.; BALBINOTC, R.; LOMBARDID, K. C. Uso do resíduo de resíduo da desfibrilação de algodão no substrato para produção de mudas florestais. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, Curitiba, v. 6, n. 2, p. 191-202, 2008.

CALDEIRA, M. V. W.; DELARMEILINA, W. M.; FARIA RONIE, J. C. T. F; JUVANHOL, S. Substratos alternativos na produção de mudas de *Chamaecrista desvauxii*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 31-39, 2013.

CALDEIRA, M. V. W.; MARCOLIN, M.; MORAES, E.; SCHAADT, S. S. Influência do resíduo da indústria do resíduo da desfibrilação de algodão na formulação de substrato para produção de *Schinus terebinthifolius* Raddi, *Archontophoenix alexandrae* Wendl. et Drude e

- Archontophoenix cunninghamiana* Wendl. et Drude. **Ambiência**, Guarapuava, v. 3, n. 3, p. 312-323, 2007.
- CAVALCANTE, A. M. B.; PEREZ, S. C. J. G. A. Efeitos da temperatura sobre a germinação de sementes de *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v.17, n.1, p.1-8, 1995.
- CHAGAS, E. A.; RIBEIRO, M. I. G.; SOUZA, O. M.; SANTOS, V. A.; LOZANO, R. M. B.; BACELAR-LIMA, C. G. Alternatives substrates for production of seedlings camu-camu. **Revista de Ciências Agrárias**, Pernambuco, v. 56, n. supl., p. 1-7, 2013.
- COSIO, C.; VUILLEMIN, L.; MEYER, M.; KEVERS, C.; PENEL, C.; DUNAND, C. An anionic class III peroxidase from zucchini may regulate hypocotyl elongation through its auxin oxidase activity. **Planta**, n. 229, p.823–836, 2009.
- CORDOBA-PEDREGOSA, M.; CORDOBA, F.; VILLALBA, J. M.; GONZALEZ-REYES, J. A. Zonal changes in ascorbate and hydrogen peroxide contents, peroxidase, and ascorbate-related enzyme activities in onion roots. **Plant. Physiol.**, v. 131, n. 2, p.697–706, 2003.
- CORSATO, J. M. **Maturação e aquisição de tolerância á dessecação de sementes de *Annona emarginata* (Schtdl) h. Rainer**. 2014. 185 f. Tese (Doutorado em Botânica) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), São Paulo, 2014.
- COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; DECARLI, L. D.; PELÁ, A.; SILVA, C. J; MATTER, U.; OLIBONE, D. Compostagem de resíduos sólidos de frigorífico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, n. 1, p. 100–107, 2009.
- COSTA, M. S. S. M; COSTA, L. A. M.; SESTAK, M.; OLIBONE, D.; SESTAK, D.; KAUFMANN, A. V.; ROTTA, S.R. Compostagem de resíduos da indústria de desfibrilação de resíduo da desfibrilação de algodão. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v. 25, n. 2, p. 540-548, 2005.
- COSTA, C. A.; RAMOS, S. J.; SAMPAIO, R. A.; GUILHERME, D. O.; FERNANDES, L. A. Fibra de coco e resíduo de resíduo da desfibrilação de algodão para substrato de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 387-391. 2007.
- CURVÊLO, C. R. S.; RODRIGUES, F. Á.; PEREIRA, L. F.; SILVA, L. C.; DAMATTA, F. M.; BERGER, P. G. Trocas gasosas e estresse oxidativo em plantas de algodoeiro supridas com silício e infectadas por *Ramularia areola*. **Bragantia**, Campinas, v. 72, n. .4, p. 346-359, 2013.
- DUNAND, C.; MEYER, C. R.; EVECOEUR, M.; PENEL, C. Expression of a peroxidase gene in zucchini in relation with hypocotyl growth. **Plant Physiol Biochem** v.41, p.805–811, 2003.
- DUTRA, T. R.; MASSAD, M. D.; SARMENTO, M. F. Q.; OLIVEIRA, J. C. Substratos alternativos e métodos de quebra de dormência para produção de mudas de canafistula. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n. 1, p. 072-078, 2013.
- EDMOND, J. B.; DRAPALA, W. J. The effects of temperature, sand and soil, and acetone on germination of okra seed. **Proceedings of the American Society Horticultural Science**, Alexandria, n. 71, p. 428-434, 1958.
- FANTI, S. C.; PEREZ, S. C. J. G. A. Influência do substrato e do envelhecimento acelerado na germinação de olho-de-dragão (*Adenantha pavonina* L. - Fabaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 21, n. 2, p. 135-141, 1999.

- FERNANDES, C.; CORÁ, J. E.; BRAZ, L. T. Desempenho de substratos no cultivo do tomateiro do grupo cereja. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 24, p. 42-46, 2006.
- FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação**: do básico ao aplicado. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323 p.
- FERREIRA, I. C. P. V.; ARAUJO, A. V.; NASCIMENTO, A. L.; CAVALCANTI, T. F. M.; SANTOS, L. D. T. Cobertura morta e adubação orgânica na produção de alface e supressão de plantas daninhas. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n.4, p. 582-588, 2013.
- FERREIRA, M. C.; COSTA, S. M. L.; PASIN, L. A. A. Uso de resíduos da agroindústria de bananas na composição de substratos para produção de mudas de pau pereira. **Nativa**, Sinop - MT, v. 3, n. 2, p. 120-124, 2015.
- FRANCOZ, E.; RANOCHA, P.; NGUYEN-KIM, H.; JAMET, E.; BURLAT, V.; DUNAND, C. Roles of cell wall peroxidases in plant development. **Phytochemistry**, v. 112, p. 15–21, 2015.
- GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 909-930, 2010.
- GRIS, D.; TEMPONI, L. G.; MARCON, T. R. Native species indicated for degraded area recovery in western Paraná, Brazil. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 1, p.113-125, 2012.
- GONÇALVES, M. S.; FACCHI, D. P.; BRANDÃO, M. I.; BAUER, M.; PARIS-JUNIOR, O. Produção de mudas de alface e couve utilizando composto proveniente de resíduos agroindustriais. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 9, n. 1, p. 216-224, 2014.
- GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. Substrato para a produção de mudas florestais. CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, 1996, Águas de Lindóia - SP. **Anais...** Águas de Lindóia - SP: USP ESALQ, 1996. 1 CD ROM.
- JOO, J. H.; BAE, Y. S.; LEE, J. S. Role of auxin-induced reactive oxygen species in root gravitropism. **Plant Physiol**, v. 126, p.1055–1060, 2001.
- KHAN, M. H.; PANDA, S. K. Alterations in root lipid peroxidation and antioxidative responses in two rice cultivars under NaCl-salinity stress. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 30, n. 1, p. 81-89, 2008.
- KRATZ, D.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; SOUZA, P. V. D. de. Substratos renováveis na produção de mudas de *Eucalyptus benthamii*. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 607-621, 2013.
- KRATZ, D.; WENDLING, I. Crescimento de mudas de *Eucalyptus camaldulensis* em substratos à base de casca de arroz carbonizada. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 63, n.3, p. 348-354, 2016.
- KIM, Y. H.; KWAK, S. S. The role of antioxidant enzymes during leaf development. In: GUPTA, S.D. **Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants**. Enfield: Science Publishers, 2010. p.129-150.
- LABOURIAU, L. G.; AGUDO, M. On the physiology of seed germination in *Sativa hispania* L. I Temperature Effects. **Anais da Academia Brasileira de Ciência**. n. 59, p.37-56. 1987.

- LANA, M. C.; FEY, R.; FRANCOLOSO, J. F.; RICHART, A.; FONTANIVA, S. **Análise química de solo e tecido vegetal**: práticas de laboratório. Cascavel: Edunioeste, 2010. 130 p.
- LEAL, M. A. A.; GUERRA, J. G. M.; PEIXOTO, R. T. G.; ALMEIDA, D. L. Utilização de compostos orgânicos como substratos na produção de mudas de hortaliças. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 392-395, 2007.
- LEWIS, G. P. **Legumes of Bahia**. Whitstable: The Royal Botanic Garden, 1987. 369 p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. v. 1. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1992. 368 p.
- LUCHESE, E. B.; FAVERO, L. O. B.; LENZI, E. **Fundamentos da química do solo**. 2. ed. Rio de Janeiro: Freitas Bastos. 2002. 182 p.
- MAGUIRE, J. D. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedlings emergence and vigor. **Crop Science**, v. 2, n. 1, p. 176-177, 1962.
- MALAVOLTA, E. **ABC da adubação**. 5 ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1989. 292 p.
- MARCON, T. R.; TEMPONI, L. G.; GRIS, D.; FORTES, A. M. T. Guia ilustrado de Leguminosae Juss. arbóreas do corredor de biodiversidade Santa Maria – PR. **Biota Neotropica**, São Paulo, v. 13, n. 3, p. 1-24, 2013.
- MELO, L. A.; PEREIRA, G. A.; MOREIRA, E. J. C.; DAVIDE, A. C.; SILVA, E. V.; TEIXEIRA, L. A. F. Crescimento de mudas de *Eucalyptus grandis* e *Eremanthus erythropappus* sob diferentes formulações de substrato. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v. 21, p.234-242, 2014.
- MENDONÇA, V.; MEDEIROS, L. F.; TOSTA, M. S. MEDEIROS, P. V. Q. OLIVEIRA, L. A. A. Sources alternative of organic matters for mix of substrates for the production of yellow-passion seedlings. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 22, n. 2, p. 61-67, 2009.
- MINAMI, K.; SALVADOR, E. D. **Substrato para mudas**. Piracicaba: USP/ESALQ, 2010. 209 p.
- MIRANDA, J. F.; BATISTA, I. M. P.; TUCCI, C. A. F.; ALMEIDA, N. O.; GUIMARÃES, M. A. Substrato para produção de mudas de macacaúba (*Platymiscium ulei* Harms) no município de Autazes, AM. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 555 - 562, 2013.
- MOLLER, I. M. Plant mitochondria and oxidative stress: electron transport, NADPH turnover, and metabolism of reactive oxygen species, **Annu. Rev. Plant Physiol. Mol. Biol.** v.52, p. 561- 591, 2001.
- MORANDINI, M. N.; GIAMMINOLA, E. M.; VIANA, M. L.. Tolerancia a la desecación de semillas de *Prosopis ferox* y *Pterogyne nitens* Tul (Leguminosae). **Revista Biología Tropical**, Costa Rica, v. 61, n. 1, p. 335-342, 2013.
- MORIM, M. P. **Parapiptadenia in Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB31381>>. Acesso em: 16 jan. 2017
- OLIVEIRA, A. B.; GOMES-FILHO, E.; ENÉAS-FILHO, J. O problema da salinidade na agricultura e as adaptações das plantas ao estresse salino. **Enciclopédia biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 6, n. 11, p. 1-16. 2010.

OLIVEIRA-JÚNIOR, P. R.; MARMONTEL, C. V. F.; MELO, A. G. C. Desenvolvimento inicial de quatro espécies florestais nativas em diferentes recipientes. **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, SP, v. 20, n. 1, p. 76-84, 2012.

PASSARDI, F.; COSIO, C.; PENEL, C.; DUNAND, C. Peroxidases have more functions than a Swiss army knife. **Plant Cell Repozt**, v. 24, p. 255–265, 2005.

PASSARDI, F.; PENEL, C.; DUNAND, C. Performing the paradoxical: how plant peroxidases modify the cell wall. **Trends in plant science**, v. 9, n. 11, p. 534-540, 2004.

PEDROSA, T. D.; FARIAS, C. A. S.; PEREIRA, R. A.; FARIAS, E, T, R. Monitoramento dos parâmetros físico-químicos na compostagem de resíduos agroindustriais. **Nativa**, Sinop - MT, v. 1, n., p. 44-48, 2013.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. R Foundation 331 for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: <http://www.R332 project.org>. Acessado em 13 jun. 2016.

REBOUÇAS, M. A.; FAÇANHA, J. G. V.; FERREIRA, L. G. R.; PRISCO, J. T. Crescimento e conteúdo de N, P, K e Na em três cultivares de algodão sob condições de estresse salino. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 1, n. 1, p. 79-85, 1989.

ROSSI, V. S.; COSTA, M. F. Mecanismo antioxidante em plantas. AMOSTRA ACADÊMICA, UNIMEP, 10: Qualificação e Expansão da Educação Superior no Contexto do Plano Nacional de Educação, 2012, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba, UNIMEP, 2012.

SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. **Fisiologia das plantas**. 4 ed. São Paulo: Cengage Learning, 2012, 774 p.

SANTANA, D. G.; RANAL, M. A. **Análise da germinação**: um enfoque estatístico. Brasília - DF: Editora da Universidade de Brasília, 2004. 248 p.

SCALON, S. P. Q.; JEROMINE, T. S. Substratos e níveis de água no potencial germinativo de sementes de uvaia. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 49-58, 2013.

SCHOPFER, P. Hydroxyl radical-induced cell-wall loosening in vitro and in vivo: implications for the control of elongation growth. **Plant Journal**, n. 28, 679–688, 2001.

SHARMA, P.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S.; PESSARAKLI, M. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, New York, v. 2012, p. 1-26, 2012.

SILVEIRA, J. A. G.; SILVA, S. L. F.; SILVA, E. N.; VIÉGAS, R. A. Mecanismos biomoleculares envolvidos com a resistência ao estresse salino em plantas. *In*: Gheyi, H. R.; Dias, N. S.; Lacerda, C. F. (Org.). **Manejo da salinidade na agricultura**: estudos básicos e aplicados. 1. ed. Fortaleza: INCTSal. 2010. p. 161-180.

SNAK, C., TEMPONI, L. G.; GARCIA, F. C. P. Leguminosae no Parque Ecológico Paulo Gorski, Cascavel, Paraná, Brasil. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 63, n. 4, p. 999-1017, 2012.

SOUZA, M. D.; LIGO, M. A. V.; SKORUPA, L. A.; PIRES, A. M. M.; FILIZOLA, H. F. **Atributos físicos e químicos de área degradada tratada com lodo de esgoto**. Jaguariúna – São Paulo: Embrapa Meio Ambiente, 2011, 6 p. (Circular Técnica, 21).

STRINGHETA, A. C. O.; SILVA, D. J. H.; CARDOSO, A. A.; FONTES, L. E. F.; BARBOSA, J, G. Germinação de sementes e sobrevivência das plântulas de *Tillandsia geminiflora*

Brongn, em diferentes substratos. **Acta Scientiarum. Agronomy**, Maringá, v .27, n. 1, p. 165-170, 2005.

SUNAINA, K. Y.; SINGH, N. B., Mitigating effect of activated charcoal against allelopathic stress. **Biolife**, Georgia, USA, v. 2, n. 1. p. 407-414, 2014.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 918 p.

TEISSEIRE, H.; GUY, V. Copper-induced changes in antioxidant enzymes activities in fronds of duckweed (*Lemna minor*). **Plant Science**, Amsterdam, v. 153, n. 1, p. 65-72, 2000.

TORRES, F S. **Parâmetros químicos e qualidade de salsa em função de substratos orgânicos associados ao biochar**. 2016. 104 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, 2016.

WITCHER, A. L.; BLYTHE, E. K.; FAIN, G. B.; CURRY, K. J.; POUNDERS, C. T. Factors affecting early seedling development in whole pine tree substrates. **Southern Nursery Association Research Conference**. Acworth, v. 57, n. 1, p. 314-319, 2012.

YOU, J.; CHAN, Z. ROS regulation during abiotic stress responses in crop plants. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 6, p. 1-15, 2015.

ARTIGO 2 QUALIDADE E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE DE MUDAS DE ANGICO-VERMELHO DESENVOLVIDAS EM SUBSTRATOS OBTIDOS A PARTIR DE COMPOSTOS ORGÂNICOS COM DIFERENTES FONTES DE CARBONO

RESUMO

O objetivo do presente estudo foi avaliar a qualidade e a atividade antioxidante nas mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan) desenvolvidas em substratos formulados a partir da compostagem de diferentes fontes de carbono ao longo de 120 dias de desenvolvimento, identificando se há correlação linear entre as características físico-químicas dos substratos e as variáveis fisiológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho. Os substratos alternativos foram provenientes de compostos orgânicos produzidos pela compostagem de resíduos agroindustriais variando-se a principal fonte de carbono, a saber: resíduo de desfibrilação de algodão (SA); bagaço de cana moído (SB); capim napier triturado (SN); poda de árvore triturada (SP) e serragem (SS). O substrato comercial (SC) foi utilizado como controle. O experimento foi realizado em casa de vegetação e seguiu um delineamento em quatro blocos casualizados. Acompanhou-se o crescimento inicial ao longo de 120 dias, por meio do monitoramento da altura, diâmetro do caule e número de folíolos das mudas de angico-vermelho. Foram caracterizados os atributos físico-químicos dos substratos. Ao final de 120 dias foram avaliados: a massa seca da raiz, a massa seca da parte aérea, o índice de qualidade de Dickson, o teor de nutrientes, a atividade enzimática (SOD, CAT e POD), o dano de membrana das mudas de angico-vermelho e análises de correlação desses dados. Identificou-se ainda os pares de maior correlação entre as características químicas dos substratos e as variáveis morfológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho. De maneira geral, os substratos obtidos a partir de compostos orgânicos apresentaram vantagens na produção de mudas de angico-vermelho quando comparados com o substrato comercial, induzindo de maneira variável a atividade de enzimas antioxidativas das mudas de angico-vermelho. As mudas de angico-vermelho desenvolvidas nos substratos produzidos com a principal fonte de carbono representada pela serragem e o bagaço de cana-de-açúcar moído apresentaram os maiores valores dos parâmetros fitométricos avaliados mensalmente (altura, diâmetro do caule e número de folíolos), resultando nos melhores valores de massa seca total e índice de qualidade de Dickson. Já as mudas produzidas nos substratos produzidos com a principal fonte de carbono de resíduo da desfibrilação de algodão, resíduo de capim-napier triturado e poda de árvores apresentaram um desenvolvimento satisfatório, porém com alta atividade da enzima peroxidase, que pode ter contribuído para controlar os danos oxidativos ocasionados por esses substratos. O coeficiente de correlação linear de Pearson mostrou correlação linear significativa para a maioria dos atributos químicos dos substratos e as características fitométricas e do metabolismo bioquímico das mudas de angico-vermelho. Diante disso, é possível afirmar que qualidade e a atividade antioxidante das mudas de angico-vermelho são influenciadas de maneira distinta pelos diferentes substratos formulados a partir da compostagem de diferentes fontes de carbono. Sendo que, os substratos possuem influência direta sobre a atividade antioxidante, podendo-se ainda confirmar a existência de correlação linear entre as características físico-químicas dos substratos e as variáveis fisiológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho.

Palavras-chave: compostagem; enzimas antioxidantes; *Parapiptadenia rigida*.

1 INTRODUÇÃO

O sucesso de projetos de recuperação de áreas degradadas depende de inúmeros fatores. Dentre eles, da qualidade das mudas das espécies nativas utilizadas (LISBOA et al., 2012; ANTONIAZZI et al., 2013; PINTO et al., 2016), as quais favorecem o processo de regeneração natural da vegetação, visando à melhoria da qualidade ambiental, minimizando a degradação e o empobrecimento do solo (CALDEIRA et al., 2013).

Entre as espécies nativas de crescimento rápido com potencial para reflorestamentos de áreas degradadas do bioma Mata Atlântica (MORIM, 2016), encontra-se a *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan (Fabaceae-Leguminosae), conhecida popularmente como angico-vermelho (LORENZI, 1992).

Para garantir que mudas vigorosas estejam disponíveis em viveiros é imprescindível o uso de um substrato de boa qualidade (MENDONÇA et al., 2009; KRATZ; WENDLING, 2016), pois, o substrato representa um fator determinante para o desenvolvimento das mudas (BORTOLINI et al., 2012; KRATZ et al., 2013a), garantindo que elas cresçam com aptidão para desempenhar sua função na natureza (CALDEIRA et al., 2013).

Atualmente, são adotadas alternativas sustentáveis que transformam resíduos orgânicos por meio do processo de compostagem, em substratos para a produção de mudas, minimizando os custos de produção, com a economia de fertilizantes comerciais e oferecendo um destino correto para esses resíduos (COSTA et al., 2013; MORANDINI; GIAMMINOLA; VIANA, 2013).

Os resíduos sólidos são convertidos em compostos pela ação de micro-organismos no processo de compostagem (COSTA et al., 2009; PEREIRA NETO, 2011), resultando em um produto estabilizado que pode ser utilizado na produção de mudas como substrato orgânico (ANDRADE et al., 2013; FERREIRA et al., 2013), com a função de sustentar e nutrir as plantas, disponibilizando água, oxigênio e nutrientes (WITCHER et al., 2012; BLANK et al., 2014).

A utilização de compostos orgânicos agrega qualidade à produção de mudas (MIRANDA et al., 2013; PEDROSA et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2014), garantindo que elas cresçam mais vigorosas e resistentes em campo (COSTA et al., 2013; KRATZ et al., 2013a; MORANDINI; GIAMMINOLA; VIANA, 2013).

Porém, qualquer desequilíbrio na composição do substrato pode alterar todo o processo de produção de mudas (MINAMI; SALVADOR, 2010), levando a planta a um estresse hídrico (SCALON; JEROMINE, 2013; RIBEIRO, 2015; SILVEIRA et al., 2015) ou salino, pelo excesso de componentes químicos (OLIVEIRA; GOMES-FILHO; ENÉAS-FILHO, et al., 2010; CARNEIRO et al., 2011; CHAGAS et al., 2013).

Situações de estresse levam à produção excessiva de espécies reativas de oxigênio (EROs) no meio celular, as quais são sinalizadoras do metabolismo normal das células, mas quando acumuladas podem reagir com moléculas biológicas e causar danos irreversíveis, levando à morte celular (ALVES et al., 2012; SUZUKI et al., 2012).

Muitos trabalhos têm associado o nível de EROs e a atividade de enzimas antioxidantes a processos de defesa contra o estresse (SILVEIRA et al., 2010; EL-ENANY et al., 2013; CORSATO, 2014; VERMA et al., 2014), incluindo respostas ao déficit hídrico, salinidade e metais pesados (BARBOSA et al., 2014).

As características dos substratos interferem tanto na qualidade das mudas, como na sua atividade enzimática (WATTHIER, 2014), visto que, para manter o equilíbrio do metabolismo celular e evitar danos letais, as plantas possuem um sistema de defesa antioxidativa, que age na eliminação das EROs, por meio da ação combinada de enzimas antioxidantes como a superóxido dismutase (SOD) e a peroxidase (POD) (ALSCHER et al., 2002; MITTLER, 2002; SCANDALIOS, 2005; BHATTACHARJEE, 2010; SILVEIRA et al., 2010; CURVÊLO et al., 2013).

Considerando esse contexto, o objetivo do presente estudo foi avaliar a qualidade e a atividade antioxidante nas mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan) desenvolvidas em substratos formulados a partir da compostagem de diferentes fontes de carbono, ao longo de 120 dias de desenvolvimento, identificando se há correlação linear entre as características físico-químicas dos substratos e as variáveis fisiológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O desenvolvimento das mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*) foi acompanhado entre os meses de novembro de 2015 e fevereiro de 2016, em casa de vegetação, modelo arco com temperatura (25°C) e umidade controladas, pertencente ao Programa de Conservação e Manejo dos Recursos Naturais, da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), *campus* de Cascavel – PR, localizada a 02°46'483"S de latitude, 72°39'117"W de longitude e altitude de 700 m.

Os substratos alternativos utilizados foram obtidos pelo processo de compostagem de resíduos agroindustriais (BERNARDI, 2015) e denominados de acordo com a principal fonte de carbono utilizada, são eles: resíduo da desfibrilação de algodão (SA), bagaço de cana-de-açúcar moído (SB), capim-napier triturado (SN), poda de árvore triturada (SP) e serragem (SS) (Tabela 1).

Todos os substratos orgânicos citados na Tabela 1 foram comparados com o substrato comercial (SC) (tratamento controle). Os substratos à base de bagaço de cana-de-açúcar, capim-napier e poda de árvore, devido a sua granulometria foram peneirados (0,5 mm) e a parte contida na peneira foi triturada em moinho de facas.

As leiras de compostagem foram montadas respeitando a relação C/N, em torno de 30/1, sendo considerada estabilizada quando a temperatura do interior das leiras aproximou-se da temperatura ambiente (BERNARDI, 2015).

Tabela 1 Quantidade (kg) de matéria natural utilizada em cada tratamento

Resíduos	SA (kg)	SP (kg)	SS (kg)	SB (kg)	SN (kg)
Resíduo da desfibrilação de algodão	140	0	0	0	0
Resíduo de poda de árvore	0	199	0	0	0
Serragem	0	0	202	0	0
Bagaço de cana-de-açúcar moído	0	0	0	169	0
Capim-napier triturado	0	0	0	0	384
Cama de matrizeiro	28	42	28	42	28
Invólucro embutidos (tripa celulósica)	242	142	111	111	199
Resíduo de incubatório	16	49	66	66	33
Lodo flotador	22	33	88	91	22
Cinzas e carvão restante de caldeira	50	50	50	50	50
Total	498	515	545	529	716
Total MS (kg)	278,6	223,5	243,3	324,6	251,7

Fonte: Bernardi (2015).

O tempo de compostagem, o tempo maturação dos compostos e a relação C/N estão representados na Tabela 2.

Tabela 2 Tempo de compostagem e tempo de estocagem dos compostos orgânicos com diferentes fontes de carbono

Composto	Tempo de compostagem (dias)	Tempo de estocagem* (dias)
Resíduo de algodão	84	382
Bagaço de cana moído	91	375
Capim-napier triturado	91	375
Poda de árvore	91	375
Serragem	154	312

Nota: * Dias após a estabilização do processo de compostagem.

Fonte: Bernardi (2015).

As análises físicas e químicas dos substratos foram realizadas no Laboratório de Análises de Resíduos Agroindustriais (LARA) da UNIOESTE, *campus de Cascavel*. A capacidade de retenção de água foi calculada de acordo com a metodologia adaptada de Luchese, Favero e Lenzi (2002). A densidade global e a porosidade seguiram os métodos de Araújo (2010) (Tabela 3).

Tabela 3 Caracterização física dos substratos, de acordo com a capacidade de retenção de água (CRA), porosidade (PO) e densidade global (DG)

Tratamentos	CRA	PO	DG
SC	58	118	0,31
SA	62	110	0,41
SB	65	110	0,39
SN	82	114	0,40
SP	75	113	0,44
SS	65	120	0,35

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

As análises químicas, iniciais e finais, dos substratos foram realizadas e estão descritas na Tabela 4. O nitrogênio foi quantificado pela digestão sulfúrica e destilado em destilador de Kjeldahl (MALAVOLTA, 1989). Para os teores de fósforo e potássio foi realizada digestão nitroperclórica das amostras, de acordo com Lana et al. (2010), em que o fósforo foi determinado em espectrofotômetro UV/VIS (725 nm) e o potássio em fotômetro de chama. A determinação do carbono orgânico total foi realizada pelo método de incineração (CUNHA-QUEDA et al., 2003). O pH e a condutividade elétrica foram medidos de acordo com Brasil (2007).

As sementes de *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan foram coletadas em novembro de 2014, numa área de reserva legal do município de Capanema - PR (-25.668184 Sul, -53.729575 Oeste) e passaram por uma pré- seleção, pela qual foram eliminadas as sementes deterioradas ou danificadas. As sementes em boas condições foram colocadas em espuma fenólica para pré-germinação, acondicionadas em câmara de germinação com temperatura de 25°C e fotoperíodo de 12 horas, do Laboratório de Fisiologia Vegetal da UNIOESTE, *campus* de Cascavel – PR.

No terceiro dia de germinação, as sementes germinadas foram levadas para casa de vegetação e transferidas para tubetes de polipropileno preenchidos com 120 cm³ de cada um dos diferentes substratos (BALDIN et al., 2015). A partir do 30º dia após a transferência para os tubetes, foram realizadas avaliações mensais das mudas de angico-vermelho por meio dos seguintes parâmetros fitométricos: comprimento da parte aérea até o meristema apical (régua milimétrica), diâmetro do caule na altura do colo (paquímetro digital) e a contagem do número de folíolos por unidade experimental.

O crescimento inicial das mudas foi acompanhado durante 120 dias e a irrigação foi diária foi aplicada pelo método de aspersão controlada por temporizador durante 30 min, duas vezes ao dia, no início da manhã e no final da tarde (DUTRA et al., 2013).

Ao final dos 120 dias, as mudas de angico-vermelho foram retiradas dos tubetes, a parte aérea e a raiz foram separadas, medidas, pesadas (BRASIL, 2009), acondicionadas

em embalagens de papel Craft e armazenadas em estufa de circulação forçada a 65 °C por, aproximadamente, 48 h, até atingirem massa constante, para a determinação da massa seca da parte aérea (g), raiz (g) e massa seca total (g).

O índice de qualidade de Dickson foi calculado de acordo com Dickson, Leaf e Hosner (1960) e a determinação de nutrientes das folhas das mudas de angico-vermelho foi feita por digestão nitroperclórica do material seco. O nitrogênio foi quantificado pela digestão sulfúrica e destilado em destilador de Kjeldahl (MALAVOLTA, 1989). Os teores de fósforo e potássio foram aferidos por meio da digestão nitroperclórica, de acordo com Lana et al. (2010).

Foi realizada, ainda, a caracterização das proteínas solúveis totais (BRADFORD, 1976) para a determinação da atividade específica das enzimas: superóxido dismutase (BEAUCHAMP; FRIDOVICH, 1971) e peroxidase (TEISSEIRE; GUY, 2000). O dano de membrana foi estimado por meio da peroxidação lipídica avaliada pelo acúmulo de malondialdeído, subproduto da degradação dos lipídios (HEATH; PACKER, 1968).

O delineamento experimental em blocos casualizados (DBC) foi utilizado no esquema de parcela subdividida, com seis tratamentos distribuídos em quatro blocos. Foram realizados testes de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade de variâncias (Bartlett) das variáveis avaliadas, além da análise de variância (ANOVA).

As médias entre os tratamentos (SA a SS) foram comparadas pelo teste de Tukey, a 5% de significância, e os tratamentos foram comparados com o controle (SC) pelo teste Dunnett, a 5% de significância (BANZATTO; KRONKA, 1995).

Foi, ainda, calculado o coeficiente de correlação linear de Pearson entre as características químicas dos substratos e das variáveis morfológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho, realizando seu respectivo teste de significância a 5%.

Também foi realizada a análise de correlação de componentes principais envolvendo as variáveis fitométricas das mudas (altura, número de folíolos e diâmetro do caule) e a condutividade elétrica dos substratos. Todas as análises estatísticas foram realizadas no programa estatístico R (R DEVELOPMENT CORE TEAM, 2013).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os parâmetros avaliados foram considerados normais e homogêneos, de acordo com os testes de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade (Bartlett), a 5% de significância. A análise de variância mostrou efeito significativo dos substratos para todas as variáveis analisadas nas mudas de angico-vermelho, a 5% de significância.

A caracterização química dos substratos no período inicial (antes da realização do experimento) e final (após 120 dias de desenvolvimento das mudas) está representada na Tabela 4.

Ao comparar a caracterização química inicial e final dos substratos (Tabela 4), é possível visualizar uma diminuição na concentração dos nutrientes dos substratos ao longo do tempo de avaliação, devido à utilização de nutrientes pelas plantas e como resultado de processos como a lixiviação e volatilização ao longo do tempo.

De maneira geral, o substrato obtido a partir de composto orgânico produzido com o resíduo da desfibrilação de algodão como principal fonte de carbono, apresentou os maiores valores de nitrogênio, fósforo, potássio e carbono, já os menores valores foram encontrados no substrato comercial.

Tabela 4 Avaliação inicial e final das características químicas dos substratos

Avaliação inicial						
Tratamentos	N (%)	P (g/kg)	K (g/k)	C (%)	CE (ms/Cma25°C)	pH
SC	0,47	238	629	21	0,80	5,00
SA	3,17	7.483	21.863	34	4,76	7,41
SB	2,25	6.054	9.259	32	4,09	6,99
SN	2,51	5.252	18.884	31	4,62	7,92
SP	2,55	5.383	11.398	30	2,82	7,73
SS	1,65	5.621	7.026	25	2,34	7,37
Avaliação final						
Tratamentos	N (%)	P (g/kg)	K (g/k)	C (%)	CE (ms/Cma25°C)	pH
SC	0,21	155	189	21	0,05	7,80
SA	2,39	1.417	7.869	32	1,18	6,85
SB	1,65	1.291	8.457	25	0,83	6,87
SN	1,68	1.467	5.508	27	1,02	6,87
SP	1,89	1.204	5.719	29	0,91	6,93
SS	1,00	1.153	5.203	25	0,35	7,32

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Cada espécie vegetal apresenta exigências nutricionais particulares para o seu desenvolvimento (MELO et al., 2014). Segundo Ferreira, Costa e Pasin (2015), a composição dos substratos afeta diretamente o crescimento das mudas, influenciando na disponibilidade de nutrientes, de acordo com as propriedades físico-químicas dos substratos, que variam em função da origem, do método de produção e das proporções dos seus componentes (MORAIS et al., 2012).

Os parâmetros fitométricos utilizados para acompanhar o desenvolvimento das mudas de angico-vermelho ao longo dos 120 dias de desenvolvimento nos substratos testados estão apresentados na Tabela 5.

De maneira geral, todos os parâmetros avaliados apresentaram um aumento ao longo dos quatro meses de desenvolvimento (30, 60, 90 e 120 dias), diferindo estatisticamente entre si, com exceção das mudas do substrato comercial (SC), as quais atingiram altura máxima aos 60 dias, não diferindo das avaliações dos 90 e 120 dias, crescimento mais lento do que as mudas dos substratos orgânicos.

É importante salientar que nenhum dos tratamentos recebeu qualquer tipo de adubação mineral extra, sendo assim, é possível afirmar que a concentração de nutrientes do substrato comercial (Tabela 5) não foi suficiente para manter um desenvolvimento adequado das mudas de angico vermelho.

Tabela 5 Altura (cm), diâmetro do caule (mm) e número de folíolos das mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), ao longo de 120 dias de desenvolvimento em diferentes substratos

Tratamentos	Altura (cm)			
	30 dias	60 dias	90 dias	120 dias
SC	7,2 B	11,5 A	12,5 A	12,5 A
SA	6,3 Dc*	11,8 Cc	19,7 Bc*	28,7 Ab*
SB	7,8 Cab	9,7 Cd*	25,7 Bb*	38,8 Aa*
SN	7,3 Dbc	13,3 Cbc*	20,1 Bc*	29,5 Ab*
SP	7,2 Dbc	14,9 Cb*	21,3 Bc*	27,9 Ab*
SS	8,9 Da*	19,2 Ca*	35,4 Ba*	43,6 Aa*

Tratamentos	Diâmetro do caule (mm)			
	30 dias	60 dias	90 dias	120 dias
SC	1,09 D	1,70 C	2,10 B	2,52 A
SA	1,04 Da	1,64 Cb	2,02 Bc	2,62 Ac
SB	1,14 Da	1,80 Cab	2,47 Bb*	3,37 Ab*
SN	1,08 Da	1,75 Cab	2,12 Bc	2,67 Ac
SP	1,10 Da	1,75 Cab	2,20 Bbc	2,75 Ac*
SS	1,17 Da	1,95 Ca*	3,00 Ba*	4,02 Aa*

Tratamentos	Número de folíolos			
	30 dias	60 dias	90 dias	120 dias
SC	5 C	13 B	17 A	16 AB
SA	5 Da	15 Cbc	42 Bb*	70 Ac*
SB	6 Da	12 Cc	40 Bb*	91 Aa*
SN	5 Da	15 Cbc	42 Bb*	82 Ab*
SP	5 Da	18 Cab*	45 Bb*	76 Abc*
SS	6 Da	21 Ca*	61 Ba*	92 Aa*

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Letras maiúsculas diferentes na linha comparam cada tratamento ao longo dos meses e letras minúsculas na coluna comparam os tratamentos entre si em cada mês, indicando diferença estatística (Tukey, p-valor < 0,05).

* Médias dos substratos orgânicos diferem do controle (SC) (Dunnett, p-valor < 0,05).

Esses resultados corroboram os de Gonçalves et al. (2014), os quais indicam o uso de serragem misturada com outros resíduos agroindustriais, como restos de vegetais e cinzas de caldeira, na formulação de substratos orgânicos. Esta mistura proporciona resultados melhores que o substrato comercial, na produção de mudas da espécie bioindicadora alface, sendo viável sua utilização tanto no cultivo de hortaliças, como na produção de mudas florestais, como o angico-vermelho.

Segundo Carneiro (2014), o nitrogênio é um elemento essencial para o crescimento das plantas, pois é responsável por muitas funções, como a síntese de enzimas, clorofilas, ácidos nucléicos, fitohormônios e vitaminas, que desempenham importantes papéis no metabolismo vegetal. A deficiência desse elemento é a limitação mais comum para o desenvolvimento do vegetal, após o estresse hídrico (MILLER; CRAMER, 2005; PALLARDY, 2008; LI; WANG; STEWAR, 2013).

Substratos com concentrações muito baixas de N não são capazes de disponibilizar quantidades suficientes desse elemento para que a planta cresça normalmente, o que pode ter ocorrido com o substrato comercial do presente estudo.

No período inicial de 30 dias de avaliação é possível perceber que apenas as mudas dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com resíduo de algodão (SA) e serragem (SS) como principal fonte de carbono, diferiram estatisticamente do controle (SC), apresentando respectivamente, o menor e o maior valor de altura das mudas.

Aos 60 dias de desenvolvimento das mudas de angico-vermelho, apenas o substrato à base de algodão (SA) não diferiu do controle para a altura. Após os 90 dias de avaliação, todos os tratamentos apresentaram mudas com alturas superiores às mudas do controle (Tabela 5), apresentando diferença estatística de acordo com o teste Dunnett, a 5% de significância.

Os resultados obtidos no presente estudo, quanto à altura das mudas de angico-vermelho corroboram os de Ameri et al. (2012) e Pereira et al. (2012), os quais afirmam que o uso de substratos formulados a partir de compostos orgânicos propiciam o desenvolvimento de indivíduos mais vigorosos, quando comparados com o substrato comercial.

No período de 90 e 120 dias, é possível perceber que as mudas dos substratos obtidos a partir dos compostos orgânicos produzidos com bagaço de cana e serragem proporcionaram mudas mais altas: 38,80 e 43,60 cm, respectivamente, diferindo estatisticamente dos demais substratos. Garantindo assim, uma maior sobrevivência em meio natural, pois, segundo Antoniazzi et al. (2013), quanto maiores as dimensões expressadas pelas mudas, maior a sobrevivência em campo.

Resultados semelhantes foram encontrados por Andrade et al. (2013), que utilizaram resíduo de bagaço de cana-de-açúcar associado a esterco bovino como substrato para a produção de mudas de aroeira, obtendo melhores valores de altura das mesmas.

Diante disso, é possível sugerir que substratos obtidos a partir do composto orgânico produzido com bagaço de cana-de-açúcar moído e serragem como a principal fonte de carbono, mostrando-se eficientes na disponibilidade de nutrientes e favorecendo o crescimento das mudas (ARAÚJO, 2010).

Araújo (2010) também indica o uso de substratos orgânicos formulados a partir de resíduos agropecuários e agroindustriais, como, por exemplo, o bagaço da cana-de-açúcar misturado com cama de frango e bagana de carnaúba, o qual favoreceu o desenvolvimento das mudas de espécies ornamentais.

O substrato formulado com composto orgânico à base de serragem também é indicado por Stringheta et al. (2005), como um bom material para ser utilizado, puro ou misturado com casca de arroz carbonizada, como substrato orgânico para o desenvolvimento da espécie *Tillandsia geminiflora*, que apresentou bom crescimento nesse substrato, como as mudas de angico-vermelho do presente estudo.

Sodré, Corá e Souza-Júnior (2007), utilizando as misturas de serragem e areia (4:1 e 2:1) na formulação de substratos, obtiveram bons resultados no crescimento das mudas de cacauzeiro.

Assim, como a altura e o diâmetro do caule também é considerado um dos parâmetros morfológicos mais importantes para estimar a qualidade de mudas florestais (CARNEIRO, 1995), pois influencia no acúmulo de reservas, assegurando maior resistência e fixação da planta em campo (OLIVEIRA-JÚNIOR; MARMONTEL; MELO, 2012).

Na Tabela 5 é possível observar que o diâmetro do caule das mudas de angico-vermelho foi em média, estatisticamente diferente, para todos os tratamentos testados ao longo dos quatro meses de avaliação (30, 60, 90 e 120 dias), mostrando um acréscimo nos valores do diâmetro ao longo dos períodos de desenvolvimento independente do tratamento.

Ao comparar os tratamentos entre si, é possível destacar o substrato obtido a partir do composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de serragem, o qual proporcionou uma média do diâmetro maior desde o início do desenvolvimento (30 dias), diferindo estatisticamente do controle (2,75) e dos demais tratamentos a partir do 90º dia de avaliação, chegando ao dobro (4,02 cm) de diâmetro do caule ao final de 120 dias.

Os substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com a principal fonte de carbono de resíduo bagaço de cana moído e poda de árvores, apresentaram 3,37 e 2,75 cm de diâmetro do caule aos 120 dias, respectivamente, diferindo do controle (2,75) pelo teste Dunnett, a 5% de significância.

Os menores valores de diâmetro do caule foram observados nas mudas dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com principal fonte de carbono o resíduo de algodão (2,62 cm), capim-napier triturado (2,67 cm) e poda de árvores (2,75), os quais não diferiam do substrato comercial que apresentou uma média de 2,52 cm de diâmetro ao final de 120 dias de desenvolvimento.

Mudas com menor diâmetro e maior altura, possuem qualidade inferior às mudas com maior diâmetro e menor altura (DRANSKI et al., 2013; VOLKWEIS et al., 2014; ORO et al., 2016). Visto que, mudas com baixo diâmetro do caule apresentam dificuldade de se manterem eretas após o plantio (OLIVEIRA-JÚNIOR; MARMONTEL; MELO, 2012). Observa-se que as mudas dos substratos à base de algodão, capim-napier e poda de árvores apresentam essas características, com uma média amostral da altura maior que as mudas do controle e menor que o diâmetro das mesmas (Tabela 5). Isso pode estar relacionado à salinidade desses substratos, de acordo com os valores de condutividade elétrica (Tabela 3).

Os valores de CE foram classificados por Gruszynski (2002), para produção de hortaliças, como sendo: muito baixo (0 a 0,75 dS m⁻¹), baixo (0,76 a 2,0 dS m⁻¹), adequado (2,0 a 3,5 dS m⁻¹) e inadequado (acima de 3,5 dS m⁻¹). Essa classificação pode servir também como base para estimar a produção de mudas florestais.

Os substratos obtidos a partir de compostos orgânicos com a principal fonte carbono variando entre: resíduo de algodão (SA), bagaço de cana moído (SB) e capim-napier (SN), apresentaram valores de condutividade elétrica acima de 3,5 dSm⁻¹ (Tabela 4), foram classificados como inadequado por Gruszynski (2002).

Bunt (1988) e Rodrigues (2002) afirmam que altos valores de condutividade elétrica, representados por níveis altos de salinidade, podem danificar as raízes e os pelos radiculares, impedindo a absorção de água e nutrientes, influenciando na atividade fisiológica e debilitando a planta.

Dessa maneira, é preferível substratos com condutividade elétrica moderada (KRATZ; WENDLING; PIRES, 2012), entre 2,0 e 3,5 dS m⁻¹, sendo considerados adequados para a produção de mudas (GRUSZYNSKI, 2002). Como é o caso dos substratos à base de serragem (SS) e poda de árvores (SP), do presente estudo, os quais apresentaram valores de condutividade elétrica de 2,34 e 2,82 ms/Cma 25°C, respectivamente (Tabela 4), indicados como substratos adequados e de boa qualidade para serem utilizados no processo de produção de mudas (GRUSZYNSKI, 2002), o qual proporcionou melhor crescimento das mudas.

Outro parâmetro comumente utilizado para estimar a qualidade das mudas é o número de folhas, no caso do angico-vermelho por ser uma espécie de folha composta, optou-se por avaliar o número de folíolos, já que a definição de folíolo, segundo Gonçalves e Lorenzi (2011), é cada porção de uma folha composta.

O número de folíolos nas mudas de angico-vermelho em todos os tratamentos testados aumentou ao longo do período de avaliação, sendo que aos 60 dias apenas os tratamentos de SP e SS diferiram do controle, porém, a partir dos 90 dias, todos os tratamentos diferiram estatisticamente do controle, pelo teste Dunnett (p -valor < 0,05).

As mudas do substrato comercial (SC), aos 120 dias de desenvolvimento, apresentaram uma média de apenas 16 folíolos por muda, não diferindo estatisticamente do observado aos 90 dias.

Sendo assim, é possível afirmar que as mudas do tratamento com substrato comercial necessitam de uma adubação adicional, o que é um ponto positivo para os substratos orgânicos, já que estes possuem aptidão para liberar os nutrientes, favorecendo a nutrição das plantas (NUNES, 2009). Bertani et al. (2011) e Silva et al. (2014) afirmam que o adubo orgânico é preferível, aos adubos químicos, pois é estabilizado pelo processo de decomposição, disponibilizando nutrientes lentamente ao longo do tempo.

No que se refere aos maiores valores de número de folíolos de angico-vermelho, destacam-se os substratos orgânicos à base de bagaço de cana e serragem, que foram superiores aos demais tratamentos ao influenciarem positivamente no número de folíolos das mudas de angico-vermelho e possibilitarem uma média de 91 e 92 folíolos por mudas, respectivamente.

Os parâmetros considerados destrutivos, avaliados ao final do período de 120 dias de desenvolvimento das mudas de angico-vermelho e o cálculo do índice de qualidade de Dickson, estão representados na Tabela 6.

Tabela 6 Comprimento da raiz (R), massa seca raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca total (MST) e índice de qualidade de Dickson (IQD) das mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), aos 120 dias, produzidas em diferentes substratos

Tratamentos	R (cm)	MSR (g)	MSPA (g)	MST (g)	IQD
SC	21	0,26	0,32	0,58	0,09
SA	24 a	0,20 b	0,96 c	1,15 b	0,07 c
SB	28 a*	0,44 b	2,00 ab*	2,45 a*	0,15 b*
SN	25 a	0,23 b	1,26 bc*	1,17 b	0,07 c
SP	29 a*	0,24 b	1,24 bc*	1,39 b*	0,09 c
SS	28 a*	0,72 a*	2,37 a*	3,10 a*	0,22 a*

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Letras diferentes indicam diferença estatística significativa (Tukey p-valor < 0,05), entre SA e SS.

* Médias dos tratamentos (SA a SS) diferem do controle (SC) (Dunnnett p-valor < 0,05).

Observou-se aos 120 dias de cultivo das mudas de angico-vermelho, que o comprimento médio das raízes das mudas de angico-vermelho produzidas nos diferentes substratos não diferiram entre si, de acordo com o teste Tukey, a 5% de probabilidade.

Em relação ao controle, as mudas produzidas nos substratos à base de resíduo de cana-de-açúcar moído (28 cm), poda de árvores (29 cm) e serragem (28 cm) apresentaram diferença estatística significativa, de acordo com o teste Dunnnett, a 5% de probabilidade.

Segundo Grossnickle (2012), as plantas em condições de estresse, principalmente o estresse hídrico, tendem a investir mais em crescimento radicular para explorar um maior volume de substrato e, conseqüentemente, aumentarem a capacidade de absorção de água pelo aumento do comprimento da raiz.

Diante disso, é necessário comparar o comprimento das raízes com a massa seca das mesmas, para se ter dados com maior confiabilidade. Visto que a massa seca da raiz (MSR) é um parâmetro confiável, muito utilizado para estimar a sobrevivência e o crescimento inicial das mudas em campo (GOMES, 2001).

Na Tabela 6, é possível observar que as mudas produzidas no substrato orgânico com serragem como a principal fonte de carbono, apresentaram a maior média de MSR (0,72g), diferindo estatisticamente dos demais tratamentos, inclusive da testemunha. Ou seja, apenas as mudas do substrato à base de serragem investiram verdadeiramente no desenvolvimento de suas raízes, visto que a MSR foi maior para as mudas que cresceram nesse substrato, devido às respectivas características físicas (Tabela 3) e químicas (Tabela 4) que apresentarem condições nutricionais favoráveis para as mudas de angico-vermelho.

A massa seca da parte aérea (MSPA) das mudas de angico-vermelho produzidas no substrato comercial (0,32 g) foi menor que as mudas da maioria dos substratos orgânicos, diferindo estatisticamente deles, de acordo com o teste Dunnett (5%), com exceção do substrato à base de resíduo de algodão que apresentou a menor média para esse parâmetro, entre os substratos orgânicos com 0,96 g.

De acordo com Caldeira et al. (2007), as espécies vegetais respondem de maneira distinta em substratos formulados com diferentes proporções de resíduo de algodão, sendo que testes com aroeira (*Schinus terebinthifolius*) e palmeira real (*Archontophoenix alexandrae*) apresentaram melhor desenvolvimento dos parâmetros morfológicos analisados nos tratamentos com 50% e 75% de resíduo de algodão, respectivamente, misturados com casca de arroz e argila.

Já ingá (*Inga sessilis*) e ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa*) se desenvolvem melhor em substratos com 25% de resíduo de algodão misturado com casca de arroz, argila e esterco bovino (1:1:1:1) (CALDEIRA et al., 2008).

Para as mudas de angico-vermelho avaliadas, o substrato formulado a partir da compostagem com a principal fonte de carbono sendo o resíduo da desfibrilação de algodão, proporcionou a menor média da MSPA e da massa seca total (MST), entre os substratos orgânicos testados, não diferindo estatisticamente das mudas dos substratos à base de capim-napier (SN) e poda (SP). Isso ocorreu provavelmente pela condutividade elétrica elevada do substrato à base de resíduo de algodão (Tabela 4).

Resultados semelhantes foram encontrados por Torres et al. (2014), os quais observaram que a fitomassa das mudas de cajueiro anão foi influenciada negativamente pela salinidade da água de irrigação.

Segundo Malavolta, Vitti e Oliveira (1997), existe um estreito limite entre as exigências nutricionais das plantas e a toxidez por excesso de micronutrientes, sendo que, geralmente, a alta disponibilidade no substrato acaba por prejudicar o desenvolvimento das mudas.

De acordo com Silva (2016), entre os processos fisiológicos afetados pelo estresse salino destaca-se a assimilação do CO₂ e a síntese de proteínas, limitando a capacidade produtiva das plantas. Quando submetido à produção inicial de mudas este efeito é mais pronunciado, uma vez que nesta fase as plântulas estão mais susceptíveis aos efeitos do sal (SOUSA; BEZERRA; FARIAS, 2013).

Já os maiores valores de MST foram apresentados pelos substratos obtidos a partir de resíduo de bagaço de cana-de-açúcar moído e serragem com 2,45 e 3,10 g, respectivamente, diferindo estatisticamente do controle com 0,58 g e dos demais substratos orgânicos.

Esses resultados corroboram os de Freitas et al. (2006), os quais alcançaram bons resultados de MST de mudas de eucalipto, ao utilizarem o bagaço de cana-de-açúcar como substrato alternativo.

De acordo com Araújo (2010), materiais como o bagaço de cana-de-açúcar possuem leveza, o que traz benefícios para as mudas. Por disso, o bagaço de cana-de-açúcar é incorporado na mistura com outros componentes orgânicos para a formulação de substratos, por sua capacidade de elevar a macroporosidade dos substratos, beneficiando o desenvolvimento das mudas (FERNANDES; CORÁ; BRAZ, 2006; CALDEIRA et al., 2008).

Diante disso, os melhores valores de IQD das mudas de angico-vermelho encontrados no presente estudo foram observados nas mudas dos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com principal fonte de carbono de resíduo de bagaço de cana-de-açúcar moído e serragem, os quais apresentaram um IQD de 0,15 e 0,22, diferindo estatisticamente do controle (0,09).

Os resultados do presente estudo corroboram os encontrados por Dutra et al. (2013), em que o uso de substratos oriundos de resíduo de bagaço de cana misturado com o Bioplant® (1:3 e 1:1) proporcionou as maiores taxas de crescimento e IQD das mudas de canafístula (*Peltophorum dubium* (Sprengel) Taubert).

Já os menores valores de IQD apresentados na Tabela 6, foram observados nas mudas que se desenvolveram nos substratos obtidos a partir de compostos orgânicos produzidos com resíduo da desfibrilação de algodão (0,07), capim-napier (0,07) e poda de árvores (0,09), os quais não diferiram estatisticamente entre si e nem do controle (0,09).

Os baixos valores de IQD não inviabilizam o uso desses substratos alternativos para a produção de mudas, porquanto proporcionaram valores satisfatórios dos parâmetros fitométricos das mudas de angico-vermelho, avaliados mensalmente (Tabela 5). Já que a maioria dos parâmetros avaliados nas mudas desses substratos proporcionaram plantas

com melhor qualidade fisiológica do que as do substrato comercial, resultando na melhoria do crescimento de mudas, sem a necessidade de usar fertilização mineral, apresentando vantagens em relação ao substrato comercial (SCHEER; CARNEIRO; SANTOS, 2010).

A obtenção de mudas de boa qualidade exige que o substrato forneça a quantidade de nutrientes necessários para garantir o pleno desenvolvimento da planta, exercendo influência direta no seu estado nutricional (TRAZZI et al., 2014b).

Diante disso, a Tabela 7 apresenta a quantidade de nutrientes acumulados nas folhas de angico-vermelho produzidas em diferentes substratos.

De maneira geral, o substrato comercial (SC) proporcionou a menor concentração de acúmulo de nutrientes nas folhas das mudas de angico-vermelho para N, P e K (Tabela 7), apresentando diferença estatística significativa com todos os substratos orgânicos (teste Dunnett, a 5% de significância). Esse resultado pode ter ocorrido devido à menor disponibilidade de nutrientes do substrato comercial, como observado na Tabela 4.

Ao comparar os substratos orgânicos entre si, é possível perceber que a porcentagem de nitrogênio foi maior nas mudas do substrato à base de resíduo de algodão (3,56%), o qual diferiu estatisticamente dos demais.

Mesmo acumulando a maior concentração de nitrogênio, as mudas do substrato à base de resíduo de algodão apresentaram os menores valores, tanto para os parâmetros fitométricos avaliados ao longo dos 120 dias (Tabela 5), quanto para as análises feitas ao final dos 120 dias (Tabela 6).

Tabela 7 Quantidade de nitrogênio (N), fósforo (P) e potássio (K) acumulados nas folhas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), aos 120 dias de desenvolvimento

Tratamentos	N (%)	P (ppm)	K (ppm)
SC	1,48	1098	5021
SA	3,56 a*	3559 b*	11,88 b*
SB	3,10 b*	2831 c*	12,51 b*
SN	3,18 b*	4078 a*	18,94 a*
SP	3,23 b*	3570 b*	17,80 a*
SS	1,81 c*	2375 d*	11,67 b*

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Letras diferentes indicam diferença estatística significativa (Tukey 5%), entre os tratamentos SA à SS.

* Médias dos tratamentos (SA à SS) diferem do controle (SC) (Dunnett 5%).

Esses resultados ocorreram devido ao excesso de nutrientes do substrato à base de resíduo de algodão, sendo possível afirmar que as mudas de angico-vermelho se desenvolvem melhor em substratos com baixo teor de nutrientes. Fato que pôde ser observado no substrato orgânico à base de serragem (SS) que, mesmo acumulando as

menores concentrações de nitrogênio (1,81%) e diferindo estatisticamente dos demais substratos orgânicos, apresentou os melhores valores fitométricos das mudas de angico-vermelho avaliados no presente estudo.

Já as maiores concentrações de fósforo (4078 ppm) e potássio (18,94 ppm) foram encontradas nas mudas de angico-vermelho cultivadas nos substrato à base de capim-napier (SN), o qual teve influência satisfatória sobre o desempenho das mudas de angico-vermelho, proporcionando valores fitométricos maiores do que as mudas do controle.

Nutrientes como o fósforo e o potássio se encontram em maior concentração na folha das plantas (KOZLOWSKI; PALLARDY, 1996), local que apresenta a maior quantidade de células vivas, associadas a processos como transpiração e fotossíntese, resultando na maior atividade metabólica (TAIZ; ZEIGER, 2013). À medida que a planta cresce ocorre uma redistribuição dos nutrientes para as regiões de crescimento da árvore (HAAG, 1985; GONÇALVES et al., 2000).

Assim, os teores de nutrientes são maiores nas folhas mais novas e tendem a diminuir, de acordo com o crescimento da planta (BELL; WARD, 1984; MAGALHÃES; BLUM, 1999), isso pode justificar o menor acúmulo de nutrientes nas mudas de angico-vermelho do substrato serragem, as quais apresentaram os maiores valores de altura.

Tabela 8 Atividade das enzimas peroxidase (POD), superóxido dismutase (SOD) e dano de membrana (LIPO) das folhas e raízes das mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rigida*), aos 120 dias, produzidas em diferentes substratos orgânicos

Tratamentos	SOD (U1 mg1 proteína)		POD ($\mu\text{mol min}^{-1}$ mg1 proteína)		LIPO (nmol/g massa)	
	Folha	Raiz	Folha	Raiz	Folha	Raiz
SC	1288	1368	39	532	70	27
SA	1829 a	987 b	284 a*	1245 a*	29 c*	22 a
SB	1483 a	948 b	45 c	664 bc	44 b*	26 a
SN	1456 a	1165 ab	115 ab*	1033 abc*	37 bc*	27 a
SP	1869 a	625 b*	181 b*	1162 ab*	36 bc*	25 a
SS	662 b*	1627 a	8 d *	623 c	72 a	25 a

Notas: Substrato comercial (SC); substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA); resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB); capim-napier triturado (SN); resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Letras diferentes indicam diferença estatística significativa (Tukey, a 5% de probabilidade), entre os tratamentos SA a SS.

* Médias dos tratamentos (SA a SS) diferem do controle (SC) (Dunnett, a 5% de probabilidade).

A composição química dos substratos pode afetar ainda o metabolismo bioquímico das mudas (OLIVEIRA; GOMES-FILHO; ENÉAS-FILHO, 2010; SILVEIRA et al., 2010; CHAGAS et al., 2013). Em função disso, avaliou-se a atividade enzimática da superóxido dismutase (SOD) e peroxidase (POD), além do dano de membrana (LIPO) das folhas e

raízes das mudas de angico-vermelho aos 120 dias de desenvolvimento nos diferentes substratos (Tabela 8).

A atividade da enzima superóxido dismutase (SOD) foi menor nas folhas de angico-vermelho do substrato à base de serragem, diferindo estatisticamente dos demais tratamentos pelo teste Tukey, a 5% de significância, e do controle, de acordo com o teste Dunnett, também a 5% de significância (Tabela 8). Porém, foi maior nas raízes de angico-vermelho, do substrato à base de serragem, o qual não diferiu estatisticamente das mudas do substrato à base de Napier e do controle (Tabela 8).

É possível afirmar que o aumento da atividade de SOD nas raízes de angico-vermelho do substrato à base de serragem pode estar relacionado ao sistema de defesa enzimática que foi ativado por algum desequilíbrio ambiental (SATBHAI; NAIK, 2014; CRUZ, 2015), mas que apresentou uma ação eficiente ao combate aos danos do estresse oxidativo, já que o substrato à base de serragem proporcionou mudas com melhor qualidade, de acordo com o IQD (Tabela 6).

Sousa, Bezerra e Farias (2013), também, constataram a ação de SOD na defesa contra danos oxidativos ao trabalharem com mudas de cajueiro anão precoce, sendo que o aumento na atividade desta enzima minimizou os danos de estresse oxidativo, levando as plantas ao desenvolvimento normal.

Visto que o sistema enzimático antioxidante conta com a ação combinada entre as enzimas, após a ação da SOD, a eliminação de H_2O_2 é feita pela POD (MOLLER, 2001; BAPTISTA, 2009; LOCATO et al., 2010), como forma de garantir a proteção das células contra danos oxidativos (ALSCHER et al., 2002; MITTLER, 2002; SILVEIRA et al., 2010; BHATT; TRIPATHI, 2011; BARBOSA et al., 2014), ocasionados pelo estresse, seja ele causado por déficit hídrico, salinidade ou metais pesados presentes nos substratos (BARBOSA et al., 2014; SILVA, 2016).

De maneira geral, a atividade da enzima POD (Tabela 8) foi maior nas raízes das mudas de angico-vermelho do que nas suas folhas, em todos os substratos avaliados. Esse fato é explicado por Chung, Ahn e Yun (2001), os quais afirmam que as raízes são mais sensíveis ao efeito do estresse oxidativo, apresentando dano mais acentuado em relação às folhas, devido ao contato direto das substâncias presentes no substrato com o sistema radicular (ALILLOO et al., 2012; MEIRA, 2016).

Entre os tratamentos analisados, a atividade de POD foi menor nas folhas das mudas de angico-vermelho produzidas no substrato à base de serragem, diferindo estatisticamente do controle, de acordo com o teste Dunnett (5%) e, dos demais tratamentos, de acordo com o teste Tukey (5%). Já nas raízes de angico-vermelho a atividade foi menor para o controle, o qual não diferiu das mudas de bagaço, nem de serragem. Diante desses casos, os substratos não apresentaram ação estressante para as mudas de angico-

vermelho, pois não ocorreu aumento da atividade de POD, que é utilizada como marcador do estresse resultante de fatores bióticos e abióticos (LOCATO, 2010; GOMES et al., 2016).

Segundo Passardi et al. (2005) e Foyer et al. (2012), há sempre um nível basal de atividade de peroxidase em plantas. Provavelmente, para executar tanto funções de transporte de elétrons fotossintético e respiratório mitocondrial como a limpeza e o crescimento por alongamento e lignificação. O aumento excessivo da atividade de POD indica um papel protetor contra o estresse salino (FERRAZ et al., 2014; HARTER et al., 2014) ou proteção antioxidativa contra diversos estresses abióticos (MAIA et al., 2012; ABDELGAWAD; KHALAFAALLAH; ABDALLAH, 2014; LAXMAN et al., 2014).

Com relação a isso, as maiores atividades da enzima POD foram registradas, tanto nas folhas quanto nas raízes das mudas produzidas nos substratos à base de resíduo de algodão, capim-napier e poda de árvores, os quais diferiram estatisticamente do controle (Tabela 8).

Comparando-se o aumento da atividade de POD com os parâmetros morfológicos das mudas de angico-vermelho, é possível perceber que as mudas desses substratos tiveram o menor rendimento, apresentando os menores valores do IQD (Tabela 6). Ou seja, o sistema enzimático antioxidativo não foi totalmente eficiente para combater os danos relacionados aos substratos.

Segundo Apel e Hirt (2004), a ativação da atividade das enzimas antioxidantes, desencadeia a ocorrência de mecanismos compensatórios nos tecidos. Diante disso, a energia das plantas em condições de estresse é dirigida quase que inteiramente para o sistema de defesa antioxidativo, com o objetivo de evitar danos e suportar as condições ambientais adversas. Em condições normais, essa energia seria utilizada para o desenvolvimento integral das plantas e, sendo assim, o desvio energético é causa da redução do crescimento das mesmas (SUNAINA; SINGH, 2014).

Fato que pode ter ocorrido com as mudas de angico-vermelho dos substratos à base de resíduo de algodão, capim-napier e poda de árvores, os quais ativaram o sistema antioxidante, aumentando a atividade de POD e ocasionando um baixo desenvolvimento das mudas.

Quando o sistema antioxidante não é eficiente na eliminação das EROs, estas podem afetar também as ligações da bicamada lipídica da membrana celular e causar danos estruturais na membrana (FERREIRA-SILVA et al., 2012).

O dano de membrana avaliado nas raízes das mudas de angico-vermelho não apresentou diferença estatística entre os tratamentos, nem destes com o controle (Tabela 8). Porém, nas folhas de angico-vermelho o dano de membrana foi maior no tratamento à base de serragem (72) e no controle (70), os quais não diferiram entre si, mas diferiram estatisticamente dos demais substratos orgânicos testados.

Apesar das folhas as mudas de angico-vermelho do substrato à base de serragem (SS) apresentar alto nível de dano de membrana (LIPO), o IQD (Tabela 6) afirmou a qualidade dessas mudas, tornando possível inferir que se houve algum estresse ele foi devidamente combatido pelo sistema de defesa enzimático.

O aumento da peroxidação lipídica tem sido considerado um indicador de dano oxidativo nas folhas de diversas espécies de plantas submetidas ao estresse salino (CARRASCO-RÍOS; PINTO, 2014; NASCIMENTO et al., 2015), seja ele por excesso ou falta de nutrientes, como é o caso do substrato comercial, o qual apresentou a menor concentração de nutrientes (Tabela 4), produzindo mudas com os menores valores de altura e massa seca da parte aérea (Tabela 6). O alto valor de dano de membrana (LIPO) pode ser explicado por um possível estresse ocasionado pela falta de nutrientes necessários para o desenvolvimento normal das mudas de angico-vermelho.

Os resultados da peroxidação lipídica refletem diretamente na fisiologia da planta, confirmando dano de membrana, pelo aumento dos níveis de malondialdeído nas folhas das mudas de angico-vermelho produzidas no substrato comercial.

Para a confirmação dos dados discutidos, na Tabela 9 é apresentado o coeficiente de correlação linear de Pearson, comparando as variáveis fitométricas e a atividade antioxidante de angico-vermelho, em relação às características dos substratos.

Tabela 9 Coeficiente de correlação linear de Pearson (r) entre as características químicas dos substratos e as variáveis morfológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho

Variáveis avaliadas nas mudas de angico-vermelho	Características químicas dos substratos				
	N	P	K	CE	pH
Altura (H)	0,35	0,82*	0,60*	0,27	-0,45*
Diâmetro do caule (DC)	-0,13	0,47*	0,11	-0,24	0,05
Número de folíolos (NF)	0,61	0,89*	0,80*	0,57*	-0,72*
Comprimento da raiz (R)	0,34	0,57*	0,39	0,27	-0,41*
Massa seca da parte aérea (MSPA)	0,15	0,65*	0,44*	0,08	-0,29
Massa seca da raiz (MSR)	-0,32	0,29	-0,01	-0,40*	0,22
Índice de qualidade de Dickson (IQD)	-0,31	0,31	-0,05	-0,42*	0,23
Nitrogênio das folhas (N_folhas)	0,95*	0,66*	0,82*	0,98*	-0,95*
Fósforo das folhas (P_folhas)	0,88*	0,63*	0,91*	0,93*	-0,92*
Potássio das folhas (K_folhas)	0,70*	0,49*	0,78*	0,73*	-0,78*
SOD_folhas	0,54*	0,1	0,31	0,58*	-0,51*
SOD_raízes	-0,53*	-0,22	-0,24	-0,52*	0,53*
POD_folhas	0,72*	0,26	0,46*	0,70*	-0,54*
POD_raízes	0,71*	0,31	0,59*	0,74*	-0,62*
LIPO_folhas	-0,86*	-0,47*	-0,70*	-0,90*	0,83*
LIPO_raízes	-0,41*	-0,34	-0,26	-0,31*	0,25

Nota: Os valores seguidos de asterisco indicam correlação linear significativa com 5% de significância (p -valor < 0,05).

A altura (H) das mudas de angico-vermelho apresentou alta correlação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (com 5% de significância) com a concentração de fósforo, moderada ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) e positiva com a concentração de potássio dos substratos e, ainda, moderada ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007), inversa e significativa com o pH dos substratos. Ou seja, quanto maior a concentração P e K dos substratos, maior será a altura das mudas de angico-vermelho, devido à importância que esses íons possuem ao participarem das reações metabólicas de crescimento vegetal.

Resultados semelhantes foram encontrados por Kratz et al. (2013b), os quais observaram correlação linear positiva da concentração de K (0,61) e do P (0,72) dos substratos com crescimento em altura das mudas de *Mimosa scabrella*, indicando que esses elementos são fundamentais para o crescimento da parte aérea tanto das mudas de *M. scabrella* quanto para as mudas de angico-vermelho avaliadas no presente estudo.

Boene et al. (2013) também verificaram correlação linear significativa e negativa do pH dos substratos com a altura (-0,44) das mudas de branquilha (*Sebastiania commersoniana*), com 180 dias de desenvolvimento, corroborados pelos resultados do presente artigo, no qual o pH apresentou -0,45 de correlação com a altura das mudas de angico-vermelho com 120 dias.

O diâmetro do caule das mudas de angico-vermelho apresentou moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (a 5% de probabilidade) com a concentração de P dos substratos testados (Tabela 9). Isso indica que, conforme aumenta a concentração de P nos substratos, ocorre um aumento moderado no escore de diâmetro do caule das mudas de angico-vermelho.

Esses resultados corroboram o estudo de Boene et al. (2013), no qual a concentração de P dos substratos também apresentou correlação linear positiva e significativa com o diâmetro do colo (0,39) em mudas de *Sebastiania commersoniana*, indicando que substratos com maiores concentrações de P promovem maiores valores de diâmetro do caule de ambas as espécies.

O número de folíolos (NF) apresentou alta associação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (a 5% de probabilidade) com a concentração P e K dos substratos. Demonstrando, também, associação linear moderada ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa com a CE dos substratos e uma alta associação linear ($|r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa com o pH dos substratos.

Diante disso, é possível observar que o número de folíolos das mudas de angico-vermelho aumenta, conforme há um aumento na concentração de P, K e na CE dos substratos, e diminuição no pH dos mesmos.

Resultados semelhantes foram observados por Montanari et al. (2016), em que o NF de pupunha e a quantidade de K em solo apresentaram correlação linear significativa

($p=0,01$). Sendo assim, o K é um ótimo indicador tanto da qualidade do substrato, em relação à produção de número de folhas.

De acordo com a Tabela 9, o comprimento das raízes de angico-vermelho apresentou associação linear moderada ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) e significativa ($p=0,05$), sendo positiva para a concentração de fósforo e inversa para o pH.

Dessa forma, é possível observar que conforme aumenta o escore fósforo do substrato e diminui o escore pH, ocorre um aumento no escore comprimento das raízes das mudas de angico-vermelho.

A importância do P no enraizamento (SCHAWAMBACH; FADANELLI; FETT NETO, 2005) foi evidenciada também no estudo de Rocha et al. (2013), os quais encontraram um coeficiente de correlação linear de 0,81 entre a concentração de P dos substratos e o percentual de aproveitamento das mudas de eucalipto.

Além das características físicas dos substratos, as elevadas concentrações de P presentes no composto, provavelmente, estão associadas ao maior desenvolvimento do sistema radicular, visto que essas variáveis apresentaram um coeficiente de correlação de Pearson de 0,96 ($p < 0,01$). Segundo Schawambach et al. (2005), a deficiência de fósforo nas fases de indução e formação das raízes reduz significativamente seu comprimento, fato que pode ter ocorrido das mudas de angico-vermelho do substrato comercial, o qual apresentou baixas concentrações de P.

De acordo com Schawambach, Fadanelli e Fett Neto (2005), qualquer deficiência de fósforo nas fases iniciais de desenvolvimento das mudas, como na indução e na formação das raízes, reduz significativamente o seu comprimento, evidenciando a correlação que existe entre a concentração de fósforo e o desenvolvimento das raízes.

A variável MSPA apresentou moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5%), tanto para a concentração de fósforo quanto de potássio. Diante desta correlação linear, é possível observar que à medida que as concentrações de P e K aumentam, ocorre um aumento na MSPA das mudas de angico-vermelho.

Kratz et al. (2013b) também verificaram correlação linear positiva entre os pares de variáveis de K (0,52) e P (0,68) dos substratos orgânicos com a MSPA das mudas de *Mimosa scabrella*.

Uma correlação linear positiva e significativa, entre os teores de P do substrato e a MSPA das mudas de *Eucalyptus benthamii* e *E. dunnii* aos 110 dias de crescimento, também foi observada por Dias et al. (2015), referendada pelos resultados do presente estudo.

Na Tabela 9, é possível visualizar, ainda, uma alta associação linear inversa e significativa do pH com o acúmulo dos nutrientes (N, K e P) nas folhas que angico-vermelho. Silva et al. (2014), também, observaram uma correlação linear inversa entre a concentração

de N das folhas de castanha-do-brasil e o pH do solo (-0,48). Taiz e Zeiger (2013) afirmam que um pH em torno de 6,5 disponibiliza P para a planta, porém, um pH acima dessa condição promove precipitação de P, como fosfato de cálcio de menor disponibilidade desse íon para a planta. Fato que explica a associação linear inversa do pH dos substratos com o acúmulo dos nutrientes nas mudas de angico-vermelho.

As variáveis MSR e IQD apresentaram moderada associação linear inversa ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) e significativa (5%) com a CE dos substratos. Ou seja, conforme aumenta o escore CE, ocorre um decréscimo moderado nos escores MSR e IQD.

Estes dados corroboram os de Kratz et al. (2013b), os quais observaram que a salinidade, representada por altos valores de CE dos substratos influencia negativamente no crescimento das mudas de *Mimosa scabrella*. Pois, segundo Rodrigues (2002), altos valores de CE, podem danificar as raízes e os pelos radiculares das plantas, impedindo a absorção de água e nutrientes, afetando a fisiologia das plantas e, conseqüentemente, o seu desenvolvimento, fato que pode ter ocorrido com as mudas de angico-vermelho nos substratos que não apresentaram desenvolvimento satisfatório por influência da elevada condutividade elétrica dos substratos.

Considerando os nutrientes das folhas de angico-vermelho, em relação às características químicas dos substratos (Tabela 9), os pares de variáveis que apresentaram alta associação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5%) foram NPK das folhas com a concentração de N, K e CE dos substratos, e associação linear positiva, moderada ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) e significativa com P.

Dessa forma, é possível observar que conforme ocorre um aumento nos escores de NPK e CE dos substratos, também ocorre um aumento na concentração de NPK das folhas de angico-vermelho.

Resultados semelhantes foram encontrados em mudas de *Tectona grandis* para os teores de K no substrato e o acúmulo de K na planta, em que a correlação linear foi significativa (0,91*) (TRAZZI et al., 2014a), acima do encontrado no presente estudo no qual o acúmulo de K no substrato e na planta foi de 0,41.

Trazzi et al. (2014b), comparando as concentrações de nutrientes no substrato com os teores de nutrientes na parte aérea das mudas *Tectona grandis*, observaram correlação positiva e significativa para o N (0,53) e P (0,80) em substratos alternativos. Afirmando que a utilização de substratos alternativos pode ser indicada para produção de mudas florestais, visto que as características químicas dos substratos estão relacionadas diretamente com a nutrição das plantas.

Dias et al. (2015) encontraram resultados similares aos do presente estudo, observando que os substratos com maior disponibilidade de P tiveram aumento na produção de matéria seca e no teor de P acumulado na parte aérea das plantas de *Eucalyptus benthamii* e *Eucalyptus dunnii*, aos 110 dias de crescimento.

A atividade de SOD nas folhas de angico-vermelho apresentou moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5%) com a concentração de N e CE dos substratos e moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5%) com o pH dos substratos. Ou seja, à medida que aumenta a concentração de N e CE dos substratos e que o pH dos mesmos diminui, ocorre um aumento na atividade de SOD das folhas de angico-vermelho.

Já para as raízes de angico-vermelho a atividade de SOD apresentou moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5%) para a concentração de N e para a CE dos substratos e moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5%) com o pH dos substratos. Ou seja, quando aumenta a concentração de N e CE dos substratos e diminui o pH dos mesmos, ocorre decréscimo da atividade de SOD raízes de angico-vermelho.

A diferença da atividade de SOD nas folhas e raízes pode ser explicada, possivelmente, considerando que, no momento da avaliação, a SOD estaria mais ativa na parte aérea das mudas de angico-vermelho que é ativada para combater a acumulação excessiva das espécies reativas de oxigênio (ERO's) e evitar os danos celulares (ALSCHER et al., 2002; MITTLER, 2002; SCANDALIOS, 2005; BHATTACHARJEE, 2010; SILVEIRA et al., 2010).

A salinidade é um dos fatores que, frequentemente, leva ao aumento da atividade de uma ou mais enzimas do sistema de defesa antioxidante (GUPTA; HUANG, 2014; MAIA et al., 2012), como é o caso da atividade de SOD nas folhas de angico-vermelho com o intuito de minimizar os efeitos deletérios do H_2O_2 sobre a célula (GUPTA; HUANG, 2014).

Diante disso, é possível concordar com Watthier (2014) quando afirma que as características dos substratos interferem tanto na qualidade das mudas como na atividade enzimática das plantas.

A atividade de POD tanto nas folhas quanto nas raízes de angico-vermelho apresentou alta associação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5%) com a concentração de N e a CE dos substratos; moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5) com a concentração de K dos substratos e, ainda, uma associação linear moderada ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5%) com o pH dos substratos.

Dessa forma, é possível observar que conforme ocorre um aumento dos escores N, K e a CE dos substratos, juntamente com um decréscimo no pH, ocorre um aumento na atividade de POD nas folhas e raízes de angico-vermelho.

Coley, Bryant e Chapin (1985) afirmam que o teor de nitrogênio disponível do substrato também é capaz de ativar a atividade das enzimas antioxidantes, o que pode ter ocorrido no presente estudo, no qual a associação entre a quantidade de N dos substratos e

a atividade de POD foi positiva e significativa tanto das folhas (0,72) quanto nas raízes (0,71) de angico-vermelho.

Wattier (2014) também observou correlação significativa e inversa entre o pH dos substratos e a atividade de POD (-0,83) das folhas de alface e beterraba, corroborado pelo o presente estudo, em que essa correlação foi de -0,54 nas folhas e de -0,62 nas raízes de angico-vermelho.

Aumento do pH, diminui a concentração de N, P e K, porque elevado pH indisponibiliza os nutrientes para a planta. Ou seja, a planta não absorve nutrientes de forma normal e se torna mais frágil, com isso ocorre maior dano de membrana.

De acordo com Malavolta, Vitti e Oliveira (1997), a faixa ideal de pH para o desenvolvimento das plantas é de 6,0 a 6,5. Sendo assim, solos ácidos apresentam problemas na disponibilidade de nutrientes para as plantas que não se desenvolvem bem nessas condições, podendo sofrer um estresse oxidativo.

Diante disso, é possível citar outros trabalhos, em que o aumento da atividade de POD foi significativamente associado com tolerância ao estresse salino, como visto em plantas de tomate (SILVA-JUNIOR, 2012), feijão-caupi (MAIA et al., 2012), mogango, (HARTER et al., 2014), tomates enxertados (SILVA, 2015) e em cajueiro anão precoce (SILVA et al., 2016).

O presente estudo confirma os resultados obtidos por esses autores, em que a atividade de POD nas folhas de angico-vermelho pode estar associada à manutenção da peroxidação de lipídios. Ou seja, quanto maior a atividade de POD, menor são os danos derivado da peroxidação lipídica.

O dano de membrana (LIPO) das folhas de angico-vermelho apresentou alta associação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5% de significância) com a concentração e N, K e CE dos substratos; moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5% de significância) com a concentração de P dos substratos e ainda alta associação linear ($|r| \geq 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) positiva e significativa (5% de significância) com o pH dos substratos.

Esse efeito também é observado nas raízes de angico-vermelho, porém de forma mais amena, devido à moderada associação linear ($0,4 < |r| < 0,7$; DANCEY; REIDY, 2007) inversa e significativa (5% de significância) da atividade de LIPO nas raízes das mudas de angico-vermelho com a concentração de N e CE dos substratos.

Diante desses resultados, é possível supor que o aumento da CE nos substratos, leva a um decréscimo no pH, ativando, assim, as enzimas antioxidantes como a SOD e a POD para minimizar os danos da peroxidação lipídica, permitindo o desenvolvimento da planta.

Gupta e Huang (2014) relatam que a salinidade dos substratos pode ativar as enzimas do sistema antioxidante de defesa para remover o excesso das EROs e minimizar os danos de membrana, proporcionando uma maior proteção frente ao estresse salino.

Os demais pares de variáveis, apresentados na Tabela 9, não apresentaram associação linear significativa entre os pares.

Considerando os resultados apresentados pelas correlações, o teste de esfericidade de Bartlett, significativo a 5% de significância ($p < 0,05$), assegura a pertinência e a confiabilidade dos resultados que serão apresentados pela análise de componentes principais (ACP) (Tabela 10).

Tabela 10 Componentes principais (CP's), proporção da variância total das 4 variáveis, explicadas por cada CP, proporção acumulada da variância total das 4 variáveis, explicadas pelos CP's e autovalor de cada CP

Componente Principal	Proporção da variância total explicada	Proporção acumulada da variância total explicada (Furtado, 1996: $\geq 70\%$)	Autovalor (Regra de Kaiser >1)
CP 1	0,6610	0,6610	1,6260
CP 2	0,3218	0,9828	1,1346

A partir da ACP foram selecionados dois componentes principais, considerando-se as recomendações de Furtado (1996), de acordo com uma proporção acumulada da variância total, explicada pelos dois primeiros componentes principais que podem ser iguais ou superiores a 70% e pela regra de Kaiser, considerando os componentes principais que obtiveram um autovalor igual ou superior a 1 (Tabela 10).

Dessa forma, os dois primeiros CP's representam quase a totalidade da informação (variabilidade total) das 4 variáveis (98,28%).

A análise da Tabela 10, permite verificar que o primeiro componente principal (CP1) foi responsável pela maior porcentagem de explicação da variabilidade total de todas as variáveis (66,10%), seguido pelo CP2 (32,18%).

A Tabela 10 é complementada pela Figura 1, na qual está o gráfico *Biplot*, evidenciando as associações entre cada componente principal analisado, com as variáveis utilizadas para essa análise e com as parcelas.

As variáveis utilizadas foram os parâmetros fitométricos das mudas de angico-vermelho, aos 120 dias de desenvolvimento: altura (H), número de folíolos (NF) e diâmetro do caule (DC), além da condutividade elétrica dos substratos.

As parcelas foram representadas por quatro mudas (indivíduos), de cada um dos seis tratamentos: substrato comercial (SC), substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono de: resíduo da desfibrilação de algodão (SA), resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB), capim-napier triturado (SN), resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

Influência direta de uma variável sob um CP indica que substratos com altos valores dessa variável, terão altos valores nesse CP, já uma influência inversa indica que substratos com altos valores dessa variável, terão baixos valores nesse CP.

Como pode ser observado na Figura 1, as variáveis DC (diâmetro do caule), H (altura) e NF (número de folíolos) exercem maior influência de maneira inversa na geração do CP1. Ou seja, os substratos com os menores valores dos parâmetros avaliados (H, DC e NF), possuem altos escores do CP1. Além disso, a variável condutividade elétrica (CE) exerce uma maior influência de maneira inversa no segundo componente principal (CP2). Ou seja, os substratos com os menores valores de CE, possuem altos escores do CP2.

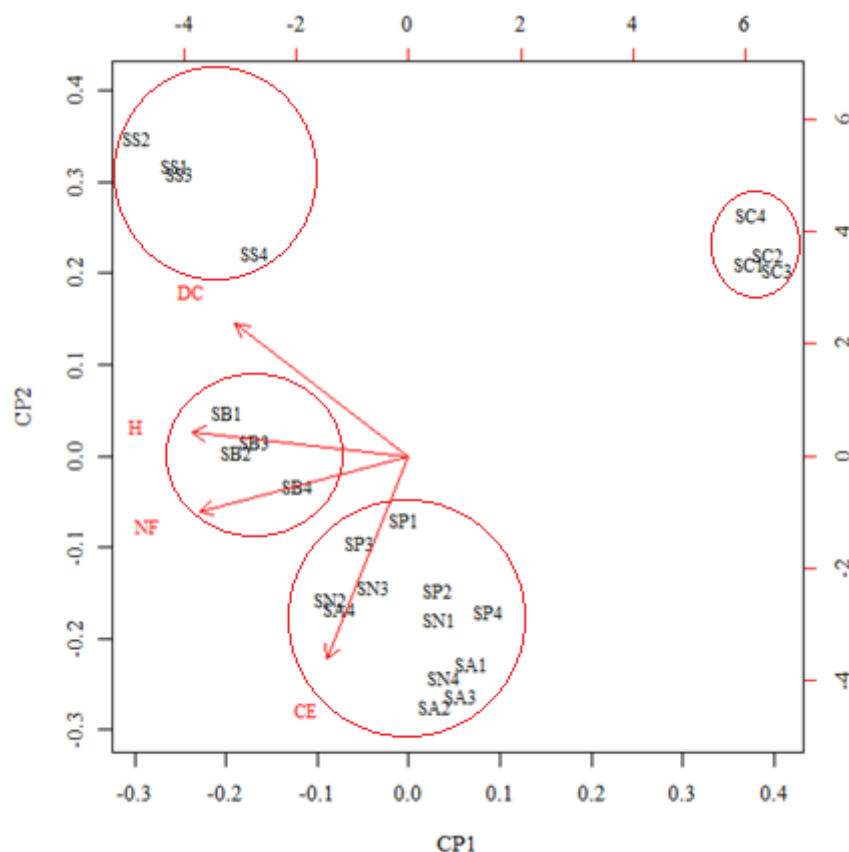


Figura 1 Gráfico *biplot* para cada par de componente principal (CP), em que os indivíduos (SC, AS, SB, SN, SP e SS) são nomeados de acordo com a altura (H), o diâmetro do caule (DC), o número de folíolos (NF) das mudas de angico-vermelho e a CE dos substratos.

Notas: Substrato comercial (SC): substratos obtidos a partir de composto orgânico produzido com a principal fonte de carbono: resíduo da desfibrilação de algodão (SA), resíduo bagaço de cana-de-açúcar moído (SB), capim-napier triturado (SN), resíduo de poda de árvore (SP) e serragem (SS).

O número descrito em cada substrato representa a numeração das repetições (mudas).

Dessa forma, as mudas cultivadas no substrato comercial (SC1 a SC4), apresentaram altos valores dos escores de CP1 e de CP2 (Figura 1) e, conseqüentemente, baixos valores de altura (H), diâmetro do caule (DC) e número de folíolos (NF) nas mudas produzidas nesse substrato, como também baixa condutividade elétrica (CE) do próprio substrato.

As mudas de angico-vermelho que receberam o substrato à base de serragem (SS1 a SS4) apresentaram altos valores do escore CP2 e baixos valores de CP1 (Figura 1). Exibindo, conseqüentemente, os maiores valores de altura (H), diâmetro do caule (DC) e número de folíolos (NF) nas mudas de angico-vermelho neste substrato com baixo valor de condutividade elétrica (CE).

As mudas de angico-vermelho que receberam o substrato à base de bagaço de cana-de-açúcar moído (SB1 a SB4) obtiveram os segundos menores valores do CP1 (Figura 1). Ou seja, possuem os segundos melhores valores de altura, diâmetro do caule e número de folíolos entre as mudas analisadas. Além disso, esse substrato apresenta valores moderados do escore de CP2 (Figura 1), ou seja, um valor moderado da condutividade elétrica.

Os demais substratos orgânicos proporcionaram mudas com valores intermediários para o CP1 e valores menores de CP2. Ou seja, os substratos SA, SN e SP apresentaram valores intermediários de: altura, diâmetro do caule e número de folíolos (Figura 1), e os maiores valores de condutividade elétrica.

Diante dos valores observados na Figura 1, é possível afirmar que a composição química dos substratos orgânicos possui relação direta com os parâmetros de desenvolvimento das mudas de angico-vermelho, evidenciado que o substrato comercial (SC) obteve os menores valores de condutividade elétrica, bem como os menores valores de altura (H), diâmetro do caule (DC) e número de folíolos (NF).

Assim, o substrato comercial proporcionou baixa qualidade de mudas de angico-vermelho, ao final dos 120 dias de desenvolvimento, necessitando de adubação adicional. Já os substratos à base de bagaço de cana-de-açúcar e serragem proporcionaram os melhores valores de qualidades das mudas de angico-vermelho, de acordo com o Índice de qualidade de Dickson.

A atividade das enzimas antioxidantes (SOD e POD) foi estimulada, principalmente, pelos substratos à base de resíduos de algodão e poda de árvores, como forma de defesa do sistema antioxidativo.

4 CONCLUSÕES

Considerando os resultados alcançados neste estudo, pode concluir que:

A qualidade e a atividade antioxidante das mudas de angico-vermelho são influenciadas de maneira distinta pelos diferentes substratos formulados a partir da compostagem de diferentes fontes de carbono.

Os substratos possuem influência direta sobre a atividade antioxidante, confirmando, ainda, a existência de correlação linear entre as características físico-químicas dos substratos e as variáveis fisiológicas e bioquímicas das mudas de angico-vermelho.

REFERÊNCIAS

- ABDELGAWAD, Z. A.; KHALAFAALLAH, A. A.; ABDALLAH, M. M. Impact of methyl jasmonate on antioxidant activity and some biochemical aspects of maize plant grown under water stress condition. **Agricultural Sciences**, v. 5, n. 12, p. 1077, 2014.
- ALILOO, A. A.; SHAHABIVAND, S.; FARJAM, L.; HERAVI, S. Allelopathic effects of pine needle extracts on germination and seedling growth of ryegrass and kentucky bluegrass. **Advances in Environmental Biology**, v. 6, n. 9, p. 2513-2518, 2012.
- ALSCHER, R. G.; ERTURK, N.; HEATH, I. S. Role of superoxide dismutases (SOD) in controlling oxidative stress in plants. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 53, n. 371, p. 1331-1341, 2002.
- ALVES, J. D.; ZANANDREA, I.; DEUNER, S.; GOULART, P. F. P.; SOUZA, K. R. D.; SANTOS, M. O. Antioxidative responses and morpho-anatomical adaptations to waterlogging in *Sesbania virgata*. **Trees**, Berlin, v. 27, n. 3, p. 717-728, 2012.
- AMERI, A.; TEHRANIFAR, A.; DAVARYNEJAD, G. H.; SHOOR, M. The effects of substrate and cultivar in quality of strawberry. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 6, n. 17, p. 181-188, 2012.
- ANDRADE, A. P.; BRITO, C. C.; SILVA-JÚNIOR, J.; COCOZZA, F. D. M.; SILVA, M. A. V. Estabelecimento inicial de plântulas de *Myracrodruon urundeuva* Allemão em diferentes substratos. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 4, p. 737-745, 2013.
- ANTONIAZZI, A.P.; BINOTTO, B.; NEUMANN, G. M.; BUDKE, J. C.; SAUSEN, T. L. et al. Eficiência de recipientes no desenvolvimento de *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae). **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 11, p. 313-317, 2013.
- APEL, K.; HIRT, H. Reactive oxygen species: Metabolism, oxidative stress, and signal transduction. **Annual Review of Plant Biology**, v. 55, p. 373-399, 2004.
- ARAÚJO, D. B. **Produção de mudas de espécies ornamentais em substratos à base de resíduos agroindustriais e agropecuários**. 2010, 60 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Ceará – UFC, 2010.
- BALDIN, T.; CONTE, B.; DENARDI, L.; MORAES, R.; SALDANHA, C. W. Crescimento de mudas de angico-vermelho em diferentes volumes de substratos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 35, n. 82, p. 129-133, 2015.
- BANZATTO, D. A.; KRONKA, S. N. **Experimentação agrícola**. 3. ed. Jaboticabal: FUNEP, 1995. 247 p.
- BAPTISTA, S. M. P. **Avaliação da resposta ao stresse oxidativo induzido por cádmio e cobre em plantas de tabaco transformadas e não transformadas**. 2009. 53 f.

Dissertação (Mestrado em Engenharia do Ambiente) - Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa, 2009.

BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARA, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 3, p. 453-460, 2014.

BEAUCHAMP, C.; FRIDOVICH, I. Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels. **Analytical Biochemistry**, v. 44, n. 1, p. 276–287, 1971.

BELL, D. T.; WARD, S. C. Foliar and twig macronutrients (N, P, K, Ca and Mg) in selected species of Eucalyptus used in rehabilitation: sources of variation. **Plant and Soil**, The Hague, v. 81, p. 363- 376, 1984.

BERNARDI, F. H. **Materiais lignocelulósicos na compostagem de resíduos da agroindústria do frango de corte**. 2015. 60 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Centro de Ciências Exatas e Tecnológicas, Cascavel, 2015.

BERTANI, R. M. A.; VILLAS BÔAS, R. L.; VIDAL, A. A.; FURLANETO, F. P. B.; SPADOTTI, A. M. A.; FISCHER, I. H. O uso de fertilizantes compostos na agricultura. **Pesquisa & Tecnologia**, Campinas, v. 8, n. 2, p. 1-7, 2011.

BHATT, I.; TRIPATHI, B. N. Plant peroxiredoxins: catalytic mechanisms, functional significance and future perspectives. **Biotechnology Advances**, v. 29, p. 850-859, 2011.

BHATTACHARJEE, S. Sites of generation and physicochemical basis of formation of reactive oxygen species in plant cell. In: GUPTA, S. D. **Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants**. Enfield: Science Publishers, 2010. p.1-30.

BLANK, A. F.; ARRIGONI-BLANK, M. F.; CARVALHO-FILHO, J. L. S.; SANTOS-NETO, A. L.; AMANCIO-LIMA, V. F. Produção de mudas de manjeriço com diferentes tipos de substratos e recipientes. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2014.

BOENE, H. C. A. M.; NOGUEIRA, A. C.; SOUSA, N. J.; KRATZ, D.; SOUZA, P. V. D. Efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Sebastiania commersoniana*. **Floresta**, Curitiba, PR, v. 43, n. 3, p. 407-420, 2013.

BORTOLINI, M. F.; KOEHLER, H. S.; ZUFFELLATORIBAS, K. C.; FORTES, A. M. Crescimento de mudas de *Gleditsia amorphoides* Taub. produzidas em diferentes substratos. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 22, n. 1, p. 35-46, 2012.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye-binding. **Anal. Biochemistry** v. 72, p. 248-254. 1976.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. Secretaria de Defesa Agropecuária. Instrução Normativa nº 17, de 21 de maio de 2007. Aprova métodos oficiais para análise de substratos e condicionadores de solos. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, Seção 1, p. 8, 24 maio 2007.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento– MAPA. **Regras para Análise de Sementes**. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399 p.

BUNT, A. C. **Media and mixes for container grown plants**: a manual on the preparation and use of growing media for pot plants. London: Unwin Hyman, 1988. 309 p.

CALDEIRA, M. V. W.; BLUMB, H.; BALBINOTC, R.; LOMBARDID, K. C. Uso do resíduo de algodão no substrato para produção de mudas florestais. **Revista Acadêmica**, Curitiba, v. 6, n. 2, p. 191-202, 2008.

CALDEIRA, M. V. W.; DELARMEILINA, W. M.; FARIA RONIE, J. C. T. F; JUVANHOL, S. Substratos alternativos na produção de mudas de *Chamaecrista desvauxii*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 31-39, 2013.

CALDEIRA, M. V. W.; MARCOLIN, M.; MORAES, E.; SCHAADT, S. S. Influência do resíduo da indústria do resíduo da desfibrilação de algodão na formulação de substrato para produção de *Schinus terebinthifolius* Raddi, *Archontophoenix alexandrae* Wendl. et Drude e *Archontophoenix cunninghamiana* Wendl. et Drude. **Ambiência**, Guarapuava, v. 3, n. 3, p. 312-323, 2007.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. 1995. 451 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1995.

CARNEIRO, M. M. L. C. **Fisiologia de plantas jovens de seringueira cultivadas em diferentes fontes nitrogenadas e sob baixa disponibilidade de água e oxigênio**. 2014. 108 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras – MG, 2014.

CARNEIRO, M. M. L. C.; DEUNER, S.; OLIVEIRA, P. V.; TEIXEIRA, S. B.; SOUSA, C. P.; BACARIN, M. A.; MORAES, D. M. Atividade antioxidante e viabilidade de sementes de girassol após estresse hídrico e salino. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 33, n. 4, p. 754 - 763, 2011.

CARRASCO-RÍOS, L.; PINTO, M. Effect of salt stress on antioxidant enzymes and lipid peroxidation in leaves in two contrasting corn, 'Lluteno' and 'Jubilee'. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 74, n. 1, p. 89-95, 2014.

CHAGAS, E. A.; RIBEIRO, M. I. G.; SOUZA, O. M.; SANTOS, V. A.; LOZANO, R. M. B.; BACELAR-LIMA, C. G. Alternatives substrates for production of seedlings camu-camu. **Revista de Ciências Agrárias**, Pernambuco, v. 56, n. supl., p. 1-7, 2013.

CHUNG, I. M.; AHN, J. K.; YUN, S. J. Assesment of allelopathic potential of barnyard grass (*Echinochloa crus-gall*) on rice (*Oriza sativa* L.) cultivars. **Crop Protection**, v. 20, p. 921-928. 2001.

COLEY, P. D.; BRYANT, J. P.; CHAPIN, F. S. **Resource availability and plant antiherbivore defense**. Science, Washington, v. 230, p. 895-899, 1985.

CORSATO, J. M. **Maturação e aquisição de tolerância á dessecação de sementes de *Annona emarginata* (Schtdl) h. Rainer**. 2014. 185 f. Tese (Doutorado em Botânica) – Universidade Estadual Paulista (Unesp), São Paulo, 2014.

COSTA, L. A. M.; COSTA, M. S. S. M.; PEREIRA, D. C.; BERNARD, F. H.; SILVIA, M. Avaliação de substratos para a produção de mudas de tomate e pepino. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n.5, p. 675-682, 2013.

COSTA, M. S. S. M.; COSTA, L. A. M.; DECARLI, L. D.; PELÁ, A.; SILVA, C. J; MATTER, U.; OLIBONE, D. Compostagem de resíduos sólidos de frigorífico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, n. 1, p. 100–107, 2009.

CRUZ, F. J. R. **Respostas bioquímicas e fisiológicas de plantas jovens de cana-de-açúcar sob diferentes concentrações de NaCl no solo**. 2015. 106 f. Tese (Doutorado em

Agronomia), Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (Unesp), Jaboticabal – SP. 2015. 106 p.

CUNHA-QUEDA, A. C. F.; VALLINI, G.; SOUSA, R. F. X. B.; DUARTE, E. C. N. F. A. Estudo da evolução de atividades enzimáticas durante a compostagem de resíduos provenientes de mercados horto-frutícolas. **Anais do Instituto Superior de Agronomia**. Lisboa: Universidade Técnica de Lisboa; Instituto Superior de Agronomia. 2003. p. 193-208.

CURVÊLO, C. R. S.; RODRIGUES, F. Á.; PEREIRA, L. F.; SILVA, L. C.; DAMATTA, F. M.; BERGER, P. G. Trocas gasosas e estresse oxidativo em plantas de algodoeiro supridas com silício e infectadas por *Ramularia areola*. **Bragantia**, Campinas, v. 72, n. 4, p. 346-359, 2013.

DANCEY, C. P., REIDY, J. Análise de correlação: o r de Pearson. In: DANCEY, C. P., REIDY, J. **Estatística sem matemática para psicologia**. Porto Alegre: Artmed, 2007. Cap. 5, p. 178-216.

DIAS, L. P. R.; GATIBONI, L. C.; BRUNETTO, G.; BICARATTO, B. Eficiência relativa de fosfatos naturais na adubação de plantio de mudas de *Eucalyptus dunnii* Maiden e *Eucalyptus benthamii* Maiden et Cambage em solo sem e com calagem. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 25, n. 1, p. 37-48, 2015.

DICKSON, A.; LEAF, A. L.; HOSNER, J. F. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. **Forest Chronicle**, v. 36, p. 10-13, 1960.

DRANSKI, J. A. L.; MALAVASI, U. C.; MALAVAS, M. M.; JACOBS, D. F. Effect of ethephon on hardening of *Pachystroma longifolium* seedlings. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 3, p. 401-407, 2013.

DUTRA, T. R.; MASSAD, M. D.; SARMENTO, M. F. Q.; OLIVEIRA, J. C. Substratos alternativos e métodos de quebra de dormência para produção de mudas de canafistula. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n. 1, p. 072-078, 2013.

EL-ENANY, A. E.; AL-ANAZI, A. D.; DIEF, N.; AL-TAISAN, W. A. Role of antioxidant enzymes in amelioration of water deficit and waterlogging stresses on *Vigna sinensis* plants. **Journal of Biology and Earth Sciences**, Suchy Las, v. 3, n. 1, p. B144-B153, 2013.

FERNANDES, C.; CORÁ, J. E.; BRAZ, L. T. Desempenho de substratos no cultivo do tomateiro do grupo cereja. **Horticultura Brasileira**, v. 24, Brasília, p.42-46, 2006.

FERRAZ, H. G. M.; RESENDE, R. S.; SILVEIRA, P. R.; ANDRADE, C. C. L.; MILAGRES, E. A.; OLIVEIRA, J. R.; RODRIGUES, F. D. Á. Rhizobacteria induces resistance against fusarium wilt of tomato by increasing the activity of defense enzymes. **Bragantia**, Campinas, v. 73, n. 3, p. 274-283, 2014.

FERREIRA, I. C. P. V.; ARAUJO, A. V.; NASCIMENTO, A. L.; CAVALCANTI, T. F. M.; SANTOS, L. D. T. Cobertura morta e adubação orgânica na produção de alface e supressão de plantas daninhas. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 60, n. 4, p. 582-588, 2013.

FERREIRA, M. C.; COSTA, S. M. L.; PASIN, L. A. A. Uso de resíduos da agroindústria de bananas na composição de substratos para produção de mudas de pau pereira. **Nativa**, Sinop - MT, v. 3, n. 2, p. 120-124, 2015.

FERREIRA-SILVA, S. L.; VOIGT, E. L.; SILVA, E. N.; MAIA, J. M.; ARAGÃO, T. C. R.; SILVEIRA, J. A. G. Partial oxidative protection by enzymatic and non-enzymatic components in cashew leaves under high salinity. **Biologia Plantarum**, v. 56, n. 1, p. 172-176, 2012.

FOYER, C. H.; NEUKERMANS, J.; QUEVAL, G.; NOCTOR, G.; HARBINSON, J. Photosynthetic control of electron transport and the regulation of gene expression. **Journal Of Experimental Botany**, v, 63, p. 1637-1661, 2012.

FREITAS, T. A. S.; BARROSO, D. G.; CARNEIRO, J. G. A.; PENCHEL, R. M.; FIGUEIREDO, F. A. M. M. Mudanças de eucalipto produzidas a partir de miniestacas em diferentes recipientes e substratos. **Revista Árvore**, Viçosa, n. 30, p. 519-528, 2006.

FURTADO, D. **Análise multivariada**. Lavras: Editora da UFLA, 1996.

GOMES, J. M. **Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*, produzidas em diferentes tamanhos de tubete e de dosagens de N-P-K**. 2001. 126 f. Tese (Doutorado em Ciência Florestal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2001.

GOMES, R. F.; CRUZ, F. J. R.; NUNES, R. C.; CASTOLDI, R.; SANTOS, D. M. M.; BRAZ, L. T. Respostas enzimáticas na enxertia de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 4, p. 491-497, 2016.

GONÇALVES, E. G.; LORENZI, H. **Morfologia vegetal: organografia e dicionário ilustrado de morfologia das plantas vasculares**. 2. ed. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora. 2011. 511 p.

GONÇALVES, J. L. M.; SANTERELLI, E. G.; NETO, S. P. M.; MANARA, M. P. Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e fertilização. In: GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETTI, V. (Eds.). **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2000. p. 309-350.

GROSSNICKLE, S. C. Why seedlings survive: influence of plant attributes. **New Forests**, v. 43, p. 711-738. 2012.

GRUSZYNSKI, C. **Resíduo agro-industrial “casca de tongue” como componente de substrato para plantas**. 2002. 99 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre. 2002. 99 p.

GUPTA, B.; HUANG, B. Mechanism of salinity tolerance in plants: physiological, biochemical, and molecular characterization. **International Journal of Genomics**, New York, v. 2014, p. 1-18, apr. 2014.

HAAG, H. P. **Ciclagem de nutrientes em florestas tropicais**. Campinas, SP: Fundação Cargil, 1985.

HARTER, L. S.; HARTE, F. S.; DEUNER, C.; MENEGHELLO, G. E.; VILLELA, F. A. Salinidade e desempenho fisiológico de sementes e plântulas de morango. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 32, n.1, 2014.

HEATH, R. L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts. I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v. 125, p. 189-198, 1968.

KOZLOWSKI, T. T.; PALLARDY, S. G. **Physiology of woody plants**. 2. ed. San Diego: Academic Press, 1996. 411 p.

KRATZ, D.; WENDLING, I. Crescimento de mudas de *Eucalyptus camaldulensis* em substratos à base de casca de arroz carbonizada. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 63, n. 3, p. 348-354, 2016.

KRATZ, D.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; SOUZA, P. V. D. Substratos renováveis na produção de mudas de *Eucalyptus benthamii*. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 607-621, 2013a.

KRATZ, D.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; SOUZA, P. V. D. Utilização de resíduos urbanos e agroflorestais para produção de mudas de *Eucalyptus benthamii* e *Mimosa scabrella*. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v. 20, n. 4, p. 530-537, 2013b.

KRATZ, D.; WENDLING, I.; PIRES, P. P. Miniestaquia de *Eucalyptus benthamii* x *E. dunnii* em substratos à base de casca de arroz carbonizada. **Scientia Forestalis**, v. 40, p. 547-556, 2012.

LANA, M. C.; FEY, R.; FRANCOLOSO, J. F.; RICHART, A.; FONTANIVA, S. **Análise química de solo e tecido vegetal**: práticas de laboratório. Cascavel: Edunioeste, 2010. 130 p.

LAXMAN, R. H.; RAO, N. K. S.; BIRADAR, G.; SUNOJ, V. S. J. D.; SHIVASHANKARA, K. S.; PAVITHRA, C. B.; DHANYALAKSHMI, K. H.; MANASA, K. M.; BHATT, R. M.; SADASHIVA, A. T.; CHRISTOPHER, M. G. Antioxidant enzymes activity and physiological response of tomato (*Lycopersicon esculentum* M.) genotypes under mild temperature stress. **Indian Journal of Plant Physiology**, v. 19, n. 2, p. 161-164, 2014.

LI, S. X.; WANG, Z. H.; STEWAR, B. A. Responses of crop plants to ammonium and nitrate N. **Advances in Agronomy**, San Diego, v. 118, p. 205–397, 2013.

LISBOA, C. A.; SANTOS, S. P.; OLIVEIRA NETO, N. S.; CASTRO, N. D.; ABREU, M. H. A. Efeito do volume de tubetes na produção de mudas de *Calophyllum brasiliense* e *Toona ciliata*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 4, p. 603-609, 2012.

LOCATO, V.; PINTO, M. C.; PARADISO, A.; GARA, L. Reactive oxygen species and ascorbate-glutathione interplay in signaling and stress responses. *In*: GUPTA, S. D. **Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants**. Enfield: Science Publishers, 2010. p. 45-64.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1992. 368 p. v. 1.

LUCHESE, E. B.; FAVERO, L. O. B.; LENZI, E. **Fundamentos da química do solo**. 2. ed. Rio de Janeiro: Freitas Bastos, 2002. 182 p.

MAGALHÃES, L. M. S.; BLUM, W. E. H. Concentração e distribuição de nutrientes nas folhas de espécies florestais, na Amazônia Ocidental. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v. 6, n. 1, p. 127-137, 1999.

MAIA, J. M.; FERREIRA-SILVA, S. L.; VOIGT, E. L.; MACEDO, C. D.; PONTE, L. F. A.; SILVEIRA, J. A. G. Atividade de enzimas antioxidantes e inibição do crescimento radicular de feijão caupi sob diferentes níveis de salinidade. **Acta Botanica Brasilica**, Feira de Santana, v. 26, n. 2, p. 342-349, 2012.

MALAVOLTA, E. **ABC da adubação**. 5. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1989. 292 p.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações**. Piracicaba: Potafós, 1997. 319 p.

MEIRA, R. O. **Alelopatia entre espécies de diferentes categorias sucessionais utilizadas na restauração ecológica**. 2016. 89 f. Dissertação (Mestrado em Conservação e Manejo de Recursos Naturais_ - Universidade estadual do Oeste do Paraná, 2016.

MELO, L. A.; PEREIRA, G. A.; MOREIRA, E. J. C.; DAVIDE, A. C.; SILVA, E. V.; TEIXEIRA, L. A. F. Crescimento de mudas de *Eucalyptus grandis* e *Eremanthus erythropappus* sob diferentes formulações de substrato. **Floresta e Ambiente**, Seropédica, v. 21, p. 234-242, 2014.

MENDONÇA, V.; MEDEIROS, L. F.; TOSTA, M. S. MEDEIROS, P. V. Q. OLIVEIRA, L. A. A. Sources alternative of organic matters for mix of substrates for the production of yellow-passion seedlings. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 22, n. 2, p. 61-67, 2009.

MILLER, A. J.; CRAMER, M. D. Root nitrogen acquisition and assimilation. **Plant Ecophysiology**, Paranaque, v. 4, p.1-36, Mar. 2005.

MINAMI, K.; SALVADOR, E. D. **Substrato para mudas**. Piracicaba, USP/ESALQ, 2010. 209 p.

MIRANDA, J. F.; BATISTA, I. M. P.; TUCCI, C. A. F.; ALMEIDA, N. O.; GUIMARÃES, M. A. Substrato para produção de mudas de macacaúba (*Platymiscium ulei* Harms) no município de Autazes, AM. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 23, n. 4, p. 555-562, 2013.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant in Science**, v. 9, p. 405-410, 2002.

MOLLER, I. M. Plant mitochondria and oxidative stress: electron transport, NADPH turnover, and metabolism of reactive oxygen species, **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 52, p. 561- 591, 2001.

MONTANARI, R.; LIMA, E., S.; LOVERA, L. H.; FERRARI, S., QUEIROZ, H., A. Correlação dos componentes vegetativos da cultura da pupunha e dos atributos químicos do solo. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia-MS, v. 3, n. 2, p. 25-33, 2016.

MORAIS, F. A.; GÓES, G. B.; COSTA, M. E.; MELO, I. G. C.; VERAS, A. R. R.; CUNHA, G. O. M. Fontes e proporções de esterco na composição de substratos para produção de mudas de jaqueira. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 7, n. Sulp., p. 784-789, 2012.

MORANDINI, M. N.; GIAMMINOLA, E. M.; VIANA, M. L. Tolerancia a la desecación de semillas de *Prosopis ferox* y *Pterogyne nitens* (Leguminosae). **Revista Biología Tropical**, Costa Rica, v. 61, n. 1, p. 335-342, 2013.

MORIM, M. P. **Parapiptadenia in flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB31381>>. Acesso em: 12 dez. 2016.

NASCIMENTO, H. H. C. SANTOS, C. A. FREIRE, C. S. SILVA, M. A. NOGUEIRA, R. J. M. C. Ajustamento osmótico em mudas de jatobá submetidas à salinidade em meio hidropônico. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 39, n. 4, p. 641-653, 2015.

NUNES, M. U. C. **Circular técnica: Compostagem de resíduos para produção de adubo orgânico na pequena propriedade**. 1. ed. Aracaju: Embrapa, 2009. 7 p.

OLIVEIRA, A. B.; GOMES-FILHO, E.; ENÉAS-FILHO, J. O problema da salinidade na agricultura e as adaptações das plantas ao estresse salino. **Enciclopédia biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 6, n. 11, p. 1-16. 2010.

OLIVEIRA, L. S. B.; ANDRADE, L. A.; ALVES, A. S.; GONÇALVES, G. S. Substrato e volume de recipiente na produção de mudas de Jatobá (*Hymenaea courbaril* L.). **Nativa**, Sinop - MT, v. 2, n. 2, p. 103-107, 2014.

OLIVEIRA-JÚNIOR, P. R.; MARMONTEL, C. V. F.; MELO, A. G. C. Desenvolvimento inicial de quatro espécies florestais nativas em diferentes recipientes. **Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal**, Garça, v. 20, n. 1, p. 1-9, 2012.

ORO, P.; DRANSKI, J. A. L.; MALAVASI, U. C.; MALAVASI, M. M. Frequência da irrigação ao final da produção em mudas de espécies lenhosas. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, Lages, v. 15, n. 2, p. 94-102, 2016.

PALLARDY, S. G. Nitrogen metabolism. In: PALLARDY, S. G. **Physiology of woody plants**. 3. ed. San Diego: Elsevier, 2008. Chap. 9, p. 233-254.

PASSARDI, F.; COSIO, C.; PENEL, C.; DUNAND, C. Peroxidases have more functions than a Swiss army knife. **Plant Cell Report**, v. 24, p. 255–265, 2005.

PEDROSA, T. D.; FARIAS, C. A. S.; PEREIRA, R. A.; FARIAS, E. T. R. Monitoramento dos parâmetros físico-químicos na compostagem de resíduos agroindustriais. **Nativa**, Sinop - MT, v. 1, n. 1, p. 44-48, 2013.

PEREIRA NETO, J. T. **Manual de compostagem**: processo de baixo custo. 1. ed. Viçosa: Editora UFV, 2011, 81 p.

PEREIRA, D. C.; GRUTZMACHER, P.; BERNARDI, F. H.; MALLMANN, L. S.; COSTA, L. A. DE M.; COSTA, M. S. S. de M. Produção de mudas de almeirão e cultivo no campo, em sistema agroecológico. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 16, n. 10, p. 1100-1106, 2012.

PINTO, A. V. F.; ALMEIDA, C. C. S.; BARRETO, T. N. A.; SILVA, W. B.; PIMENTEL, D. J. O. Efeitos de substratos e recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia aurea* (Silva Manso) Benth. & Hook. F. Ex S. Moore. **Revista Biociências**, Taubaté, v. 22, n. 1, p. 100-109, 2016.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: **A language and environment for statistical computing**. R Foundation 331 for Statistical Computing, Vienna, Austria. Disponível em: <http://www.R332 project.org>. Acesso em: 13 jun. 2016.

RIBEIRO, V. M. **Estresse oxidativo em sementes de pepino (*Cucumis sativus* L.) submetidas a extratos de leucena (*Leucaena leucocephala* (Lam.) R. de Wit.)**. 2015. 86 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná. 2015.

ROCHA, J. H. T.; BACKES, C.; DIOGO, F. A.; PASCOTTO, C. B.; BORELLI, K. Composto de lodo de esgoto como substrato para mudas de eucalipto. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 33, n. 73, p. 27-36, 2013.

RODRIGUES, L. R. F. **Técnicas de cultivo hidropônico e de controle ambiental no manejo de pragas, doenças e nutrição vegetal em ambiente protegido**. Jaboticabal: FUNEP, 2002. 762 p.

SATBHAI, R. D.; NAIK, R. M. Osmolytes accumulation, cell membrane integrity, and antioxidant enzymes in sugarcane varieties differing in salinity tolerance. **Sugar Tech**, v. 16, n. 1, p. 30-35, 2014.

- SCALON, S. P. Q.; JEROMINE, T. S. Substratos e níveis de água no potencial germinativo de sementes de uvaia. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 1, p. 49-58, 2013.
- SCANDALIOS, J. G. Oxidative stress: molecular perception and transduction of signals triggering antioxidant gene defenses. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, v. 38, p. 995-1014, 2005.
- SCHAWAMBACH, J.; FADANELLI, C.; FETT NETO, A. G. Mineral nutrition and adventitious rooting in microcuttings of *Eucalyptus globulus*. **Tree Physiology**, Oxford, v. 25, p. 487-494, 2005.
- SCHEER, M. B.; CARNEIRO, C.; SANTOS, K. G. Substratos à base de lodo de esgoto compostado na produção de mudas de *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, v. 38, n. 88, p. 637-644, 2010.
- SILVA, A. F. **Eficiência fotossintética e proteção oxidativa em mudas de cajueiro não submetidas ao estresse salino**. 2016. 93 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Universidade Estadual da Paraíba/Embrapa Algodão. Campina Grande – PB. 2016. 93 p.
- SILVA, G. H.; SANTOS, R. V.; GOMES, A. V. D. Crescimento de mudas de craibeira em substrato de co-produto sob fertilização química e orgânica. **Revista Verde**, Pombal - PB, v. 9, n. 5, p. 78 - 83, 2014.
- SILVA, J. O. **Reguladores vegetais e alguns nutrientes minerais no desenvolvimento de plantas de tomateiro ‘pizzadoro’ enxertadas e não enxertadas**. 2015. 45 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Programa de Pós-Graduação em Agronomia: Horticultura. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (Unesp), Botucatu, 2015.
- SILVA-JUNIOR, J. F. **Desenvolvimento do tomate em diferentes níveis de irrigação e de doses de salinidade**. 2012, 74 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Programa de Pós- Graduação em Agronomia: Irrigação e Drenagem, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (Unesp), Botucatu, 2012.
- SILVEIRA, H. R. O.; SOUZA, K. R. D.; ANDRADE, C. A.; SANTOS, M. O.; BRANDÃO, I. R.; SILVA, D. M.; ALVES, J. D. Sistema antioxidante de mudas de cafeeiro submetidas ao excesso de água. **Coffee Science**, Lavras, v. 10, n. 4, p. 437-444, 2015.
- SILVEIRA, J. A. G.; SILVA, S. L. F.; SILVA, E. N.; VIÉGAS, R. A. Mecanismos biomoleculares envolvidos com a resistência ao estresse salino em plantas. In: Gheyi, H. R.; Dias, N. S.; Lacerda, C. F. (Org.). **Manejo da salinidade na agricultura: estudos básicos e aplicados**. 1. ed. Fortaleza: INCTSal, 2010. p. 161-180.
- SODRÉ, G. A.; CORÁ, J. E.; SOUZA-JÚNIOR, J. O. Caracterização física de substratos à base de serragem e recipientes para crescimento de mudas de cacaueteiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 29, n. 2, p. 339-344, 2007.
- SOUSA, A. B. O.; BEZERRA, M. A.; FARIAS, F. C. Desenvolvimento inicial do clone BRS 275 de cajueiro sob irrigação com diferentes níveis salinos. **Revista Brasileira de Agricultura Irrigada**, Fortaleza, v. 4, n. 3, p. 166-171, 2013.
- STRINGHETA, Â. C. O.; SILVA, D. J. H.; CARDOSO, A. A.; FONTES, L. E. F.; BARBOSA, J. G. Germinação de sementes e sobrevivência das plântulas de *Tillandsia geminiflora* Brongn, em diferentes substratos. **Acta Scientiarum. Agronomy**. Maringá, v. 27, no. 1, p. 165-170, 2005.

SUNAINA, K. Y.; SINGH, N. B. Mitigating effect of activated charcoal against allelopathic stress. **Biolife**, Carrollton, v. 2, n. 1. p. 407-414, 2014.

SUZUKI, N.; KOUSSEVITZKY, S.; MITTLER, R.; MILLER, G. ROS and redox signalling in the response of plants to abiotic stress. **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 35, n. 2, p. 259-270, 2012.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 918p.

TEISSEIRE, H.; GUY, V. Copper-induced changes in antioxidant enzymes activities in fronds of duckweed (*Lemna minor*). **Plant Science**, Amsterdam, v. 153, n. 1, p. 65-72, 2000.

TORRES, E. C. M.; FREIRE, J. L. O.; OLIVEIRA, J. L., BANDEIRA, L. B.; MELO, D. A.; SILVA, A. L. Biometria de mudas de cajueiro anão irrigadas com águas salinas e uso de atenuadores do estresse salino. **Nativa**, Sinop, v. 2, n. 2, p. 71-78, 2014.

TORRES, F S. **Parâmetros químicos e qualidade de salsa em função de substratos orgânicos associados ao biochar**. 2016. 104 f. Tese (Doutorado em Engenharia Agrícola) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Cascavel – PR, 2016.

TRAZZI, P. A.; CALDEIRA, M. V. W.; CUSATIS, A. C.; HIGA, A. R. Crescimento e nutrição de mudas de *Tectona grandis* produzidas em substratos orgânicos. **Sci. For.**, Piracicaba, v. 42, n. 101, p. 49-56, 2014a.

TRAZZI P. A.; DELARMELINA, W. M.; CALDEIRA, M. V. W. Concentração e quantidade de nutrientes em mudas de *Teca* produzidas em substratos orgânicos. **Ecologia e Nutrição Florestal**, Santa Maria - RS, v. 2, n. 1, p. 19-31, 2014b.

VERMA, K. K.; SINGH, M.; GUPTA, R. K.; VERMA, C. L. Photosynthetic gas exchange, chlorophyll fluorescence, antioxidant enzymes, and growth responses of *Jatropha curcas* during soil flooding. **Turkish Journal of Botany**, Ankara, v. 38, p. 130-140, Mar. 2014.

VOLKWEIS, C. R.; DRANSKI, J. A. L.; ORO, P.; MALAVASI, U. C.; MALAVASI, M. M. Efeito da tigmomorfogênese na morfometria de mudas de *Maytenus ilicifolia* (Schrad.) Planch. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 24, n. 2, p. 339-346, 2014.

WATTHIER, M. **Substratos orgânicos: caracterização, produção de mudas e desenvolvimento a campo de alface e beterraba e influência na atividade enzimática**. 2014. 125 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre - RS, 2014.

WITCHER, A. L.; BLYTHE, E. K.; FAIN, G. B.; CURRY, K. J.; POUNDERS, C. T. Factors Affecting early seedling development in whole pine tree substrates. **Southern Nursery Association Research Conference**. Acworth, v. 57, n. 1, p. 314-319, 2012.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

De acordo com os resultados obtidos no presente estudo, as características dos substratos influenciam desde a germinação das sementes até a qualidade das mudas das espécies vegetais, agindo diretamente no metabolismo bioquímico das mesmas.

Diante disso, a caracterização física e química dos substratos antes do uso é de extrema importância para garantir que o substrato seja devidamente aerado, apresentando densidade global e porosidade que colaborem com o desenvolvimento natural das plantas, além de possuir valores de condutividade elétrica dentro dos padrões de equilíbrio, para não prejudicar a planta por excesso de nutrientes, ocasionando um estresse oxidativo.

Como discutido em ambos os artigos, diante de um estresse a planta mobiliza uma série de reações, dentre elas um sistema de defesa antioxidante realizado por enzimas que podem servir como indicativo de estresse ambiental, já que diante de uma situação desse tipo, as atividades das enzimas antioxidantes aumentam para combater qualquer dano que pode ser causado por uma condição ambiental desfavorável.

Por fim, pesquisas que têm como objetivo conhecer as reações metabólicas de interação, que as plantas mantêm com o meio onde vivem, são de extrema importância para enriquecer o conhecimento que se tem sobre esse assunto e aprimorar sempre mais o entendimento que se tem da vida secreta das plantas.