

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**USO DE *Ascophyllum nodosum* PARA O ENRAIZAMENTO DE
MICROESTACAS DE EUCALIPTO**

LIVIA CRESTE LOSI

Dissertação apresentada à Faculdade
de Ciências Agrônômicas da Unesp -
Campus de Botucatu, para obtenção
do título de Mestre em Agronomia
(Irrigação e Drenagem)

BOTUCATU-SP

Julho – 2010

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

**USO DE *Ascophyllum nodosum* PARA O ENRAIZAMENTO DE
MICROESTACAS DE EUCALIPTO**

LIVIA CRESTE LOSI

Orientador: Prof. Dr. Roberto Lyra Villas Bôas

Dissertação apresentada à Faculdade
de Ciências Agronômicas da Unesp -
Campus de Botucatu, para obtenção
do título de Mestre em Agronomia
(Irrigação e Drenagem)

BOTUCATU-SP

Julho – 2010

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA
INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA
- LAGEADO - BOTUCATU (SP)

L879u Losi, Livia Creste, 1982-
Uso de *Ascophyllum nodosum* para o enraizamento de microestacas de
eucalipto / Livia Creste Losi. - Botucatu : [s.n.], 2010
iv, 76 f. : gráfs. color., tabs., fotos color.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual
Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu,
2010

Orientador: Roberto Lyra Villas Boas
Inclui bibliografia

1. Enraizamento de microestacas. 2. Extrato de alga marinha. 3.
Eucalyptus urograndis. 4. *Eucalyptus urophilla*. I. Villas Boas, Roberto
Lyra. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de
Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: "USO DE *Ascophyllum nodosum* PARA O ENRAIZAMENTO DE MICROESTACAS
DE EUCALIPTO"

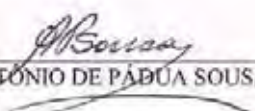
ALUNA: LÍVIA CRESTE LOSI

ORIENTADOR: PROF. DR. ROBERTO LYRA VILLAS BÓAS

Aprovado pela Comissão Examinadora



PROF. DR. ROBERTO LYRA VILLAS BÓAS



PROF. DR. ANTÔNIO DE PÁDUA SOUSA



PROF. DR. ANA CLÁUDIA PACHECO SANTOS

Data da Realização: 02 de setembro de 2010.

Vencer não é competir com o outro. É derrotar os seus inimigos interiores, é a própria realização do ser.
(Autor desconhecido)

DEDICATÓRIA

Aos meus pais, José Renato Losi e Benedita Creste por ter me dado a vida e me ensinado que sempre podemos realizar nossos sonhos e conquistar um ideal.

OFERECIMENTO

Ao professor Dr° Roberto Lyra Villas Bôas, pela sua dedicação e amizade nesses anos de convivência, por acreditar em mim e me dar a oportunidade de crescer me fazendo ser uma pessoa melhor .

AGRADECIMENTOS

Primeiramente gostaria de agradecer a Deus por me orientar e me dar sabedoria para chegar até aqui.

A minha mãe Benedita Creste por me apoiar em todos os momentos da minha vida.

Ao meu orientador Roberto Lyra Villas Bôas pela orientação, dedicação, confiança e amizade com minha pessoa nesses anos de trabalho.

A Faculdade de Ciências Agronômicas da Universidade Estadual Paulista – UNESP e a coordenação do curso de Irrigação de Drenagem pela oportunidade concedida.

Ao departamento de Recursos Naturais (Ciências Florestais e Ciência do Solo).

A Acadian Agritech por me conceder recursos para a realização deste trabalho.

Aos amigos Leandro Caixeta Salomão, Liana Tavares, Rigléia Brauer, Camila Thomaz Aquino, Letícia Foratto, Thalita Sampaio e a Caroline Mateus que me ajudaram a desenvolver os trabalhos e por disponibilizarem seus tempos vagos para me ajudar na elaboração do mesmo.

Ao Cláudio Roberto Ribeiro da Silva por dedicar seu tempo me ensinando sobre a produção de mudas clonais e me ceder espaço para a elaboração do trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO	1
SUMMARY	3
1 INTRODUÇÃO	4
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	6
2.1 O EUCALIPTO	6
2.2 PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE ESTACAS CAULINARES	9
2.3 REGULADORES VEGETAIS NO ENRAIZAMENTO DE ESTACAS.....	10
2.3.1 Auxinas	11
2.3.2 Citocininas	13
2.3.3 Giberelinas.....	14
2.4 UTILIZAÇÃO DE ALGAS MARINHAS	15
2.4.1 Utilização de algas marinhas na agricultura	17
2.4.2. Importância da alga marinha <i>A. nodosum</i>	17
2.5 SUBSTRATO	18
2.6 DÉFICIT HÍDRICO E DE O ₂ EM SOLOS E SUBSTRATOS.....	21
3 MATERIAL E MÉTODOS	25
3.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL	25
3.1.1. Clima	25
3.1.2 Casa de vegetação.....	26
3.1.3 Substrato	26
3.2 OBTENÇÃO DAS MICROESTACAS	27
3.3 ENCHIMENTO DOS TUBETES	28
3.4 IRRIGAÇÃO	29
3.5 IMPLANTAÇÃO DOS EXPERIMENTOS.....	30
3.6 AVALIAÇÕES.....	33
3.6.1 Características morfológicas	33
3.6.2 Características químicas	33
3.7 ANÁLISE DOS DADOS	34
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
4.1 EXPERIMENTO 1	35
4.2 EXPERIMENTO 2	42

4.3 EXPERIMENTO 3	50
4.4 EXPERIMENTO 4	57
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	61
6 CONCLUSÕES.....	62
REFERÊNCIAS	63

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Propriedades físico-químicas dos substratos utilizados para a produção de mudas de eucaliptos, Bofete-SP, 2010.27
- Tabela 2.** Descrição dos tratamentos utilizados para os quatro experimentos com doses de *A. nodosum* em clones de eucalipto, Bofete – SP, 2010..... 31
- Tabela 3.** Valores de pH e EC para os quatro experimentos, Bofete – SP, 2010.33
- Tabela 4.** Análise de variância do comprimento radicular do clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009. 36
- Tabela 5.** Análise de variância de fitomassa fresca radicular para o clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.38
- Tabela 6.** Comparação de médias para os valores de fitomassa fresca de plantas (g planta^{-1}) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 105). Bofete – SP, 2009.....38
- Tabela 7.** Análise de variância de fitomassa seca radicular para o clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.40
- Tabela 8.** Comparação de médias para os valores de fitomassa seca radicular (g planta^{-1}) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 105). Bofete – SP, 2009.41
- Tabela 9.** Análise de variância para comprimento radicular do clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.43
- Tabela 10.** Comparação de médias para os valores de comprimento radicular (cm) entre substratos para doses do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.....43

- Tabela 11.** Análise de variância de fitomassa fresca radicular para o clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.....45
- Tabela 12.** Comparação de médias para os valores de fitomassa fresca radicular (g) entre substratos para doses do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.....45
- Tabela 13.** Análise de variância de fitomassa seca radicular para o clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.....45
- Tabela 14.** Comparação de médias para os valores de fitomassa seca radicular (g) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.....46
- Tabela 15.** Análise de variância para os valores de comprimento de raiz no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.....50
- Tabela 16.** Comparação de médias de comprimento de raiz (cm) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.....50
- Tabela 17.** Análise de variância para os valores de fitomassa fresca radicular no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.....52
- Tabela 18.** Comparação de médias de fitomassa fresca radicular (g) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.....52
- Tabela 19.** Análise de variância para os valores de fitomassa seca radicular no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.....54
- Tabela 20.** Comparação de médias de fitomassa seca radicular (g) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.....54
- Tabela 21.** Características morfológicas de estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.58

- Tabela 22.** Médias dos teores de Macronutrientes presentes nas estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.....58
- Tabela 23.** Médias de teores de Micronutrientes presentes nas estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.....59

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Tubetes acondicionados em bandejas e preenchidos com substrato, Bofete-SP, 2010.28
- Figura 2.** Introdução das microestacas de eucalipto nos tubetes, Bofete-SP, 2010.....29
- Figura 3.** Sistema de irrigação por aspersão instalado na casa de vegetação, Bofete – SP, 2010.....30
- Figura 4.** Aplicação da solução de *A. nodosum* em mudas de eucalipto, Bofete – SP, 2010...32
- Figura 5.** Comprimento de raiz em diferentes doses do extrato de *A. nodosum* para o clone 105 de eucalipto. Bofete – SP, 2009.36
- Figura 6.** Sistema radicular do Clone 105 de eucalipto em amostras de mudas do tratamento 3 com aplicação de 1 ml L⁻¹ de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.37
- Figura 7.** Sistema radicular do Clone 105 em amostras de mudas do tratamento 3 com aplicação de 2 ml L⁻¹ de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.37
- Figura 8.** Fitomassa fresca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.39
- Figura 9.** Fitomassa fresca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.39
- Figura 10.** Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.41
- Figura 11.** Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....42
- Figura 12.** Comprimento radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....44
- Figura 13.** Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.....47
- Figura 14.** Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.47
- Figura 15.** Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de extrato *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....48

- Figura 16.** Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.....49
- Figura 17.** Porcentagem de plantas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....49
- Figura 18.** Comprimento de raiz em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.51
- Figura 19.** Comprimento de raiz em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....51
- Figura 20.** Fitomassa fresca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.....53
- Figura 21.** Fitomassa fresca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....53
- Figura 22.** Fitomassa seca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.....55
- Figura 23.** Fitomassa seca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.....55
- Figura 24.** Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.....56
- Figura 25.** Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009. 56
- Figura 26.** Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2010.....60

RESUMO

O presente trabalho teve por objetivo avaliar os efeitos de diferentes doses de extrato de *Ascophyllum nodosum* na produção de mudas de *Eucalyptus urograndis* e *Eucalyptus urophilla* durante a fase de enraizamento. Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação, pertencentes às empresas VEC Florestal e Monte Flora, produtoras de microestacas de eucalipto e localizadas na cidade de Bofete, estado de São Paulo. O experimento foi conduzido em quatro fases no período de abril de 2009 a março de 2010, utilizando-se dois clones de *E. urograndis* (Euca 103 e Euca 105) e um clone de *E. urophilla* (I144), dois substratos (Brasil Minérios e Carolina Soil) e aplicação de diferentes doses de extrato de *A. nodosum* (EAN) 0, 0,5, 1, 1,5, 2, 3, 4, 8 e 16 mL L⁻¹. O delineamento experimental adotado foi em blocos ao acaso com 4 repetições e 86 plantas por parcela. As aplicações do extrato de *A. nodosum* ocorreram aos 0, 7, 14, 21 e 28 dias após o estaqueamento variando conforme a fase. Foram avaliados a massa fresca de raiz (MFR), massa seca de raiz (MSR), comprimento de raiz (CR), massa fresca de parte aérea (MFA), massa seca de parte aérea (MAS), diâmetro do caule (D) e quantidade de raiz (Q) aos 30 e 45

dias após o estaqueamento e análise química da planta. As avaliações permitiram observar que houve resposta diferenciada do EAN em relação aos substratos e ao material genético. O tratamento na dose de 3 mL de EAN para o clone I144 proporcionou melhor enraizamento das microestacas. Observou-se também que a forma de aplicação do produto interfere nos resultados.

Palavras-chave: *Eucalyptus urograndis*, *Eucalyptus urophilla*, enraizamento de microestacas, extrato de alga marinha.

USE OF *Ascophyllum nodosum* IN THE ROOTING OF MICROCUTTINGS OF EUCALYPTUS. Botucatu, 2010. 74p. Dissertação (Mestrado em Irrigação e Drenagem) Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: LIVIA CRESTE LOSI

Adviser: ROBERTO LYRA VILLAS-BÔAS

SUMMARY

The objective of this work was to evaluate the effects of different rates of extract of *Ascophyllum nodosum* in the production of microshoots *Eucalyptus urograndis* and *Eucalyptus urophylla* during the rooting. The experiments were conducted in a greenhouse belonging to companies VEC Florestal and Monte Flora, two producers of microcuttings eucalyptus and located in the city of Bofete, State of São Paulo. The experiment was conducted in four phases between April 2009 and March 2010, using two clones of *E. urograndis* (Euca 103 e Euca 105) and one clone of *E. urophylla* (I144), two substrates (Brasil Minérios and Carolina Soil) and application of different rates of extract *A. nodosum* (EAN) 0, 0,5, 1, 1,5, 2, 3, 4, 8, 16 mL L⁻¹. The experimental design used was randomized blocks with four replications and 86 plants per plot. The applications of the extract *A. nodosum* occur at 0, 7, 14, 21 and 28 days after the cutting. It were evaluated root fresh weight (MFR), root dry mass (MSR), root length (CR), fresh weight of shoot (MFA), shoot dry mass (MAS), stem diameter (D) and quality of root (Q) at 30 and 45 days after the cutting. The evaluations allowed to note that there was differential response of EAN in relation to substrates and genetic material, The dose of 3 mL of ean for clone I144 provided better microcuttings rooting. It was also observed that the way of the product application affect the results.

Keywords: *Eucalyptus urograndis*, *Eucalyptus urophylla*, rooting micropile, seaweed extract.

1 INTRODUÇÃO

O setor de base florestal brasileiro já representa quase 5% do produto interno Bruto (PIB) e, no tocante aos aspectos sociais, garante a empregabilidade (somados os empregos diretos e indiretos) de 10,5% da população economicamente ativa (PACHECO, 2006). A produtividade do eucalipto atualmente atinge números de 38 a 54 m³ ha⁻¹ ano⁻¹. Esta alta produtividade das florestas brasileiras, não só do eucalipto, deve-se às condições favoráveis do solo e do clima e ao alto nível tecnológico da silvicultura (STAPE, 2008).

O cultivo do eucalipto foi introduzindo possivelmente em 1865 no estado do Rio Grande do Sul, com sementes trazidas do Uruguai (MARTINI, 2004). Iniciou-se o cultivo em larga escala em 1916; em 1965, os subsídios governamentais foram concedidos para o plantio. Atualmente, dos 5,24 milhões de hectares ocupados com florestas plantadas, 69% são de eucalipto, sendo Minas Gerais, Bahia, São Paulo e Paraná os estados que respondem por 57% da área plantada (ABRAF, 2007).

O Brasil é referência mundial em cultivo de eucalipto (EMBRAPA, 2004), desde os viveiros no chão às modernas estruturas suspensas, das embalagens de saco plástico e torrão paulista (usando solo como substrato) aos tubetes (usando como substrato produtos embalados), das mudas por sementes aos clones com características selecionadas, há uma contínua busca por novas técnicas e tecnologias dada à importância econômica da cultura. Por exemplo, são citados estudos envolvendo rusticidade de mudas buscando reduzir as irrigações de plantio e possibilitando o êxito da implantação florestal (CARNEIRO, 1995), pela obtenção de mudas de boa qualidade a qual é garantida em boa parte pelo substrato e pelos manejos hídricos e nutricionais.

Por isso hoje tem sido escolhido o plantio de estacas oriundas de clones que se adaptam a condições adversas como veranicos. Tais materiais, no entanto, apresentam dificuldade de enraizamento a partir de estacas, afetando a porcentagem de mudas que atingem qualidade para o transplantio no campo. Mesmo os materiais que apresentam maior facilidade de enraizamento podem reduzir seu tempo de permanência em viveiros, em função de estímulos recebidos durante o seu desenvolvimento.

A utilização do extrato de alga marinha como bioestimulante é uma alternativa para a agricultura orgânica, que necessita de fertilizantes e controles fitossanitários naturais (GARCIA e NORRIE, 2004). Crouch e Van Staden (1993) relatam a utilização de algas marinhas e seus produtos durante muitos anos em práticas agrícolas. Porém, seus mecanismos de ação que promovem benefícios no desenvolvimento vegetal ainda não foram completamente elucidados.

O objetivo do presente estudo foi avaliar o efeito de diferentes doses de extrato de *Ascophyllum nodosum* no enraizamento de microestacas de eucalipto.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 O EUCALIPTO

Desde 1908 até os dias atuais, 3,5 milhões de hectares das terras brasileiras vêm sendo recobertas por florestas cultivadas de eucalipto. Como outros vegetais exóticos, à exemplo do café, da cana e da soja, o eucalipto encontrou no solo e no clima brasileiro as condições ideais para produção em escala, de tal modo que praticamente todas as grandes indústrias de celulose e madeira do mundo estão presentes no Brasil. Aliado à preservação das florestas nativas, absorvem 196 milhões de toneladas de carbono, contribuindo para que o planeta continue habitável e se livre do pernicioso efeito estufa (QUEIROZ e BARRICHELO, 2007).

O eucalipto resseca o solo, mas não é um vilão no consumo de água. As evidências científicas disponíveis indicam que o regime de água no solo e da água

subterrânea sob plantações de eucalipto não diferem marcadamente daquele observado em plantações de outras espécies florestais (LIMA, 1993). Quando em idade de corte, por volta dos 6 a 7 anos, o híbrido *Eucalyptus grandis* vs. *Eucalyptus urophylla*, por exemplo, o mais cultivado hoje no País, absorve bem menos água do que consome um canavial, por exemplo (LIMA, 2007, apud QUEIROZ e BARRICHELO, 2007). No entanto, as raízes de alguns clones de eucalipto aos 6 meses de idade já se aproximam de 1m de profundidade (REIS et al., 2006), o que não significa maior consumo de água, uma vez que a maior concentração das raízes responsáveis pela absorção de água e nutrientes ocorre nos primeiros 60 cm de solo (SILVA, 2003). É recomendado para recuperar solos erodidos e degradados como os de campo e pastos que perderam há muito tempo sua cobertura arbórea. Existem relatos de que a ocorrência de alelopatia começou comumente a ser observada em eucaliptais antigos e sub-bosques, que lembram florestas típicas da região (QUEIROZ e BARRICHELO, 2007).

De 1909 até 1965 haviam sido plantados 470 mil ha de eucalipto no Brasil, sendo que o estado de SP respondia por 80% das terras cultivadas com a cultura (COUTO, 2002). Dados publicados no Anuário Brasileiro da Silvicultura (2007) mostram que a cultura expandiu-se de modo significativo em todo território brasileiro; em 2005 a área cultivada com a espécie foi superior a 3 milhões de ha, sendo que em 2006, essa marca ultrapassava os 3,5 milhões de ha. Minas Gerais é o maior produtor da cultura, respondendo por 30,54% do total cultivado, seguido por São Paulo com 23,02% e Bahia com 15,22% do total cultivado (ABRAF, 2007).

A realidade florestal brasileira entrou numa nova era como demonstram os números que foram publicados pela ABRAF em 2007, com a triplicação na participação dos pequenos e médios produtores na área plantada, responsáveis em 2006 por 25% do total plantado contra 7,8% em 2002. Ainda, a área de floresta natural certificada aumentou de 300 mil ha em 2002, para 2,8 milhões em 2006. Também, foi aprovada a Lei de Gestão de Florestas Públicas, marco legal que regulamentou o manejo e a conservação das florestas pertencentes à União, aos estados e municípios, que equivalem a mais de 60% das áreas florestais brasileiras (ABRAF, 2007). Atualmente a demanda anual brasileira por produtos florestais é de 390 milhões de metros cúbicos de madeira e, destes, cerca da metade são supridos com florestas plantadas de eucaliptos (73%) e pinus (27%), segundo a ABRAF 2007.

A maioria das espécies de eucalipto é originária da Austrália, como é o caso do *E. grandis* W. Hill ex Maiden, nativo do norte de Nova Gales do Sul e da Costa Sul de Queensland. Conhecido popularmente por eucalipto-rosa, pertencente às Angiospermae - Myrtaceae, que como descrevem Lorenzi et al. (2003), trata-se de uma árvore perenifólia de tronco retilíneo, com casca pulverulenta, ramagem longa e robusta, formando copa aberta ou alongada e que pode atingir de 20 a 40 m de altura. Existem restrições sobre seu poder de rebrota depois de dois cortes periódicos, conforme descrevem Mora e Garcia, (2000) e, apesar de ser muito versátil e para fins múltiplos, apresenta problemas de empenamento, contrações e rachaduras na desbrota e na secagem. Para estes mesmos autores, trata-se da espécie que supera as outras em incremento volumétrico, quando em condições adequadas; assim, é a mais plantada no Brasil e muito usada na obtenção de híbridos e para multiplicação clonal de árvores selecionadas.

O *E. urophylla* S.T. Blake, conhecido popularmente com o nome de eucalipto-do-timor e eucalipto-tropical, pertencente às Angiospermae - Myrtaceae, é nativo de algumas ilhas orientais do arquipélago de Sonda: Timor, Flores, Adonara, Lomblem, Pantar, Alor e Wetar, situadas ao norte da Austrália (MORA e GARCIA, 2000). Pertencente ao subgênero *Symphyomyrthus*, que, como descreve Ferreira (1992), apresenta fuste com boa forma, podendo atingir de 30 a 60 m de altura, com densidade básica ao redor de $0,5 \text{ g cm}^{-3}$ e lignotubérculo que é responsável pela sua capacidade de rebrota. O *E. urophylla*, espécie rústica (GOUVÊA et al., 1997), responde ao espaçamento e à adubação, possuindo resistência ao déficit hídrico, o que o tornou significativamente importante para os programas de melhoramento genético (FERREIRA, 1992), aliado ao fato comprovado de que é resistente ao cancro do eucalipto (MORA e GARCIA, 2000). Foi introduzido no Brasil em 1919, em Rio Claro, SP, por Navarro de Andrade, sob o nome de *E. alba*, tendo sido as sementes adquiridas de uma empresa francesa, que cometeu um erro de identificação trocando o nome de *urophylla* por *alba*, o que pode ser explicado pelo fato de que no estágio inicial de desenvolvimento é muito fácil a confusão entre estas espécies (PRYOR, 1971).

2.2 PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE ESTACAS CAULINARES

A propagação vegetativa ou assexuada é usada para a produção de uma planta genotipicamente idêntica à planta-mãe, sendo a estaquia o método mais importante para a reprodução de muitas espécies ornamentais.

As estacas podem ser produzidas de porções vegetativas de caules, caules modificados (rizomas, tubérculos e bulbos), folhas ou raízes. Muitas espécies podem ser propagadas por um ou mais tipo de estacas selecionando o tipo de acordo com a disponibilidade de material vegetativo e facilidade de sua obtenção. As estacas provenientes de caules têm a vantagem de sua fácil obtenção e maior disponibilidade de material, apresentando resultados satisfatórios.

As estacas caulinares devem possuir, se possível, duas folhas cortadas ao meio e no mínimo duas gemas, onde o corte superior deve ser realizado acima de uma gema e o inferior logo abaixo de outra gema.

O método de estaquia em eucalipto foi desenvolvido e empregado inicialmente em escala comercial na República Popular do Congo, onde, em 1975, implantou-se 3.000 ha de florestas tendo como meta atingir 30.000 ha (DELWAULLE et al,1983). No mesmo ano, no Brasil, iniciavam-se estudos e adaptações do método para a região litorânea do Espírito Santo onde, em 1979, iniciou-se a produção massal das mudas (CAMPINHOS, 1983). Posteriormente, o método estendeu-se a outras regiões menos propícias ao enraizamento de estacas nas condições ambientais. Em Lassance-MG, BARBA e BRUNE (1983) realizaram vários estudos e mostraram a viabilidade do método em condições ambientais controladas (casa de vegetação).

Um fator a ser considerado na resposta para um bom enraizamento é o tamanho das estacas. FERNIE (1940) verificou que em café (*Coffea arábica L.*) a alta porcentagem de enraizamento se deu em estacas com comprimento de 10 a 15 cm. ONO (1990) observou que estacas de aproximadamente 10 cm com dois nós apresentam resultados de enraizamento satisfatório.

Em estacas de kiwi (*Actinidia chinensis PI.*), BOSMAN e UYS (1978) verificaram que as mesmas devem ter um diâmetro máximo de 10 mm, medindo de 10 a 20 cm de comprimento, onde são mantidas apenas as duas folhas e gemas superiores. POVES

(1982), porém, verificou que estacas com comprimento de 10 a 15 cm, contendo dois nós apresentavam alta porcentagem de enraizamento.

Outra influência na resposta de enraizamento está na hora em que os ramos são retirados da planta-mãe. O ideal é a retirada dos ramos nas primeiras horas da manhã ou à noite, sendo o período no qual a planta não se encontra com deficiência hídrica, amenizando assim o problema de morte das estacas pela desidratação

Vários autores citam a influência da estação do ano no enraizamento de estacas. Essa variação na capacidade de enraizamento é atribuída às fases de crescimento da planta (HARTMANN e LORETI, 1965; MERCADO FLORES e KESTER, 1966) e ao estado bioquímico das estacas (HESS, 1961; ALI e WESTWOOD, 1966; NANDA et al., 1968; BASU et al., 1973).

HARTMANN e LORETI (1965), em estacas de oliveira (*Olea europaea L.*), verificaram que as mesmas enraízam bem na primavera ou verão, e muito pouco no inverno. Esse fato pode ser explicado por ser baixa a taxa fotossintética no inverno, em consequência da baixa luminosidade e de temperatura ambiente. Assim, os metabólitos da fotossíntese são reduzidos, sendo insuficientes para a iniciação e desenvolvimento das raízes.

A resposta de enraizamento é influenciada por mudanças estacionais, as quais não modificam apenas a atividade cambial, mas mudam o estado morfo-fisiológico da planta-mãe, que altera os níveis hormonais endógenos e nutricionais, que favorecem o enraizamento (NANDA e KOCCHAR, 1985).

2.3 REGULADORES VEGETAIS NO ENRAIZAMENTO DE ESTACAS

A descoberta dos efeitos dos reguladores vegetais sobre plantas cultivadas e os benefícios promovidos por estas substâncias têm contribuído para solucionar problemas do sistema de produção e melhorar qualitativa e quantitativamente a produtividade das culturas (CASTRO e VIEIRA, 2001). Seus efeitos fisiológicos têm sido estudados visando o avanço no conhecimento da ação estimulatória ou inibitória no crescimento e desenvolvimento das plantas (MARTINS e CASTRO, 1999a).

Os reguladores vegetais atuam como sinalizadores químicos no crescimento e desenvolvimento de plantas. Normalmente ligam-se a receptores na planta e desencadeiam uma série de mudanças celulares, as quais podem afetar a iniciação ou modificação do desenvolvimento de órgãos ou tecidos (RODRIGUES, 2003). Para Castro e Vieira (2001), biorreguladores vegetais são substâncias sintéticas que aplicadas exogenamente possuem ações similares aos grupos de hormônios vegetais mais conhecidos (auxinas, giberelinas, citocininas e etileno).

Reguladores vegetais do grupo das auxinas (Ax) e da giberelinas (GA) são os mais bem estudados em culturas de interesse econômico nos dias atuais. Entre as principais utilizações da Ax têm-se a prevenção da abscisão de frutos e folhas, enraizamento de estacas, promoção da floração, indução de partenocarpia, raleio de frutos e ação herbicida, enquanto GA exógenas têm sido amplamente empregadas para a promoção do crescimento de frutos, produção de malte em cevada, aumento do comprimento dos internós em cana-de-açúcar (ARTECA, 1995).

Wittwer (1978) verificou uma tendência na utilização dos reguladores vegetais para o enraizamento de estacas quando há necessidade de se acelerar esta propagação vegetativa, ou no caso de espécies que apresentam difícil enraizamento. A propagação de plantas perenes, de espécies frutíferas, florestais e ornamentais de alto valor, pode ser muitas vezes facilitada com a aplicação de reguladores vegetais eficientes no enraizamento.

Segundo relatado por Gontijo et al. (2003), tão importante quanto a concentração dos reguladores de crescimento na indução da rizogênese adventícia é a existência de um adequado balanço hormonal endógeno, especialmente entre auxinas, giberelinas e citocininas, ou seja, um equilíbrio entre promotores e inibidores do processo de iniciação radicular. Estes autores referem ainda que a maneira mais comum de promover esse equilíbrio é pela aplicação exógena de reguladores de crescimento sintéticos, como o ácido indolbutírico (AIB), que podem elevar o teor de auxina nos tecidos.

2.3.1 Auxinas

A biossíntese de AIA está associada aos tecidos com rápida divisão celular, especialmente nas partes aéreas (meristema apical, folhas jovens e frutos em desenvolvimento). Meristemas apicais de raízes também são locais importantes de síntese de auxinas, especialmente durante a fase de alongamento e maturação. O armazenamento de Ax livre ou conjugada é observado no citoplasma e nos cloroplastos de células vegetais, sendo que morfologia de plantas depende do movimento orientado da auxina através do sistema de transporte polar. Uma vez alcançado seu destino, a Ax inicia as respostas fisiológicas determinadas, através da ligação em três principais sítios, no retículo endoplasmático, na membrana plasmática e no tonoplasto (ARTECA, 1995).

Segundo Zuffellato-Ribas e Rodrigues (2001), o enraizamento de estacas é influenciado pela auxina, embora esta não seja a única substância envolvida. Na estaquia, a auxina natural produzida nas folhas e nas gemas, move-se naturalmente para a parte inferior da planta, aumentando a sua concentração na base do corte, junto com os açúcares e outras substâncias nutritivas. A formação de raízes é aparentemente dependente de um nível ótimo de auxina, em relação a estas substâncias. Em numerosas plantas, o enraizamento é grandemente aumentado pela adição de auxinas sintéticas. A relação entre auxinas e carboidratos no desenvolvimento de raízes parece complexa; entretanto, a auxina pode influenciar diretamente na acumulação basal de carboidratos, bem como no aumento da sua concentração no sítio de desenvolvimento das raízes, condição necessária para induzir ao enraizamento (ALTMAN e WAREING, 1975).

As auxinas são os reguladores vegetais com maior efetividade na promoção do enraizamento, cujo principal efeito está ligado à sua ação sobre a iniciação dos primórdios radiciais. Quando a auxina é aplicada em segmentos do caule, o transporte polar causa um rápido acúmulo da substância na porção basal, e, após algum tempo, a auxina acumulada nesse local poderá causar a produção de uma dilatação ou calo, com muitas células, formando novos centros meristemáticos ou ativando meristemas existentes que induzem a formação de raízes (HARTMANN et al., 2002).

A auxina de ocorrência natural mais abundante é o ácido indól-acético (IAA), porém, em estacas de difícil enraizamento é necessário o auxílio de auxinas sintéticas, como o ácido indól-butírico (IBA) e o ácido naftaleno-acético (NAA) (RAVEN et al., 2002). O ácido indol-butírico é uma substância sintética com atividade semelhante à auxina

endógena, apresenta a capacidade de promover a formação de primórdios radiculares e tem sido utilizado para provocar e acelerar o enraizamento de estacas na propagação vegetativa de numerosas espécies vegetais (AWARD e CASTRO, 1989).

A gama de concentração ótima para o alongamento celular varia bastante com o tipo de tecido vegetal; uma vez que diferentes órgãos vegetais possuem diferente sensibilidade à concentração de auxina. O mecanismo interno que controla o crescimento das raízes é pouco conhecido, sendo elas extremamente sensíveis as auxinas que também possuem efeitos na morfogênese e diferenciação, induzindo muitas vezes a formação de raízes adventícias em ramos e em cultura de tecido, havendo indícios de que a auxina induz ou promove a diferenciação de tecido xilemático em ramos e raízes (TAIZ e ZEIGER, 2009).

Normalmente, existem dois tipos básicos de aplicação de auxina: o uso de baixas concentrações (0 a 500 mg L⁻¹) num tempo de imersão prolongado (aproximadamente 24 horas), que constituem os tratamentos mais baratos, e o uso de altas concentrações (500 a 10.000 mg .L⁻¹), num tempo de imersão bastante rápido (5 a 10 segundos), resultando em tratamentos mais caros. A pesquisa mostra resultados satisfatórios com os dois métodos de aplicação (HARTMANN et al., 1990). Nesses dois modos de aplicação das auxinas, a concentração e o tempo de imersão dependem do tipo de estaca, ou seja, estacas lenhosas e semi lenhosas, maiores concentrações, e herbáceas, menores concentrações, dentro da faixa acima definida.

2.3.2 Citocininas

As citocininas foram descobertas durante as pesquisas dos fatores que estimulam as células vegetais a se dividirem (citocinese). A zeatina é a citocinina predominante nos vegetais superiores apesar de outras moléculas com baixa atividade de citocinina serem encontradas em vegetais e bactérias. O principal local de biossíntese de citocinina em vegetais é o ápice radicular, sendo transportado para o resto da planta via xilema e floema (TAIZ e ZEIGER, 2009). As citocininas têm capacidade de afetar uma variedade de processos fisiológicos, metabólicos, bioquímicos e do desenvolvimento em plantas superiores, como a diferenciação celular, expansão celular em cotilédones, desenvolvimento do cloroplasto e síntese de clorofilas, retardamento da senescência (manutenção da integridade de

membranas), quebra de dominância apical (CK/Ax), germinação de sementes e enraizamento em estacas foliares (ARTECA, 1995).

A formação de raízes adventícias é geralmente favorecida por uma relação auxina/citocinina elevada, enquanto uma relação baixa favorece a formação de gomos adventícios. Verifica--se, assim, que as estacas de espécies que apresentam naturalmente um nível elevado de citocininas têm maior dificuldade em enraizar do que aquelas com níveis baixos de citocininas. A influência das citocininas na iniciação da rizogênese pode depender da fase particular da iniciação e da concentração hormonal. Alguns autores sugerem que os poucos casos de sucesso com a aplicação exógena de citocininas indicam que estas podem ter um papel indireto que pode manifestar-se através dos efeitos no rejuvenescimento e no acúmulo de carboidratos na base das estacas (HARTMANN et al., 2002).

2.3.3 Giberelinas

Assim como as auxinas, as giberelinas são reguladores de crescimento, mas os seus efeitos, ao contrário do AIA, revelam-se melhor em plantas intactas do que em estacas. São principalmente conhecidas pelos seus efeitos na promoção do alongamento dos caules, podendo suprimir a iniciação radicular, interferindo com processos ao nível molecular, particularmente a transcrição (HARTMANN et al., 2002).

A giberelina mais abundante nos vegetais é o ácido giberélico, sendo este largamente referido como inibidor da formação de raízes adventícias em estacas de várias espécies vegetais (ARTECA, 1995). Kawai (1997) constatou que a aplicação de ácido giberélico inibiu temporariamente o enraizamento de estacas lenhosas de videira, não tendo verificado uma redução significativa dos níveis de auxina endógena, comparados com os níveis do controle. Keeley et al. (2003) referem ainda a existência de uma relação inversa entre o teor de giberelinas nas estacas e a sua capacidade para formar raízes adventícias.

A inibição da formação de raízes por ação das giberelinas parece depender do estado de desenvolvimento do enraizamento e das condições ambientais a que são submetidas as estacas (TAIZ e ZEIGER, 2009), levando a que muitas vezes a ação do ácido giberélico na formação de raízes seja confusa. Alguns autores referem mesmo que os

mecanismos bioquímicos e fisiológicos, através dos quais as giberelinas aplicadas inibem a rizogênese adventícia, mantêm-se desconhecidos (HARTMANN et al., 2002).

2.4 UTILIZAÇÃO DE ALGAS MARINHAS

Algas marinhas são classificadas como vegetais sem sistema vascular. Entretanto, suas células podem formar aglomerações, na forma de fios ou de lâminas finas (PÁDUA et al., 2004; MATIAS, 1999; OLIVEIRA et al., 2005). Encontram-se distribuídas por diferentes habitats: oceanos, corpos de água doce, solos, rochas, sobre a neve e superfície de vegetais; desde que disponham de luz e umidade suficientes (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004). No reino Plantae são encontradas as macroalgas, organismos pluricelulares eucariontes e autótrofos, que podem ser classificadas em três grupos de acordo com a coloração (PÁDUA et al., 2004). As principais características desses grupos são:

- ✓ **Filo Chlorophyta.** São descritas aproximadamente 10.000 espécies (WAALAND et al., 2004). É composto pelas algas verdes, extremamente abundantes nos ambientes aquáticos. Podem habitar águas doces ou salgadas, solos úmidos ou troncos.
- ✓ **Filo Rhodophyta.** São descritas aproximadamente 6.000 espécies (WAALAND et al., 2004). Composto pelas algas vermelhas, quase que exclusivamente pluricelulares e marinhas (99%) que vivem fixadas em substratos. A principal característica é a presença do pigmento ficoeritrina em suas células, responsável pela coloração avermelhada desses organismos (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).
- ✓ **Filo Phaeophyta.** Composto pelas algas marrons, organismos pluricelulares predominantemente marinhos. As algas pardas são as maiores existentes, podendo atingir mais de 25 metros de comprimento. Nesses organismos são encontrados os pigmentos fucoxantina, carotenóides e como substâncias de reserva, óleos e polissacarídeos (laminarana) (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).

Cerca de 4 milhões de toneladas de algas são colhidas anualmente em todo o mundo; sendo os principais produtores a China e o Japão, seguidos pelos Estados Unidos e Noruega. A partir das algas são obtidos produtos imprescindíveis para a vida do

homem moderno, com valores que ultrapassam alguns bilhões de dólares anuais (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).

Mais de 250 espécies de algas são exploradas comercialmente, onde 145 espécies são utilizadas na alimentação e 101 espécies para a produção de fitocolóides (ZEMKE-WHITE e OHNO, 1999). Os gêneros de macroalgas mais cultivados para exploração comercial incluem *Porphyra*, *Laminaria*, *Monostroma*, *Enteromorpha* e *Gracilaria* (MOLL e DEIKMAN, 1995).

Diversas rodofíceas são utilizadas comercialmente na extração de ficocolóides, como o ágar, utilizado na fabricação de gomas, laxantes ou como meio de cultura para uso em laboratórios de microbiologia. Outro aspecto de interesse econômico é a extração da carragenana, um hidrocolóide utilizado na fabricação de alimentos, como iogurtes, “flans”, sorvetes, achocolatados, embutidos (salsichas, presuntos), gelatinas e geléias. A carragenana é utilizada, também, como emulsificante e estabilizante; sua aplicação substitui o amido e a gordura na preparação de certos produtos alimentícios, com a vantagem de não ser energética, não ter cheiro, cor e nem sabor. Também são encontradas diversas aplicações em indústrias não alimentícias (tintas, têxteis, perfumes) e farmacêuticas (produtos anticoagulantes e antiinflamatórios) (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).

As algas marrons são utilizadas para a alimentação do homem e de animais e também como fertilizantes (FLEURENCE, 1999). São importante fonte de ácidos algínicos, cujas propriedades coloidais são aproveitadas, por exemplo, na preparação de pomadas e suspensões (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).

No Brasil, a região costeira compreendida entre o estado do Ceará e o norte do estado do Rio de Janeiro abriga a flora algal mais diversificada do país. Com relação à exploração de espécies para fins comerciais, a atividade de maior porte corresponde à coleta de algas vermelhas (*Gracilaria* e *Hypnea*) no litoral do nordeste, principalmente na costa entre os estados do Ceará e Paraíba. A coleta da *Gracilaria* vem sendo realizada desde a década de 60, de forma manual, para fins de exportação e também para processamento no próprio país, na produção do ágar. Já a *Hypnea* tem sido exportada como matéria prima ou já processada para a produção de carragenana (VIDOTTI e ROLLEMBERG, 2004).

É preciso potencializar os recursos científicos, tecnológicos e financeiros, coordenando os esforços nas áreas ligadas à utilização das algas e à pesquisa

básica, para que as propriedades destes organismos possam ser plenamente aproveitadas, priorizando a qualidade de vida humana e respeitando os ecossistemas.

2.4.1 Utilização de algas marinhas na agricultura

No Brasil, muitos estudos vêm sendo realizados por diversas instituições de pesquisa, tendo como objeto de trabalho as algas marinhas. Estes estudos vêm gerando conhecimento científico em diversas áreas, entre elas, sua aplicação na agricultura. As algas podem ser usadas na agricultura na forma seca ou de extratos, sendo usadas como fertilizantes bioestimulantes e/ou fitoprotetores, onde apresentam a capacidade de aumentar a resistência das plantas a doenças e até mesmo a outros estresses, como geadas (ZODAPE, 2001 apud STADNIK, 2003).

O mar, com certeza, é grande fornecedor de organismos úteis ao homem, porém pouco estudados, entre eles, destacando-se as algas marinhas. As macroalgas são organismos muito diversificados e de ocorrência freqüente em ambientes marinhos (HORTA JUNIOR et al., 2001).

O potencial das algas em melhorar as condições do solo para o cultivo agrícola tem recebido mais atenção nas últimas décadas e esta propriedade tem sido atribuída ao fato de que o solo fica revestido por partículas de polissacarídeos que estimulam o crescimento de bactérias e fungos saprófitas do solo, eliminando assim, os microrganismos patogênicos. Além disso, as algas melhoram a agregação do solo, minimizando a erosão e otimizando a aeração, aumentando a capacidade de retenção e de movimentação da água, desenvolvimento de raízes, além de fertilizá-lo (WILKIE e MULBRY, 2002).

2.4.2. Importância da alga marinha *A. nodosum*

A alga marinha *A. nodosum*, pertencente à divisão Phaeophyta, é encontrada nas águas frias e limpas do Atlântico Norte na Costa de Nova Scotia, Canadá. Também conhecida como alga marron, atua como um verdadeiro adubo natural, sendo

explorada comercialmente, em uma enorme gama de produtos, entre eles o Acadian® (Acadian, Canadá).

O extrato dessa alga estimula o crescimento vegetal e sua composição é rica em macro e micronutrientes, carboidratos, aminoácidos e promotores de crescimento. Segundo Anasac (2006), as ações combinadas dessas moléculas e nutrientes produzem um amplo efeito estimulante que se expressa em melhor qualidade de frutos. A aplicação do extrato de *A. nodosum* estimula processos fisiológicos da planta como absorção de nutrientes e a fotossíntese, devido às moléculas extraídas (elicitores) da alga (GOËMAR, 2006). Plantas pulverizadas com produtos à base de *A. nodosum* podem sofrer um aumento da atividade da nitrato redutase, uma enzima do metabolismo do nitrogênio, estimulando o crescimento de plantas em condições adversas, principalmente em deficiência de nitrogênio (DURAND et al., 2003).

Estas plantas marinhas são ricas em nutrientes e vitaminas, mas também contêm hormônios de crescimento e oligossacarídeos. O seu elevado teor de hidrocolóides também permite às algas condicionarem propriedades do solo que permitem a liberação lenta de minerais e moléculas ativas e manter a umidade do solo de acordo com a necessidade das plantas.

2.5 SUBSTRATO

Substrato é todo material sólido, natural, sintético ou residual, mineral ou orgânico, puro ou em mistura, que proporciona condições favoráveis para o desenvolvimento do sistema radicular (ABAD e NOGUERA, 1998).

O substrato exerce a função do solo, fornecendo à planta sustentação, nutrientes, água e oxigênio. Podem ter diversas origens, animal (esterco, húmus), vegetal (tortas, bagaços, xaxim, serragem, pó de coco), mineral (vermiculita, perlita, areia) e artificial (espuma fenólica, isopor). Dentre as características desejáveis dos substratos, destacam-se: custo, disponibilidade, teor de nutrientes, capacidade de troca de cátions, esterilidade

biológica, aeração, retenção de umidade, boa agregação às raízes (torrão) e uniformidade (GONÇALVES, 1995).

A condutividade elétrica (CE) e o pH dos substratos são duas características muito importantes para o desenvolvimento das mudas. A condutividade elétrica está diretamente relacionada ao teor de sais solúveis, que pode afetar negativamente o desenvolvimento das mudas. As espécies respondem diferentemente aos teores de sais no meio de cultivo e esses devem ser mantidos em níveis aceitáveis, em torno de 1,0 dS/m. O nível de acidez do substrato (pH) interfere na absorção de nutrientes pelas plantas, na vida microbiana e no desenvolvimento do sistema radicular. O pH ideal deve estar em torno da neutralidade, levando-se em consideração que substratos com alta acidez devem ser corrigidos (KÄMPF e FERMINO, 2000).

A escolha e o manejo correto do substrato são de suma importância para a obtenção de mudas de qualidade (BACKES e KÄMPF, 1991). Normalmente, os substratos são formulados pelos próprios produtores, utilizando diversos materiais, puros ou em misturas, disponíveis nas suas regiões. Os materiais mais usados na formulação de substratos são casca de arroz carbonizada/natural, casca de árvores, vermiculita, fibra/pó de coco maduro, húmus de minhoca, composto orgânico, terra, lã de rocha, entre outros. Várias pesquisas vêm sendo desenvolvidas no sentido de se caracterizar e testar esses materiais e outros com potencial para serem usados como substratos, de maneira criteriosa (CAÑIZARES et al., 2000; NUNES, 2000; CARRIJO et al., 2001).

Na produção de mudas florestais, principalmente na produção clonal, a vermiculita é um dos substratos/componentes usado no enchimento dos tubetes. Trata-se de um mineral de argila, do grupo da montmorilonita, um produto praticamente inerte, mas muito usado devido à sua capacidade de retenção de água, havendo a necessidade do fornecimento e balanceamento de nutrientes essenciais, por meio de adubações periódicas (Gomes e Silva, 2004). Comumente misturado a outros substratos, como por exemplo, casca de arroz carbonizada ou crua usada como fonte de silício ou ainda, na camada superior do tubete, aquela que recebe a parte basal da estaca, nas misturas comerciais ou ainda, naqueles substratos produzidos pelo próprio produtor de mudas, sempre com a função de retenção de água.

A suplementação de nutrientes no substrato pode ser feita tanto por enriquecimento com fertilizantes adicionados por ocasião de sua formulação (Peixoto et al., 2000; Nunes, 2000) como também por meio de irrigações/pulverizações periódicas com solução nutritiva, durante o desenvolvimento das mudas (KRATKY e MISHIMA, 1981; TREMBLAY e GOSSELIN, 1986).

As propriedades físicas de um substrato são primariamente mais importantes que as propriedades químicas do mesmo, já que as primeiras não podem ser facilmente modificadas (MILNER, 2001). As características físicas de maior importância para determinar o manejo dos substratos são granulometria, porosidade e curva de retenção de água. A definição da granulometria do substrato, ou proporções entre macro e microporosidade e, conseqüentemente relações entre ar e água, permite sua manipulação e conseqüentemente sua melhor adaptação às situações de cultivo (FERMINO, 2002).

Os conceitos de espaço de aeração e água disponível estão alicerçados na curva de retenção de água. O espaço de aeração é caracterizado como volume de macroporos preenchidos com ar, em condições de saturação hídrica e após livre drenagem. Nas mesmas condições, a água disponível se refere aos microporos preenchidos com água (entre 10-100 cm de coluna de água). O conhecimento da curva de retenção de um determinado substrato permite ao produtor programar o manejo mais adequado da irrigação, na medida em que ele pode determinar a quantidade de água a ser aplicada para uma espécie vegetal específica, cultivada num determinado recipiente (FERMINO, 2002).

É importante ressaltar que o conhecimento das propriedades físicas dos substratos não deve ser utilizado de maneira isolada na determinação do manejo de irrigação das plantas. Capacidade, altura, formato e material de composição do recipiente também exercem influência na relação entre o ar e a água dos substratos. Por exemplo, quanto maior a altura do recipiente utilizado, menor a capacidade de água disponível, independentemente do material utilizado (MILNER, 2001).

As propriedades químicas mais importantes de um substrato são a capacidade de troca de cátions (CTC), o pH, o teor de matéria orgânica e a salinidade, sendo que a nutrição das plantas é responsabilidade do produtor (SCHMITZ et al., 2002). A faixa de pH ideal para um substrato varia muito de acordo com a espécie a ser cultivada, porém pode-se considerar como de 5,5 a 6,5, onde ocorre a disponibilidade da maioria dos nutrientes

(ANSORENA MINER, 1994; BAUMGARTEN, 2002). A capacidade de troca de cátions, segundo Gruszynski (2002), está diretamente relacionada com o nível tecnológico (manejo de fertirrigação) do produtor de mudas, capaz de controlar a ampla reserva dos nutrientes. A condutividade elétrica, indicativo da concentração de sais, deve se situar entre 0,8 e 1,5 dS m⁻¹ (obtidos pela extração em água na proporção de 1 parte de substrato para 1,5 partes de água destilada), segundo Baumgarten (2002). Os teores ideais de carbono orgânico para substratos usados em recipientes, com fornecimento esporádico de água e nutrientes, devem ficar acima de 25%, segundo Schmitz et al. (2002), que assumiram como sendo de 50 a 60% da matéria orgânica constituída por carbono.

2.6 DÉFICIT HÍDRICO E DE O₂ EM SOLOS E SUBSTRATOS

Estresse em plantas é um desvio significativo das condições ótimas para a vida e induz mudanças e respostas em todos os níveis funcionais do organismo, podendo estas mudanças ser reversíveis ou irreversíveis (LARCHER, 2000) e ser causadas por fatores bióticos ou abióticos (FERREIRA e MILANI, 2002; TAIZ e ZEIGER, 2009). O estresse reversível pode ocorrer devido a capacidade elástica dos organismos para suportarem tensões. As funções fisiológicas são alteradas por um determinado período, retornando a condição normal após a cessação do estresse. Porém, após níveis intensos pode surgir uma tensão plástica e, nesse caso, as alterações provocadas são permanentes, causando danos e até morte (PALLARDY, 1986; SILVA, 2003). Assim, a eficiência no uso da água por uma planta pode ser entendida como um mecanismo evolutivo através do qual adquire maior elasticidade para enfrentar possíveis déficits hídricos (LIMA, 1995). Geralmente, qualquer tipo de estresse é medido em relação à sobrevivência das plantas, ao crescimento, à produtividade (FERREIRA e MILANI, 2002; TAIZ e ZEIGER, 2009) ou processos assimilatórios primários como a absorção de CO₂ e nutrientes (TAIZ e ZEIGER, 2009).

O déficit hídrico, o estresse provocado pelo calor, choque térmico, o resfriamento e o congelamento, a salinidade e a deficiência de oxigênio são os principais agentes estressores que restringem o crescimento das plantas, de tal modo que as

produtividades de biomassa agrônômica ou florestal, no final da estação, expressam apenas uma fração do seu potencial genético (TAIZ e ZEIGER, 2009).

Algumas espécies de plantas são mais tolerantes ao estresse, outras bem menos, sendo a temperatura do ar um dos fatores mais estressantes, podendo se manifestar em minutos (tanto as altas, como as baixas); a umidade do solo pode levar dias e as deficiências minerais do solo podem levar até meses para se manifestar (TAIZ e ZEIGER, 2009). Conforme esses mesmos autores, à medida que a planta tolera mais o estresse se torna aclimatada, porém, não adaptada, pois adaptação se refere a um nível de resistência geneticamente determinado, adquirido por processos de seleção durante muitas gerações. Dessa forma, a adaptação e a aclimação ao estresse ambiental resultam de eventos integrados que ocorrem em todos os níveis de organização, desde o anatômico e morfológico até o celular, bioquímico e molecular.

Seca é uma condição meteorológica, tolerada pelas plantas que sobrevivem a ela e evitada por nenhuma. Assim, plantas capazes de obter mais água ou que possuem maior eficiência de uso resistem melhor a seca (TAIZ e ZEIGER, 2009). Plantas dos tipos fotossintéticos C4 e CAM conseguem explorar ambientes mais áridos, diferentemente do tipo C3, como o eucalipto. Porém, apesar disso, os avanços no estudo da eficiência do uso da água têm demonstrado que o eucalipto possui mecanismos fisiológicos que regulam a absorção e a perda de água, influenciando diretamente a produtividade florestal. O que vem sendo comprovado é que a produção de matéria seca total pelo eucalipto é linearmente proporcional à quantidade de água usada (ALVARENGA, 1994; KRAMER e BOYER, 1995; SASSE et al, 1996; ISMAEL, 2001; SILVA, 2003; LOPES, 2004). Como os estômatos se fecham durante os estádios iniciais do estresse hídrico, a eficiência do uso da água pode aumentar e mais CO₂ pode ser absorvido por unidade de água transpirada, porque o fechamento estomático inibe a transpiração mais do que diminui as concentrações intercelulares de CO₂ (TAIZ e ZEIGER, 2009).

Para Larcher (2000), a primeira e mais sensível resposta ao déficit hídrico está na diminuição da turgescência. Devido a ela, ocorre o fechamento dos estômatos, a redução na fotossíntese e a diminuição do alongamento celular (crescimento, principalmente em extensão). TAIZ e ZEIGER (2009) relatam que, mesmo um déficit hídrico moderado pode afetar a condutância estomática e desencadear a síntese do ácido abscísico (ABA), pois a

absorção e a perda de água nas células-guarda modificam o seu turgor modulando a abertura e o fechamento estomático. O ABA desempenha papel importante na perda de solutos por um decréscimo no conteúdo de água da folha. Como é sintetizado continuamente em taxas baixas nas células do mesófilo, tende a se acumular nos cloroplastos e, quando o mesófilo torna-se moderadamente desidratado parte do ABA armazenado nos cloroplastos é liberada para os espaços intercelulares (apoplasto), sendo também sintetizado em taxas mais altas acumulando-se no apoplasto foliar. Ocorrem com isso, alterações na planta, como por exemplo, às referentes ao crescimento entre a parte aérea e o sistema radicular e, às referentes às características morfológicas e genéticas específicas, podendo iniciar-se o processo reprodutivo. À medida que o déficit aumenta, a desidratação é maior, com isso, os processos catabólicos vão se tornando predominantes fazendo com que a senescência seja acelerada, promovendo a dessecação e a abscisão das folhas mais velhas (TAIZ e ZEIGER, 2009).

Em solos ou substratos esgotados de O_2 molecular, a função dos microorganismos torna-se importante para a vida e o crescimento das plantas. Quando meios anaeróbicos possuem um suprimento abundante de substrato orgânico, os metabólitos bacterianos, tais como ácido acético e ácido butílico, são liberados para a água do solo/substrato. Na presença de compostos de enxofre reduzidos, são responsáveis pelo odor desagradável da inundação, sendo que todas essas substâncias anaeróbicas, em concentrações altas, são típicas para as plantas (TAIZ e ZEIGER, 2009), situações essas, passíveis de ocorrer nos sistemas de irrigação por subsuperfície em viveiros de produção de mudas, quando a água não é reciclada constantemente. Pode-se inferir que também em mudas de eucalipto mantidas em irrigação por subsuperfície, a taxa de respiração e o metabolismo do sistema radicular sejam atingidos, mesmo antes de o O_2 ser esgotado do substrato. Sendo a pressão de oxigênio crítica (COP - critical oxygen pressure), aquela em que a taxa de respiração é primeiro retardada pela deficiência de O_2 , na sua ausência, cessam o transporte de elétrons e a fosforilação oxidativa nas mitocôndrias, o ciclo do ácido tricarbóxico não poderá operar e o ATP poderá ser produzido apenas por fermentação (TAIZ e ZEIGER, 2009). Assim, quando o suprimento de O_2 torna-se insuficiente para a respiração aeróbica, as raízes poderão, primeiramente, iniciar a fermentação do piruvato (formado na glicose) à lactato, pela ação da lactato desidrogenase e assim, o dano ao metabolismo das raízes por deficiência de O_2 ,

origina-se em parte pela falta de ATP para governar os processos metabólicos essenciais (DREW, 1997; TAIZ e ZEIGER, 2009).

Em algumas espécies de plantas a inundação induz o fechamento estomático, aparentemente sem mudanças detectáveis no potencial hídrico da folha. No entanto, a escassez de O₂ no sistema radicular pode, da mesma forma que o déficit hídrico ou concentrações altas de sais, estimularem a produção do ABA e o seu movimento para as folhas (ZHANG e ZHANG, 1994; TAIZ e ZEIGER, 2009).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram desenvolvidos nas empresas VEC Florestal e Monte Flora, produtoras de Micro estacas de eucalipto, localizadas na cidade de Bofete, estado de São Paulo, no período de Abril de 2009 a Março de 2010, utilizando-se dois clones de *Eucalyptus urograndis* (Euca 103 e Euca 105) e um clone de *Eucalyptus urophilla* (I144), cedidos pelas empresas.

3.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL

3.1.1. Clima

Conforme Cepagri, Unicamp (2010), na classificação de Köeppen, o tipo climático da região é definido como CWA. A latitude de 23° 3', longitude de 48° 9' e

altitude de 570 metros com precipitação pluviométrica anual média é de 1490 mm, com valores médios de 247,0 mm e 41,0 mm para os meses de maior e menor precipitação. A evapotranspiração média anual é de 1055 mm. A temperatura média anual é de 21,5°C e as médias máximas e mínimas de 27,8 e 15,1°C, respectivamente.

3.1.2 Casa de vegetação

As estufas de estrutura metálica das empresas VEC Florestal e Monte Flora são construídas no sentido leste/oeste. São formadas por uma armação metálica com altura de pé direito de 4 metros e largura de 7 metros. São fechadas lateralmente com plástico leitoso Anti-UV e cobertura superior com plástico difusor de luz, possuem janelas frontais para saída de ar quente.

O piso da estufa é em concreto e cimento queimado com inclinação para um determinado ponto. As mudas são acondicionadas no chão em bandejas plásticas com pés na altura de 30 cm.

O sistema de irrigação é aspersão do tipo fixo com nebulizador Green mist, opcional de abertura e fechamento de uma tela alumínica (Alumitela ou Aluminet) para dias de elevadas temperaturas.

A umidade relativa média da casa de vegetação é de 80% e temperatura variando de 35 °C a 42 °C, esses valores são medidos pelo Termohigrômetro.

3.1.3 Substrato

Os substratos utilizados para a realização dos experimentos foram Brasil Minérios da empresa Brasil Minérios e Carolina Soil da empresa norte americana Carolina Soil que apresentaram características apresentadas na Tabela 1.

Tabela 1. Propriedades físico-químicas dos substratos utilizados para a produção de mudas de eucaliptos, Bofete-SP, 2010.

	pH	EC (mS cm ⁻¹)	CTC (mmolc dm ⁻³)	CTC (mmolc kg ⁻¹)
Brasil Minérios	7,2	0,3	57,2	302,6
Carolina soil	5,0	0,7	63,0	670,0
	Umidade (%)	Densidade (kg m ⁻³)	CRA (% v v ⁻¹)	Porosidade total (% v v ⁻¹)
Brasil Minérios	21,9	131,7	48,0	93,7
Carolina soil	55,0	114,0	55,0	95,0

O substrato Brasil Minérios é composto por 33,3% de fibra de côco, 33,3% de vermiculita, 33,3% casca de arroz carbonizada, 135g de fertilizante 2 B plus com formulação N 4%, P₂O₅ 12%, K₂O 8%, Ca 5%, S 7%, Zn 0,18%, B 0,03% , 135g de fertilizante yoorin máster com formulação P₂O₅ 17%, Ca 18%, Mg 7%, B 0,4%, Si 10% e 100g de calcário dolomítico. O substrato Carolina é composto por turfa de Sphagno, vermiculita, calcário dolomítico, gesso agrícola e fertilizante Pg Mix com a formulação N 14%, P 7%, K 15%, Mg 4%, S 9%, B 0,03, Cu 0,12%, Mn 0,16% e Mo 0,02%.

3.2 OBTENÇÃO DAS MICROESTACAS

As espécies utilizadas no experimento foram *Eucalyptus urograndis* (Euca 103 e Euca 105) e *Eucalyptus urophylla* (I144). Os clones foram adquiridos na empresa VEC Florestal e Monte Flora, procedentes da Unidade Florestal de Bofete – SP.

As microestacas foram introduzidas em tubetes cilindro-cônicos de polietileno com dimensões de 12,5 cm de comprimento, 2,5 cm de diâmetro da abertura superior, 0,8 cm de diâmetro de abertura inferior e volume de 50 cm³ com seis estrias internas salientes, preenchidos com substrato Carolina soil e Brasil minérios contendo macro e micronutrientes.

3.3 ENCHIMENTO DOS TUBETES

Os tubetes são reutilizados pelas empresas, desta forma, receberam tratamento térmico de 45 segundos à 80 °C, em seguida foram arranjados em bandejas plásticas contendo 173 células onde foram acondicionados. Posteriormente as bandejas entraram na bancada da linha de produção onde foram preenchidas com substrato e compactadas pela mesa compactadora, esse processo se repetiu novamente sendo completado o substrato nos tubetes (Figura 1). Em seguida o substrato foi umedecido através de um crivo adaptado a uma mangueira. Depois desse processo as microestacas foram introduzidas nos tubetes e em seguida as bandejas foram encaminhadas para a casa de vegetação (Figura 2).



Figura 1. Tubetes acondicionados em bandejas e preenchidos com substrato, Bofete-SP, 2010.



Figura 2. Introdução das microestacas de eucalipto nos tubetes, Bofete-SP, 2010.

3.4 IRRIGAÇÃO

Dentro da casa de vegetação as bandejas foram irrigadas por aspersão com emissor Green mist da empresa Dan Sprinklers, com vazão de 37 l h^{-1} e pressão de funcionamento de $3,5 \text{ kgF cm}^{-2}$ (Figura 3). A lâmina de irrigação foi de 7 mm dia^{-1} , distribuída em intervalos de 10 minutos e com duração de 10 segundos, variando de acordo com o dia, das 8 às 17 horas.



Figura 3. Sistema de irrigação por aspersão instalado na casa de vegetação, Bofete – SP, 2010.

3.5 IMPLANTAÇÃO DOS EXPERIMENTOS

O trabalho foi dividido em quatro experimentos estudando-se doses de extrato de *A. nodosum* (EAN) via solução, em diferentes clones de eucalipto nos substratos Brasil Minérios e Carolina Soil, conforme apresentado na Tabela 2. Cada tratamento foi composto por 346 tubetes para o experimento 1, 174 tubetes para os experimentos 2 e 3 e 86 tubetes para o experimento 4. O delineamento experimental utilizado foi o de blocos inteiramente casualizados, com duas repetições para os experimentos 1, 2 e 3, e com quatro repetições para o experimento 4.

Tabela 2. Descrição dos tratamentos utilizados para os quatro experimentos com doses de *A. nodosum* em clones de eucalipto, Bofete – SP, 2010.

	Doses de EAN (ml L ⁻¹ de água)			
	Experimento 1	Experimento 2	Experimento 3	Experimento 4
Controle	0,0	0,0	0,0	0,0
T1	0,5	1,0	1,0	2,0
T2	1,0	2,0	2,0	4,0
T3	1,5	3,0	3,0	8,0
T4	2,0	4,0	4,0	16,0
	Experimento 1	Experimento 2	Experimento 3	Experimento 4
Clone	Euca 105	I 144	Euca 103	I 144

Para os experimentos 1, 2 e 3, os substratos contidos nos tubetes receberam 1 litro da solução contendo *A. nodosum*, que foi distribuída para maior uniformidade através de regador (Figura 4). Após a primeira aplicação direta no substrato, as microestacas foram introduzidas nos tubetes e levadas para casa de vegetação por 30 dias no experimento 1 e por 42 dias para os experimentos 2 e 3, para o enraizamento. Durante esse período as mudas de todos os tratamentos receberam mais três aplicações de 1 litro da solução (7, 14 e 21 dias após o estaqueamento) para o experimento 1 e cinco aplicações (7, 14, 21, 28 e 35 dias após o estaqueamento) para os experimentos 2 e 3, utilizando-se o regador.



Figura 4. Aplicação da solução de *A. nodosum* em mudas de eucalipto, Bofete – SP, 2010.

Para o experimento 4, cada tratamento foi formado por 4 repetições de 86 tubetes. Neste experimento houve uma modificação no modo inicial de aplicar a solução contendo *A. nodosum*. Inicialmente as estacas foram borrifadas com a solução conforme o tratamento. Posteriormente as bases das mesmas foram emersas nas soluções estipuladas por 6 minutos e em seguida as bandejas receberam a mesma solução e as microestacas foram introduzidas nos tubetes e levadas para casa de vegetação por 30 dias para o enraizamento e durante esse período os tratamentos só receberam os tratos culturais convencionais da casa de vegetação.

Os valores de pH e EC após a implantação dos quatro experimentos são apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Valores de pH e EC para os quatro experimentos, Bofete – SP, 2010.

	Experimento 1		Experimento 2		Experimento 3		Experimento 4	
	pH	EC (mS cm ⁻¹)	pH	EC (mS cm ⁻¹)	pH	EC (mS cm ⁻¹)	pH	EC (mS cm ⁻¹)
Controle	7,0	0,108	7,0	0,108	7,0	0,108	7,0	0,108
T1	8,0	0,172	8,0	0,191	8,0	0,191	7,9	0,343
T2	8,0	0,191	8,0	0,343	8,0	0,343	7,9	0,566
T3	7,9	0,294	7,9	0,529	7,9	0,529	7,8	1,228
T4	7,9	0,343	7,9	0,566	7,9	0,566	7,8	> 3*

*Valor de leitura acima da escala do aparelho (3 mS cm⁻¹).

3.6 AVALIAÇÕES

3.6.1 Características morfológicas

Para os experimentos 1, 2 e 3 foram determinados a fitomassa fresca radicular (FMF), fitomassa seca radicular (FMS), o enraizamento e o comprimento do sistema radicular (CR). Para o experimento 4 foram determinou-se a fitomassa fresca da parte aérea (FFA), fitomassa fresca da parte radicular (FFR), diâmetro do caule (D), comprimento do sistema radicular (CR), número de raízes (N), fitomassa seca radicular (FSR) e fitomassa seca da parte aérea (MSA).

Os instrumentos utilizados para essas medidas foram: régua graduada, paquímetro digital da marca Starret, balança digital da marca Bel Engineering com precisão para 200 g, o material foi seco em estufa de ar forçado à temperatura de 60° C até atingir o peso constante. Para a realização dessas análises foram utilizadas 50 plantas por tratamento totalizando 4 repetições.

3.6.2 Características químicas

Para o experimento 4 foi realizada análise química da planta inteira, onde determinou-se os teores de macro e micronutrientes de acordo com a metodologia proposta por Malavolta et al. (1997).

3.7 ANÁLISE DOS DADOS

Os resultados foram submetidos à análise de variância (teste F). Para a comparação de médias entre os substratos utilizou-se o teste de Tukey com nível de significância de 5%, enquanto a comparação entre as doses de *A. nodosum* foi realizada pela análise de regressão.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 EXPERIMENTO 1

Para o comprimento radicular das estacas do clone 105 houve influência apenas das doses do extrato de alga (Tabela 4), não sendo observado efeito dos substratos utilizados e nem a interação entre as fontes de variação.

Verifica-se na Figura 5 que houve efeito quadrático para doses, e segundo a equação ajustada, a dose estimada de 0,8 ml de extrato de *A. nodosum* (EAN) proporcionou o máximo comprimento radicular. Doses maiores proporcionaram redução do crescimento radicular (Figura 7), podendo ser consideradas excessivas. Segundo Iritani (1981) as estacas herbáceas de *Ilex paraguayensis* e *Araucária Angustifolia* devem ser tratadas com baixas concentrações de auxina.

Tabela 4. Análise de variância do comprimento radicular do clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,132250	0,132250	0,8628 ^{ns}
Doses	4	109,613500	27,403375	0,0010*
Subst X Doses	4	36,631500	9,157875	0,1073 ^{ns}
Bloco	3	7,046750	2,348917	0,6583 ^{ns}
Erro	27	117,225750	4,341694	
Média			15,17	
CV (%)			13,73	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

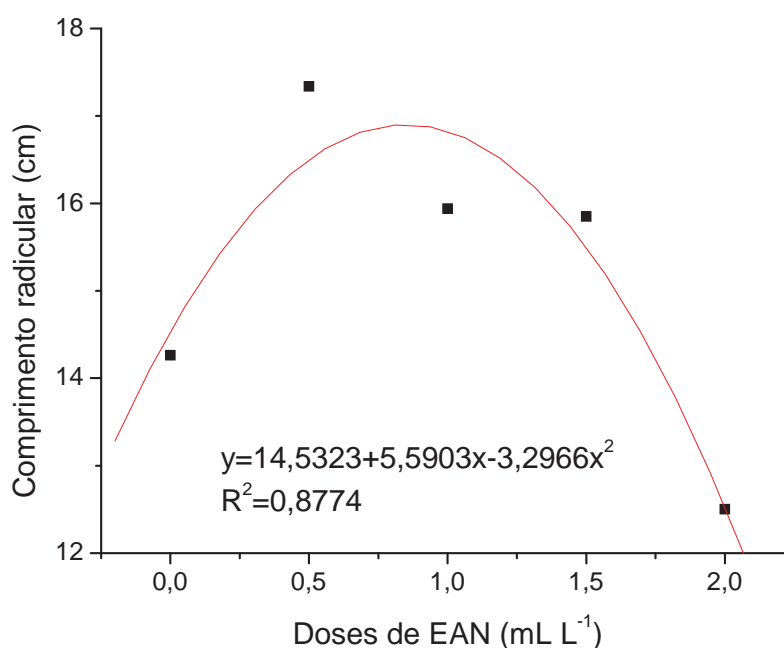


Figura 5. Comprimento de raiz em diferentes doses do extrato de *A. nodosum* para o clone 105 de eucalipto. Bofete – SP, 2009.

A diferença entre a dose onde foi observado o maior comprimento radicular (1 mL) e a dose máxima utilizada (2 mL) podem ser visualizada nas Figuras 6 e 7.



Figura 6. Sistema radicular do Clone 105 de eucalipto em amostras de mudas do tratamento 3 com aplicação de 1 ml L⁻¹ de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.



Figura 7. Sistema radicular do Clone 105 em amostras de mudas do tratamento 3 com aplicação de 2 ml L⁻¹ de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.

Outro efeito que pode ser visualizado na comparação entre as doses de 1,0 e 2 mL L⁻¹ de *A. nodosum* é a presença de calos nas bases das microestacas.

Na Tabela 5 a análise de variância da fitomassa fresca do sistema radicular indica efeito significativo para doses e interação entre doses e substratos.

Tabela 5. Análise de variância de fitomassa fresca radicular para o clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,000893	0,000893	0,6917 ^{ns}
Doses	4	0,126767	0,031692	0,0018*
Subst X Doses	4	0,196856	0,049214	0,001 *
Bloco	3	0,009989	0,003330	0,6212 ^{ns}
Erro	27	0,150079	0,005558	----
Média			0,3452750	
CV (%)			21,59	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Para avaliação entre os substratos (Tabela 6) observa-se diferença significativa para algumas doses. No tratamento controle para o substrato Brasil Minérios ocorreu maior massa fresca de raízes, enquanto para esse mesmo substrato, a dose de 1,5 mL de EAN a menor massa foi observada. Para essa dose de EAN notou-se diferença estatística entre tratamentos, evidenciando que há variações de resposta de EAN em função do meio onde as plantas estão se desenvolvendo, quer seja por um efeito indireto (substrato com maior ou menor retenção de água) ou direto (maior ou menor retenção da solução contendo EAN).

Tabela 6. Comparação de médias para os valores de fitomassa fresca de plantas (g planta⁻¹) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 105). Bofete – SP, 2009.

Doses (ml L ⁻¹)	Brasil Minérios	Carolina Soil
Controle	0,507 a	0,288 b
0,5	0,392 b	0,418 b
1,0	0,371 b	0,343 b
1,5	0,144 b	0,360 a
2,0	0,288 b	0,341 b

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

A fitomassa fresca de raízes desenvolvidas no substrato Brasil Minérios mostrou ser decrescente em relação ao aumento das doses aplicadas, o que de certo modo contraria os resultados de comprimento radicular. Porém deve-se destacar que a Figura 5 foi construída através do valor médio dos dois substratos, enquanto que a Figura 8 mostra apenas o resultado para o substrato Brasil Minérios.

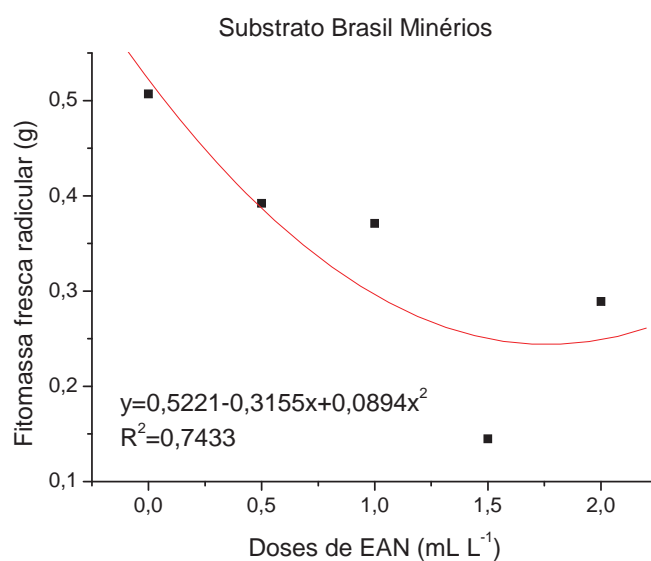


Figura 8. Fitomassa fresca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

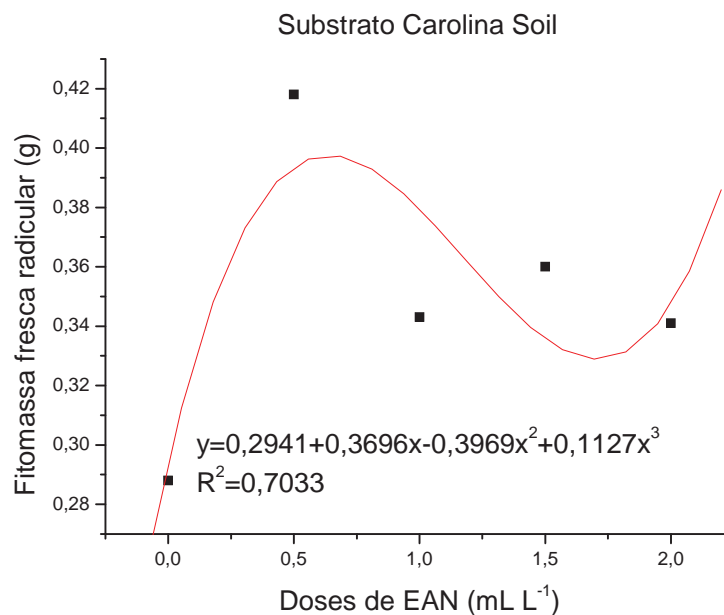


Figura 9. Fitomassa fresca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

O comportamento da fitomassa fresca radicular no substrato Carolina Soil foi semelhante à curva de comprimento radicular indicando a dose de 1 mL como a que promoveu melhor efeito.

Uma das hipóteses para explicar o comportamento diferenciado dos substratos em relação às doses pode se basear no pH do substrato (Tabela 2) e da solução aplicada (Tabela 3). Nota-se que o substrato Carolina Soil apresenta pH 5,0 e a solução aplicada na dose de 1 mL teve pH médio de 8,0. No caso do substrato Brasil Minérios o pH do substrato já era alcalino (7,2) e a adição do extrato de *A. nodosum* com pH também alcalino possivelmente afetou o desenvolvimento radicular.

Para a massa seca do sistema radicular verificou-se interação entre os substratos e as doses de algas utilizadas (Tabela 7). Ao avaliar a interação substratos X doses aplicadas, verifica-se que na testemunha e na dose de 1,5 mL de *A. nodosum* o substrato Brasil Minérios (Tabela 7) proporcionou maior massa seca do sistema radicular. Quando aplicada a maior dose de *A. nodosum* o substrato Carolina Soil proporcionou maior desenvolvimento do sistema radicular, possivelmente pela sua composição química e física, pois apresentou maior CTC e maior retenção de água.

Tabela 7. Análise de variância de fitomassa seca radicular para o clone 105 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,000842	0,000842	4,106 ^{ns}
Doses	4	0,001353	0,000338	1,650 ^{ns}
Subst X Doses	4	0,006482	0,001621	7,905*
Bloco	3	0,000236	0,000079	0,383 ^{ns}
Erro	27	0,005535	0,000205	----
Média			0,0455975	
CV (%)			31,40	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Tabela 8. Comparação de médias para os valores de fitomassa seca radicular (g planta^{-1}) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 105). Bofete – SP, 2009.

Doses (mL L^{-1})	Brasil Minérios	Carolina soil
Controle	0,083 a	0,029 b
0,5	0,042 b	0,043 b
1,0	0,044 b	0,039 b
1,5	0,053 a	0,042 b
2,0	0,028 b	0,053 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

Na avaliação das doses de EAN no substrato Carolina Soil verifica-se na Figura 10 que houve aumento linear da fitomassa seca do sistema radicular com o aumento das doses aplicadas. De modo semelhante ao observado para massa fresca de raiz, para o substrato Brasil Minérios, a massa seca foi decrescente (Figura 11).

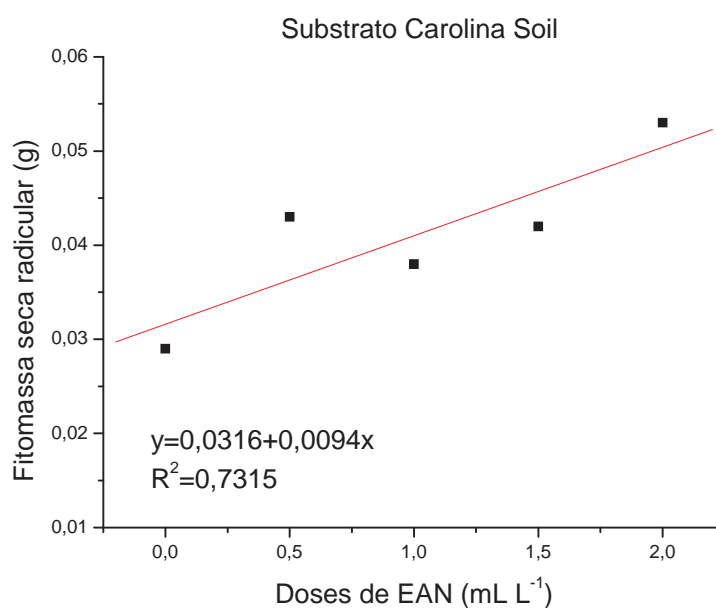


Figura 10. Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

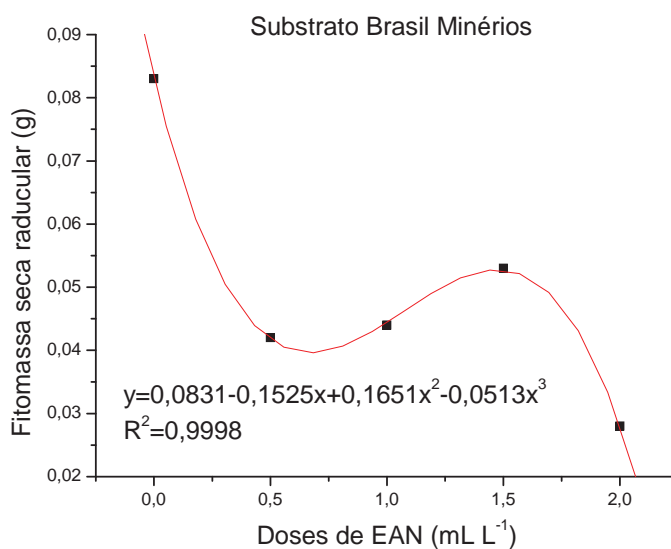


Figura 11. Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (Euca 105) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

As mesmas justificativas apresentadas para fitomassa fresca podem ser utilizadas para explicar o comportamento diferencial dos dois substratos estudados.

4.2 EXPERIMENTO 2

De acordo com a Tabela 9 os valores médios de comprimento de raiz apresentaram diferenças significativas no substrato Carolina soil na dose de 3 mL de EAN, onde verificou-se um aumento no comprimento em relação ao Brasil minérios. Isso pode estar relacionado com as características químicas e físicas de cada substrato analisado, onde o uso do extrato de *A. nodosum* pode ter inibido o desenvolvimento radicular das microestacas de eucalipto.

Se comparado ao experimento 1 nota-se que de modo semelhante os valores de 2 mL promoveram efeito depressivo no comprimento radicular, porém o aumento ocorrido para dose de 3 mL é de difícil explicação. Para o substrato Brasil Minérios o comprimento de raiz (Figura 12) apresentou resposta linear quadrática em função das doses de *A. nodosum*.

Tabela 9. Análise de variância para comprimento radicular do clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	8,080200	8,080200	0,2708 ^{ns}
Doses	4	25,005200	6,251300	0,4371 ^{ns}
Subst X Doses	4	112,764800	28,191200	0,0056**
Bloco	4	305,669200	76,417300	
Erro	36	232,540800	6,459467	----
Média			13,9860000	
CV (%)			18,17	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Tabela 10. Comparação de médias para os valores de comprimento radicular (cm) entre substratos para doses do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.

Dose (mL L ⁻¹)	Carolina Soil	Brasil Minérios
0,0	13,5 ab	15,8 a
1,0	13,1 ab	15,8 a
2,0	11,0 b	15,3 ab
3,0	16,4 a	12,7 b
4,0	13,9 ab	12,3 b

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

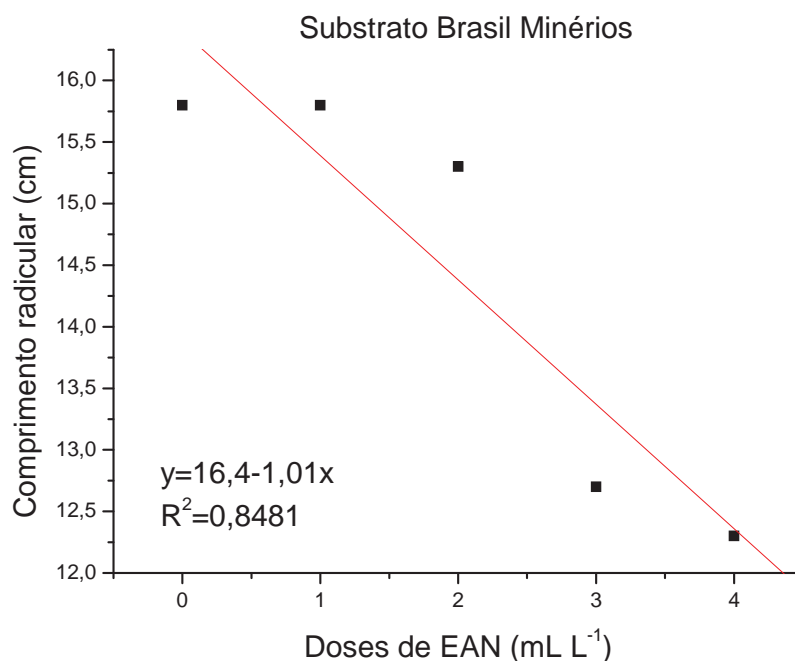


Figura 12. Comprimento radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses do extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

Segundo Iritani (1981) a presença da auxina em excesso presente nas maiores doses aplicadas pode inibir o crescimento radicular. Para o substrato Carolina Soil houve efeito significativo das doses para o comprimento de raiz sendo o menor valor obtido para a dose de 2 mL de EAN.

Para os valores médios de fitomassa fresca radicular não houve diferenças significativas entre as doses de extrato de *A. nodosum* testadas, nem para os substratos estudados no experimento (Tabelas 11 e 12).

Apesar dos valores de fitomassa fresca serem semelhantes ao obtidos no primeiro experimento para o clone Euca 105, deve-se salientar que para o clone I 144 esta massa foi alcançada cerca de 12 dias após para o Euca 105, aos 42 DAE. É interessante notar que a dose de 2 mL L⁻¹, a qual apresentou menor comprimento de raiz não resultou em menor massa fresca, indicando que o comprimento não tem relação direta com a massa de raízes, sugerindo que os maiores comprimentos possivelmente tenham ocorridos em raízes finas e portanto de menor massa.

Tabela 11. Análise de variância de fitomassa fresca radicular para o clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

FV	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,00038	0,00038	0,9060 ^{ns}
Doses	4	0,181052	0,045263	0,1329 ^{ns}
Subst X Doses	4	0,214532	0,053633	0,0837 ^{ns}
Bloco	4	0,534292	0,133573	
Erro	36	0,860908	0,023914	----
Média			0,53	
CV (%)			28,99	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Tabela 12. Comparação de médias para os valores de fitomassa fresca radicular (g) entre substratos para doses do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.

Dose (ml L ⁻¹)	Carolina Soil	Brasil Minérios
Controle	0,62 a	0,51 a
1,0	0,34 a	0,50 a
2,0	0,55 a	0,59 a
3,0	0,68 b	0,48 a
4,0	0,47 a	0,57 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

Nas Tabelas 13 e 14 são apresentados os resultados de fitomassa seca radicular para o clone I 144. Houve diferença estatística apenas para as doses de *A. nodosum*.

Tabela 13. Análise de variância de fitomassa seca radicular para o clone I 144 de eucalipto em função de doses do extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,000098	0,000098	0,5130 ^{ns}
Doses	4	0,002480	0,000620	0,0422*
Subst X Doses	4	0,000992	0,000248	0,3692 ^{ns}
Bloco	4	0,003600	0,000900	
Erro	36	0,008080	0,000224	----
Média			0,0410000	
CV (%)			36,54	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Na Tabela 14 os resultados de massa seca não foram diferentes significativamente, no entanto, para ambos os substratos, houve tendência de ocorrer melhores resultados para a dose de 3 mL de EAN. Este resultado, mesmo sendo não estatístico, merece destaque, uma vez que equivaleu a um aumento de 50% em fitomassa (passou de 0,04 para 0,06) e este incremento foi observado visualmente pelo proprietário do viveiro de mudas. Ressalta-se também que possivelmente esta ausência de significância ocorreu devido à variabilidade de desenvolvimento radicular das estacas, gerando um elevado coeficiente de variação. Esta variabilidade do desenvolvimento de raízes a partir de estacas foi observada também em outros clones de eucalipto, sendo uma descrição comum nos trabalhos envolvendo enraizamento de estacas.

Tabela 14. Comparação de médias para os valores de fitomassa seca radicular (g) entre substratos para cada dose do extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (I 144). Bofete – SP, 2009.

Dose (mL L ⁻¹)	Carolina Soil	Brasil Minérios
Controle	0,04 a	0,04 a
1,0	0,03 a	0,03 a
2,0	0,04 a	0,04 a
3,0	0,05 a	0,06 a
4,0	0,03 a	0,05 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

Para os valores de fitomassa seca radicular observados em função das doses de extrato *A. nodosum* (Figuras 13, 14 e 15) o modelo de equação de 3º grau foi escolhido em função do maior valor do coeficiente de determinação, visto que os ajustes linear e quadrático não foram significativos.

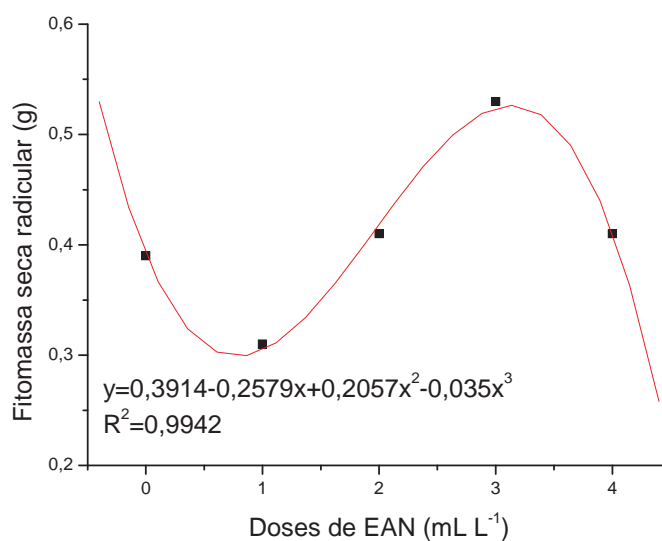


Figura 13. Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum*. Bofete – SP, 2009.

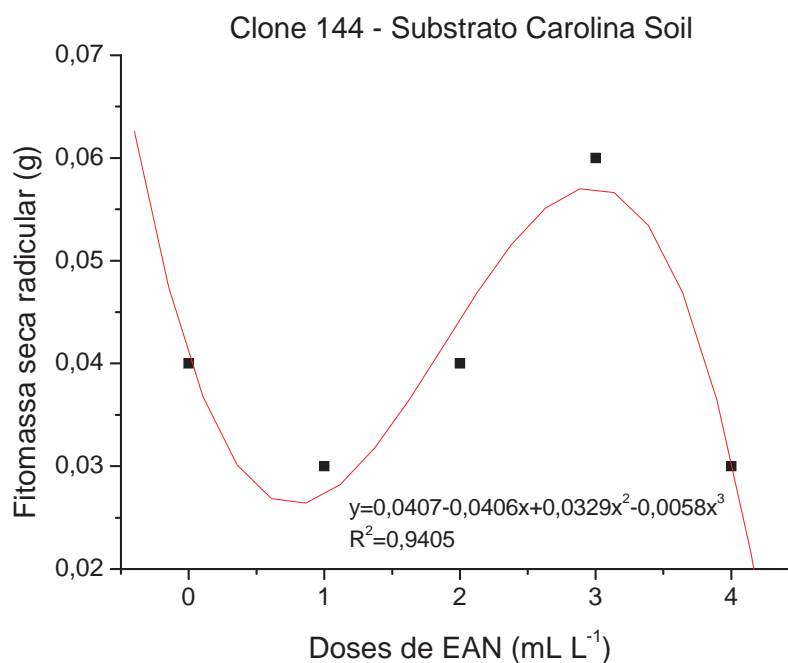


Figura 14. Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

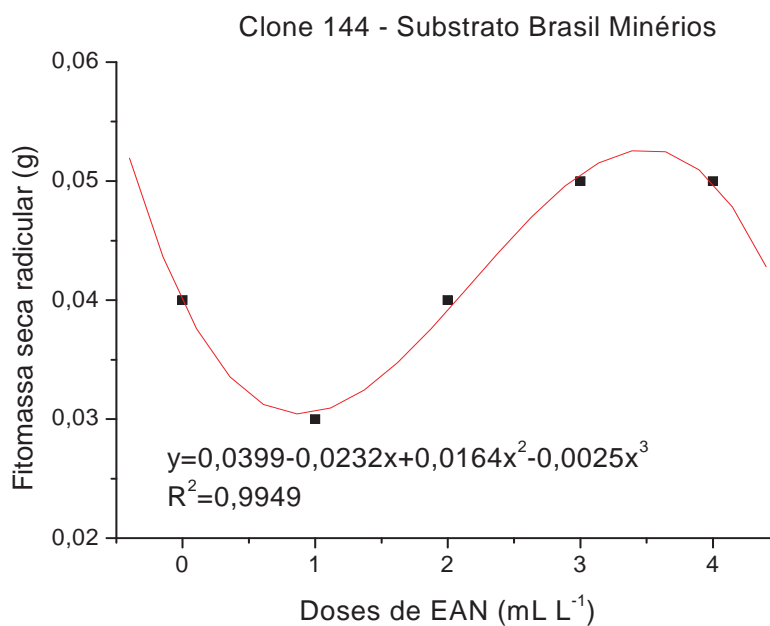


Figura 15. Fitomassa seca radicular de mudas de eucalipto (I 144) em função de extrato *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

Nas Figuras 16 e 17 são apresentados os resultados de porcentagem de estacas enraizadas por substrato. Nota-se que houve menor número de estacas do clone 144 não enraizadas no substrato Brasil Minérios em relação ao Carolina Soil. Observa-se ainda que para duas doses deste tratamento o enraizamento foi de 100% no substrato Brasil Minérios, o que não é comum para este clone. Baixa porcentagem de plantas não enraizadas foram também observadas no tratamento com 3 mL de solução de EAN para o substrato Carolina Soil.

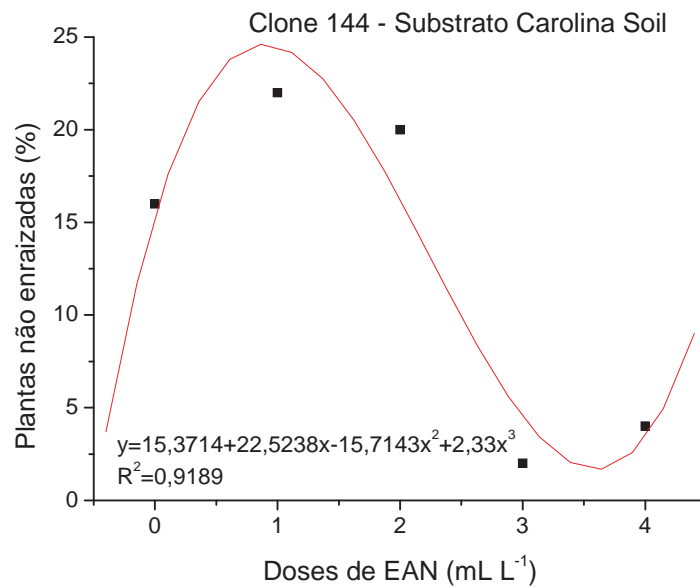


Figura 16. Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

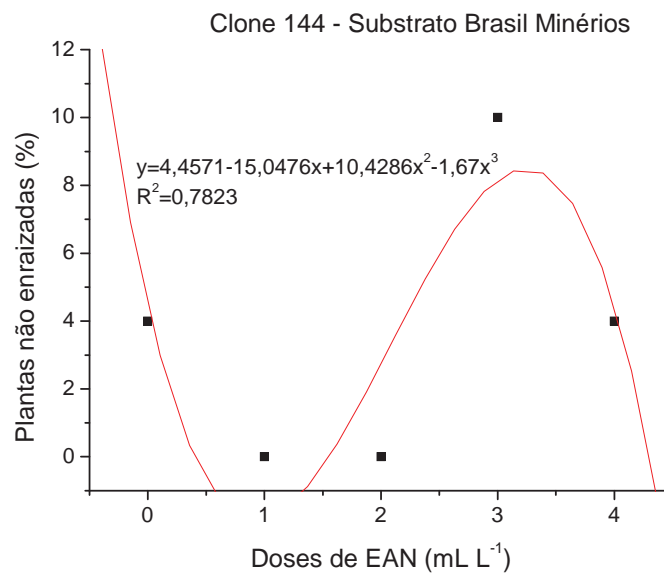


Figura 17. Porcentagem de plantas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

4.3 EXPERIMENTO 3

Nas Tabelas 15 e 16 são apresentados os resultados de comprimento de raízes para o clone Euca 103 em função das doses da solução contendo EAN. Nota-se que ocorreu efeito significativo para interação substrato x dose, para o substrato Brasil Minérios. Para o substrato Carolina Soil o comprimento dos tratamentos esteve muito próximo do valor médio. É também possível observar que em média o comprimento de raízes foi maior para Carolina Soil, onde não houve resposta a EAN, e foi mais baixa no substrato Brasil Minérios onde houve diferença significativa entre os tratamentos. Este fato pode ser explicado por algumas observações realizadas ainda de forma empírica e sem comprovação científica, de que a ação do EAN é mais efetiva sob condições de estresse, o que poderia estar ocorrendo nas plantas desenvolvidas no Brasil Minérios e não no substrato Carolina Soil. Esta hipótese reforça diferenças obtidas entre substratos nos experimentos discutidos anteriormente. Nas Figuras 18 e 19 pode se observar os ajustes das equações às doses de EAN para cada substrato.

Tabela 15. Análise de variância para os valores de comprimento de raiz no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

FV	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	77,875200	77,875200	0,0000**
Doses	4	22,646300	5,661575	0,0726 ns
Subst X Doses	4	50,616300	12,654075	0,0019**
Bloco	4	137,217800	34,304450	
Erro	36	86,733200	2,409256	----
Média			14,48	
CV (%)			10,72	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Tabela 16. Comparação de médias de comprimento de raiz (cm) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.

Dose (mL L ⁻¹)	Carolina	Brasil Minérios
0,0	16,3 a	11,3 b
1,0	16,5 a	11,6 b
2,0	14,2 a	13,7 a
3,0	15,7 a	14,9 a
4,0	15,9 a	14,6 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

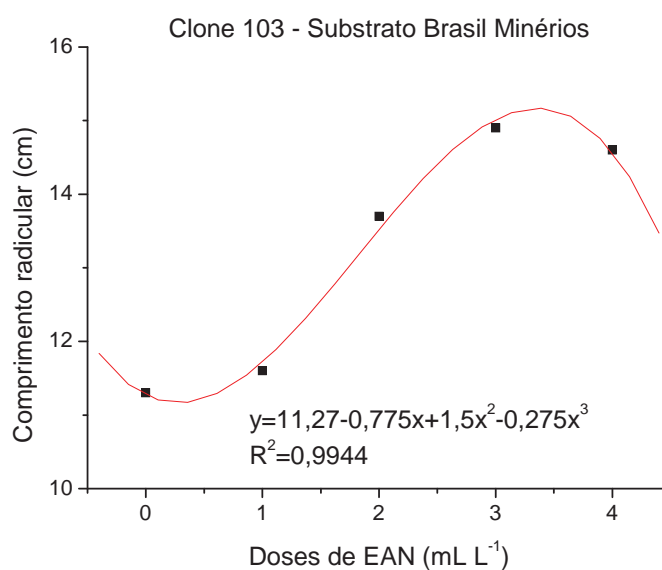


Figura 18. Comprimento de raiz em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

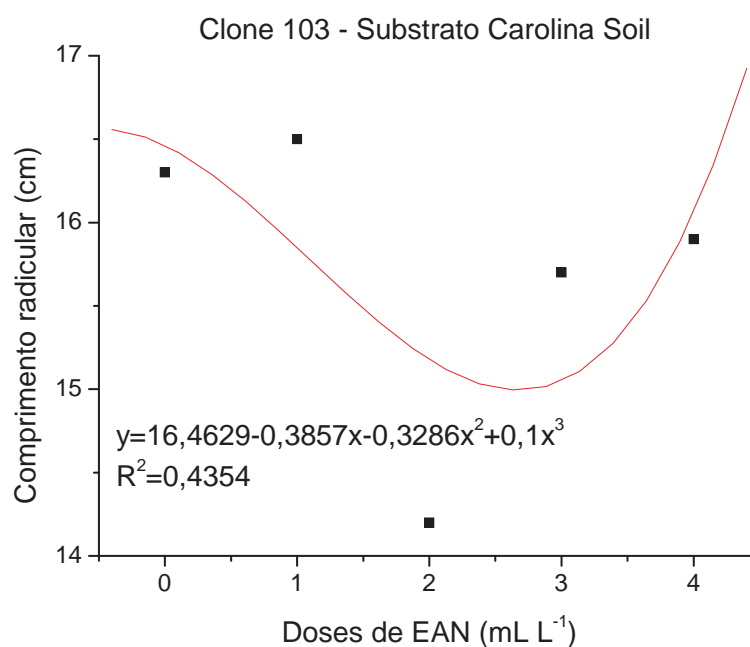


Figura 19. Comprimento de raiz em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

Para fitomassa fresca radicular houve efeito significativo para a interação de substrato e doses (Tabela 17). Quando a avaliação ocorreu entre os substratos, (Tabela 18), nota-se que somente para o substrato Brasil Minérios ocorreram diferenças significativas, sugerindo que a hipótese apresentada no experimento anterior também é válida para este, ou seja, no substrato Carolina Soil onde as condições para enraizamento das estacas foram mais favoráveis não houve resposta à aplicação de EAN. Porém onde foi utilizado o substrato Brasil minérios em condições possivelmente mais estressantes para a estaca, pode-se notar o efeito favorável do EAN aumentando a massa fresca. O maior valor de massa fresca observado para este substrato (0,52 g) é inferior ao obtido no Carolina Soil (0,80 g), indicando ser o efeito do substrato superior ao efeito do EAN.

O ajuste significativo ou não das curvas de fitomassa fresca radicular em função das doses de EAN para os diferentes substratos são apresentados nas Figuras 20 e 21.

Tabela 17. Análise de variância para os valores de fitomassa fresca radicular no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

FV	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,339488	0,339488	0,0000**
Doses	4	0,101988	0,025497	0,0466*
Subst X Doses	4	0,270652	0,067663	0,0002**
Bloco	4	0,252808	0,063202	----
Erro	36	0,341632	0,009490	----
Média		0,5108000		
CV (%)		19,07		

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ** – não significativo.

Tabela 18. Comparação de médias de fitomassa fresca radicular (g) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.

Dose (ml L ⁻¹)	Carolina Soil	Brasil Minérios
0	0,62 a	0,44 b
1	0,80 a	0,35 b
2	0,49 a	0,41 a
3	0,53 a	0,42 a
4	0,54 a	0,52 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

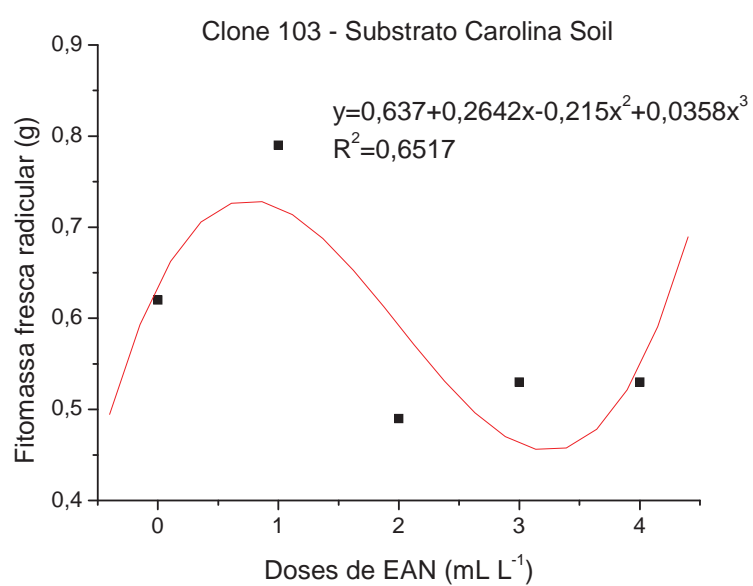


Figura 20. Fitomassa fresca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

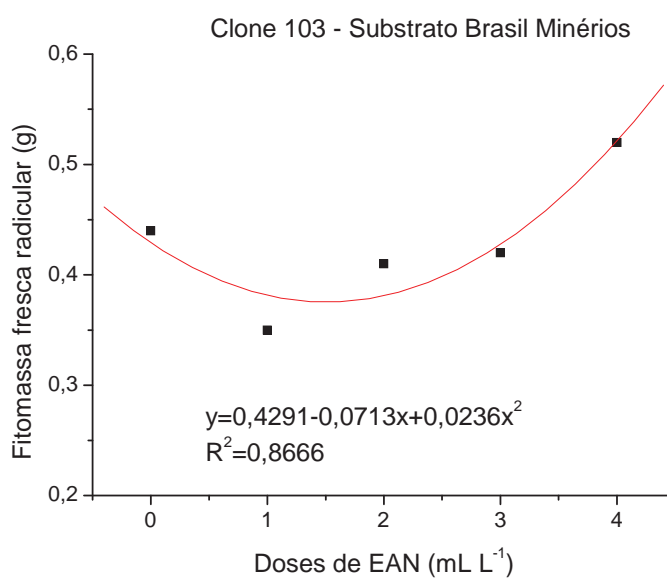


Figura 21. Fitomassa fresca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

A exemplo do que ocorreu para fitomassa fresca, para a fitomassa seca houve interação significativa entre substrato e doses de *A. nodosum* (Tabela 19). Quando se considera a interação dos fatores para massa seca os resultados obtidos também foram semelhantes a massa fresca. Portanto, as mesmas justificativas apresentadas para fitomassa fresca valem para fitomassa seca.

Tabela 19. Análise de variância para os valores de fitomassa seca radicular no clone Euca 103 de eucalipto em função de doses de extrato de *A. nodosum* em dois substratos de cultivo. Bofete – SP, 2009.

FV	G.L.	SQ	QM	F
Substrato	1	0,010082	0,010082	0,0000 ^{ns}
Doses	4	0,000128	0,000032	0,9601 ^{ns}
Subst X Doses	4	0,004688	0,000867	0,0013 ^{**}
Bloco	4	0,003468	0,000208	
Erro	36	0,007492		
Média			0,0578000	
CV (%)			24,96	

* Significativo ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey; ^{ns} – não significativo.

Tabela 20. Comparação de médias de fitomassa seca radicular (g) entre substratos para cada dose de extrato de *A. nodosum* em mudas de eucalipto (Euca 103). Bofete – SP, 2009.

Dose (ml L ⁻¹)	Carolina	Brasil Minérios
0	0,08 a	0,04 b
1	0,09 a	0,03 b
2	0,06 a	0,05 a
3	0,07 b	0,04 a
4	0,06 a	0,05 a

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de significância.

Apesar dos resultados apresentarem diferenças estatísticas, a tentativa de representar os efeitos de doses para cada substrato não permitiram um adequado ajuste de equação, dificultando mostrar uma tendência dos resultados (Figura 22 e 23).

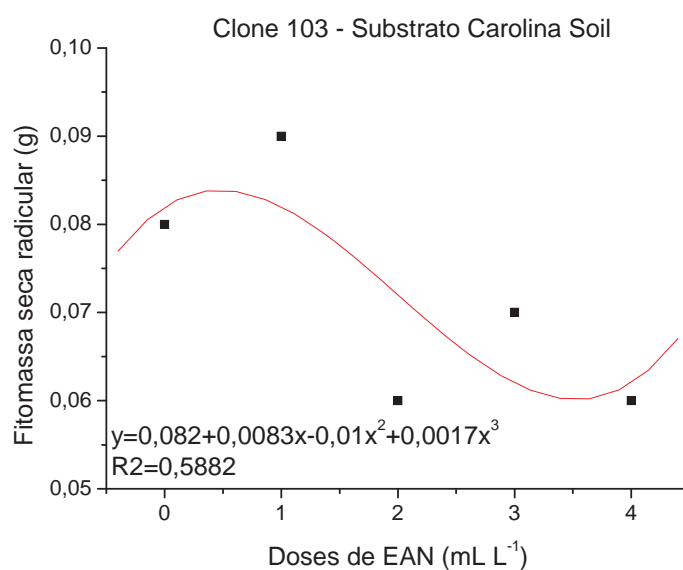


Figura 22. Fitomassa seca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

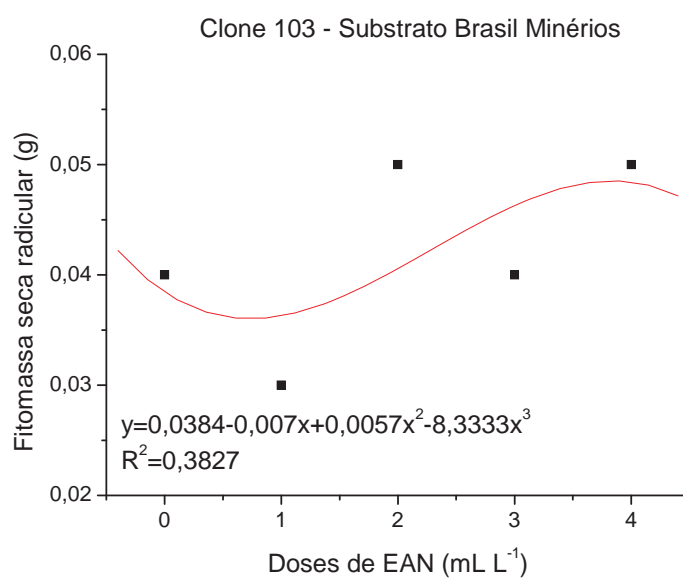


Figura 23. Fitomassa seca radicular em estacas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

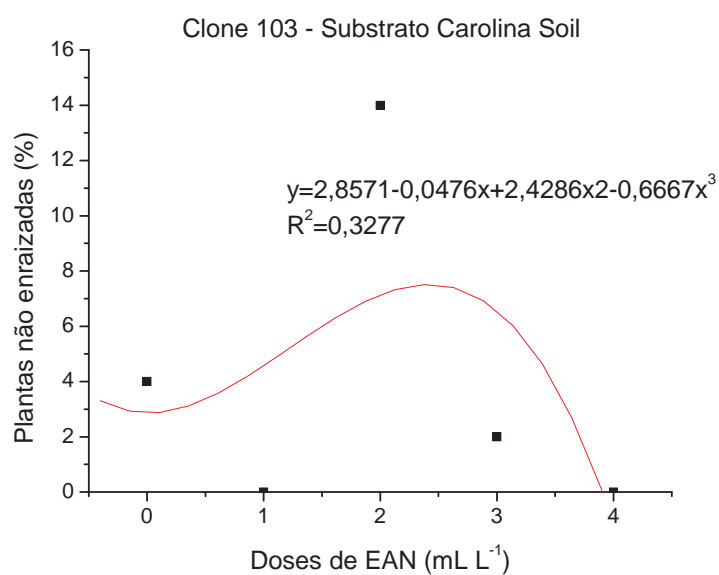


Figura 24. Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Carolina Soil. Bofete – SP, 2009.

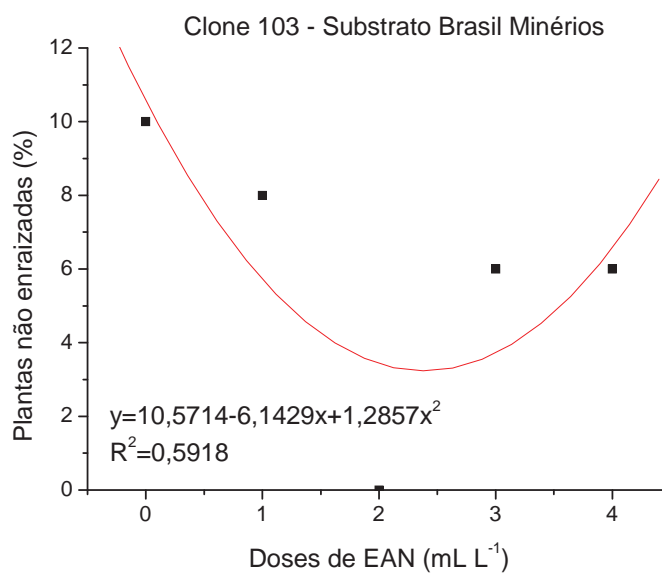


Figura 25. Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (Euca 103) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2009.

4.4 EXPERIMENTO 4

Em função da pequena resposta observada para doses de EAN no enraizamento de estacas de eucalipto, além da falta de trabalhos de pesquisa que pudessem limitar a faixa de resposta, optou-se por ampliar a dose aplicada, com a finalidade de se observar um efeito depressivo das doses mais elevadas. Por isso no 4º experimento, as doses variaram de 2 a 16 ml de EAN por litro de água e foram aplicadas apenas no substrato Brasil Minérios, onde as maiores diferenças foram observadas nos experimentos anteriores.

Observa-se na Tabela 21 diferenças significativas entre as doses para o diâmetro de caule (DC), número de raízes (NR) e fitomassa seca de raízes (FSR). Em todos estes parâmetros o tratamento controle apresentou resultados superiores aqueles obtidos nas doses de EAN, ou seja, as doses de EAN mostram efeito possivelmente fitotóxico ao desenvolvimento das estacas de eucalipto. Para os parâmetros onde houve diferença significativa, não se observou uma consistência na resposta, não sendo possível representá-la através de uma equação.

Estes resultados diferenciam dos observados para os demais experimentos, quando se considera que houve resposta às doses de EAN para o substrato Brasil Minérios. No entanto, deve-se atentar que neste experimento houve uma modificação no modo inicial de aplicar a solução contendo *A. nodosum*, pois inicialmente as estacas foram borrifadas com a solução conforme o tratamento e posteriormente as bases das mesmas foram imersas nas soluções estipuladas durante 6 minutos e em seguida as bandejas receberam a mesma solução e as microestacas foram introduzidas nos tubetes e levadas para casa de vegetação por 30 dias para o enraizamento. Portanto, este diferente método de aplicação do EAN não se mostrou efetivo e pelo contrário causou diminuição de diâmetro, número e massa seca de raízes. Adicionalmente ao efeito fitotóxico estes resultados negativos podem ser justificados pelo fato de que as estacas começam a perder umidade logo após o seu corte, sendo que se observou murchamento das mesmas num período mais longo que 6 minutos, ocasionada pela elevada condutividade elétrica da solução.

Tabela 21. Características morfológicas de estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.

	DC	CR	NR	FMF	FSF	FFR	FSR	PTP
Controle	1,783	11,7	4,6	0,430	0,115	0,178	0,023	0,608
2 ean	1,656	11,0	5,5	0,415	0,103	0,158	0,019	0,573
4 ean	1,670	9,4	3,5	0,385	0,090	0,128	0,014	0,513
8 ean	1,745	11,3	4,0	0,455	0,101	0,168	0,019	0,623
16 ean	1,596	10,9	3,2	0,430	0,096	0,138	0,017	0,568
F	**	ns	*	ns	ns	Ns	*	ns
CV%	4,32	13,23	17,72	9,24	14,94	21,04	14,81	8,75

DC: diâmetro de caule (mm); CR: comprimento de raízes (cm); NR: número de raízes; FMF: fitomassa fresco de folha (g); FSR: fitomassa seca de folha (g); FFR: fitomassa fresca de raízes (g); FSR: fitomassa seca de raiz (g); PTP: peso total da planta (g); * significativo a 1% de probabilidade, ** significativo a 5% de probabilidade no teste F, ^{ns} não significativo;

Como forma de observar de modo indireto o desenvolvimento radicular, ao final do período de enraizamento das estacas, foi realizada a análise química dos teores de macro e micronutrientes no tecido da planta inteira.

Pelos resultados observados na Tabela 22 verifica-se que não houve diferença entre os tratamentos, apresentando valores muito próximos entre si, exceto para o Mg. Possivelmente, o tempo em que a estaca permaneceu em contato com o substrato de enraizamento não permitiu que as diferenças observadas, por exemplo, no número de raízes, favorecessem a absorção dos nutrientes contidos nos substratos e com isso refletisse em diferenças entre as doses aplicadas.

Tabela 22. Médias dos teores de Macronutrientes presentes nas estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.

	N	P	K	Ca	Mg	S
	g kg ⁻¹					
Controle	12	2,2	15	6	2,5	2,0
2 ean	12	2,0	15	6	2,0	2,0
4 ean	13	2,0	14	6	2,0	2,0
8 ean	12	2,5	14	5	2,7	1,7
16 ean	12	2,0	15	6	2,0	1,7
F	ns	ns	ns	ns	ns	ns
CV%	5,47	14,71	6,09	7,18	12,12	17,32

^{ns} não significativo.

Para os micronutrientes foi observada diferença significativa apenas para os teores de cobre. Apesar do EAN apresentar pH alcalino e portanto, promover

alterações da reação do solo, deve-se reforçar que neste tratamento a solução não foi aplicada sobre o substrato, mas apenas a imersão das estacas. Por isso acredita-se que o efeito do cobre se deva a contaminações possivelmente de produtos aplicados sob as estacas.

Tabela 23. Médias de teores de Micronutrientes presentes nas estacas de clone de eucalipto (I144) em função de doses de extrato de *A. nodosun*. Bofete – SP, 2010.

	B	Cu	Fe	Mn	Zn
	-----mg kg ⁻¹ -----				
Controle	41	6	208	105	41
2 ean	32	5	149	90	35
4 ean	37	7	146	96	42
8 ean	38	7	212	113	38
16 ean	35	7	144	97	37
F	ns	*	ns	ns	ns
CV%	12,09	13,23	18,80	5,68	4,39

^{ns} não significativo, * Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F.

Todas as plantas enraizaram no tratamento controle (sem o uso de EAN). O aumento de doses resultou em variações não consistentes na porcentagem de plantas não enraizadas. Com isso reforça-se a hipótese que a forma de aplicação do EAN para este experimento não foi efetiva.

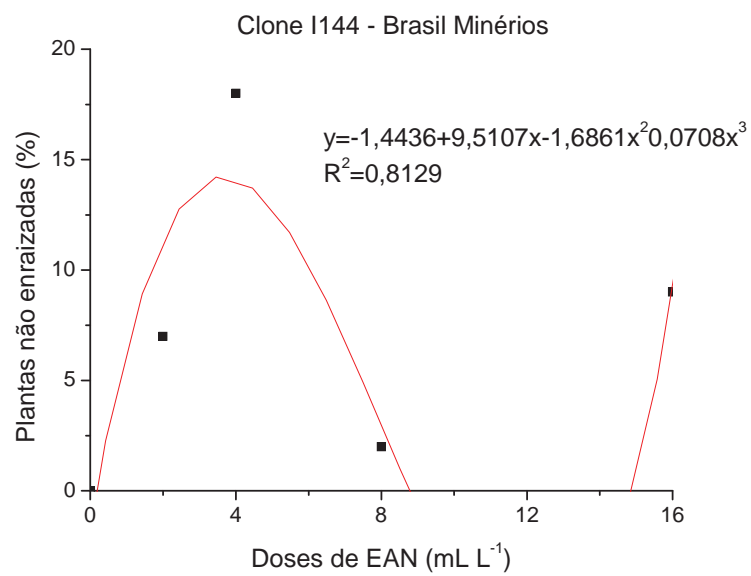


Figura 26. Porcentagem de estacas não enraizadas de eucalipto (I 144) em função de doses de extrato de *A. nodosum* no substrato Brasil Minérios. Bofete – SP, 2010.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerando as variáveis utilizadas no 1º experimento pode-se sugerir para o clone EUCA 105 a aplicação de doses de 1ml de EAN e 1,5ml de EAN de acordo com o substrato a ser trabalhado. Para o 2º experimento com o clone I144 pode ser aplicado a dose de 3ml de EAN independentemente do substrato a ser trabalhado.

Maiores estudos devem ser realizados para enraizamento de microestacas de eucalipto, uma vez que nota-se muita variabilidade dos materiais genéticos e portanto o efeito tanto do EAN como do substrato teriam que ser muito expressivos para superar essa variabilidade e gerar diferenças significativas.

6 CONCLUSÕES

- Houve resposta diferenciada do EAN em relação aos substratos e aos materiais genéticos testados;
- Não houve resposta do EAN quando se emergiu a estaca na solução fazendo uma única aplicação por aspersão;
- Para o clone I144 pode-se adotar a dose de 3ml L^{-1} de EAN nos substratos Brasil Minérios e Carolina Soil.

REFERÊNCIAS

ABAD, M.; NOGUEIRA, P. Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación. In: CADAHÍA, C. (Coord.) **Fertirrigation: cultivos hortícolas y ornamentales**. Ediciones. 1998.

ABRAF. **Anuário Estatístico da Associação Brasileira de Florestas Plantadas 2007 – Ano Base 2006**. Brasília, 81 p. disponível em: <<http://www.abraflor.org.br/estatisticas/anuario-ABRAF-2007.pdf>>. Acesso em 7 de setembro de 2009.

ALVARENGA, R. C., et al. Efeitos do conteúdo de água no solo e da poda de raízes sobre o crescimento de mudas de eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 18, n. 2, p. 107-114, 1994.

ANASAC. **Agrícola Nacional S.A.C**. Disponível em: <<http://www.anasac.cl>> Acesso em: 20 mar.2010. 16:45.

ANSORENA MINER, J. **Sustratos: Propiedades y caracterización**. Mundi-Prensa, Madrid, Espanha, 1994. 172 p.

ARTECA, R. N. **Plant growth substances: principles and applications**. New York: Chapman & Hall, 1995. 332 p.

AWAD, M.; CASTRO, P. R. C. **Introdução à fisiologia vegetal**. São Paulo, Nobel, p. 177. 1989.

BACKES, M. A.; KÄMPF, A. N. Substratos à base de composto de lixo urbano para a produção de plantas ornamentais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 4 p. 753-758, 1991.

BAUMGARTEN, A. Methods of chemical and physical evaluation of substrates for plants. **Anais do III Encontro Nacional Sobre Substrato Para Plantas**, Campinas, 2002. Documentos IAC, 70. Campinas: IAC, 2002, p. 7-15.

BORBA, A. M. de; BRUNE, A. Enraizamento de estacas de Eucalyptus: um mito desfeito. **Silvicultura**, São Paulo, v. 8, n. 32, p. 758-60, 1983.

CAMPINHOS J. R. E. Produção de propágulos vegetativos por enraizamento de estacas de Eucalyptus spp em viveiro. In: **SEMINÁRIO DA AMCEL**, 2, Serra do Navio, 1983. 16p.

CAÑIZARES, K. A. L.; COSTA, P. C.; GOTO, R.; VIEIRA, A. R. M. Produção de mudas de pepino em diferentes substratos e solução nutritiva. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, (Suplemento) p. 778-779, 2000.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de mudas florestais**. Viçosa: Editora Folha de Viçosa, 1995. 451 p.

CARRIJO, O. A.; et al. Avaliação e modelos de casa de vegetação para o cultivo de tomateiro na região de Brasília. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 19 (Suplemento) 2001.

CROUCH, I. J.; VAN STADEN, J. Evidence for the presence of plant growth regulators in commercial seaweed products. **Journal of plant growth regulation**, Amsterdam, v. 13, n. 1, p. 21-29, 1993.

DEWAULLE, J. C. et al. Produção massal de estacas enraizadas de Eucalyptus na República Popular do Congo. **Silvicultura**, São Paulo, v. 8, n. 32, p. 779, 1983.

DURAND, N.; BRIAND, X.; MEYER, C. The effect of marine bioactive substances(N PRO) and exogenous cytokinins on nitrate reductase activity in *Arabidopsis thaliana*. **Physiologia Plantarum**, Lund, v. 119, p. 489-493, 2003.

EMBRAPA. **Florestas – Brasil é referência mundial em eucalipto. 2004**. Disponível em: <http://www.embrapa.br/linhas_de_acao/temas_basicos/florestas/florestas_2/mostra_documento>. Acesso em 6 de setembro de 2009.

FERMINO, M. H. O uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A.M.C.; et al. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2002. p.29-37.

FERREIRA, M. Melhoramento e silvicultura clonal. **IPEF**, Piracicaba, n. 45, p. 22-30, 1992.

FERREIRA, F. A.; MILANI, D. **Diagnose visual e controle das doenças abióticas e bióticas do eucalipto no Brasil**. Mogi Guaçu, SP: International Paper, 2002, 98 p.

FLEURENCE, J. Seaweed proteins: biochemical, nutritional aspects and potencial uses. **Trends in Food Science & Technology**, Amsterdam, v. 10, p. 25-28, 1999.

FRUGULHETTI, I. C. P. P. Estudos da atividade antiviral e anticâncer de substâncias isoladas de algas marinhas. **Oficina de trabalho potencial biotecnológico das macroalgas marinhas**. Angra dos Reis – RJ. 2005.

GARCIA, R.; NORRIE, J. Fortified Ascophyllum marine plant extracts improve yield and quality of tomatos and peppers. In: **Quartely Reports on Plant Growth Regulation and Activities of the PGRSA**, v. 32, n. 2, p. 54, 2004. Plant Growth Regulation Society of America. Resumo.

GOËMAR, 2006. **Laboratório do mar**. Disponível em www.goëmar.com. Acesso em 20/03/2010. 16:30.

GOMES, J. L.; SILVA, A. R. Os substratos e sua influência na qualidade de mudas. **Anais do IV Encontro Nacional sobre Substrato para Plantas**, Viçosa, p. 190-225, 2004.

GONÇALVES, A. L. Recipientes, embalagens e acondicionamentos de mudas de plantas ornamentais. In: MINAMI, K. (Ed.) **Produção de mudas de alta qualidade em horticultura**. São Paulo: T. A. Queiroz, 1995. 128p.

GONTIJO, T. C. A. et al. Enraizamento de diferentes tipos de estacas de aceroleira utilizando ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 25, p. 290-292, 2003.

GOUVEA, C. F. et al. Seleção fenotípica por padrão de proporção de casca rugosa persistente em árvores de *Eucalyptus urophylla* S.T. Blake, visando formação de população base de melhoramento genético: qualidade da madeira. **Anais da Iufro Conference on Silviculture and Improvement of Eucalypts**, Salvador, 1997. Colombo: EMBRAPA, CNP Florestas, v. 1. p. 335-360. 1997.

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

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES, F.T. **Plant propagation: principles and practices**. New Jersey, Prentice-Hall, p.647. 1990.

HARTMANN, H. T. et al. **Plant propagation: principles and practices**. 7. ed. New Jersey: Prentice Hall, 2002. 880 p.

HORTA JUNIOR, P. A. et al. **Considerações sobre a distribuição e origem da flora de macroalgas marinhas brasileiras**. Hoehnea, São Paulo, v. 28, n. 3, p. 243-265, 2001.

ISMAEL, J. J. Efeitos da fertilização nitrogenada e da umidade do substrato na aclimação e na adaptação no campo de mudas de *Eucalyptus grandis* W. (HILL ex MAIDEN). 2001. 106 p. **Tese** (Doutorado em Produção Vegetal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2001.

KÄMPF, A. N.; FERMINO, H. H. (Ed.) **Substratos para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Genesis, 2000. 312p.

KAWAI, Y. Effects of exogenous BAP, GA3 and ABA on endogenous auxin and rooting of grapevine hardwood cuttings. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v.66, p.93-98, 1997.

KEELEY, K.; PREECE, J. E.; TAYLOR, B. H. Increased rooting of “Norton” grape cuttings using auxins and gibberellin biosynthesis inhibitors. **HortScience**, Alexandria, v. 38, p. 281-283, 2003.

KRAMER, P. J.; BOYER, J. S. Evolution and agricultural water user. In: - **Water relations of plant and soils**. San Diego: Academic Press, 1995. p. 377 – 405.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: Editora Rima, 2000, p. 341-430.

LIMA, P. C.; et al. Alterações na absorção e distribuição de nutrientes minerais em plantas de *Eucalyptus* spp submetidas à deficiência hídrica no solo. IN: Conferência IUFRO sobre silvicultura e melhoramento de eucaliptos. **Anais...** Salvador: EMBRAPA, 1997. p. 38-45.

LIMA, W. P. **Impacto ambiental do eucalipto**. 2.ed. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo, 1993, 301 p.

LOPES, J. L. W. Produção de mudas de *Eucalyptus grandis* W. (Hill ex. Maiden) em diferentes substratos e lâminas de irrigação. 2004. 100 p. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia-Irrigação e Drenagem) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2004.

LORENZI, H.; et al. **Árvores exóticas no Brasil – madeireiras, ornamentais e aromáticas**. Nova Odessa: Plantarum, 1992, 368 p.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; Oliveira, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas: Princípios e aplicações**, 2 ed. Piracicaba: POTAFOS (Associação Brasileira de pesquisa da potassa e do fosfato), 1997. 317p.

MARTINI, A. J. O plantador de eucaliptos: A questão da preservação florestal no Brasil e o resgate documental do legado de Edmundo Navarro de Andrade. 2004. 320 f. **Dissertação** (Mestrado em História Social) - Faculdade de Filosofia, Letras e Ciências Humanas, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2004.

MILNER, L. Water and Fertilizers management in substrates. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF CITRUS NURSERYMEN, 6., Ribeirão Preto, 2001. **Proceedings...**Ribeirão Preto: ISCN, , p.108-111, 2001.

MORA, A. L.; GARCIA, C. H. **A cultura do eucalipto no Brasil**. Verso e Reverso Comunicações. São Paulo, 2000, 112 p.
NUNES, M. U. C. **Produção de mudas de hortaliças com o uso da plasticultura e do pó de coco**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2000. 29p. (Embrapa Tabuleiros Costeiros. Circular Técnica).

PACHECO, M. **A contribuição da floresta plantada em nossas vidas**. Set-Nov., 2006.
Disponível em:
(<http://www.revistaopinioes.com.br/Conteudo/CelulosePapel/Edicao005/Artigos/Artigo005-09-G.htm>) > Acesso em 06 de setembro de 2009.

PÁDUA, M.; FONTOURA, P. S. G.; MATHIAS, A. L. Chemical composition of *Ulvaria oxysperma* (Kützinger) Bliding, *Ulva lactuca* (Linnaeus) and *Ulva fasciata* (Delile). **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 47, n. 1, p. 49-55, 2004.

PEIXOTO, J. R.; et al. Uso de fertilizantes na produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 815-817, 2000.

PRYOR, L. Aspectos da cultura do eucalipto no Brasil. **IPEF**, Piracicaba, n. 213, p. 53 -59, 1971.

PUPO, D. Monitoramento e previsão de impactos ambientais decorrentes da maricultura. **Oficina de trabalho potencial biotecnológico das macroalgas marinhas**. Angra dos Reis – RJ. p. 3. 2005.

QUEIROZ, L. R. de S.; BARRICHELO, L. E. G. **O eucalipto – Um século no Brasil**. 1º ed. Neoband Soluções Gráficas, São Paulo, 2007. 127 p.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**, 6ª ed., Rio de Janeiro. Guanabara, 2002. 906p.

REIS, G. G.; et al. Crescimento de raízes e da parte aérea de clones de híbridos de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus urophylla* e de *Eucalyptus camaldulensis* x *Eucalyptus spp* submetidos a dois regimes de irrigação no campo. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 30, n. 6, p. 921-931, 2006.

RAY, P. M. **A Planta Viva**. 2 ed. São Paulo, Pioneira, 1978. 161p.

REIS, R. P. Estudos sobre maricultura, produção de carragenana e crescimento de algas de interesse comercial no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Oficina de trabalho potencial biotecnológico das macroalgas marinhas**. Angra dos Reis – RJ. p. 24, 2005.

SASSE, J., et al. Comparative responses of cuttings and seedlings of *Eucalyptus grandis* of *Eucalyptus globulus* to water stress. **Tree Physiology**, v. 16, p. 287-294, 1996.

SILVA, M. R. Efeitos do manejo hídrico e da aplicação de potássio na qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis* W. (Hill ex. Maiden). 2003. 100 p. **Tese** (Doutorado em Agronomia - Irrigação e Drenagem) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2003.

SCHMITZ, J. A.; SOUZA, P. V. de.; KIMPF, A. N. Propriedades químicas e físicas de substratos de origem mineral e orgânica para o cultivo de mudas em recipientes. **Ciência Rural**, Santa Maria, n. 32, v. 6, p. 937- 944, 2002.

STADNIK, M. J. **Memórias do Museu Nacional**. Rio de Janeiro. 2006.

STADNIK, M. J. Potencial biotecnológico de algas para uso agrícola. **Oficina de trabalho potencial biotecnológico das macroalgas marinhas**. Angra dos Reis – RJ. p. 13, 2005.

STADNIK, M. J. Uso potencial de algas no controle de doenças de plantas. In: **VIII Reunião de controle biológico de fitopatógenos**, Cepec, Ilhéus, p.70-74. 2003.

STAPE, J. L. A pesquisa silvicultural e a visão socioambiental são imprescindíveis para os novos clusters florestais. **Revista Opiniões**, Ribeirão Preto, p. 37, 2008.

STUART, N. W. Nitrogen and carbohydrate metabolism of bean cuttings as affected by indoleacetic acid. **Botanical Gazette**, Chicago, v. 100, p. 298-311, 1939

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009.

VIDOTTI, E. C.; ROLLEMBERG, M. C. E. Algas: da economia nos ambientes aquáticos à biorremediação e à química analítica. **Química Nova**, São Paulo, v. 27, n. 1, p. 139-145, 2004.

WAALAND, J. R.; STILLER, J. W.; CHENEY, D. P. Macroalgal candidates for genomics. **Journal of Phycology**, v. 40, p. 26-33, 2004.

WILKIE, A. C.; MULBRY, W. W. Recovery of dairy manure nutrients by benthic freshwater algae. **Bioresource Technology**, v. 84, p. 81-91, 2002.

ZHANG, J.; DAVIES, W. J. Sequential response of whole plant water relations to prolonged soil drying and the involvement on xylem sap ABA regulation in the regulation of stomatal behavior of sunflower plants. **New Phytologist**, London, v. 113, p. 167-174, 1989.

ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. *Estaquia*: uma abordagem dos principais aspectos fisiológicos. Curitiba: UFPR, 2001. 39p.