

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA
CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA
FLORESTAL**

**ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO DE ESTACAS DE
Sebastiania schottiana Müll. Arg.**

TESE DE DOUTORADO

Eduardo Garcia Frassetto

**Santa Maria, RS, Brasil
2007**

**ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO DE ESTACAS DE
Sebastiania schottiana Müll. Arg.**

por

Eduardo Garcia Frassetto

Tese de doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, Área de concentração em Silvicultura, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS), como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutorado em Engenharia Florestal.**

Orientador: Prof .^a Dr.^a Elci Terezinha Henz Franco

**Santa Maria, RS, Brasil
2007**

**Universidade Federal de Santa Maria
Centro de Ciências Rurais
Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal**

A Comissão Examinadora, abaixo assinada, aprova a
Tese de Doutorado

**ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO DE ESTACAS DE *Sebastiania
schottiana* Müll. Arg.**

elaborada por
Eduardo Garcia Frassetto

como requisito parcial para obtenção do grau de
Doutor em Engenharia Florestal

Comissão examinadora

Prof.^a Dr.^a Elci Terezinha Henz Franco (Orientador-Presidente)

Prof. Dr. Arthur Germano Fett Neto (UFRGS)

Prof. Dr. Geraldo Ceni Coelho (UNIJUI)

Prof.^a Dr.^a Juçara Teresinha Paranhos (UFSM)

Pro. Dr. Miguel Antão Durlo (UFSM)

Santa Maria, 19 de junho de 2007.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Santa Maria, através do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, por permitirem a realização do presente trabalho.

À Universidade de Rio Verde (Fesurv) pela possibilidade e permissão de realizar este aprimoramento.

À Prof^a. Dr^a. Elci Terezinha Henz Franco, pela valiosa orientação e pelo convívio durante esses anos de trabalho, que se constituiu num grande impulso para meu aprimoramento profissional.

À secretária do Curso de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, Cerlene da Silva Machado pela eficiência e competência nas questões administrativas.

À Dr^a. Maristela Araújo e funcionários do Viveiro Florestal por cederem as instalações para a condução dos experimentos.

Aos Professores Dr. Miguel Antão Durlo e Dr. Juarez Martins Hoppe (*in memorium*) pelas sugestões e ajuda.

À minha grande colega, Engenheira Florestal Paula Kielse por ter me acompanhado e ajudado em todas as etapas do trabalho.

À Bióloga, técnica do laboratório de Anatomia Vegetal Marisa Aparecida Binotto Abbad pela preparação das lâminas.

Aos acadêmicos do Curso de Agronomia, Débora Schalleberger e Ricardo Tatsch pela valiosa contribuição.

À minha família, através da minha esposa, meus filhos, meus pais, meu irmão, pelo amor, carinho, compreensão e incentivo.

RESUMO

Tese de Doutorado
Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal
Universidade Federal de Santa Maria

ENRAIZAMENTO ADVENTÍCIO DE ESTACAS DE *Sebastiania schottiana* Müll. Arg.

Autor: Eduardo Garcia Frassetto
Orientador: Prof.^a Dr.^a Elci Terezinha Henz Franco
Local e data da defesa: Santa Maria, 19 de junho de 2007.

No presente trabalho estudou-se o potencial de enraizamento de estacas de *S. schottiana* como mecanismo de reprodução vegetativa. O material vegetal foi coletado em matrizes com aproximadamente 5 anos de idade, às margens do Rio Soturno, no município de Faxinal do Soturno, situado nas regiões fisiográficas do Planalto e Depressão Central do Rio Grande do Sul. O estudo se constitui de 4 experimentos: no primeiro (1), estacas classificadas de acordo com a posição no ramo em apicais, medianas e basais, com 30 cm de comprimento foram coletadas mensalmente por um período de 12 meses, e colocadas em recipientes com água, com a metade da estaca submersa. Aos 60 dias foram avaliadas a porcentagem de enraizamento, número e comprimento de raízes e das brotações. No experimento 2, estacas das três posições no ramo coletadas no mês de setembro de 2005 foram embebidas em solução de Orgasol[®] FTS nas dosagens de 0, 5, 10 e 15 ml.L⁻¹ durante 1 minuto e enterradas na profundidade de 15 cm, em recipientes com areia de granulação média como substrato. Avaliou-se aos 75 dias, a porcentagem de enraizamento; massa seca de raízes e brotações; comprimento e diâmetro da raiz mais longa. No experimento 3, estacas basais e medianas coletadas no mês de abril de 2006 foram embebidas em solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®] FTS, durante 0, 15, 30 e 45 minutos e colocadas em sacos plásticos a uma profundidade de 15 cm, em areia de granulação média e, avaliadas após 150 dias, considerando a porcentagem de enraizamento; massa seca de raízes e brotações; número de raízes maiores e menores que 3 cm de comprimento; comprimento e diâmetro da raiz mais longa. No experimento 4 foram realizados dois testes: (A) estacas obtidas de brotações do ano, foram seccionadas em 15 cm de comprimento e classificadas de acordo com a posição em basais e apicais. Posteriormente foram imersas em solução de AIB (0, 1, 2, 4 e 8 mg.L⁻¹) durante 1 minuto e colocadas em tubetes com substrato Plantmax[®] onde permaneceram por 60 dias em casa de vegetação. Avaliou-se a porcentagem de enraizamento, massa seca de raízes e brotações, número de raízes e brotações, comprimento de raízes e brotações; em (B) estacas basais foram desinfestadas e imersas durante 24 horas em solução de AIB (0, 0,1, 1, 2, 4 e 8 mg. L⁻¹) e cultivadas em frascos com solução de ¼ de WPM por um período de 30 dias em sala climatizada. Avaliou-se os mesmos parâmetros do testes anteriores e ainda foram feitos cortes transversais e longitudinais das estacas enraizadas no experimento 4, onde se usou a técnica do "paraplasto-resina". Os resultados do experimento 1, demonstram que as estacas basais (88%), medianas (56%) e apicais (25%) coletadas no mês de maio apresentaram o melhor enraizamento. As estacas basais apresentaram maior número e comprimento de raízes e brotações durante os 12 meses de avaliação. No experimento 2, a dosagem de 5 ml.L⁻¹ não estimulou o enraizamento, enquanto que as dosagens de 10 e 15 ml.L⁻¹ causaram um aumento na porcentagem de enraizamento de 18% até atingir na dosagem de 15 ml.L⁻¹, 28%. Em todas as dosagens testadas, as estacas basais (26,25%) apresentaram maior enraizamento que as medianas (20,83) e apicais (18,33%). No experimento 3, o aumento do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®] FTS a 15 ml.L⁻¹, estimulou um incremento na porcentagem de enraizamento em estacas basais de 25% para 36% e das nas estacas medianas de 29% para 46%. Proporcionou um aumento da massa seca das de

raízes e brotações e, no número de raízes maiores que 3 cm. No experimento 4 (A) as estacas basais apresentaram maior porcentagem de enraizamento na concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB (20,83%) e as estacas apicais na concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB (12,35%). No experimento 4 (B) a maior porcentagem de enraizamento das estacas foi na concentração de 8 mg.L⁻¹ de AIB (18,75%). Os cortes anatômicos indicam que as raízes adventícias das estacas caulinares surgem próximas aos vasos xilemáticos, provavelmente do periciclo.

Palavras-chave: Branquilha, enraizamento, estaquia, Orgasol[®]FTS, AIB.

ABSTRACT

Doctorate Thesis
Program of Post-Graduation in Forest Engineering
Universidade Federal de Santa Maria

ADVENTITIOUS ROOTING OF CUTTINGS OF *Sebastiania schottiana* Müll. Arg.

Author: Eduardo Garcia Frassetto
Supervisor: Elci Terezinha Henz Franco
Place and date for presentation: Santa Maria, June 19th, 2007.

The aim of this work was to verify the cuttings rooting potential of *Sebastiania schottiana* as mechanism of vegetative propagation. Cuttings were collected next to the edges of Soturno River, Faxinal de Soturno County, situated in the regions of Plateaus and central depression of the Rio Grande Do Sul State, Brazil. Plants donors of cuttings were 5 years of age old approximately. In the work were subdivided in of 4 tests. In experiment 1, cuttings were cut and classified in accordance with the position in apex, medium and basal portions, with 30 cm of length. Monthly collections of the material by a period of 12 months were made, being the cuttings placed in containers with water and 15 cm of cutting submerged. The percentage of rooting, number and length of roots, number and length of shoots were evaluated after 60 days. In experiment 2, basal, medium and apex cuttings collected in the month of September of 2005 were absorbed in solution of Orgasol®FTS in the dosages of 0; 5; 10 and 15 mL.L⁻¹ during 1 minute and submerged 15 cm of cutting, in containers with sand of medium granulation. The rooting percentage, dry weight of roots and shoots, length and diameter of longer root were evaluated after 75 days. In experiment 3, collected basal and medium cuttings in the month of April of 2006 were absorbed in solution of 15 mL.L⁻¹ Orgasol® FTS during 0, 15, 30 and 45 minutes and placed in plastic bags to a depth of 15 cm, having sand of medium granulation. The rooting percentage, dry weight of roots and shoots, number of longer and smaller root than 3 cm of length, length and diameter of the longer root were evaluated after 150 days. In experiment 4, two tests were carried out: (a) Cuttings removed from shoots with 15 cm of length were classified in basal or apical position. Cuttings were immersed in IBA solution (0, 1, 2, 4 and 8 mg.L⁻¹) for 1 minute and placed in Plantmax® for 60 days in a Greenhouse. The rooting percentage, dry weight of roots and shoots, number of roots and shoots and the length of roots and shoots were evaluated, (b) Basal cuttings were disinfested and immersed during 24 hours in IBA solution (0; 0.1; 1; 2; 4 and 8 mg.L⁻¹) and placed in glass bottles with solution of ¼ of WPM medium for a period of 30 days in climatized room. In experiment 1, the basal cuttings (88%), medium (56%) and apex (25%) collected in the May month presented better rooting. The basal cuttings had showed greater

number and length of roots and shoots during the 12 months of evaluation. In experiment 2, the dosage of 5 mL.L⁻¹ did not stimulate the rooting, whereas the dosages of 10 and 15 mL.L⁻¹ caused an increase in the rooting of 18% until reaching in the dosage of 15 mL.L⁻¹, 28%. All tested dosages, basal cuttings (26.25%) presented greater rooting than medium (20,83) and the apex (18.33%). In experiment 3, the increase of immersion time of the cuttings in solution of 15 mL.L⁻¹ Orgasol®FTS, stimulated an increment in the rooting at basal cuttings of 25% for 36% and in the medium cuttings of 29% for 46%, as well as in the dry weight of roots and shoots and in the number of roots longer than 3 cm. In the experiment 4A, the basal cuttings presented greater rooting in the concentration of 4 mg.L⁻¹ IBA (20.83%) and the apex cuttings in the 2 mg.L⁻¹ IBA (12.35%). In the experiment 4B the better rooting of cuttings was in solution of 8 mg.L⁻¹ IBA (18.75%). Transversal and longitudinal cuts of the rooting cuttings removed from shoots in experiment 4 were done. The adventitious roots of the cuttings originated to the xilematic vases, around to pericycle cells.

Key-words: Branquilho, rooting, cuttings, Orgasol®FTS, IBA.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Local de coleta do material utilizado nos experimentos de enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Faxinal do Soturno, RS. 2006	41
FIGURA 2 - Variações de temperatura ocorridas durante os meses de condução dos experimentos. Estação Meteorológica da UFSM. Santa Maria, RS. 2006	42
FIGURA 3 - Variações de precipitação ocorridas durante os meses de condução dos experimentos. Estação Meteorológica da UFSM. Santa Maria, RS. 2006	42
FIGURA 4 - Aspecto das plantas matrizes utilizadas como fonte de material nos experimentos de enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	43
FIGURA 5 - Enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em solução hídrica e mantidas em sala de crescimento com luz natural e temperatura ambiente. Santa Maria, RS. 2006	44
FIGURA 6 - Enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em solução de 0; 5; 10 e 15 ml.L ⁻¹ (1 min.) de Orgasol [®] FTS e mantidas em saco plástico	

com areia em ambiente natural. Santa Maria, RS. 2006	45
FIGURA 7 - Enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em solução de 15 ml.L ⁻¹ (0, 15, 30 e 45 min.) de Orgasol [®] FTS e mantidas em saco plástico com areia em ambiente natural. Santa Maria, RS. 2006	47
FIGURA 8 - Experimento de enraizamento de estacas de brotações do ano de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB (0, 1, 2, 4 e 8 mg. L ⁻¹ durante 1 min.) em substrato plantmax [®] mantidas em câmara de microaspersão. Santa Maria, RS. 2006	48
FIGURA 9 - Experimento de enraizamento de estacas de brotações do ano de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB (0, 0,1, 1, 2, 4 e 8 mg.L ⁻¹ durante 24 horas) em solução de ¼ de WPM mantidas em sala aclimatizada. Santa Maria, RS. 2006	49
FIGURA 10 - Enraizamento das estacas basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	51
FIGURA 11 - Enraizamento das estacas medianas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. durante dos 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	52
FIGURA 12 - Enraizamento das estacas apicias de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	52
FIGURA 13 - Número de raízes formadas nos diferentes tipos de estacas de	

S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro.	55
FIGURA 14 - Número de brotações formadas nos diferentes tipos de estacas de S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	56
FIGURA 15 - Comprimento das raízes formadas nos diferentes tipos de estacas de S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	56
FIGURA 16 - Comprimento da raiz mais longa formada nos diferentes tipos de estacas de S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. RML (raiz mais longa). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	57
Figura 17 – Comprimento das brotações formadas nos diferentes tipos de estacas de S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	57
FIGURA 18 - Número de raízes formadas aos 60 dias para todos os tipos de estacas de S. <i>schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano.	

Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	60
FIGURA 19 - Comprimento das raízes aos 60 dias para todos os tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	60
FIGURA 20 - Comprimento da raiz mais longa para todos os tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	61
FIGURA 21 - Número de brotações aos 60 dias para todos os tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	62
FIGURA 22 - Comprimento das brotações aos 60 dias para todos os tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	63
FIGURA 23 - Enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em solução hídrica: (A) Raízes em estacas basais aos 30 dias, coletadas em Outubro de	

2005; (B) Comparação do comprimento das raízes em estacas medianas e basais aos 60 dias, coletadas em Setembro de 2005; (C) Comprimento da raiz mais longa em estacas basais aos 60 dias, coletadas em Agosto de 2005; (D) comprimento das raízes em estacas medianas aos 60 dias, (coletadas em Setembro de 2005). Santa Maria, RS. 2006	65
FIGURA 24 - Efeito das dosagens de Orgasol®FTS na porcentagem de enraizamento das estacas em conjunto de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	66
FIGURA 25 - Efeito das dosagens de Orgasol® FTS no comprimento da raiz mais longa para as estacas em conjunto de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. RML: Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006	67
FIGURA 26 - Efeito das dosagens de Orgasol®FTS no diâmetro da raiz mais longa para as estacas em conjunto de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	68
FIGURA 27 - Porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol®FTS (5, 10 e 15 ml.L ⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	69
FIGURA 28 - Massa seca de raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol®FTS (5, 10 e 15 ml. L ⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	70
FIGURA 29 - Diâmetro da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas	

de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol [®] FTS (5, 10 e 15 ml.L ⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	70
FIGURA 30 - Comprimento da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol [®] FTS (5, 10 e 15 ml.L ⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	71
FIGURA 31 - Massa seca de brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol [®] FTS (5, 10 e 15 ml.L ⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	71
FIGURA 32 - Orgasol [®] FTS aos 75 dias (Dezembro de 2005): (A) Brotações em estacas basais com 5 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS; (B) Enraizamento nos diferentes tipos de estacas em várias dosagens de Orgasol [®] FTS; (C) Raízes em estacas basais com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS; (D) Comprimento da raiz mais longa em estaca basal com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS; (E) Enraizamento em estacas basais com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS; (F) Enraizamento em estacas medianas com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS; (G) Enraizamento em estacas apicais com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol [®] FTS. Santa Maria, RS. 2006	73
FIGURA 33 – Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol [®] FTS (15 ml.L ⁻¹) na porcentagem de enraizamento em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	75

FIGURA 34 – Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) na massa seca de raiz em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	75
FIGURA 35 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) na massa seca de brotação em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	77
FIGURA 36 – Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) no número de raízes maiores que 3 cm em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	78
FIGURA 37 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) no número de raízes menores que 3 cm em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	79
FIGURA 38 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) no comprimento da raiz mais longa em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. RML : Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006	79
FIGURA 39 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 ml.L ⁻¹) no diâmetro da raiz mais longa em estacas medianas e basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. RML : Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006	80
FIGURA 40 - Enraizamento e brotação em estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em solução de Orgasol®FTS na dosagem de 15 ml.L ⁻¹ em diferentes tempos de embebição aos 150 dias (Setembro de 2006): (A) Brotações em estacas medianas e basais com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol®FTS nos diferentes tempos de embebição; (B) Raízes em estacas basais com 15ml. L ⁻¹ de Orgasol®FTS	

durante 45 minutos; (C) Raízes em estacas medianas com 15 ml.L ⁻¹ de Orgasol®FTS durante 45 minutos. Santa Maria, RS. 2006	81
FIGURA 41 - Efeito da aplicação de AIB na porcentagem de enraizamento de estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	82
FIGURA 42 - Efeito da aplicação de AIB na massa seca de raízes formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	83
FIGURA 43 – Efeito da aplicação de AIB no número de raízes formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	84
FIGURA 44 - Efeito da aplicação de AIB no comprimento das raízes formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	84
FIGURA 45 - Efeito da aplicação de AIB na massa seca de brotações formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	87
FIGURA 46 - Efeito da aplicação de AIB no número de brotações formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro	87

<p>FIGURA 47 – Efeito da aplicação de AIB no comprimento das brotações formadas em estacas basais e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro</p>	88
<p>FIGURA 48 - Efeito da aplicação de AIB na porcentagem de enraizamento de estacas basais e apicais de <i>Sebastiania schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro</p>	89
<p>FIGURA 49 - Enraizamento e brotação em estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em diferentes concentrações de AIB: (A) Brotações em estacas basais (4 mg.L⁻¹ de AIB) e apicais (2 mg.L⁻¹ de AIB) aos 60 dias (Novembro de 2006); (B) Estacas basais e apicais de brotações do ano utilizadas no experimento 4 (Setembro de 2006); (C) Raízes em estacas apicais (2 mg.L⁻¹ de AIB), aos 30 dias (Outubro de 2006); (D) Raízes em estacas basais (4 mg.L⁻¹ de AIB), aos 30 dias (Outubro de 2006); (E e F) Raízes em estacas basais (8 mg.L⁻¹ de AIB) mantidas em solução de ¼ de WPM, aos 30 dias (Outubro de 2006); Santa Maria, RS. 2006</p>	91
<p>FIGURA 50 - Formação das raízes em estacas de <i>S.schottiana</i> Müll. Arg.: (A) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando a formação de 4 raízes adventícias saindo dos tecidos da zona central; (B) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando uma raiz adventícia saindo próxima ao cilindro vascular e desenvolvendo-se junto aos tecidos parenquimáticos; (C) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando uma raiz já em fase de crescimento, desenvolvendo-se por intrusão junto aos tecidos parenquimáticos e conectada aos tecidos vasculares. Santa Maria, RS. 2006 .</p>	94

LISTA DE APÊNDICES

APÊNDICE A - Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria. RS, 2006.....	108
APÊNDICE B - Comparação de médias dos níveis do fator meses dentro de cada nível do fator tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006	108
APÊNDICE C - Resumo da análise de variância para o número de raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006	108
APÊNDICE D – Resumo da análise de variância para o comprimento de raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006	109
APÊNDICE E - Resumo da análise de variância para o comprimento da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006	109

APÊNDICE F - Resumo da análise de variância para o número de brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006	109
APÊNDICE G - Resumo da análise de variância para o comprimento de brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006	110
APÊNDICE H - Parâmetros avaliados em estacas basais, medianas e apicais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol® FTS utilizadas. Santa Maria, RS. 2006	110
APÊNDICE I - Comparação de médias dos níveis do fator concentração de AIB dentro de cada nível do fator tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. Santa Maria, RS, 2006	110
APÊNDICE J - Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria. RS, 2006	111
APÊNDICE K - Resumo da análise de variância para a massa seca de raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006	111
APÊNDICE L - Resumo da análise de variância para o número de raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006	111
APÊNDICE M - Resumo da análise de variância para o comprimento das raízes para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.....	112

APÊNDICE N - Resumo da análise de variância para a massa seca de brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.....	112
APÊNDICE O - Resumo da análise de variância para o número de brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.....	112
APÊNDICE P - Resumo da análise de variância para o comprimento das brotações para os diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.....	113
APÊNDICE Q. Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para as estacas basais de <i>S. schottiana</i> Müll. Arg em função da concentração de AIB. Santa Maria. RS, 2006.....	113

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	21
1.1 Objetivos	22
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	23
2.1 Características gerais da espécie	23
2.2 Propagação vegetativa	24
2.3 Anatomia e fisiologia do enraizamento	25
2.4 Fitohormônios	29
2.5 Fatores que afetam o enraizamento	34
2.5.1 Fatores ligados à planta mãe	35
2.5.2 Fatores ambientais	37
2.5.3 Época de coleta das estacas	38
2.5.4 Substrato	39
2.6 Orgasol [®] FTS	39
3 MATERIAL E MÉTODOS	41
3.1 Descrição do local de coleta do material	41
3.1.1 Localização	41
3.1.2 Clima	41
3.2 Material vegetal utilizado	43

3.3 Local de instalação do experimento	43
3.4 Experimento 1: Influência dos tipos de estacas e épocas de coleta no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> em solução hídrica	44
3.5 Experimento 2: Influência da dosagem de Orgasol[®] FTS no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i>	45
3.6 Experimento 3: Influência do tempo de embebição em Orgasol[®] FTS no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i>	46
3.7 Experimento 4: Potencial de enraizamento das estacas de brotações do ano de <i>S. schottiana</i> em função de diferentes concentrações de AIB	47
3.8 Análise anatômica das estacas de <i>S. schottiana</i>	49
3.9 Análise estatística	50
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	51
4.1 Experimento 1: Influência dos tipos de estacas e épocas de coleta no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i> em solução hídrica	51
4.1.1 Porcentagem de enraizamento em estacas de <i>S. schottiana</i>	51
4.1.2 Tipos de estacas de <i>S. schottiana</i>	55
4.1.3 Formação do sistema radicular em estacas de <i>S. schottiana</i>	59
4.1.4 Crescimento das brotações em estacas de <i>S. schottiana</i>	62
4.2 Experimento 2: Influência da dosagem de Orgasol[®] FTS no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i>	66
4.2.1 Efeitos do uso do Orgasol [®] FTS nos diferentes tipos de estacas de <i>S. schottiana</i>	69
4.3 Experimento 3: Influência do tempo de embebição em Orgasol[®] FTS no enraizamento de estacas de <i>S. schottiana</i>	74

4.4 Experimento 4: Potencial de enraizamento das estacas de <i>S.schottiana</i> em função de diferentes concentrações de AIB	82
4.4.1 Efeito do AIB no enraizamento de brotações de <i>S. schottiana</i> em substrato Plantmax®	82
4.4.2 Efeito do AIB no enraizamento de brotações de <i>S. schottiana</i> em meio nutritivo WPM	89
4.5 Análise anatômica das estacas de <i>S. schottiana</i>	92
5. CONCLUSÕES	96
6. RECOMENDAÇÕES	97
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	98
8. APÊNDICES	108

1. INTRODUÇÃO

Espécies florestais nativas têm sido levadas a um processo gradual de extinção devido à devastação indiscriminada feita pelo homem, que por interesse econômico ou de maneira involuntária, interfere no meio ambiente terrestre acelerando a sua deterioração. Sendo assim, é necessário que se faça uma administração dos recursos bióticos de forma que se sustente uma razoável qualidade de vida humana, através da aplicação de princípios ecológicos, não somente para resolver ou prevenir problemas ambientais, mas também para instruir nossos pensamentos e práticas econômicas, políticas e sociais.

Através das exigências do Código Florestal e da necessidade de se obter recursos oriundos de florestas, estão sendo criados projetos que visem a manutenção dos remanescentes florestais nativos e a ampliação da cobertura florestal através de técnicas silviculturais de manejo sustentado, buscando a conservação da biodiversidade, em especial em áreas de preservação permanente e reserva legal.

Muitas espécies florestais nativas são carentes em técnicas de produção de mudas, sendo que em muitos casos, a dificuldade na propagação sexuada, causada por traumatismos na semente, frutificação alternada, dormência das sementes entre outras, torna necessário, a utilização da propagação vegetativa ou assexuada como uma alternativa à multiplicação, proporcionando a produção de grande quantidade de mudas de boa qualidade em curto espaço de tempo mantendo as características genotípicas (Oliveira *et al.*, 2002).

A estaquia é uma técnica de propagação vegetativa amplamente empregada em espécies de valor comercial, podendo ser viável para propagar espécies nativas, porém é necessário mais informações sobre a capacidade de enraizamento de estacas de espécies importantes não só economicamente como também na recuperação de áreas degradadas e de preservação.

S. schottiana é uma dessas espécies florestais que tem como habitat natural as matas ciliares, sendo de grande importância na recuperação de áreas degradadas e/ou sujeitas à inundação temporária e, que em função das suas características, pode ser utilizada com sucesso no controle de alguns processos fluviais como erosões do fundo e das margens, deslizamentos, desmoronamentos e transporte de sedimentos (Reitz, 1988).

Atualmente, com problemas generalizados em relação ao meio ambiente, é de extrema importância que haja uma conscientização sobre a manutenção dos recursos hídricos, através do manejo de bacias integradas e gerenciamento destas, conservação e recuperação das matas ciliares, e a necessidade da utilização de espécies com potencial regenerativo e crescimento rápido.

Devido a relevante importância ecológica da *S. schottiana* especialmente na conservação dos cursos d'água, e de seu baixo potencial de produção de mudas por sementes em função dos diferentes estágios de maturação verificados nas plantas, sob condições de campo (Deschamps e Pinto, 1996), faz-se necessário o conhecimento de práticas simples e econômicas de multiplicação dessa espécie visando garantir a estabilidade ecológica ambiental.

O presente trabalho teve como objetivos:

- avaliar o potencial de enraizamento de diferentes estacas de *S. schottiana*, em solução hídrica, nos meses do ano;
- determinar a melhor dosagem de Orgasol[®]FTS, tempo de embebição e tipo de estaca na formação e desenvolvimento das raízes;
- avaliar a influência de diferentes concentrações de AIB no enraizamento de estacas apicais e basais de brotações do ano;
- analisar o desenvolvimento anatômico na formação de raízes adventícias nas estacas.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Características gerais da espécie

Lombardo (1964) denomina *S. schottiana*, pertencente à família Euphorbiaceae, como branquilha, apesar deste nome também ser aplicado a outras espécies do mesmo gênero como *Sebastiania brasiliensis* Spreng. e *Sebastiania commersoniana* (Baillon) L.B. Sm. ERJ Downs. No Rio Grande do Sul esta espécie é conhecida pelos nomes de amarelo, sarandi e sarandi-de-espinho (Marchiori, 2000). Em outros locais também é conhecida pelos nomes vulgares de sarandi-negro, sarandi-vermelho, içaranduba, saranduba, assobio-de-macaco e espinho-de-olho (Reitz, 1988).

S. schottiana encontra-se dispersa na bacia do Prata e região da Floresta Atlântica, ocorrendo desde Goiás, Minas Gerais e Rio de Janeiro até o Uruguai e nordeste da Argentina. No Rio Grande do Sul é comum nas formações da mata do Bioma Campos Sulinos (Marchiori, 2000).

A espécie é um arbusto, de 3,0 a 3,5 m de altura e de fuste com pouca espessura, com ramos longos e pouco ramificados, espinescentes e pouco flexíveis. A árvore possui folhas simples, alternas, de pecíolo curto (2 a 4 mm), membranáceas e lanceoladas, com comprimento entre 1 a 5 cm e largura de 4 a 15 mm, ápice obtuso ou brevemente agudo-mucronado, com margem inteira, uma ou duas glândulas engrossadas inferiormente e base cuneado-estreita, discolores e esbranquiçadas na face inferior, possuindo de 7 a 10 nervuras secundárias evidentes em cada lado da principal (Marchiori, 2000).

Possui flores pequenas e amareladas, reunidas em forma de espigas terminais sobre ramos pequenos e curtos (1 a 2 cm). Apresentam dispersão autocórica e o fruto é do tipo cápsula globosa de aproximadamente 5 mm de diâmetro (Marchiori, 2000). Suas flores são monospóricas, sendo que as estaminadas possuem 3 estames quase livres e as pistiladas estão localizadas na base das espigas (Cabrera *et al.*, 1965).

É uma espécie adaptada a reofilia, bastante resistente às variações extremas de umidade ou seca e dispõe de denso sistema radicial, com caules rijos e flexíveis, suportando a força da água nas enchentes. É heliófita, seletiva higrófila até xerófila, que pode ocorrer em solos bastante arenosos. Como é uma espécie adaptada às

margens de rios, por suportar a força das águas nas enchentes, torna-se de grande utilidade ecológica, auxiliando na recuperação de áreas degradadas, fixação de barrancos e na perenização dos cursos de água (Reitz, 1988).

Além da importância ecológica, possui propriedades medicinais, sendo utilizada como remédio para combater afecções renais e infecções (Cechinel Filho *et al.*, 1995). Os extratos obtidos das partes aéreas e raízes possuem ação antiespasmódica em diferentes preparações *in vitro* (Cechinel Filho *et al.*, 1995), efeito este comprovadamente relacionado com a presença de acetofenona denominada xantoxilina (Calixto *et al.*, 1987), e possui também propriedades analgésicas, antiinflamatórias pela presença de glutinol e moretenoma (Cechinel Filho *et al.*, 1996) e antifúngicas (Pinheiro *et al.*, 1999).

A espécie é de difícil produção de mudas através de sementes devido ao fato do amadurecimento irregular dos frutos, dificultando a coleta das sementes quando estas atingem o seu ponto de máxima maturidade fisiológica e por estas perderem o vigor rapidamente. Assim, torna-se a propagação vegetativa por estaquia uma alternativa viável para otimizar o processo de produção de mudas.

2.2 Propagação vegetativa

A propagação vegetativa ou assexuada é um processo possível devido ao princípio da totipotência celular (Ono e Rodrigues, 1996), desdiferenciação das células somáticas vegetais (Pinto *et al.*, 2001), baseado na capacidade que certos órgãos vegetais possuem de se recomporem, quando cortados e colocados em condições favoráveis, dando origem a um novo indivíduo com características idênticas às de seu genitor, melhorando e conservando clones, ecótipos ou variedades importantes (Silva, 1985).

A propagação vegetativa por estaquia é um método utilizado na floricultura, horticultura, fruticultura e silvicultura, podendo as estacas ser obtidas de caules, caules modificados (rizomas, tubérculos e bulbos), folhas ou raízes, constituindo-se numa das formas de propagação que antecipa o período de florescimento da planta, em função da redução do seu período juvenil, possibilitando maior uniformidade e número de mudas produzidas a partir de uma planta matriz (Janick, 1996; Hartmann *et al.*, 2002), mantendo o material genético na descendência e reduzindo custos e o

período necessário para a produção de mudas (Deschamps, 1996), sendo necessário à seleção de acordo com a disponibilidade de material vegetativo e também pela facilidade de obtenção do material (Fachinello *et al.*, 1995).

As estacas caulinares são as mais importantes e devem ser subdivididas de acordo com o grau de lignificação do seu lenho, sendo estacas lenhosas com os tecidos endurecidos, estacas herbáceas com os tecidos tenros e estacas semilenhosas e semiherbáceas com estágio intermediário entre os dois anteriores e devem ser obtidas de plantas saudáveis e vigorosas, sem deficiência nutricional e sem ataque de pragas e insetos, devendo ser evitado o uso de plantas que tenham sido danificadas por geada ou seca e aquelas que se encontrem em plena floração ou frutificação (Hartmann *et al.*, 2002).

A propagação vegetativa por estaquia para espécies de grande importância ecológica como a *S. schottiana* (Frassetto *et al.*, 2006), torna-se uma prática simples e de grande praticidade, e mesmo esta espécie possuindo um grande grau de lignificação em seus tecidos, esta prática pode ser utilizada e otimizada através da escolha da estaca ideal e do uso de substâncias que possam estimular a rizogênese.

2.3 Anatomia e fisiologia do enraizamento

O enraizamento adventício de estacas é um processo peculiar e complexo, estando associado a estresse por dano mecânico, mudanças nas relações de água na planta e perda de influências correlativas devido à separação da parte aérea do sistema radicular original, sendo regulado pela interação de múltiplos fatores como fitohormônios, carboidratos, compostos fenólicos, estado fisiológico da planta-mãe e características genéticas (Haissig, 1982), substâncias nitrogenadas e aminoácidos (Hartmann *et al.*, 2002).

Os autores em geral citam que as raízes adventícias podem originar-se das células epidérmicas, do córtex, do câmbio, do floema secundário, do periciclo e do cilindro vascular (Ono e Rodrigues, 1996), nas proximidades do tecido vascular diferenciado, próximos ou na base das estacas (Esau, 1976), e em regiões embrionárias ou de crescimento ocorre próxima aos tecidos vasculares, com crescimento entre os tecidos localizados ao redor do seu ponto de origem, podendo

variar entre as espécies, cultivares, com a idade ou natureza da parte utilizada como estaca (Apezzato-da-Gloria e Hayashi, 2004).

Em estacas lenhosas onde estão presentes xilema e floema secundários, as raízes originam-se, geralmente, do tecido jovem do floema secundário, mas também podem originar-se dos raios vasculares, câmbio, ou dos calos produzidos na base das estacas (Hartmann *et al.*, 2002). A formação de raízes ocorre em resposta ao traumatismo produzido pelo corte durante a confecção da estaca, gerando lesão nos tecidos do xilema e floema (Fachinello *et al.*, 1995).

Messina e Testolini (1984) observaram em *Acnidia chinensis* Planch, que as raízes adventícias formadas nas estacas se originam a partir das células do câmbio vascular, as quais se multiplicam e se diferenciam, sendo que os calos aparecem devido à atividade do câmbio e do felogênio e até mesmo do felogênio das lenticelas. O mesmo foi observado por Lovell e White (1986) em estacas de *Giselinia littoralis*, onde a iniciação radicial ocorria próximo ao corte basal, a partir das células do câmbio associando o sítio de iniciação das raízes com o traço foliar.

Já Van Overbeek *et al.*, (1946) observaram em estacas de *Hibiscus* sp. e Lee *et al.*, (1969) em estacas de *Phaseolus aureus* Roxb. que as raízes tiveram origem nas células do parênquima floemático, entre os feixes vasculares.

Em algumas espécies, barreiras anatômicas específicas como a presença de fibras e esclereídeos no floema primário do caule, formando um anel contínuo nesta região, pode bloquear mecanicamente os primórdios de raiz e em caules mais velhos a presença de uma bainha de esclerênquima perivascular pode constituir um obstáculo no desenvolvimento das raízes (Lovell e White, 1986). Isto não foi observado em estacas lenhosas de caules adultos de *S. schottiana*, pois estas provavelmente não possuem barreiras anatômicas que possam prejudicar a emissão de raízes adventícias, visto o grande número de raízes emitidas em toda a extensão do seu caule e não somente na base da estaca.

Carrera Garcia (1977) observou em *Pinus* spp. que muitas estacas formam calos, mas não necessariamente conseguem emitir raízes. Isto ocorre pelo fato de serem processos fisiológicos independentes. As raízes podem originar-se a partir de primórdios radiculares, derivadas do parênquima interfascicular em ramos novos, e dos raios vasculares em ramos mais velhos, enquanto que os calos têm origem nas células da região do câmbio vascular e do floema. Em estacas lenhosas de *S. schottiana* observou-se que não houve a formação de calos, mas sim uma grande

emissão de raízes, mostrando que para esta espécie provavelmente o balanço hormonal favoreça a emissão de raízes adventícias.

As divisões das fases de formação dos primórdios radiciais são bastante variáveis entre os diferentes autores, mas de modo geral são reconhecidas três fases: 1) indução – período em que eventos morfológicos não são observados, compreendendo as primeiras modificações moleculares e bioquímicas precedendo alterações morfológicas; 2) iniciação – divisões celular começam a ser realizadas, meristemas de raiz são formados e os primórdios das raízes estabelecidos; 3) expressão – período em que ocorre o crescimento e a emergência das raízes na estaca (Kevers *et al.*, 1997).

De acordo com Geneve (1991) existem dois padrões de indução na formação de raízes: direto e indireto. A rota direta, assume a existência de células competentes a formarem raízes que quando induzidas, iniciam divisões celulares com polaridade, levando à formação do primórdio radicial, os quais frequentemente estão associados aos tecidos vasculares. A rota indireta, envolve um estado inicial de não competência em que as células não respondem ao sinal de indução, ocorrendo divisões não dirigidas das células, geralmente formando calos, as quais sofrem uma nova indução, dividindo-se de modo polar e estabelecendo o primórdio da raiz. Em *S. schottiana* não foi observado a presença de calos laterais e na base da estaca, o que indica para esta espécie, a presença de células competentes para formarem raízes.

Na fase de indução, conexões vasculares com o caule são formadas e ocorre a emergência da raiz, sendo que no padrão direto de formação das raízes, células à frente do feixe vascular induzido dividem-se e diferenciam-se em tecido vascular e no padrão indireto a vascularização dos calos normalmente começa a ser feita de modo basípeto, sendo a ligação final estabelecida do tecido vascular até a margem dos feixes vasculares dos calos. A nova raiz cresce através dos tecidos do caule por compressão e/ou por dissolução enzimática das paredes celulares (Lovell e White, 1986).

Estacas de espécies lenhosas normalmente possuem baixo enraizamento devido a suberificação do córtex, sendo que para que isto não ocorra é necessário que se observe a capacidade e receptividade das células parenquimáticas em se regenerarem, a presença das auxinas e a necessidade de acúmulo de carboidratos e conteúdo de nitrogênio e aminoácidos (Willians *et al.*, 1984), necessitando ainda

da ação enzimática nos tecidos adjacentes, através da destruição das células corticais, abrindo espaços para o desenvolvimento do primórdio radicial (Blazich e Heuzer, 1979), e de outras substâncias de crescimento natural da planta como citocininas, giberelinas e outras (Hartmann e Kester, 1983).

Os carboidratos produzidos na fotossíntese e armazenados sob a forma de grãos de amido, são considerados a principal fonte de energia e de carbono estrutural durante o enraizamento (Haissig, 1974), fornecendo energia para os processos biossintéticos necessários para o enraizamento, tais como, biossíntese de ácidos nucléicos, formação de enzimas e divisão celular (Veierskov, 1988) e de material para a construção de estruturas celulares para o desenvolvimento do vegetal (Esau, 1976).

Plantas matrizes sob condições de irradiação variável podem produzir maior ou menor taxa fotossintética interferindo na produção e acúmulo dos fotoassimilados e no potencial de enraizamento, sendo assim, as estacas destas plantas quando submetidas ao enraizamento praticamente não realizam a fotossíntese e a fonte energética necessária pode ser fornecida pela quebra do amido armazenado nas folhas ou ramos (Davies, 1988).

Montain *et al.* (1983) e Haissig (1982) estudando enraizamento em *Pinus banksiana* Lamb. observaram que a demanda por energia e carbono estrutural é bastante variável entre os diferentes tipos de estacas e espécies. Estacas de lenhosas podem requerer semanas ou meses para enraizar, enquanto que as estacas de herbáceas iniciam seus primórdios rapidamente.

Middleton *et al.* (1980) estudando o enraizamento de estacas em *Phaseolus aureus* Roxb. e Veierskov e Andersen (1982) em *Pisum sativum* L. observaram que estacas com maiores concentrações de carboidratos normalmente apresentam melhor enraizamento, mas para que estes carboidratos influenciem no enraizamento é necessário que se faça um tratamento com substâncias reguladoras de crescimento, em especial com auxinas, melhorando a mobilização dos carboidratos em folhas e ramos superiores, aumentando o transporte para a zona de enraizamento.

O suprimento artificial com fotoassimilados como a sacarose pode ajudar o enraizamento. Entretanto, o excesso desses compostos pode gerar um fator limitante no enraizamento, podendo causar a repressão de genes ligados ao metabolismo fotoautotrófico (Sheen, 1990) e à inibição da sacarose-sintetase,

reduzindo a capacidade da sacarose em promover o enraizamento (Ono e Rodrigues, 1996; Zuffellato-Ribas e Rodrigues, 2001).

2.4 Fitohormônios

São substâncias orgânicas capazes de causar um efeito fisiológico em concentrações baixas, cuja ação se inicia via ligação a um receptor específico de membrana, desencadeando uma série de reação bioquímicas, agindo no núcleo ou de transportadores iônicos (Raven *et al.*, 1999) sendo produzidos em um sítio da planta e translocados para outros sítios distantes (tecidos ou órgãos), podendo exercer sua ação sobre o crescimento e desenvolvimento da planta, sendo essencialmente "mensageiros químicos" (Hartmann *et al.*, 1988).

Existem seis classes de fitohormônios: auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, ácido abscísico e brassinosteróides. Outros autores sugerem que outras substâncias possam adquirir o status de fitohormônios, como o ácido salicílico e o jasmonato que são mais conhecidos como sinalizadores de estresse (De Klerk, 1999). A sistemina, peptídeo produzido também em resposta a estresse por dano mecânico, é considerada por alguns autores como um fitohormônio, o único de natureza protéico, porém de distribuição restrita dentro do reino vegetal (Ryan, 2001).

As citocininas são substâncias que estimulam a divisão celular e a formação de gemas, mas geralmente tem um efeito inibitório sobre a rizogênese adventícia, atuando como antagonista da auxina, o mesmo ocorrendo com as giberelinas que estimulam o crescimento vegetativo, competindo com a formação das raízes. Sendo assim, é necessário que haja um equilíbrio entre promotores e inibidores do processo de iniciação radicular (Hartmann e Kester, 1983; Wendling *et al.*, 2000a).

Paiva *et al.* (1996) estudando a influência dos hormônios no enraizamento de *Eucalyptus* spp., observaram que as citocininas e as giberelinas influenciaram no enraizamento de estacas destas espécies, inclusive que a relação alta quantidade de citocinina e baixa quantidade de auxina promoveu o desenvolvimento de brotações, inibindo o desenvolvimento das raízes, e que as giberelinas, segundo Arteca (1995), estimulam o crescimento vegetativo competindo com a formação das raízes e bloqueando a ação das auxinas após a indução das raízes.

O ácido abscísico ajuda a inibir a ação das giberelinas no enraizamento e crescimento das brotações, inclusive auxiliando no enraizamento (Basu *et al.*, 1970) e os brassinoesteróides, podem inibir o enraizamento (Arteca, 1995; Vivanco e Flores, 2000).

Outro grupo de hormônios que pode influenciar no enraizamento de estacas é o etileno, o qual normalmente é induzido por alta concentração de auxina através da promoção da transcrição do gene do ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC) sintase, o que pode afetar o enraizamento (Brock e Kauffman, 1991), e também através do aumento da sensibilidade celular à auxina pelo aumento da concentração de etileno podendo exercer efeito inibitório (Arteca, 1995), sendo que a estimulação durante a fase de desdiferenciação somente ocorre em concentrações subótimas de auxina e a inibição durante a fase de indução somente em concentrações supraótimas de auxina (De Klerk *et al.*, 1999).

Os efeitos estimulantes das auxinas, associadas aos carboidratos resultantes da atividade fotossintética das folhas contribuem para a formação das raízes adventícias (Hartmann e Kester, 1983), sendo estas sintetizadas no meristema apical e folhas jovens, e transportada em sentido polar, com gasto de energia e independente da gravidade, até as extremidades da raiz onde, com o auxílio de genes específicos a partir das células do periciclo, origina as raízes laterais (Taiz e Zeiger, 2004),

Em estacas, as auxinas produzidas nas folhas e gemas movem-se naturalmente para a parte inferior da estaca, acumulando-se na base do corte, junto com os açúcares e outros nutrientes (Janick, 1996), onde em equilíbrio com compostos nutricionais e hormonais auxilia no enraizamento de estacas (Nanda *et al.*, 1971).

Existem dois mecanismos gerais das auxinas que estimulam a formação de raízes: a auxina determina quais células alvo que após receberem o estímulo, sofrerão a desdiferenciação seguido pela diferenciação formando as raízes iniciais e, também, promovem o subsequente desenvolvimento de raízes iniciais predeterminadas (Lima *et al.*, 1992).

O papel das auxinas não significa que estas moléculas sejam sempre o fator mais importante para o enraizamento, pois diferentes condições fisiológicas e genótípicas podem apresentar fatores limitantes e a regulação do metabolismo das auxinas e da sensibilidade das células-alvo são importantes no controle da

rizogênese, sendo ambos aspectos afetados pelos fatores ambientais (Blakesley, 1994).

Na fase de indução que compreende as primeiras modificações moleculares e bioquímicas, as auxinas estimulam a formação de meristemas de raiz, o qual formadas, as auxinas tornam-se a partir deste momento inibitórias, bloqueando o crescimento do primórdio da raiz (De Klerk *et al.*, 1999).

O conteúdo de AIA endógeno segue um padrão típico em espécies lenhosas onde maiores concentrações ocorrem na fase de indução onde: inibidores de enraizamento também bloqueiam o aumento da concentração de auxina; o pico de auxina não é observado em estacas que não enraízam; o aumento da auxina é restrito à zona de enraizamento e o ácido clorofenoxisobutírico, um competidor dos receptores de AIA, inibe o enraizamento sem afetar o pico de AIA (Kevers *et al.*, 1997).

O metabolismo das auxinas envolve pelo menos quatro componentes: biossíntese, conjugação, transporte e degradação (Normanly *et al.*, 1995). As auxinas são sintetizadas a partir de rotas diferentes, tendo como precursor o aminoácido triptofano (rota do ácido-3-pirúvico, rota da triptamina e rota do indol-3-acetonitrila) havendo ainda a suposição de que exista uma rota independente do triptofano a partir do indol-3-glicerol fosfato ou indol, tendo o indol-3-acetonitrila e o indol-3-ácido pirúvico como intermediários (Taiz e Zeiger, 2004).

O AIA pode ser encontrado nos vegetais sob a forma livre ou conjugada, sendo que o AIA livre é a forma biologicamente ativa do hormônio, mas quando conjugados, geralmente são inativos ou podem reverter a auxina, criando um modo potencial altamente eficaz de regulação da atividade da auxina na célula (Normanly *et al.*, 1995). Geralmente se encontra conjugado a compostos de baixo peso molecular (ésteres de AIA com glicose ou mio-inositol e amidas) e compostos de alto peso molecular (glucano e glicoproteínas). Quando conjugada com glicosídeos, o AIA serve basicamente como reserva e quando conjugado com aminoácidos ou proteínas é utilizado para desintoxicação (Arteca, 1995; Taiz e Zeiger, 2004).

A maioria dos conjugados são auxinas ligadas covalentemente através do grupo carboxílico a aminoácidos ou peptídeos ou a açúcares ou inositol, sendo estes conjugados menos suscetíveis à degradação enzimática das auxinas. Estes conjugados também podem atuar como forma de transporte das auxinas (Fogaça, 2003).

O catabolismo das auxinas pode envolver a ação de enzimas peroxidases, Mn^{+2} , oxigênio e monofenóis (Hand, 1994), sendo que em muitas espécies as peroxidases mostram uma atividade durante o enraizamento mínimo na fase de indução e máximo na fase de iniciação (Fett-Neto *et al.*, 1992), aumentando a resposta a rizogênese, indicando serem estas enzimas bons indicadores da fase de enraizamento (marcadores bioquímicos da morfogênese) (Kevers *et al.*, 1997).

Quando as estacas são preparadas, o fermento nos tecidos resulta na degradação de compartimentos celulares (vacúolos, vesículas, peroxissomos e plastídeos), levando à síntese e/ou liberação de enzimas catabólicas (glucanases, peroxidases, fosfolipases e lipoxigenases) presentes nestas organelas e resultando em produtos chamados de Compostos Relacionados ao Dano (CRD) que agem na defesa da planta (De Klerk *et al.*, 1999). Estes compostos provavelmente atuam juntos com as auxinas e citocininas apresentando um papel importante no processo inicial de enraizamento, na fase de desdiferenciação celular.

O conteúdo de compostos fenólicos pode variar durante o enraizamento adventício. *In vitro*, os fenóis podem modular a atividade das peroxidases (envolvidas na degradação das auxinas), os monofenóis atuam como promotores da atividade das peroxidases, e os di e polifenóis atuam como inibidores destas enzimas (Lee *et al.*, 1969), sendo que alguns compostos fenólicos (ácido ferúlico e floroglucinol), juntamente com o jasmonato e oligosacarídeos importantes durante os primeiros estágios de enraizamento (De Klerk *et al.*, 1999).

Os compostos fenólicos provavelmente atuam com antioxidantes, protegendo o AIA (ácido indolacético) da oxidação, alterando o metabolismo oxidativo do AIA, e regulando os teores de auxina dentro dos tecidos, e ainda compostos fenólicos como o floroglucinol e o ácido tânico que atuam como protetores das auxinas e que são utilizados na fase de indução de raízes, e também o ácido salicílico, que atua de maneira antagônica, estimulando a oxidação da auxina livre no meio (Fogaça, 2003).

O uso de substâncias reguladoras de crescimento de natureza química depende da capacidade de formação de raízes adventícias de cada espécie, tipo de material, época do ano, juvenildade dos propágulos, dentre outros, influenciando diretamente na qualidade do sistema radicular formado e desenvolvimento da planta (Fachinello, 1986) podendo contribuir e incrementar a capacidade de formação de raízes melhorando a porcentagem de enraizamento, a velocidade e qualidade das

raízes (Hartmann *et al.*, 2002), além de diminuir a permanência das estacas no leito de enraizamento (Alvarenga e Carvalho, 1983).

Para Hartmann *et al.* (2002) as plantas podem ser de fácil enraizamento sem que seja necessária à aplicação de auxinas exógenas; de enraizamento relativamente fácil, mas que não possuem auxinas suficientes para estimular o enraizamento sendo necessário à aplicação de auxinas exógenas para estimular o processo e de difícil enraizamento que mesmo com a aplicação de auxinas exógenas não conseguem enraizar, tendo o cuidado na quantidade de material aplicado pois, de acordo com Mahlsted e Haber (1975) o uso de altas concentrações de auxinas pode matar a base da estaca, causando excessiva proliferação de células, intensa calosidade ou inibindo o crescimento de raízes e parte aérea.

Os reguladores vegetais são utilizados na propagação vegetativa com o intuito de otimizar o enraizamento através da indução, aumento no número de raízes e melhora na qualidade das raízes formadas, sendo o ácido indol butírico (IBA) o mais utilizado por ser uma substância mais estável, encontrado naturalmente na planta, tem uma forma de estabilidade média, interconvertível em AIA, não é destruído pelo sistema IAA-oxidase, tem boa estabilidade à luz, ação localizada e pouco tóxica. O ANA (ácido naftaleno acético) não é encontrado naturalmente na planta, sendo de alta estabilidade e resistente à degradação (Alvarenga e Carvalho, 1983; Paiva e Gomes, 2001; Hartmann *et al.*, 2002). Geralmente são requeridas concentrações relativamente altas de AIA, médias de AIB e baixas de ANA.

Os tratamentos com auxinas sintéticas podem ser sob a forma de solução aquosa ou em presença de solventes orgânicos, gel ou talco onde as bases são umedecidas para favorecer a aderência do pó (Ono *et al.*, 1994; Hartmann *et al.*, 2002), ou ainda em pastas com lanolina (Padua, 1983) e a dosagem é variável de acordo com a espécie considerada, podendo gerar um bom enraizamento ou se tornarem tóxicos para a planta (Ono e Rodrigues, 1996). O talco é o mais utilizado pela facilidade do manuseio, mas não tem como ser aplicado homogêneo na estaca podendo ocorrer um enraizamento não uniforme ou ainda ser lixiviado com o tempo, diferente da utilização de soluções que são mais homogêneas possibilitando um enraizamento mais uniforme (Fortes, 1998).

2.5 Fatores que afetam o enraizamento

O processo de enraizamento de estacas varia de acordo com a espécie e a cultivar, sendo controlado geneticamente através da capacidade de algumas células sofrerem desdiferenciação, desde que as condições sejam satisfatórias para expressão gênica (Haissig, 1982). Normalmente em espécies de difícil enraizamento, verifica-se que as estacas mais herbáceas mostraram maior capacidade de enraizarem que as lenhosas. Por outro lado, em algumas espécies fáceis de enraizarem, estacas com diâmetro maior apresentam melhor rizogênese, provavelmente em função das maiores quantidades de reservas (Oliveira *et al.*, 2002),

Fatores ambientais, o estado fisiológico, a maturação, o tipo de propágulo, a sua posição na copa e a época de coleta (Gomes, 1987), espécie, presença de inibidores de enraizamento, tipo de estaca, juvenilidade dos brotos, presença de gemas e/ou folhas, efeito do período de dormência, ambiente de enraizamento e influência do estado nutricional (Kramer e Koslowiski, 1972; Hartmann e Kester, 1983; Higashi *et al.*, 2000a) são fatores que afetam o enraizamento e a rapidez deste processo. Além disso, a posição da estaca no ramo (apicais, medianas ou basais) e o grau de consistência e lignificação dos tecidos (herbáceas, semilenhosas e lenhosas) podem influenciar significativamente no enraizamento (Ono e Rodrigues, 1996).

A maioria das estacas provenientes de plântulas enraíza facilmente, contudo quando estas são retiradas de árvores adultas, verifica-se acentuada redução da capacidade de formação de raízes, especialmente em espécies lenhosas (Lovell e White, 1986), tendo em vista a rizogênese encontrar-se estreitamente ligada à fase juvenil de crescimento (Bonga, 1982). Além disso, os ramos maduros da copa apresentam dificuldades de enraizarem devido ao balanço hormonal diferente daquele que a planta apresenta no seu estado juvenil, necessitando técnicas especiais para que haja uma reversão destes ramos ao seu estado juvenil e, assim, resgatarem a capacidade de enraizarem e se desenvolverem (Couvillon, 1988; Higashi *et al.*, 2000a).

2.5.1 Fatores ligados à planta mãe

A formação de raízes adventícias nas estacas depende das condições internas da planta mãe e do meio em que são colocadas (Bueno, 1995), do potencial e variabilidade genética dentro da espécie (Gomes *et al.*, 2000), da interação de fatores inerentes presentes em suas células e das substâncias produzidas pelas folhas como: auxinas, carboidratos, compostos nitrogenados e vitaminas (Simão, 1998).

A maturação é um fenômeno que geralmente afeta espécies lenhosas no seu processo ontogênico, em que uma das mais importantes conseqüências para a clonagem é a redução ou até mesmo a perda da capacidade de enraizamento que se verifica em plantas adultas (Xavier, 2002), sendo um processo reversível em que o meristema apical maduro das plantas pode ter sua juvenilidade restaurada, ou seja, rejuvenescido (Wang *et al.*, 1990) e as características da maturação são transmitidas por meio de divisões celulares de uma geração somática para a próxima (Hackett e Murray, 1993).

Em algumas lenhosas, há um gradiente de juvenilidade em direção à base da árvore (Zobel e Talbert, 1984; Eldridge *et al.*, 1994), variável entre espécies (Hackett, 1987) promovendo um aumento de maturação em função da maior proximidade com o meristema apical (Greenwood e Hutchison, 1993), e pelo fato de que os meristemas mais próximos da base formaram-se em épocas mais próximas à germinação que o das regiões terminais (Hartmann *et al.*, 2002 e Xavier, 2002). Similarmente brotações laterais mais distantes do ramo ou caule central apresentam menores graus de juvenilidade do que aqueles mais próximos (Wang *et al.*, 1990), caracterizando as diferenças na idade ontogenética de uma planta.

Ramos maduros apresentam dificuldades em emitir raízes devido ao balanço hormonal diferente do apresentado pela planta em seu estado juvenil, necessitando de tratamentos que promovam o rejuvenescimento para melhor emissão de raízes, de modo que induza a emissão de brotações que apresentam características juvenis favorecendo o enraizamento (Couvillon, 1988). Em espécies florestais, a reversão da fase adulta à fase juvenil para que as novas brotações adquiram características morfológicas e fisiológicas juvenis podem ser obtidas através de poda drástica e/ou decapitação, ou, ainda, por meio de aplicações de citocinina ou herbicida,

propagação seriada via enxertia e estaquia e micropropagação (Higashi *et al.*, 2000a).

De modo geral pode-se dizer que quanto mais juvenil for o material vegetativo, maior será o sucesso do enraizamento, que expresso em porcentagem, quer pela rapidez de formação e qualidade das raízes, bem como pelo crescimento da nova planta, caracterizando uma maior expressão morfogênica dos tecidos (Xavier e Comercio, 1996), além da maior qualidade das raízes em função da juvenildade dos propágulos (Gomes, 1987).

Apesar das vantagens do método de estaquia, a escolha do ramo e a posição da retirada da estaca no ramo são fatores que promovem grande variação no desenvolvimento de mudas.

De acordo com Gondim *et al.* (2001) a posição da estaca no ramo, assim como o tamanho a ser utilizado precisa ser bem definidos, com menores taxas de mortalidade das estacas e, conseqüentemente viabilizando o processo de produção de mudas por este método.

As estacas caulinares para enraizamento podem ser provenientes de ramos lenhosos arbóreos ou arbustivos, de caules semilenhosos, preferencialmente, de ramos terminais de maturação recente, coletados de plantas sadias e vigorosas, como fatores condicionantes da facilidade de enraizamento (Reuther *et al.*, 1973).

Silva (1988) estudando o enraizamento de espécies nativas de matas de galerias, observou que a parte da copa onde é extraído o material não difere quanto ao resultado do enraizamento, mas por uma questão de maturidade fisiológica, a base da copa é mais favorável que a parte superior e os ramos laterais normalmente enraízam melhor e em maior número que os verticais, em virtude de contarem com maior disponibilidade de carboidratos.

Quanto ao tamanho das estacas, dependendo da espécie, aquelas obtidas de ramos lenhosos arbóreos, o comprimento das estacas pode ser maior que as estacas de ramos lenhosos arbustivos e de caules semilenhosos (Hartmann *et al.*, 2002), sendo que estacas longas podem aumentar a susceptibilidade à desidratação devido a maior demanda de água para suprir a quantidade de tecido vivo.

Há evidências de que a nutrição da planta-mãe exerce forte influência sobre o desenvolvimento de raízes e ramos e que estacas colhidas de uma mesma matriz e submetidas aos mesmos tratamentos respondem diferentemente quanto à taxa de enraizamento, em diferentes épocas do ano (Hartmann e Kester, 1983).

O conteúdo de água, teor de reservas e de nutrientes como nitrogênio, fósforo, zinco, potássio, cálcio e boro influenciam a resposta ao enraizamento. Estes nutrientes estão envolvidos em processos metabólicos associados a desdiferenciação e formação de meristemas na iniciação radicular (Blazich, 1988).

Apesar da importância da relação entre a nutrição mineral e o enraizamento, a importância de muitos nutrientes neste processo é pouco conhecida, e que, o estado nutricional da estaca possui maior influência no crescimento e desenvolvimento radicular do que na iniciação radicular (Malavasi, 1994).

2.5.2 Fatores Ambientais

As variações qualitativas e quantitativas da luz no período de coleta das estacas influenciam na fotossíntese e na síntese ou degradação de compostos como as auxinas, favorecendo o transporte basípeto destas, a inibição de cofatores para o enraizamento, o aumento da atividade da peroxidase e formação de barreiras histológicas ao desenvolvimento das raízes (Hartmann *et al.*, 2002), sendo necessário à adequação da luminosidade para a manutenção de uma taxa fotossintética para suficiente suprimento de carboidratos, para a sobrevivência das estacas e iniciação radicular, sem comprometer o vigor vegetativo (Xavier, 2002). Além disso, os comprimentos de onda da luz branca influenciam nos fotorreceptores como os fitocromos, que podem ajudar na regulação do metabolismo das auxinas (Morelli e Ruberti, 2002).

A temperatura tem importante função regulatória no metabolismo das estacas, sendo que as flutuações de temperatura são altamente desfavoráveis para o processo de formação de raízes adventícias (Bertoloti e Gonçalves, 1980) e influenciando na regulação dos níveis endógenos de fitohormônios.

As altas temperaturas aumentam a respiração dos tecidos, provocando um esgotamento das reservas nutricionais (Carrera Garcia, 1977), podendo favorecer a divisão celular auxiliando na formação das raízes, porém em estacas herbáceas e semilenhosas o aumento na taxa transpiratória pode induzir a uma dessecação dos tecidos (Fachinello, 1986). Temperaturas altas podem também estimular o desenvolvimento de gemas laterais antes do aparecimento de raízes com

conseqüente aumento da transpiração e perda de água pelas folhas provocando necrosamento (Hartmann e Kester, 1983; Fachinello, 1986).

A umidade do ar deve ser sempre elevada, mesmo quando a estaca tem seu número de folhas reduzido para evitar excesso de perda de água por meio da transpiração e, conseqüentemente, a morte das células que estão em processo de divisão celular para o enraizamento (Hartmann e Kester, 1983). O aumento na porcentagem de enraizamento para determinadas espécies ocorre quando colocadas em locais com nebulização e aquecimento do ambiente (Couvillon, 1988), contudo a permanência por prolongados períodos em câmaras com nebulização pode prejudicar a sobrevivência das estacas em função do excesso de umidade (Nachtigal, 1994).

2.5.3 Época de coleta das estacas

Os efeitos sazonais estão geralmente relacionados com as condições climáticas e à fase de crescimento da planta, pois no período da floração ou frutificação, há o desvio de metabólitos para a formação de flores e frutos e os assimilados necessários para o enraizamento encontram-se reduzidos (Oliveira *et al.*, 2002). A resposta ao enraizamento é influenciada por mudanças estacionais, as quais não modificam somente a atividade cambial, mas atuam também na mudança do estado morfofisiológico da planta mãe, que altera seus níveis hormonais endógenos e nutricionais, favorecendo ou não o enraizamento (Nanda e Kocchar, 1985).

Ramos lenhosos coletados no inverno, em geral, apresentam maior enraizamento na porção basal, enquanto que ramos semilenhosos e herbáceos possuem maior potencial de enraizamento em sua porção apical (Fachinello *et al.*, 1995; Hartmann *et al.*, 2002).

A coleta de estacas no outono permite obter estacas com folhas num período em que a planta apresenta concentrações elevadas de reservas, favorecendo o enraizamento (Antunes *et al.*, 1996).

O horário em que os ramos são retirados da planta matriz pode influenciar na resposta de enraizamento. Recomendam-se as primeiras horas da manhã ou à noite, quando a planta não se encontra com deficiência hídrica, o que diminuirá a

mortalidade das estacas decorrente da maior perda de água, devendo-se observar a cultivar ou a espécie a ser propagada, o tempo de formação de raízes, a necessidade de utilização de fitorreguladores e os procedimentos desde a coleta até o momento da regeneração das raízes (Ono e Rodrigues, 1996).

2.5.4 Substrato

O papel principal do substrato é sustentar as estacas durante o período de enraizamento, oferecendo condições de umidade e aeração, propiciando o enraizamento e a formação de um bom sistema radicial, assegurando o desenvolvimento da muda quando transportada para o local definitivo de plantio (Valle e Caldeira, 1978).

O substrato ideal para o enraizamento depende da espécie, do tipo de estaca, da época, do sistema de propagação, do custo e da disponibilidade de seus componentes (Hartmann *et al.*, 2002), sendo que para o enraizamento de estacas de espécies lenhosas, o uso de areia, vermiculita e a mistura de ambas um dos melhores substratos (Hofmann *et al.*, 1994).

O substrato pode influir não só na porcentagem de enraizamento, como também na qualidade do sistema radicular que se forma (Paiva e Gomes, 2001). Deve ser suficientemente firme e denso para manter a estaca até o enraizamento e ser poroso para favorecer a presença de oxigênio, permitindo a percolação do excesso de água evitando o apodrecimento das estacas e livre de plantas daninhas, patógenos e nematóides (Janick, 1996) reunindo qualidades que auxiliem o processo de iniciação radicial nas estacas (Paiva e Gomes, 2001).

2.6 Orgasol®FTS

São escassos os estudos envolvendo tratamento de plantas com aminoácidos. Os estudos até então realizados mostraram efeitos positivos, negativos e nulos, de acordo com a espécie, com o tipo de aminoácido e com o processo fisiológico observado (Breteler e Arnoziz, 1985). Por estes serem de fundamental importância na fisiologia das plantas, assumindo funções metabólicas variadas, além de contribuírem como fonte de energia para as células, e por serem

um composto ecologicamente correto, não apresentando resíduos tóxicos ao meio ambiente, faz-se necessário que se conheça melhor a aplicabilidade de produtos naturais que tenham aminoácidos em sua composição (Brasil, 1975).

O Orgasol[®]FTS é um composto orgânico natural líquido, que contém como ingrediente ativo aminoácidos e peptonas, associadas a sais minerais como: 0,5% de boro (B) , 0,2% de cobalto (Co), 1,0% de ferro (Fe), 0,8% de molibdênio (Mo) e 1,5% de zinco (Zn) que, entre outras funções, estimula de forma natural o metabolismo da planta, atuando na melhoria do crescimento, maturação e a resistência contra obstáculos naturais (RSA, 2006)

O Orgasol[®]FTS é de rápida penetração e deslocamento nos organismos vegetais, ajuda a planta a desenvolver raízes mais profundas, tornando-a mais resistente à seca, aumentando a sua capacidade de absorver nutrientes do solo e, aumentando a resistência da planta as condições de calor e frio (RSA, 2006).

Em função do conjunto de aspectos discutidos, desde o reconhecimento das fases do processo até os fatores que podem afetar a rizogênese, levando em consideração as particularidades de cada espécie e os pontos de controle relevantes a rizogênese adventícia, pode-se avaliar a capacidade de enraizamento, sobrevivência e crescimento para as mais variadas espécies vegetais.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Descrição do local de coleta do material

3.1.1 Localização

O material foi coletado às margens do Rio Soturno, situado nas regiões fisiográficas do Planalto e Depressão Central do Rio Grande do Sul, nas coordenadas geográficas de 28°33'37" de latitude e 51°58'41" de longitude, na estrada que liga o município de Faxinal do Soturno ao município de Nova Palma, no local denominado Barragem (Figura 1).



Figura 1 - Local de coleta do material utilizado nos experimentos de enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. Faxinal do Soturno, RS. 2006.

3.1.2 Clima

O clima desta região do Estado é subtropical do tipo Cfa 2, que de acordo com a classificação de Köppen corresponde a condições climáticas úmidas, com verões quentes e chuvas bem distribuídas durante todo o ano. No entanto, pode

ocorrer déficit hídrico nos meses de temperaturas mais elevadas (novembro a março) (Moreno, 1961).

A temperatura média da região é de 19 °C com precipitações de 1700 mm anuais, podendo em alguns meses as precipitações atingir 400mm, somando até 2500 mm anuais (Moreno, 1961).

As Figuras 2 e 3 representam as variações de temperatura e precipitação que ocorreram durante a condução dos experimentos.

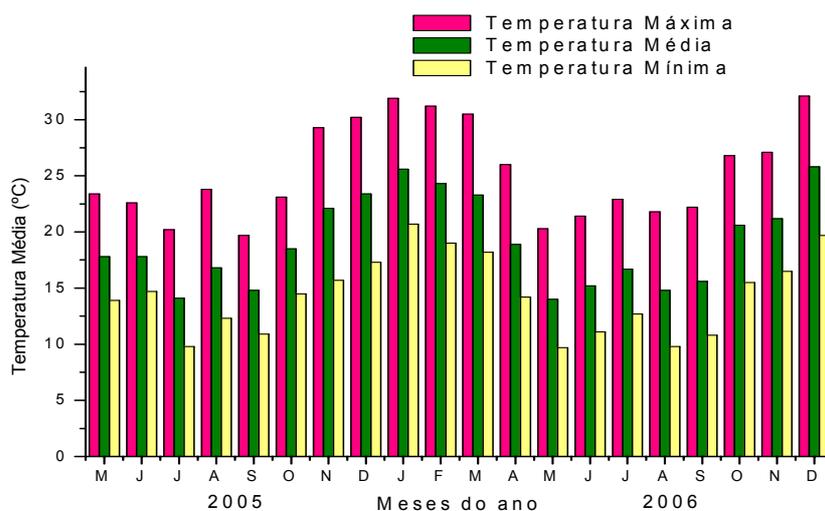


Figura 2 - Variações de temperatura ocorridas durante os meses de condução dos experimentos. Estação Meteorológica da UFSM. Santa Maria, RS. 2006.

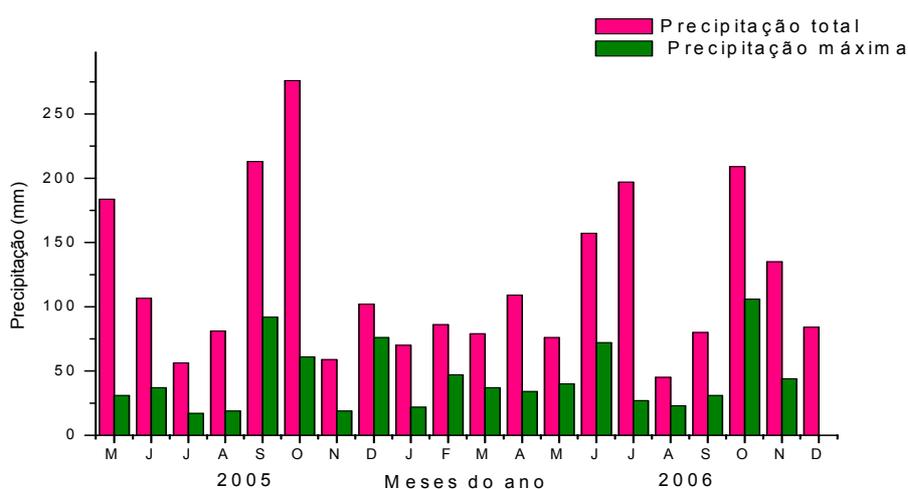


Figura 3 - Variações de precipitação ocorridas durante os meses de condução dos experimentos. Estação Meteorológica da UFSM. Santa Maria, RS. 2006.

3.2 Material vegetal utilizado

Para os 4 experimentos foi utilizado material vegetativo obtido de plantas matrizes adultas de *S. schottiana* com idade aproximada de 5 anos (Figura 4), conforme análise dos anéis de crescimento feita no laboratório de Anatomia Vegetal do Departamento de Ciências Florestais da UFSM.



Figura 4 - Aspecto das plantas matrizes utilizadas como fonte de material nos experimentos de enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

3.3 Local de instalação dos experimentos

O experimento 1 e o teste B do experimento 4 foram conduzidos no Laboratório de Fisiologia Vegetal, do Departamento de Biologia, pertencente ao Centro de Ciências Naturais e Exatas da Universidade Federal de Santa Maria, em Santa Maria, RS.

Os experimentos 2, 3 e o teste A do experimento 4 foram conduzidos no Centro Tecnológico de Silvicultura (CTS) do Departamento de Ciências Florestais, na Universidade Federal de Santa Maria, RS.

A Universidade Federal de Santa Maria possui como coordenadas geográficas 29°41'25" de Latitude Sul e 53°48'42" de Longitude Oeste, e uma altitude de aproximadamente 95 metros (INEMET, 1974).

3.4 EXPERIMENTO 1: Influência dos tipos de estacas e épocas de coleta no enraizamento de estacas de *S. schottiana* em solução hídrica.

As estacas de *S. schottiana* foram obtidas mensalmente no período de maio de 2005 a abril de 2006. As plantas foram cortadas rente ao chão e seccionados em tamanhos de 30 cm de comprimento. Após, as estacas foram classificadas de acordo com a posição em: basais (diâmetro acima de 2 cm), medianas (diâmetro entre 1 e 2 cm) e apicais (diâmetro abaixo de 1 cm). Em seguida, foram lavadas com água e sabão e, posteriormente, colocadas em recipientes (27x27 cm) com água de torneira onde ficaram submersas na sua metade inferior (aproximadamente 15 cm) e levadas à sala de crescimento onde foram mantidas sob temperatura ambiente com luz natural. A água dos recipientes foi trocada duas vezes por semana (Figura 5).



Figura 5 - Enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em solução hídrica e mantidas em sala de crescimento com luz natural e temperatura ambiente. Santa Maria, RS. 2006.

As avaliações foram realizadas aos 30 e 60 dias após as coletas mensais analisando-se os seguintes parâmetros: número de raízes e brotações, comprimento das raízes e brotações, comprimento da raiz mais longa, e porcentagem de estacas enraizadas.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial 3 x 12 x 2 (tipos de estacas, meses do ano e avaliações), com quatro repetições, sendo cada repetição composta por 4 estacas.

3.5 EXPERIMENTO 2: Influência da dosagem de Orgasol® FTS no enraizamento de estacas de *S. schottiana*.

As estacas de *S. schottiana* foram obtidas na segunda quinzena de setembro de 2005. As plantas foram cortadas rente ao chão e seccionados em tamanhos de 30 cm de comprimento. Após, as estacas foram classificadas de acordo com a posição em: basais (diâmetro acima de 2 cm), medianas (diâmetro entre 1 e 2 cm) e apicais (diâmetro abaixo de 1 cm). Posteriormente, as estacas foram mergulhadas em Orgasol® FTS nas dosagens de 0; 5; 10 e 15 mL.L⁻¹ durante 1 minuto, sendo em seguida colocadas em sacos plásticos (30x15 cm) com areia de granulação média a uma profundidade de aproximadamente 15 cm, por um período de 75 dias (setembro a dezembro de 2005) no viveiro florestal, onde eram irrigadas uma ou mais vezes ao dia de acordo com a temperatura, através do uso de aspersores (Figura 6).



Figura 6 - Enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em solução de 0; 5; 10 e 15 mL.L⁻¹ (1 min.) de Orgasol® FTS e mantidas em saco plástico com areia em ambiente natural. Santa Maria, RS. 2006.

As avaliações foram realizadas 75 dias após a instalação do experimento, observando-se os seguintes parâmetros: porcentagem de enraizamento, massa seca de raízes e brotações; comprimento e diâmetro da raiz mais longa, sendo este, medido no ponto de emissão da raiz.

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, em esquema fatorial 3 x 4 (tipos de estacas e soluções de Orgasol[®]FTS), num total de 12 tratamentos, repetidos em três blocos e com cada unidade experimental composta por vinte estacas.

3.6 EXPERIMENTO 3: Influência do tempo de embebição em Orgasol[®]FTS no enraizamento de estacas de *S. schottiana*.

As estacas de *S. schottiana* foram obtidas na segunda quinzena de abril de 2006. As plantas foram cortadas rente ao chão e seccionados em tamanhos de 30 cm de comprimento. Após, as estacas foram classificadas de acordo com a posição em: basais (diâmetro acima de 2 cm), medianas (diâmetro entre 1 e 2 cm) e apicais (diâmetro abaixo de 1 cm). Posteriormente, as estacas foram mergulhadas em Orgasol[®]FTS na dosagem de 15 mL.L⁻¹ durante 0, 15, 30 e 45 minutos, sendo em seguida colocadas em sacos plásticos (30x15 cm) com areia de granulação média, a uma profundidade de aproximadamente 15 cm, permanecendo por um período de 150 dias (abril a setembro de 2006) no viveiro florestal, onde eram irrigadas uma ou mais vezes ao dia de acordo com a temperatura, através do uso de aspersores (Figura 7).

As avaliações foram realizadas 150 dias após a instalação do experimento, observando-se os seguintes parâmetros: porcentagem de enraizamento; massa seca de raízes e brotações, comprimento e diâmetro da raiz mais longa e número de raízes > e < que 3 cm de comprimento.

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso, em esquema fatorial 2 x 4 (tipos de estacas e tempos de embebição em 15 mL.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS), num total de oito tratamentos, repetidos em três blocos, com cada unidade experimental composta de vinte estacas.



Figura 7 - Enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em solução de 15 ml.L⁻¹ (0, 15, 30 e 45 min.) de Orgasol[®]FTS e mantidas em saco plástico com areia em ambiente natural. Santa Maria, RS. 2006.

3.7 EXPERIMENTO 4: Potencial de enraizamento das estacas de brotações do ano de *S. schottiana* em função de diferentes concentrações de AIB

As estacas de *S. schottiana* foram obtidas de brotações do ano coletadas em setembro de 2006, sendo o experimento realizado em dois testes distintos. No teste A, estacas apicais e basais sem folhas, com 15 cm de comprimento e diâmetro de até 5 mm, tiveram suas bases embebidas em solução líquida de AIB – ácido indolbutírico (0, 1, 2, 4 e 8 mg. L⁻¹) durante 1 minuto, sendo posteriormente colocadas em bandejas com tubetes e como substrato Plantmax[®]. Após, foram levadas para a casa de vegetação do viveiro florestal, onde foram mantidas por um período de 60 dias (setembro e outubro de 2006), sob condições de aspersão intermitente (Figura 8).



Figura 8 - Experimento 4 (Teste A): enraizamento de estacas de brotações do ano de *S. schottiana* Müll. rg. em função da concentração de AIB (0, 1, 2, 4 e 8 mg.L⁻¹ durante 1 min.) em substrato Plantmax[®] mantidas em câmara de microaspersão. Santa Maria, RS. 2006.

As avaliações foram realizadas 60 dias após a instalação do experimento, observando-se os seguintes parâmetros: massa seca de raízes e brotações, número de raízes e brotações, comprimento de raízes e brotações e porcentagem de enraizamento.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2 x 5 (tipos de estacas e concentrações de AIB), num total de 10 tratamentos, com quatro repetições, cada uma composta de doze estacas.

No teste B, estacas basais de brotações do ano de *S. schottiana* com 15 cm de comprimento e diâmetro de até 5 mm foram desinfestadas em álcool a 70% durante 1 minuto, posteriormente imersas em hipoclorito de sódio a 2,5% de cloro ativo, por 10 minutos e, em seguida, tratadas com fungicida Benomil[®] (1 g.L⁻¹) durante 10 minutos e lavadas com água para retirada de resíduos. O experimento seguiu um protocolo básico que envolveu a exposição das estacas a 0; 0,1; 1,0; 2,0; 4,0 e 8,0 mg.L⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB) durante 24 horas e, após, colocadas em solução nutritiva de ¼ de sais de WPM (Woody Plant Medium) de Lloyd e McCown (1981), onde foram mantidas por 30 dias, envolvidos com papel alumínio, inclusive a extremidade superior, que apresentou apenas as fendas de inserção da estaca, sendo a solução nutritiva trocada a cada sete dias (Figura 9).



Figura 9 - Experimento 4 (Teste B): enraizamento de estacas de brotações do ano de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB (0, 0,1, 1, 2, 4 e 8 mg.L⁻¹ durante 24horas) em solução de ¼ de WPM mantidas em sala aclimatizada. Santa Maria, RS. 2006.

O experimento foi conduzido em sala climatizada do laboratório de Fisiologia Vegetal, com temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, com um fotoperíodo de 16 horas de luz sob intensidade luminosa de aproximadamente 1500 lux fornecida por lâmpadas fluorescentes branca-frias. Para evitar dessecação o material foi borrifado três vezes ao dia.

As avaliações foram realizadas 30 dias após a instalação do experimento, observando-se o número de estacas enraizadas.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 16 frascos por tratamento, sendo quatro repetições de quatro frascos, cada frasco composto por uma estaca.

3.8 Análise anatômica das estacas de *S. schottiana*

As lâminas foram preparadas no Laboratório de Anatomia Vegetal do departamento de Biologia da UFSM.

Foram feitos cortes transversais e longitudinais das estacas obtidas de brotações do ano enraizadas no teste B do experimento 4, onde se usou a técnica do “paraplasto-resina” consistindo nos seguintes passos:

- a) Corte do material e fixação em solução de glutaraldeído 3% tamponado por 24 horas;
- b) Lavagem em solução tampão e desidratação em álcool a 30°, 50°, 70°, 90° e álcool absoluto por períodos de 1 hora;
- c) Inclusão do material através da pré-infiltração em solução de 10ml de etanol absoluto e 10ml de solução de infiltração;
- d) Infiltração em solução de 50ml de resina básica do kit com ativador;
- e) Emblocamento em solução de resina com endurecedor e colagem do material;
- f) Corte do material em micrótomo rotativo com espessura de 4µm;
- g) Coloração com azul de toluidina e após, lavagem, secagem e colagem a lamínula.

Após, as lâminas com cortes selecionados foram fotografadas em aparelho microscópico ótico BMRB - Laica adaptado com câmara vídeo color Ricoh, no Laboratório de Anatomia Vegetal da UNIJUÍ (Universidade de Ijuí).

3.9 Análise estatística

As análises qualitativas e quantitativas foram feitas através da ANOVA (Análise de variância) e Análise de Regressão e as comparações das médias através do teste de "Tukey" ao nível de 5% de probabilidade de erro.

No experimento 1 foi utilizado o programa computacional Software SOC desenvolvido pela EMBRAPA. Nos experimentos 2 e 3 as curvas de análise de crescimento foram ajustadas com o auxílio do programa computacional Table Curve 2D v.2.03 (Jandel Scientific). No experimento 4 foi utilizado o programa computacional Estat desenvolvido pela UNESP.

As médias de porcentagem de enraizamento foram transformadas para arc-seno $\sqrt{\% \text{ enraizamento} / 100}$.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 EXPERIMENTO 1: Influência dos tipos de estacas e épocas de coleta no enraizamento de estacas de *S. schottiana* em solução hídrica.

4.1.1 Porcentagem de enraizamento em estacas de *S. schottiana*

Na comparação entre os tipos de estacas de *S. schottiana* e os meses em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa para a variável porcentagem de enraizamento para todos os tipos de estacas (Apêndice A).

As estacas basais de *S. schottiana* coletadas no mês de maio apresentaram a maior porcentagem de enraizamento (87,5%), mas não diferiram estatisticamente das estacas coletadas nos meses de setembro (75%), novembro (68,75%), outubro (62,5%), agosto (56,25%) e abril (56%). Nos meses de julho, janeiro e fevereiro não houve enraizamento de estacas basais (Figura 10).

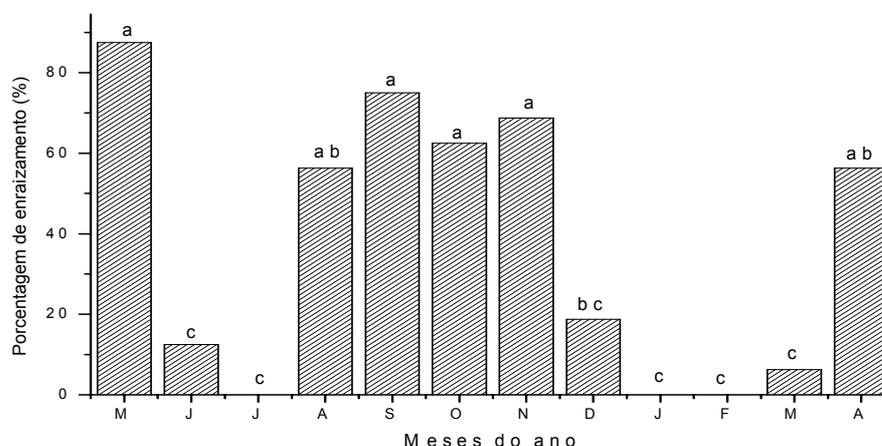


Figura 10 - Enraizamento das estacas basais de *S. schottiana* Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

As estacas medianas de *S. schottiana* coletadas no mês de maio apresentaram a maior porcentagem de enraizamento (56,25%), mas não diferiram estatisticamente das estacas coletadas nos meses de setembro (50%), abril (44%), novembro (37,5%), junho (31,25%), outubro (31,25%), dezembro (18,75%), agosto

(12,5%), e março (6%). Nos meses de julho, janeiro e fevereiro não houve enraizamento de estacas apicais (Figura 11).

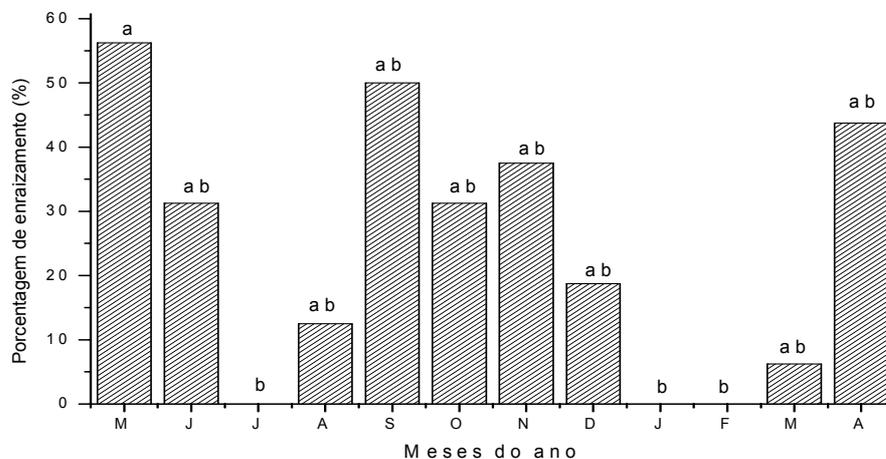


Figura 11 - Enraizamento das estacas medianas de *S. schottiana* Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

As estacas apicais de *S. schottiana* coletadas no mês de maio apresentaram a maior porcentagem de enraizamento (25%), mas não diferiram estatisticamente das estacas coletadas nos meses de agosto, setembro, abril (19%), outubro (13%) e junho (6%). Nos meses de julho, novembro, dezembro, janeiro, fevereiro e março não houve enraizamento de estacas apicais (Figura 12).

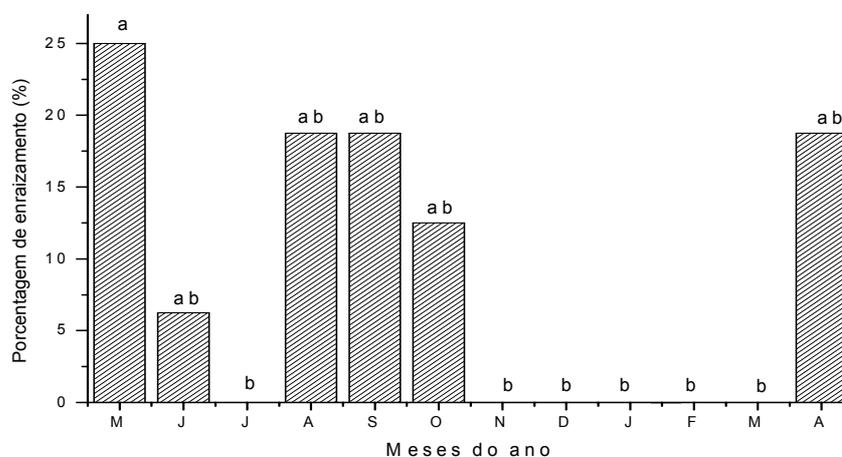


Figura 12 - Enraizamento das estacas apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

De acordo com os resultados obtidos, podemos observar que todos os tipos de estacas tiveram o mesmo comportamento em relação à época de enraizamento. Tanto as estacas basais, como medianas e apicais enraizaram melhor na primavera e outono quando comparado com o inverno e verão.

As estacas basais de *S. schottiana* coletadas nos meses de abril e maio apresentaram um ótimo nível de enraizamento, chegando a 88% no mês de maio. Estes números foram semelhantes ao obtido por Sutili (2004) utilizando estacas de *S. schottiana* com 40 cm de comprimento e diâmetro acima de 3 cm (basais) coletadas no mês de abril (outono) onde após 5 meses, 80% das estacas haviam enraizado.

Os resultados obtidos em *S. schottiana* coincidem com o observado por Ribas (1997) em estacas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden e Haissig (1982) em estacas de *Pinus banksiana* Lamb, onde as estacas coletadas durante a primavera resultaram em um maior enraizamento o qual, segundo estes autores, se deve aos teores de proteínas e aminoácidos mais altos nesta época do ano, e contradiz ao observado por Torres (2003) em espécies de *Eucalyptus*, onde verificou que havia um aumento nos teores de açúcares no verão, com um aumento na quantidade de biomassa, crescimento relativo e produtividade das estacas.

Já Iritani *et al.* (1986) observaram em estacas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. e Norberto *et al.* (2001) em estacas de *Ficus carica* L., que estas enraizaram melhor quando coletadas no início do outono quando comparadas às de inverno. O mesmo foi observado por Bezerra *et al.* (1991) em estacas de *Malpighia glabra* L. coletadas no início do outono quando comparadas com as coletadas no verão e Ono *et al.* (1994) e Tedesco *et al.* (1998) em estacas de *Platanus acerifolia*, onde verificaram que estacas coletadas no outono enraizaram melhor que quando coletadas em outras épocas do ano.

Segundo Taiz e Zeiger (2004), a maior taxa de síntese de auxinas nas plantas ocorre nos pontos de crescimento da parte aérea (gemas e folhas jovens), sendo a primavera e verão as melhores épocas de produção desse fito-hormônio. Em parte coincide com o verificado em *S. schottiana*, pois estacas coletadas a partir do mês de dezembro até o mês de março, tiveram um decréscimo no enraizamento, inclusive não apresentando raízes quando foram coletadas nos meses de janeiro e fevereiro. Um novo estímulo à produção de raízes, foi observado quando as estacas foram coletadas em abril e maio, e um decréscimo a partir do mês de junho com a

não emissão de raízes no mês de julho. Estes resultados comprovam que o nível endógeno de auxinas e a presença de inibidores do enraizamento em estacas de *S. schottiana* pode estar relacionado às estações do ano.

A dinâmica dos carboidratos durante os diferentes períodos do ano também interferem no enraizamento, conforme observado por Gholz e Cropper Jr. (1991) em diferentes tecidos de *Pinus elliotti* Engelm. onde o amido no final do inverno e início do outono e da primavera apresentava maior concentração em todos os tecidos. Segundo Schaberg *et al.* (2000) em acículas, ramos e raízes de *Picea rubens* Sargent. a concentração de amido e carboidratos era máxima no final da primavera. Provavelmente as estacas de *S. schottiana* quando coletadas no outono e na primavera apresentavam maior quantidade de carboidratos, o que facilitou o enraizamento.

Ferreira *et al.* (2001) observaram em estacas semilenhosas de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax. e Purushotham *et al.* (1984) em estacas lenhosas de *Coffea canephora* Pierre ex. Froehn que o verão foi a melhor época de enraizamento quando comparado com o inverno. Neste mesmo estudo, houve também maior quantidade de substâncias estimuladoras do enraizamento como açúcares redutores e não-redutores, assim como açúcares totais e que no inverno a diminuição do enraizamento se deve, possivelmente, a menor brotação devido ao frio e ao alto teor de inibidores, que são comuns na fase de dormência.

O mesmo foi observado por Pal (1990) em estacas de *Hibiscus rosasinensis* L., Kibbler *et al.* (2004) em estacas de *Backhousia citriodora* F. Muell., e Muñoz e Valenzuela (1978), em estacas semilenhosas de *Populus robusta* Dode., as quais apresentaram maior enraizamento quando coletadas no verão, época de temperaturas mais elevadas e bastante chuvosa, quando comparadas com as coletadas no inverno, mais frios e com chuvas mais escassas.

Como podemos observar, de acordo com os resultados obtidos por diversos pesquisadores estudando outras espécies, as concentrações de auxinas, carboidratos, proteínas, aminoácidos e substâncias estimuladoras do enraizamento em estacas, sofrem alterações em seu conteúdo em função da época do ano, da espécie, do tipo de estaca e sua posição na planta mãe. Visto que, na *S. schottiana* houve variação na porcentagem de enraizamento entre os tipos de estacas, bem como nas diferentes épocas do ano.

4.1.2 Tipos de estacas de *S. schottiana*

Na comparação entre os tipos de estacas de *S. schottiana* e os meses em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa em relação as variáveis: número de raízes e brotações; comprimento de raízes e brotações e comprimento da raiz mais longa (Apêndice B).

Na Figura 13, podemos observar que as estacas basais de *S. schottiana* apresentaram uma média de 1,30 raízes por estaca, diferenciando estatisticamente das estacas medianas (0,52) e apicais (0,20).

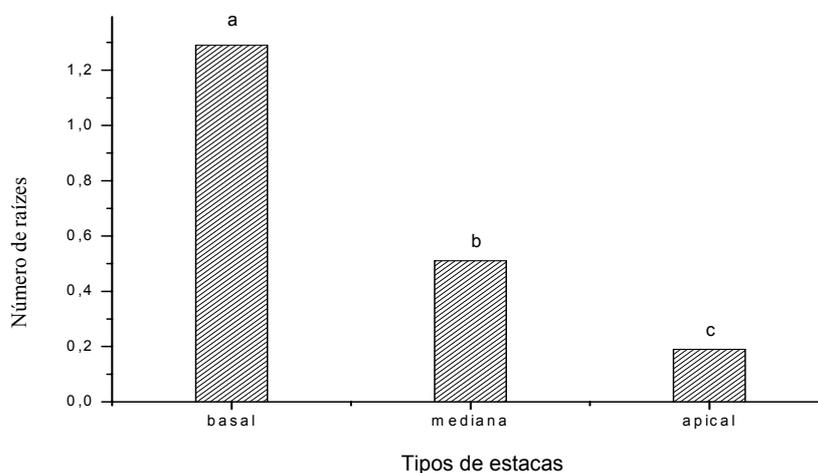


Figura 13 - Número de raízes formadas nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

As estacas basais de *S. schottiana* apresentaram maior número de brotações (1,17) que as estacas medianas (1,10) apesar de não diferirem estatisticamente entre si. Ambas apresentaram maior número de brotações que as estacas apicais (0,45) (Figura 14).

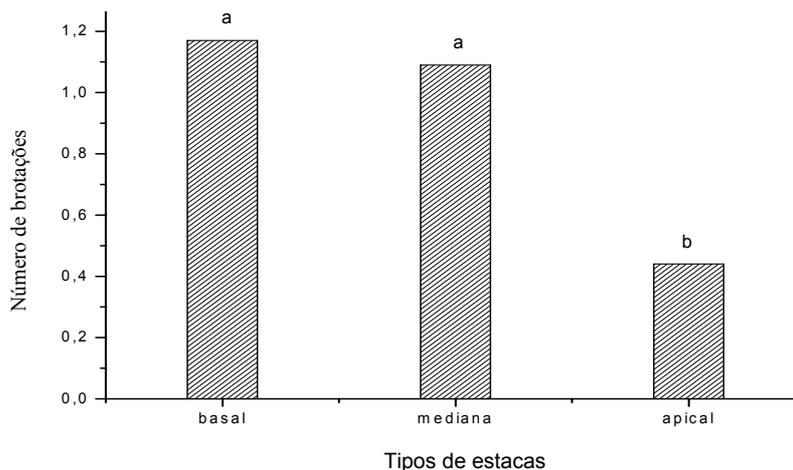


Figura 14 - Número de brotações formadas nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Em relação ao comprimento das raízes, as estacas basais de *S. schottiana* (0,69 cm) apresentaram maior comprimento que as estacas medianas (0,45 cm) e apicais (0,21 cm) (Figuras 15).

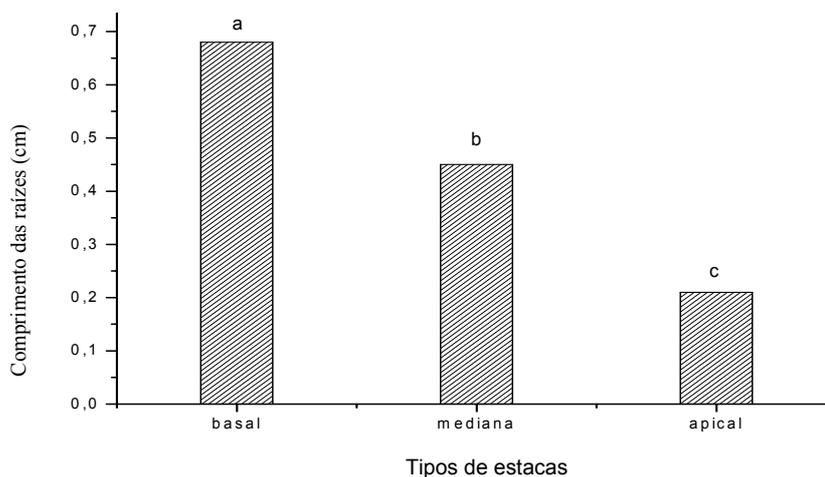


Figura 15 - Comprimento das raízes formadas nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Quanto ao comprimento da raiz mais longa, as estacas basais de *S. schottiana* (1,23 cm) apresentaram maior comprimento que as medianas (0,64 cm) e apicais (0,31 cm) que não diferiram estatisticamente entre si (Figuras 16).

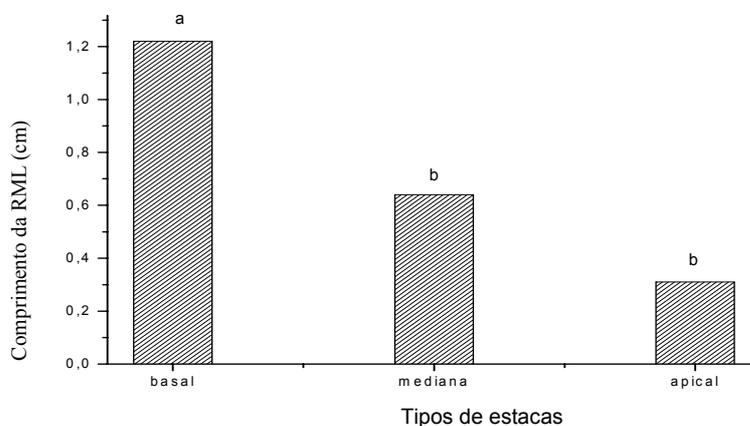


Figura 16 - Comprimento da raiz mais longa formada nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. RML (raiz mais longa). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Para o comprimento das brotações, as estacas basais de *S. schottiana* com 5,38 cm apresentaram maior comprimento que as medianas (3,65 cm) e apicais (2,24 cm) (Figura 17).

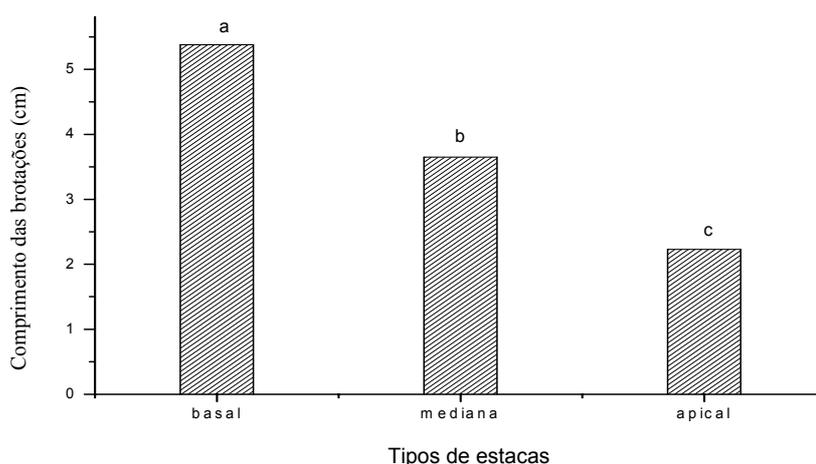


Figura 17 - Comprimento das brotações formadas nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Em função dos resultados obtidos, podemos observar que as estacas basais de *S. schottiana* apresentaram maior porcentagem de enraizamento, número e comprimento de raízes que as estacas medianas e apicais. Isto também foi observado por Vlachou (1988) em estacas de ramos do ano de *Platanus x acerifolia* Willd. com 20 cm de comprimento, retiradas das posições apical, mediana e basal e por Castro *et al.* (2005) em *Nerium oleander* L. onde as basais apresentaram maior capacidade de enraizamento e brotação.

Isto se deve, de acordo com Fachinello *et al.* (1995), pelo fato de que ao longo do ramo o conteúdo de carboidratos e de substâncias promotoras e inibidoras do enraizamento apresentam bastante variação e, normalmente, os maiores teores de carboidratos se encontram na base dos ramos contribuindo para o enraizamento e sobrevivência das estacas. Além disso, estacas apicais apresentam limitada reserva de nutrientes orgânicos e inorgânicos em seus tecidos, prejudicando o enraizamento, sugerindo que outros fatores endógenos, além dos carboidratos, podem interagir no processo.

Já Norberto *et al.* (2001) observaram que estacas medianas e basais anuais de *Ficus carica* L. com comprimento de 35 cm e 2,5 cm de diâmetro tiveram o mesmo percentual de enraizamento, sendo o mesmo observado por Castro *et al.* (2005) em estacas lenhosas basais e medianas de *Nerium oleander* L. que praticamente possuíam o mesmo potencial de enraizamento (51% e 54% respectivamente).

De acordo com Malavasi (1994), há uma relação entre a concentração de carboidratos e o enraizamento de estacas, devido às funções estruturais relacionadas ao processo bioquímico durante a expansão celular, formação de novos tecidos e iniciação das raízes adventícias, sendo os carboidratos fonte de energia e carbono para a síntese de substâncias essenciais para a formação de raízes. Por outro lado, segundo Veierskov (1988) os carboidratos representam a principal fonte de energia e de carbono para a síntese de substâncias necessárias ao enraizamento de estacas, mas estes podem durante o período de enraizamento interferir no número de raízes formadas e no desenvolvimento destas.

Apesar do alto grau de lignificação dos tecidos das estacas de *S. schottiana*, não houve impedimento na formação das raízes, visto que, estacas basais e medianas mais lignificadas enraizaram e brotaram melhor que as apicais, menos lignificadas. O mesmo foi observado por Bertoloti e Gonçalves (1980) em *Eucalyptus*

sp, onde as estacas basais, mais lignificadas, apresentavam melhor brotação e enraizamento, enquanto que as coletadas nas extremidades das mudas secavam após alguns dias.

Araújo *et al.* (1999) comparando estacas basais, medianas e apicais semilenhosas e lenhosas de 12 cm de comprimento de *Citrus latifolia* Tanaka verificaram que as estacas apicais semilenhosas, menos lignificadas, apresentaram melhor enraizamento (80%) que as basais (64%). Para Hartmann *et al.* (2002) estacas caulinares colhidas da posição apical do ramo tem menor grau de lignificação, células meristemáticas com metabolismo mais ativo e ausência ou menor quantidade de compostos fenólicos, o que facilita o enraizamento e brotação. Além disso, segundo Ono e Rodrigues (1996) o aumento da lignificação dos tecidos está relacionado diretamente a lenhosidade fazendo com que ocorra o aumento na concentração de enzimas peroxidases (envolvidas na síntese de lignina) e também responsáveis pela degradação das auxinas, o que dificultaria o enraizamento.

Estacas basais de *S. schottiana* mesmo apresentando grande lenhosidade e lignificação em seus tecidos, não possuem camadas de impedimento capazes de prejudicar a emissão de raízes e também substâncias que pudessem inibir o enraizamento.

4.1.3 Formação do sistema radicular em estacas de *S. schottiana*

Para avaliar a formação das raízes adventícias em estacas de *S. schottiana* foram estudadas as variáveis número e comprimento de raízes e o comprimento da raiz mais longa em relação aos tipos de estacas, a fim de se estabelecer o processo de enraizamento *in vivo*.

Para a variável número de raízes em função dos tipos de estacas e os meses do ano em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa na avaliação feita aos 60 dias (Apêndices C).

As estacas coletadas no mês de Outubro, apresentaram o maior número de raízes (1,65), mas não diferiram estatisticamente das estacas coletadas nos meses de Agosto (1,58), Setembro (1,58), Abril (1,40) e Março (1,38). As estacas coletadas nos meses de Julho, Janeiro, Fevereiro e Março não emitiram raízes (Figura 18).

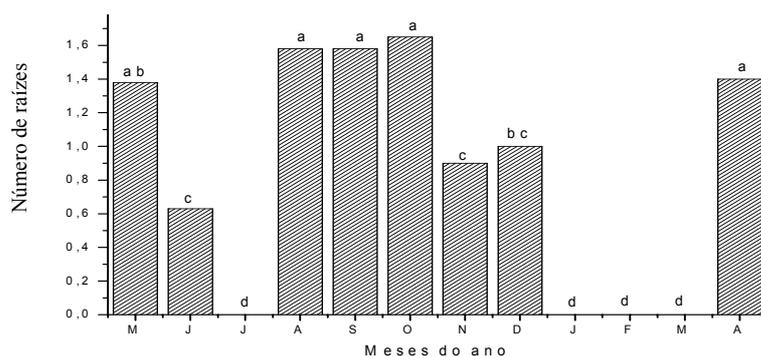


Figura 18 - Número de raízes formadas aos 60 dias para todos os tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Para a variável comprimento das raízes em função dos tipos de estacas e os meses do ano em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa na avaliação feita aos 60 dias (Apêndices D).

As estacas coletadas no mes de Agosto apresentaram o maior comprimento de raízes (1,59 cm), mas não diferiram estatisticamente das estacas coletadas no mes de Setembro (1,52 cm) (Figura 19).

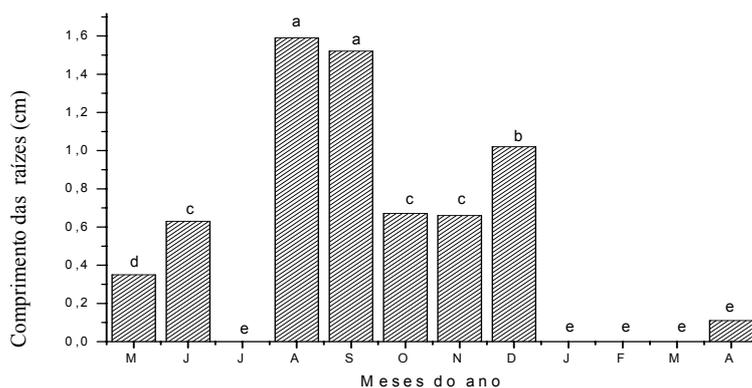


Figura 19 - Comprimento das raízes aos 60 dias para todos os tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Para a variável comprimento da raiz mais longa em função dos tipos de estacas e os meses do ano em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa na avaliação feita aos 60 dias (Apêndices E).

As estacas coletadas no mês de agosto apresentaram o maior comprimento de raiz (2,71 cm), diferindo estatisticamente das estacas coletadas nos demais meses do ano (Figura 20).

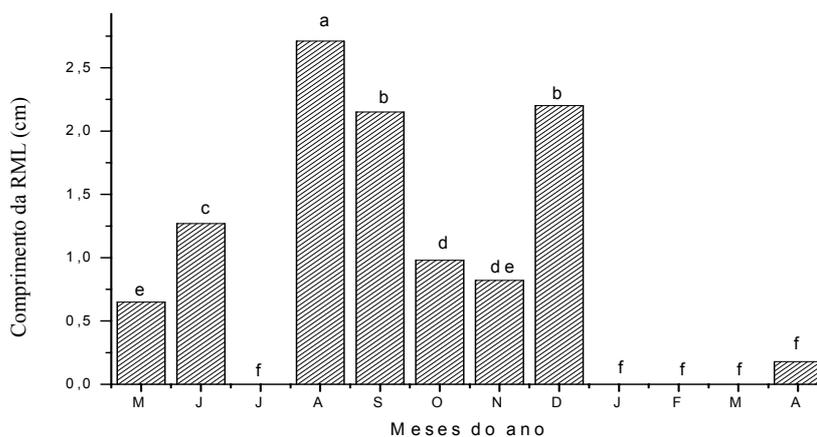


Figura 20 - Comprimento da raiz mais longa aos 60 dias para todos os tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. RML (raiz mais longa). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Estes resultados mostram que os meses de agosto, setembro e outubro (final do inverno e começo da primavera), permitem que as plantas de *S. schottiana* superem a fase de dormência das gemas, culminando com o desenvolvimento destas e consequentemente aumentando a produção de carboidratos através do aumento da atividade fotossintética e das auxinas, com posterior aumento do teor destes nas estacas e consequentemente a predisposição para a emissão de raízes e desenvolvimento destas.

De acordo com Fachinello *et al.* (1995) reservas mais abundantes de carboidratos correlacionam-se com maiores porcentagens de enraizamento, pelo fato de que a formação celular requer fonte de carbono para a biossíntese de ácidos nucléicos e proteínas, levando à necessidade de energia e carbono para a formação das raízes.

Os meses de abril e maio (outono) também causaram grande emissão de raízes em estacas de *S. schottiana*, mas com pouco desenvolvimento destas. Isto também foi observado por Ono *et al.* (1994) em estacas de *Platanus acerifolia* e Duarte *et al.* (1972) em estacas de *Acea sellowiana* O. Berg., em que ambas mesmo enraizando tão bem no outono quando comparado com a primavera, o comprimento das raízes foram maiores para as estacas coletadas na primavera.

4.1.4 Crescimento das brotações em estacas de *S. schottiana*

Para avaliar o desenvolvimento da parte aérea das estacas de *S. schottiana*, foram estudadas as variáveis número e comprimento das brotações, onde fez-se a comparação para cada uma delas em relação aos tipos de estacas e os meses do ano.

Para a variável número de brotações em função dos tipos de estacas e os meses do ano em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa na avaliação feita aos 60 dias (Apêndices F).

As estacas coletadas no mês de setembro apresentaram o maior número de brotações (5,06), diferindo estatisticamente das estacas coletadas nos demais meses do ano. Já as estacas coletadas nos meses de janeiro e fevereiro não emitiram brotações (Figura 21).

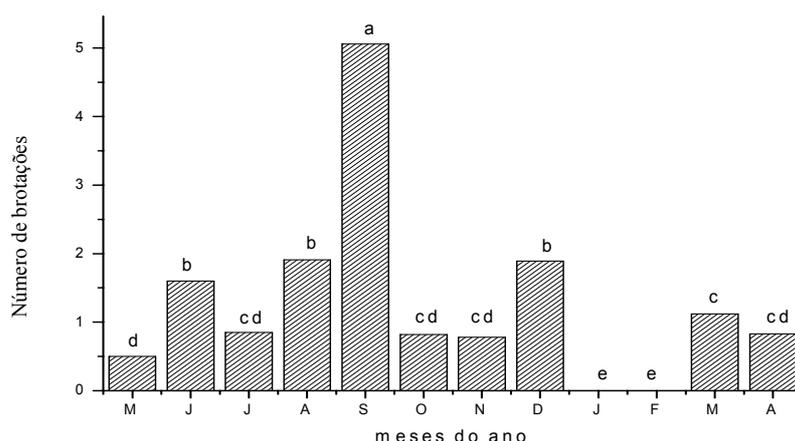


Figura 21- Número de brotações aos 60 dias para todos os tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Para a variável comprimento das brotações em função dos tipos de estacas e os meses do ano em que foram coletadas, observou-se que houve diferença significativa na avaliação feita aos 60 dias (Apêndices G).

As estacas coletadas no mês de Agosto apresentaram o maior comprimento de brotações (13,16 cm), diferindo estatisticamente das estacas coletadas nos demais meses do ano (Figura 22).

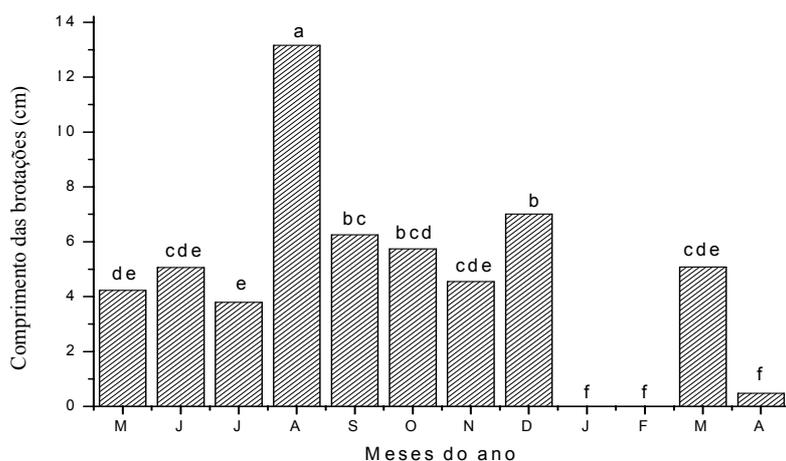


Figura 22 - Comprimento das brotações aos 60 dias para todos os tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. coletadas durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS. 2006. * Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Pode-se observar através dos resultados obtidos, que as estacas de *S. schottiana* coletadas no mês de agosto tiveram um acelerado crescimento das brotações, e as coletadas no mês de setembro uma grande emissão de brotações. Isto se deve à proximidade do final do inverno e começo da primavera, época esta que coincide com o final do repouso vegetativo e que segundo Hoffmann *et al.* (1994), em espécies de clima temperado se caracteriza pela maior presença de fitorreguladores, como as auxinas endógenas principalmente em tecidos mais diferenciados, contribuindo para que ocorra maior enraizamento das estacas. Nesta época do ano os ramos apresentavam-se em pleno desenvolvimento vegetativo, indicando que o metabolismo nos tecidos das estacas estava direcionado para a oxidação dos fotossintatos, visando ao crescimento da planta e não no seu armazenamento.

A ausência de raízes nas estacas de *S. schottiana* coletadas nos meses de janeiro, fevereiro e março e de brotações nas estacas coletadas nos meses de janeiro e fevereiro, contradiz o observado por Fachinello *et al.* (1995) no enraizamento de estacas de plantas frutíferas de clima temperado, o qual cita que as condições ambientais em épocas como o verão, são mais favoráveis ao desenvolvimento da parte aérea, principalmente em consequência da elevação da temperatura, pois esta pode proporcionar a brotação das gemas sem que haja formação de raízes. Provavelmente nesta época do ano, as estacas de *S. schottiana* possuíam pouca reserva de carboidratos e auxinas.

As estacas de *S. schottiana* coletadas nos meses de abril e maio (outono), tiveram baixa formação e crescimento de brotações, mas grande formação de raízes. Isto pode ter ocorrido por diversos fatores, entre eles as condições fisiológicas das estacas, como a concentração de carboidratos e o balanço hormonal, com grande quantidade de auxinas armazenadas neste período do ano, bem como as condições climáticas favoráveis, estimulando o processo rizogênico.

Estacas lenhosas basais de *S. schottiana* enraízam melhor que as estacas apicais, provavelmente em função do maior grau de juvenilidade de suas células, bem como pela maior quantidade de carboidratos armazenados em seus tecidos. O potencial de enraizamento destas estacas varia bastante em função da época do ano.



Figura 23 - Enraizamento de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em solução hídrica (A) Raízes em estacas basais aos 30 dias, coletadas em Outubro de 2005; (B) Comparação do comprimento das raízes em estacas medianas e basais aos 60 dias, coletadas em Setembro de 2005; (C) comprimento da raiz mais longa em estacas basais aos 60 dias, coletadas em Agosto de 2005; (D) comprimento das raízes em estacas medianas aos 60 dias, coletadas em Setembro de 2005). Santa Maria, RS. 2006.

4.2 EXPERIMENTO 2: Influência da dosagem de Orgasol[®]FTS no enraizamento de estacas de *S. schottiana*

No enraizamento de estacas de *S. schottiana*, pode-se observar através da análise de variância, o efeito significativo das dosagens de Orgasol[®]FTS sobre os diferentes tipos de estacas (apicais, medianas e basais) (Figura 32B) para a porcentagem de estacas enraizadas e comprimento e diâmetro das raízes mais longas, mostrando haver uma interação entre os tipos de estacas e as variáveis estudadas.

A utilização do Orgasol[®]FTS, demonstrou haver uma tendência de crescimento linear na porcentagem de enraizamento para todos os tipos de estacas de *S. schottiana*. Na ausência do Orgasol[®]FTS, somente 18% das estacas enraizaram. A adição de 5 ml.L⁻¹ do produto não resultou no aumento do enraizamento destas estacas, mas nas dosagens de 10 e 15 ml.L⁻¹, observou-se a tendência do aumento, até atingir 28% de enraizamento na dosagem de 15ml.L⁻¹. Isto demonstrou ter havido um acréscimo em torno de 60% no número de estacas enraizadas (Figura 24).

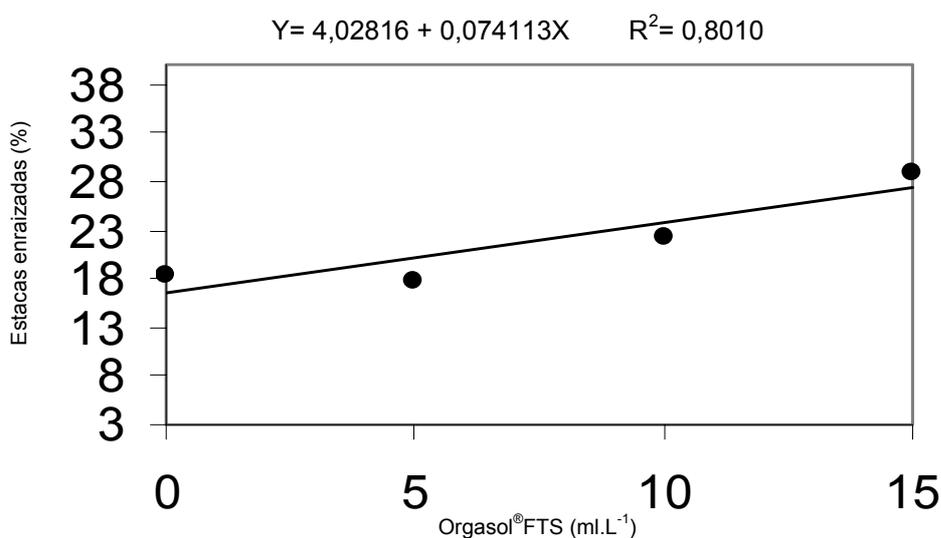


Figura 24 - Efeito das dosagens de Orgasol[®]FTS na porcentagem de enraizamento das estacas em conjunto de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

Para o comprimento das raízes mais longas nos diferentes tipos de estacas, também houve uma tendência de crescimento linear, com exceção da dosagem de 5 ml.L⁻¹, onde houve uma diminuição no comprimento destas raízes. Sem a utilização do produto, o comprimento das raízes mais longas foi em torno de 8,0 cm, atingindo na dosagem de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol®FTS em torno de 9,0 cm de comprimento (Figura 25 e 32D).

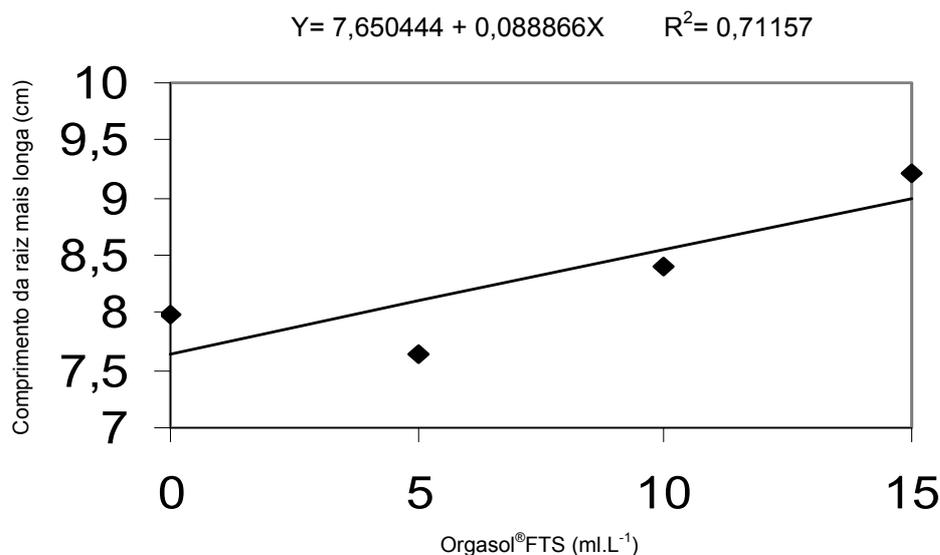


Figura 25 - Efeito das dosagens de Orgasol® FTS no comprimento da raiz mais longa para as estacas em conjunto de *S. schottiana* Müll. Arg. RML: Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006.

A tendência de crescimento linear também foi observado no diâmetro das raízes mais longas em todos os tipos de estacas. Sem a adição do produto, o diâmetro das raízes mais longas foi de 0,17 cm. A adição de 5 ml do produto não estimulou um incremento no diâmetro destas raízes, mas as dosagens de 10 e 15 ml.L⁻¹ do produto resultaram num aumento que atingiu nesta última dosagem, 0,21 cm de diâmetro (Figura 26).

Os resultados demonstraram que a utilização do Orgasol®FTS no enraizamento de estacas de *S. schottiana*, estimulou um aumento na porcentagem e no comprimento e diâmetro da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas estudadas. Uma das justificativas para este incremento, pode ser o fato do produto ser um composto de enzimas e aminoácidos orgânicos, que atuam como um estimulador do metabolismo, catalizando as reações químicas, melhorando o transporte e armazenamento de nitrogênio, e, contribuindo como fonte de energia

para as células (RSA - Indústria de Insumos Agrícolas Ltda., 2006) e que, o contato com estes estimuladores metabólicos, ajuda a translocar os carboidratos para a área tratada, aumentando a taxa de respiração e a transformação dos carboidratos e compostos nitrogenados orgânicos (Kramer e Kozlowski, 1972).

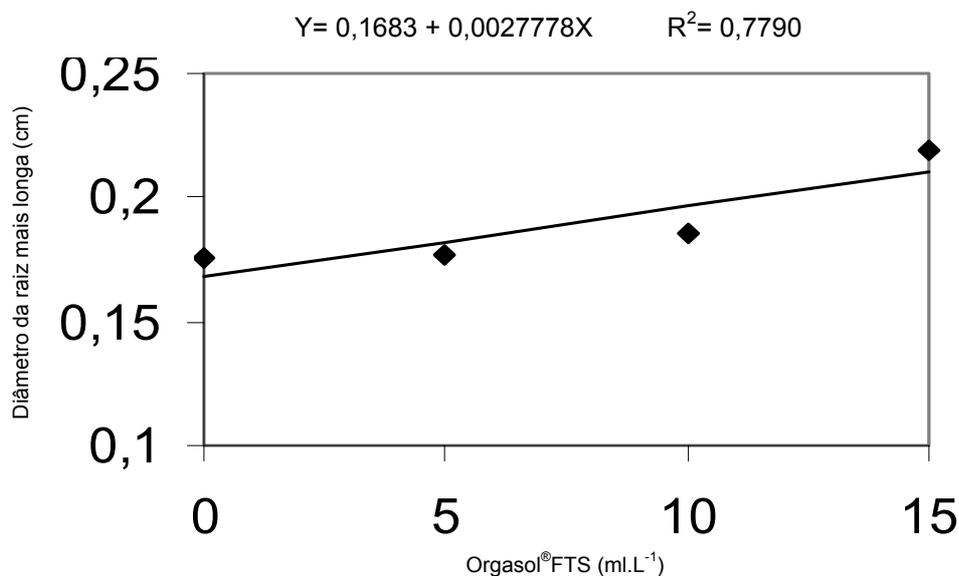


Figura 26 - Efeito das dosagens de Orgasol®FTS no diâmetro da raiz mais longa para as estacas em conjunto de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

Conseqüentemente, a utilização do Orgasol®FTS pode ter auxiliado no aumento do número de primórdios radiculares, e, aliado as condições climáticas favoráveis bem como a época de condução do experimento, pode ter estimulado a produção de aminoácidos essenciais, enzimas e hormônios, diretamente envolvidos nos processos de crescimento, desenvolvimento, e, neste caso na gênese de novos primórdios radiculares adventícios.

Resultados satisfatórios também foram obtidos por Hoppe *et al.* (2005) testando a capacidade de enraizamento de estacas jovens de ramos de crescimento do ano de *Platanus acerifolia* em raiz nua, onde concluíram que estas estacas após terem suas extremidades mergulhadas por 5 segundos em 2,5 ml.L⁻¹ de Orgasol®FTS aumentaram a sua sobrevivência, a altura das plantas e o diâmetro do colo quando comparadas com as estacas sem o uso deste produto.

O Orgasol®FTS de acordo com RSA (2006) fornece aminoácidos de base fenólica e proteínas solúveis que ativam o metabolismo, auxiliam na síntese de

hormônios, na circulação da seiva e no transporte de nutrientes por toda a planta e ainda estimulam a atividade antioxidante do ácido ascórbico evitando a oxidação fenólica.

4.2.1 Efeitos do uso do Orgasol[®]FTS nos diferentes tipos de estacas de *S. schottiana*

Na comparação entre os tipos de estacas de *S. schottiana* e o uso do Orgasol[®]FTS em todas as dosagens (0, 5, 10 e 15 ml.L⁻¹) conjuntamente, observou-se que houve diferença significativa para as variáveis porcentagem de estacas enraizadas; massa seca de raízes; diâmetro das raízes mais longas e massa seca de brotações. Para a variável comprimento da raiz mais longa não houve diferença significativa entre os tipos de estacas em função das dosagens utilizadas do produto (Apêndice H).

As estacas basais de *S. schottiana* com o uso do Orgasol[®]FTS apresentaram uma porcentagem de enraizamento de 26,25% (Figura 32E), não diferindo das estacas medianas (20,83%) (Figura 32F), mas com um melhor enraizamento que as estacas apicais (18,33%) (Figura 32G) (Figura 27).

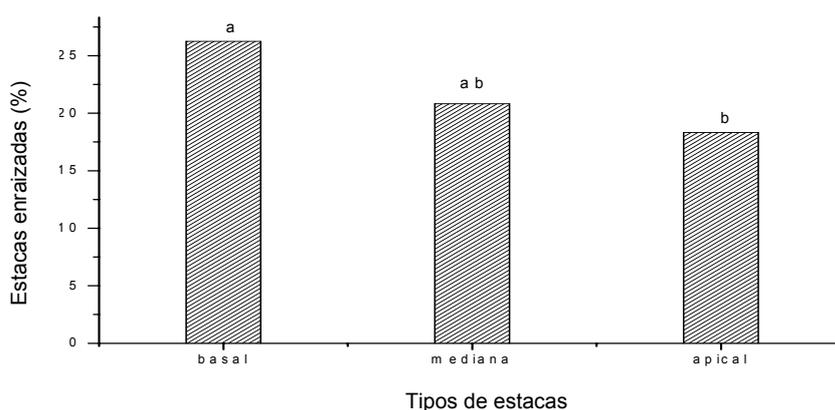


Figura 27 - Porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol[®]FTS (5, 10 e 15 ml.L⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. * Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

A massa seca de raízes em estacas medianas de *S. schottiana* apresentou uma média de 0,90 g, sendo maiores que as estacas apicais (0,57 g) e basais (0,55 g) (Figura 32C), que não diferiram entre si estatisticamente. Em todos os tipos de estacas foi observado a formação de um grande número de raízes (Figura 28).

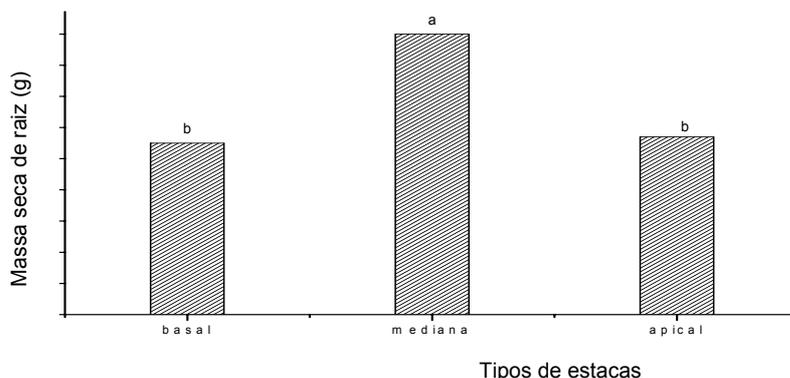


Figura 28 - Massa seca de raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol®FTS (5, 10 e 15 mL.L⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro.

Em relação ao diâmetro das raízes mais longas de *S. schottiana*, com o uso do Orgasol®FTS, as estacas medianas apresentaram uma média de 0,21 cm não diferindo das basais (0,19 cm), mas apresentaram maior diâmetro que as apicais (0,16 cm) (Figura 29).

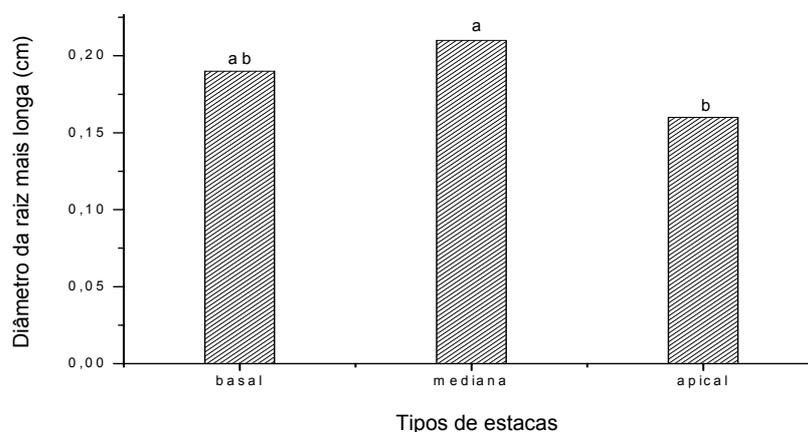


Figura 29 - Diâmetro da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol®FTS (5, 10 e 15 mL.L⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste “Tukey”, a 5% de probabilidade de erro.

Quanto ao comprimento médio das raízes mais longas de *S. schottiana*, com o uso do Orgasol[®]FTS, as estacas basais com 8,09 cm, as medianas com 8,97 cm e as apicais com 7,88 cm não diferiram entre si estatisticamente (Figura 30).

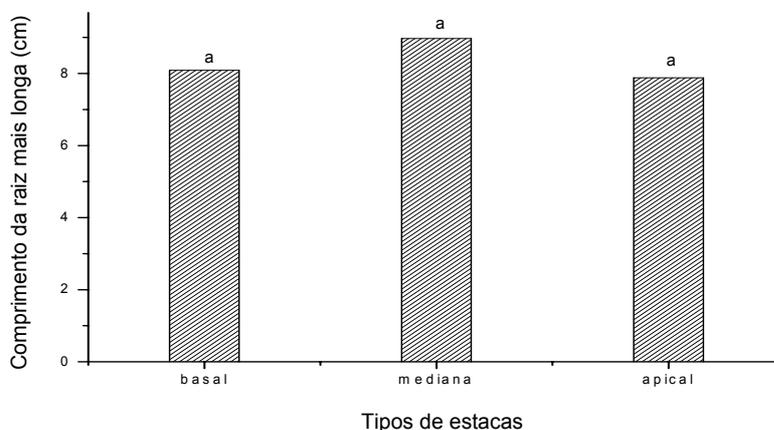


Figura 30 - Comprimento da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol[®]FTS (5, 10 e 15 mL.L⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

A massa seca de brotações em estacas basais de *S. schottiana* (Figura 32A) apresentaram uma média de 4,43 g com o uso do Orgasol[®]FTS, sendo maior que as estacas medianas (3,26 g) e apicais (1,63 g) (Figura 31).

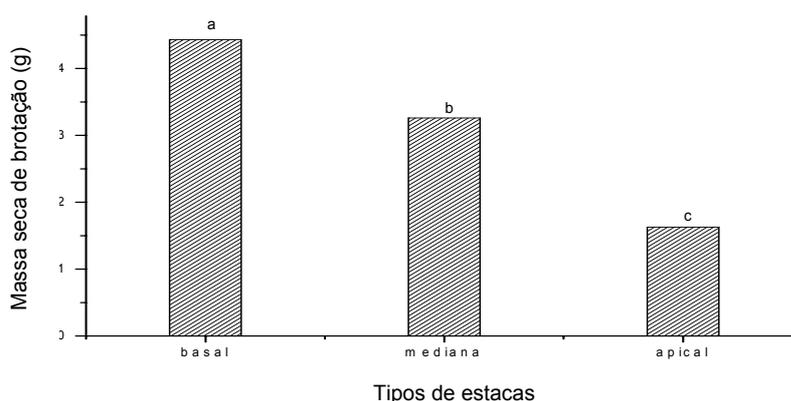


Figura 31 - Massa seca de brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol[®]FTS (5, 10 e 15 mL.L⁻¹). Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Os tipos de estacas estudadas de *S. schottiana* tiveram um comportamento diferente em relação as variáveis porcentagem de enraizamento, massa seca de raízes e brotações e diâmetro da raiz mais longa.

As estacas basais e medianas não diferiram entre si na porcentagem de enraizamento, mas apresentaram melhor enraizamento que as estacas apicais. Isto pode significar que mesmo com o uso de substâncias que estimulem o metabolismo da planta, a posição das estacas na planta (topólise) pode fazer com que o conteúdo de auxinas importantes na rizogênese adventícia e de carboidratos que servirão como reserva energética e de material para a construção de estruturas celulares necessários para todos os processos fisiológicos da planta sejam diferentes entre as estacas, o que faz com que estas tenham um comportamento diferente em relação ao processo rizogênico.



Figura 32 - Orgasol®FTS aos 75 dias (Dezembro de 2005). (A) brotações em estacas basais com 5 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS ; (B) Enraizamento nos diferentes tipos de estacas em várias dosagens de Orgasol®FTS; (C) Raízes em estacas basais com 15 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS; (D) Comprimento da raiz mais longa em estaca basal com 15 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS; (E) Enraizamento em estacas basais com 15 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS; (F) Enraizamento em estacas medianas com 15 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS; (G) Enraizamento em estacas apicais com 15 ml.L^{-1} de Orgasol®FTS. Santa Maria, RS. 2006.

4.3 EXPERIMENTO 3: Influência do tempo de embebição em Orgasol® FTS no enraizamento de estacas de *S. schottiana*

Observou-se pela análise de variância, que houve um efeito significativo na utilização de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol® FTS e do tempo em que as estacas medianas e basais de *S. schottiana* ficaram embebidas na solução em relação as variáveis testadas.

A comparação entre diferentes tempos de embebição das estacas medianas e basais de *S. schottiana* em solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol® FTS foi avaliado através de vários parâmetros relacionados à morfogênese de raízes adventícias como: porcentagem de estacas enraizadas; massa seca de raízes e brotações; número de raízes maiores e menores que 3 cm de comprimento e comprimento e diâmetro das raízes mais longas.

A porcentagem de enraizamento aumentou sensivelmente para as estacas medianas e basais de *S. schottiana* à medida que houve um acréscimo no tempo de embebição em solução de Orgasol® FTS. As estacas medianas tiveram uma variação de 29% (sem a utilização do Orgasol® FTS) para 46% quando embebidas em solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol® FTS durante 45 minutos (Figura 40C). Já que as basais aumentaram de 25% (sem a utilização do Orgasol® FTS) para 36% quando embebidas em solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol® FTS durante 45 minutos (Figura 40B) (Figura 33).

Houve um incremento na massa seca de raízes formadas em estacas medianas e basais de *S. schottiana*, com o aumento do tempo de embebição em Orgasol® FTS. As estacas medianas na ausência do produto atingiram uma massa seca de raízes na ordem de 0,50 g enquanto que no tempo de 45 minutos embebidas na solução de 15 ml.L⁻¹, foi de 0,86 g. Para as estacas basais o aumento da massa seca de raízes foi de 0,61 g (sem a utilização do produto) para 0,72 g quando embebidas durante 45 minutos na dosagem de 15 ml.L⁻¹ (Figura 34).

Estes resultados demonstram haver variações nos teores de carboidratos e substâncias promotoras do enraizamento ao longo dos ramos em estacas de *S. schottiana*. As estacas medianas e basais tiveram o mesmo comportamento em relação ao enraizamento e massa seca de raízes, ou seja, com o aumento do tempo

de embebição até os 45 minutos em solução de 15 ml.L^{-1} , houve um crescimento destas variáveis.

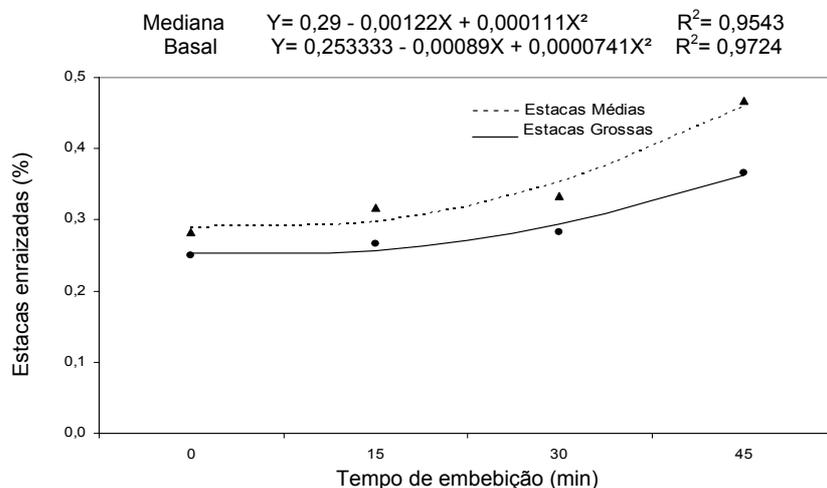


Figura 33 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L^{-1}) na porcentagem de enraizamento em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006

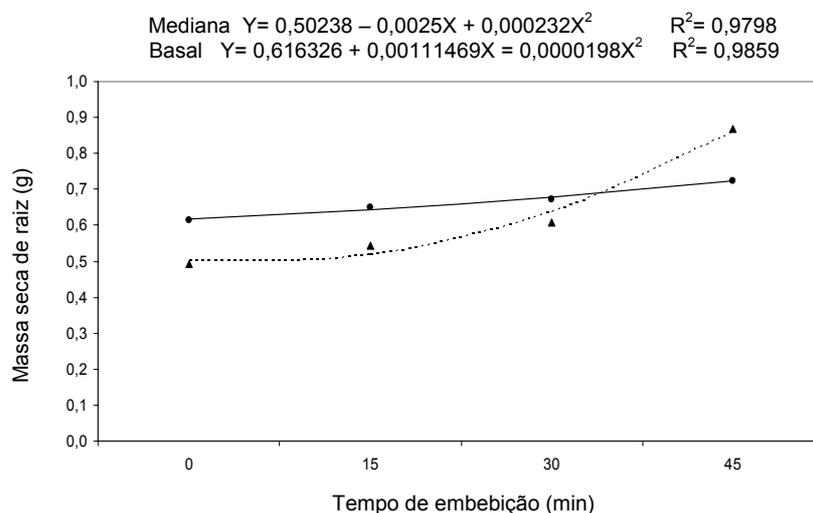


Figura 34 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L^{-1}) na massa seca de raiz em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

Mesmo as estacas medianas apresentando, sem o uso do Orgasol[®]FTS, um enraizamento maior que as basais, apresentaram menor massa seca de raízes. O

aumento no tempo em que as estacas medianas ficaram embebidas na solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS, fez com que houvesse um estímulo maior na rizogênese destas estacas em relação as basais.

O uso do Orgasol[®]FTS pode ter estimulado a atividade destes compostos (carboidratos e substâncias promotoras do enraizamento), em função deste produto ser de rápida assimilação, rico em aminoácidos e proteínas solúveis, e fazer parte do metabolismo intermediário de açúcares e ácidos orgânicos, contribuindo como fonte de energia para as células (RSA, 2006).

Além disso, os aminoácidos e peptídios, também chamados potencializadores de funções, podem, juntamente com os íons Zn e B, terem estimulado o desenvolvimento radicular. O zinco segundo Blakesley *et al.*, (1991) por ser requerido na síntese do triptofano, um precursor do ácido indolacético, fitohormônio envolvido na formação de raízes adventícias funciona como um cofator importante no enraizamento, e, o boro, segundo Middleton *et al.*, (1980), estimula o crescimento das raízes e influencia na translocação de fotoassimilados.

Quanto à massa seca de brotações formadas em estacas de *S. schottiana*, também ocorreu um incremento com o tempo de embebição em solução de 15 ml.L⁻¹ Orgasol[®]FTS (Figura 38A). As estacas medianas sem a utilização do produto atingiram uma massa seca de brotações na ordem de 2,41 g enquanto que no tempo de 45 minutos foi de 3,02 g. Para as estacas basais o aumento da massa seca foi de 2,53 g (sem a utilização do produto) para 3,82 g, quando embebidas durante 45 minutos (Figura 35).

O uso crescente do Orgasol[®]FTS (0; 5; 10 e 15 ml.L⁻¹) proporcionou um aumento na massa seca de raízes e brotações para as estacas medianas e basais de *S. schottiana*.

O tempo em que as estacas de *S. schottiana* ficaram embebidas em Orgasol[®]FTS possivelmente aumentou a absorção do produto, supondo-se que a presença dos íons Zn e Mo promoveram a ação sinérgica de enzimas orgânicas, havendo assim um aumento na atividade fotossintética, e, conseqüentemente, o aumento da brotação nas estacas.

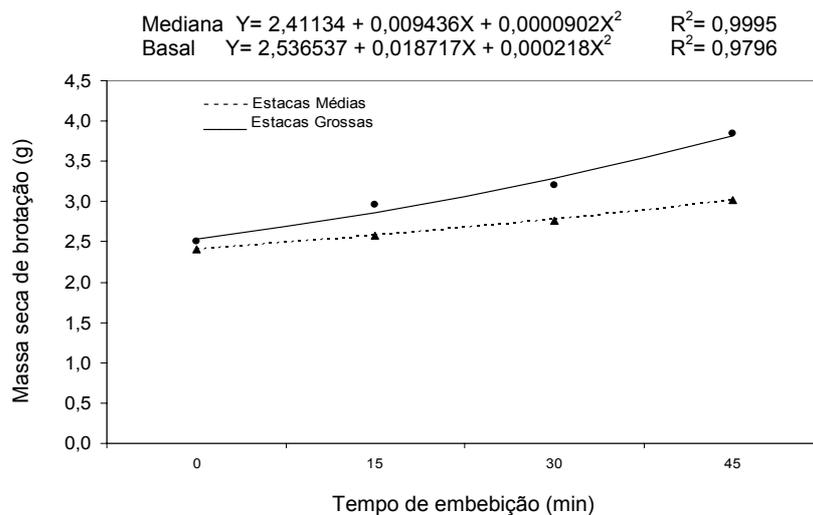


Figura 35 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L⁻¹) na massa seca de brotação em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

Quanto ao número de raízes maiores que 3 cm formadas em estacas de *S. schottiana*, observou-se um aumento no número destas quando houve um aumento no tempo de embebição em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L⁻¹) até 45 minutos. As estacas medianas na ausência do produto atingiram um número de raízes de 4,66 (31,07 raízes por metro de estaca) enquanto que quando embebidas durante 45 minutos na dosagem de 15 ml.L⁻¹ foi de 5,72 (38,13 raízes por metro de estaca). Para as estacas basais o aumento no número de raízes foi de 5,13 (34,2 raízes por metro de estaca) (sem a utilização do produto) para 5,48 (36,53 raízes por metro de estaca) quando embebidas durante 45 minutos em Orgasol[®]FTS a 15 ml.L⁻¹ (Figura 36).

O aumento do tempo de embebição na solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS favoreceu o crescimento das raízes em estacas medianas e basais de *S. schottiana*. Este resultado sugere que o Orgasol[®]FTS induz o aumento na massa seca de raízes e estimula o crescimento destas, sugerindo que a ação do Orgasol[®]FTS ocorre após o primeiro evento de formação do primórdio radicular (desdiferenciação celular e formação do locus meristemático).

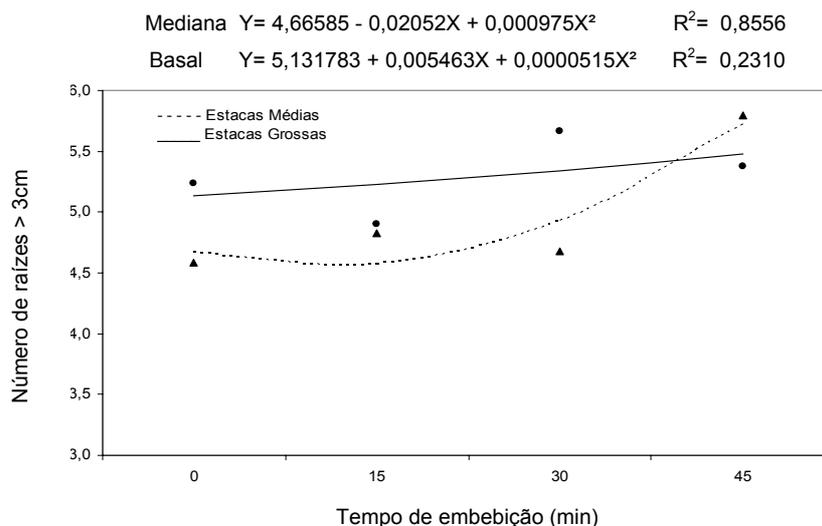


Figura 36 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L⁻¹) no número de raízes maiores que 3 cm em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

O número de raízes menores que 3 cm formadas em estacas de *S. schottiana*, decresceram com o tempo de embebição em Orgasol[®]FTS. As estacas medianas sem a utilização do produto atingiram uma média de 1,68 (11,2 raízes por metro de estaca), enquanto que no tempo de 45 minutos em 15 ml.L⁻¹ de solução, foi de 1,65 (11,0 raízes por metro de estaca). Para as estacas basais também houve uma diminuição no número de raízes formadas de 1,73 (11,53 raízes por metro de estaca) para 1,52 (10,13 raízes por metro de estaca) quando as estacas ficaram embebidas durante 45 minutos na dosagem de 15 ml.L⁻¹ da solução (Figura 37).

Quanto ao comprimento da raiz mais longa, as estacas medianas e basais de *S. schottiana* tiveram um comportamento diferente em relação ao tempo de embebição em Orgasol[®]FTS. As estacas medianas, sem a utilização do produto, atingiram uma média 12,39 cm enquanto que no tempo de 45 minutos embebidas na solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS, conseguiram 14,32 cm de comprimento. Para as estacas basais houve uma diminuição no comprimento de 11,36 cm (sem a utilização do produto) para 10,61 cm quando embebidas na solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS durante 45 minutos (Figura 38).

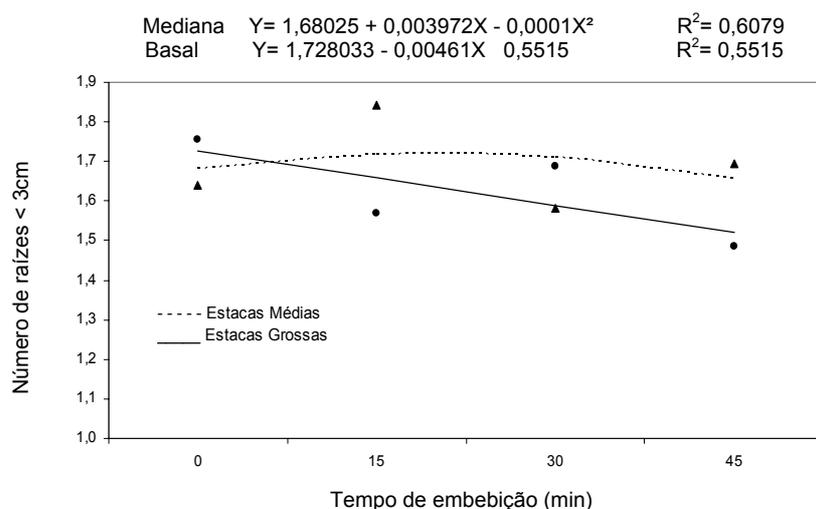


Figura 37 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L⁻¹) no Número de raízes menores que 3 cm em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

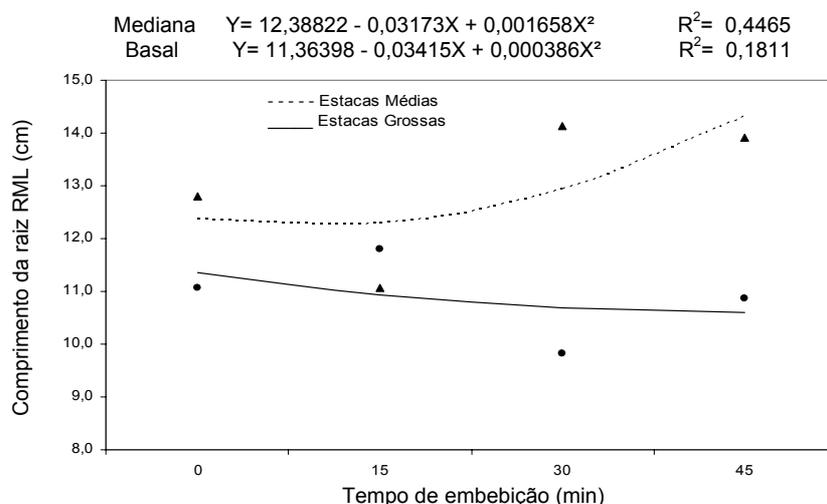


Figura 38 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol[®]FTS (15 ml.L⁻¹) no comprimento da raiz mais longa em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. **RML**: Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006.

Quanto ao diâmetro da raiz mais longa, praticamente não houve variação quando se aumentou o tempo de embebição em solução de Orgasol[®]FTS a 15 ml. L⁻¹ para as estacas medianas e basais de *S. schottiana*. As medianas variaram o seu diâmetro de 0,14 cm (sem a utilização do produto) para 0,15 cm (embebição de 45

minutos na solução de 15 mL.L⁻¹ de Orgasol®FTS), enquanto que as basais mantiveram seus valores em torno de 0,14 cm (Figura 39).

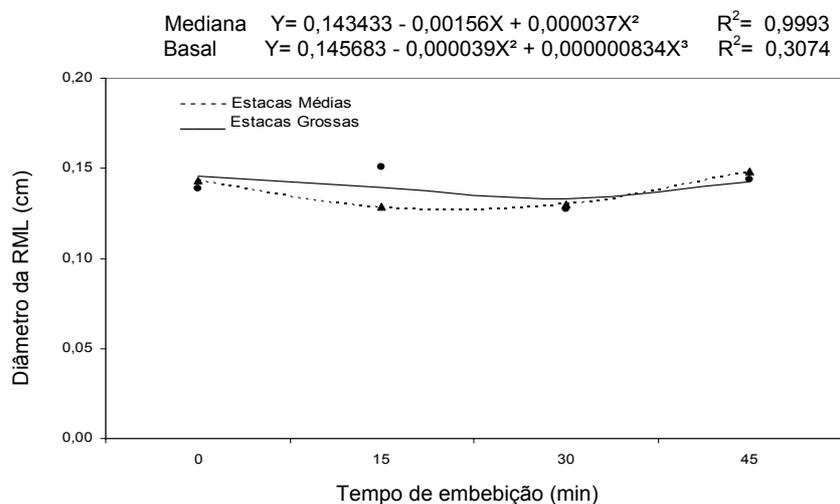


Figura 39 - Efeito do tempo de embebição das estacas em solução de Orgasol®FTS (15 mL.L⁻¹) no diâmetro da raiz mais longa em estacas medianas e basais de *S. schottiana* Müll. Arg. **RML**: Raiz mais longa. Santa Maria, RS. 2006.

Pelas observações realizadas, provavelmente a *S. schottianna* apresenta em seus ramos, cofatores favoráveis à propagação vegetativa por estaquia, com baixa quantidade de inibidoras de enraizamento. Assim sendo, o uso de produtos sintéticos que tenham em sua composição substâncias promotoras do enraizamento, aliado à época de coleta das estacas, bem como a posição em que as estacas se encontram na planta-mãe, podem favorecer o processo rizogênico.



Figura 40 - Enraizamento e brotação em estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em solução de Orgasol® FTS na dosagem de 15ml.L^{-1} em diferentes tempos de embebição aos 150 dias (Setembro de 2006). (A) Brotações em estacas medianas e basais com 15ml.L^{-1} de Orgasol® FTS nos diferentes tempos de embebição; (B) Raízes em estacas basais com 15ml.L^{-1} de Orgasol® FTS durante 45 minutos; (C) Raízes em estacas medianas com 15ml.L^{-1} de Orgasol® FTS durante 45 minutos. Santa Maria, RS. 2006.

4.4 EXPERIMENTO 4: Potencial de enraizamento das estacas de *S. schottiana* em função de diferentes concentrações de AIB.

4.4.1 Teste A: Efeito do AIB no enraizamento de brotações de *S. schottiana* em substrato Plantmax[®]

Para as estacas basais e apicais de *S. schottiana* (Figura 49B), observou-se através do teste de comparação de médias a influência da concentração de AIB para as variáveis: porcentagem de enraizamento; massa seca de raízes; número e comprimento de raízes; massa seca de brotações e número e comprimento de brotações (Apêndice I).

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável porcentagem de estacas enraizadas, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice J).

As estacas basais tratadas com 4 mg.L⁻¹ de AIB apresentaram um enraizamento de 20,83%, não diferindo estatisticamente das estacas tratadas com 1 mg.L⁻¹ de AIB (10,41% de enraizamento). Para as estacas apicais, a concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB proporcionou um enraizamento de 12,35%, diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações (Figura 41).

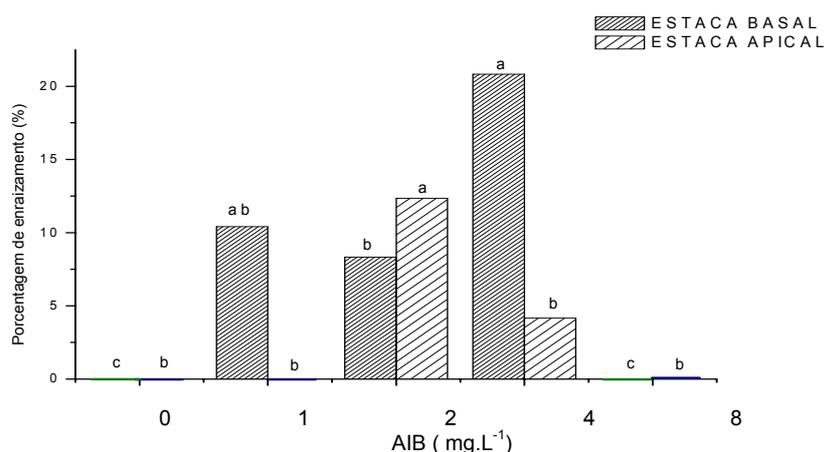


Figura 41 - Efeito da aplicação de AIB na porcentagem de enraizamento de estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável massa seca de raízes, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice K).

A massa seca de raízes formadas nas estacas basais foi maior na concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB (Figura 49D) com uma média de 0,61 g por estaca, mas não diferiu estatisticamente das estacas basais tratadas com 2 mg.L⁻¹ de AIB (0,33 g). Para as estacas apicais a maior massa seca de raízes formadas foi na concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB (figura 49C) com uma média de 0,43 g por estaca, diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações (Figura 42).

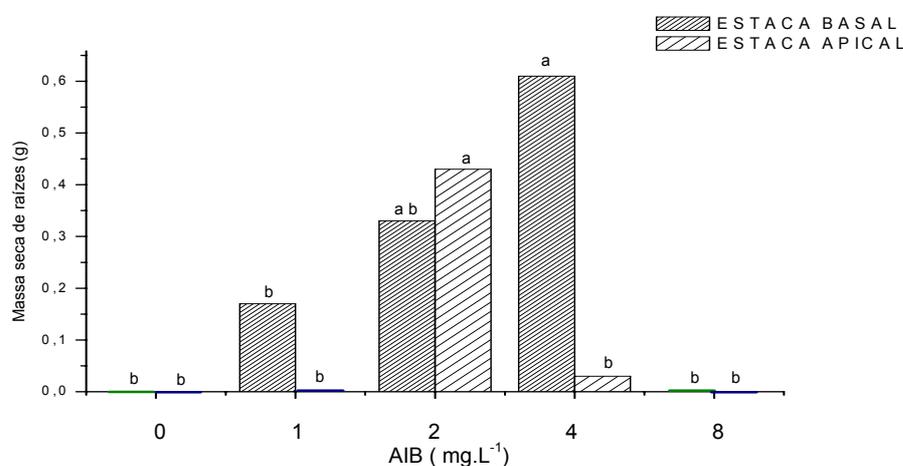


Figura 42 - Efeito da aplicação de AIB na massa seca de raízes formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável número de raízes, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice L).

A concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB promoveu maior número de raízes (4,80) em estacas basais, diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações. Para as estacas apicais, a concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB promoveu maior número de raízes (3,00) diferindo estatisticamente de todos os demais tratamentos (Figura 43).

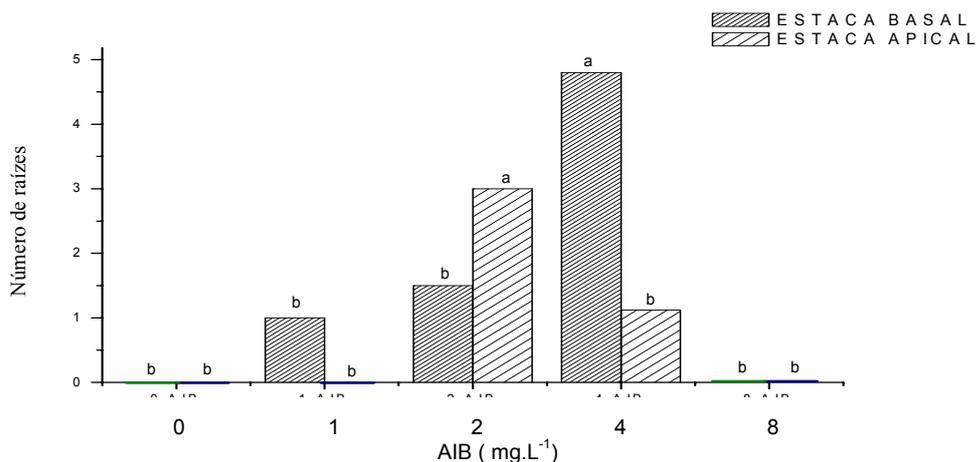


Figura 43 - Efeito da aplicação de AIB no número de raízes formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável comprimento das raízes, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice M).

As estacas basais apresentaram o maior comprimento de raiz (4,55 cm) na concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB, não diferindo estatisticamente das concentrações de 2 e 1 mg.L⁻¹ de AIB (4,00 e 3,43 cm, respectivamente). As estacas apicais apresentaram o maior comprimento de raiz na concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB (3,91 cm), diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações (Figura 44).

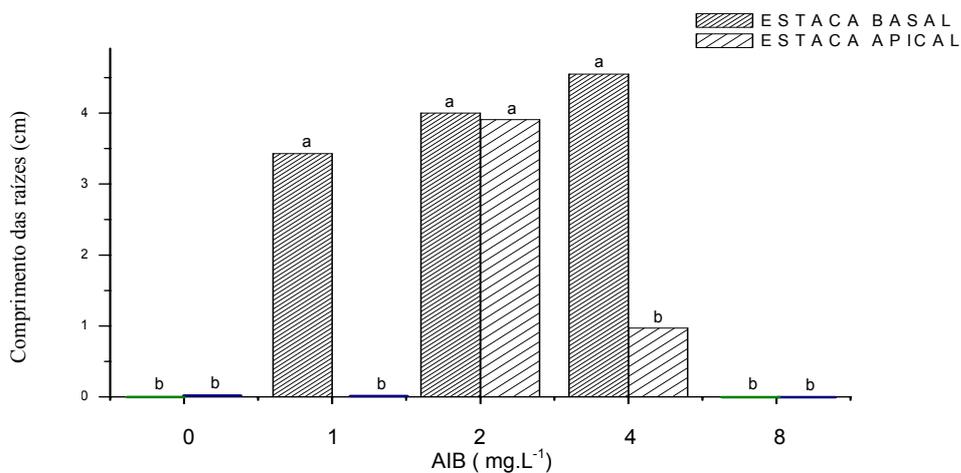


Figura 44 - Efeito da aplicação de AIB no comprimento das raízes formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

A concentração de 4 mg.L^{-1} de AIB quando comparada com as demais concentrações, foi a que promoveu maior enraizamento, massa seca de raízes e número e comprimento de raízes em estacas basais de *S. schottiana*. Já para as estacas apicais, foi a concentração de 2 mg.L^{-1} de AIB que promoveu maior enraizamento, massa seca de raízes e número e comprimento de raízes. Isto significa que os tipos de estacas quanto à posição no ramo (basais e apicais), em função dos níveis endógenos de substâncias que promovem e inibem o enraizamento e das características anatômicas destas estacas, faz com que possuam um comportamento diferente em relação às concentrações de AIB necessárias para estimularem o seu enraizamento.

Sem a utilização do AIB, tanto as estacas basais como as apicais não apresentaram formação de raízes, sugerindo que o material adulto, mesmo rejuvenescido, possui fatores endógenos que dificultam o enraizamento, necessitando, assim, um estímulo externo maior.

Silva *et al.* (2004) também observaram que a adição de auxinas exógenas em estacas lenhosas de ramos do ano de *Piper* sp. com 12 cm de comprimento imersas durante 20 segundos em solução de 0, 1, 2, 3, 4 e 5 mg.L^{-1} de AIB, aumentou o enraizamento de 60% (sem imersão) até 87% (5 mg.L^{-1} de AIB), o comprimento médio das raízes, de 2,6 para 4,0 cm e o número de raízes de 3,75 para 10.

O fato ocorrido com as espécies citadas, provavelmente se deve de acordo com Kramer e Kozlowski (1972), que quando feito o tratamento da base da estaca com o regulador de crescimento, este faz com que os carboidratos sejam translocados para a área tratada, aumentando a taxa de respiração e ocorrendo transformação nos carboidratos e nos compostos nitrogenados orgânicos, acelerando o metabolismo normal e aumentando o número de primórdios radiculares e, conseqüentemente, a massa seca de raízes, favorecendo o enraizamento adventício das estacas).

Graça *et al.* (1988) testando estacas de brotações do ano de *Ilex paraguariensis* com 12 cm de comprimento, classificadas em apicais, medianas e basais, imersas durante 5 segundos em AIB (0, 5 e 10 mg.L^{-1}), observaram que a concentração hormonal de 10 mg.L^{-1} de AIB não promoveu o enraizamento, e, que a concentração de 8 mg.L^{-1} de AIB foi a que apresentou os melhores resultados para todos os tipos de estacas possibilitando até 62% de enraizamento. Verificaram

também que a utilização de AIB na concentração de 10 mg.L^{-1} não promoveu o enraizamento, sugerindo que o excesso de AIB pode ter sido tóxico para a iniciação e desenvolvimento do sistema radicular das estacas. Em estacas de *S. schottiana* também foi observado que quando se utilizou uma concentração maior de AIB (8 mg.L^{-1}) não ocorreu enraizamento, provavelmente pela fitotoxicidade causada pela alta concentração de AIB.

Ao comparar o enraizamento de estacas apicais e basais de *S. schottiana*, foi verificado que as basais apresentaram maior enraizamento que as apicais (20,83 e 12,35%, respectivamente), mas mesmo assim a porcentagem de enraizamento foi baixa quando comparado com o verificado por Deschamps *et al.* (1996) com miniestacas de 4 cm sem folhas (apicais, medianas superiores, medianas inferiores e basais), sem lenhosidade de *S. schottiana* provenientes de brotações de estacas de 20 cm de comprimento mantidas em casa de vegetação pré-tratadas com AIB ($0,1 \text{ mg.L}^{-1}$ de AIB), onde observaram que após 15 segundos de imersão em AIB na concentração de $3,1 \text{ mg.L}^{-1}$, 80% das estacas basais e 35% das estacas apicais enraizaram.

A diferença no enraizamento das miniestacas sem lenhosidade de *S. schottiana* testadas por Deschamps *et al.* (1996) e as estacas lenhosas provenientes de brotações do ano pode ter sido ocasionado pelo grau de lenhosidade dos tecidos, pela concentração endógena de auxinas e pelo transporte de protetores que inibem a oxidação do AIA.

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável massa seca de brotações, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice N).

A massa seca de brotações formadas em estacas basais foi maior na concentração de 1 mg.L^{-1} de AIB (0,87 g), não diferindo estatisticamente das estacas tratadas com 4 mg.L^{-1} de AIB (0,42 g). Para as estacas apicais, a concentração de 2 mg.L^{-1} de AIB (0,58 g) apresentou os melhores resultados, diferindo estatisticamente das demais concentrações (Figura 45).

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável número de brotações, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice O).

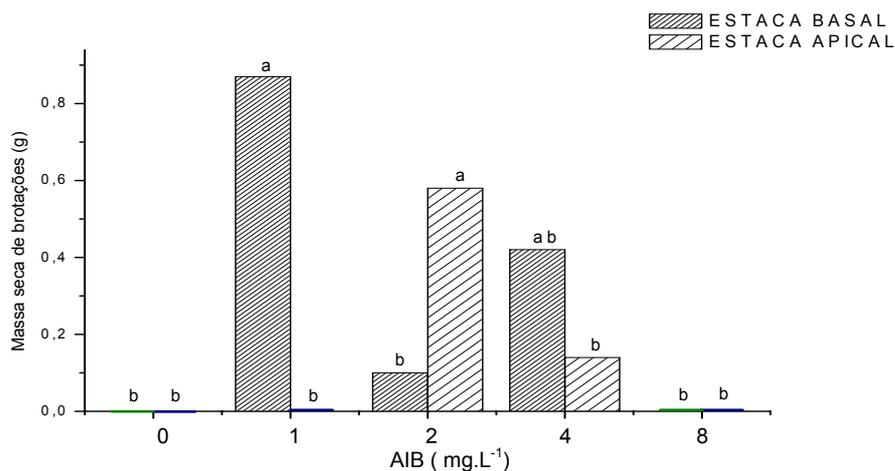


Figura 45 - Efeito da aplicação de AIB na massa seca de brotações formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006.

O maior número de brotações em estacas basais ocorreu na concentração de 1 mg.L⁻¹ de AIB (1,87), não diferindo estatisticamente das concentrações de 4 e 2 mg.L⁻¹ de AIB (1,65 e 1,50, respectivamente). Nas estacas apicais, o maior número de brotações ocorreu na concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB (2,25) diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações (Figura 46).

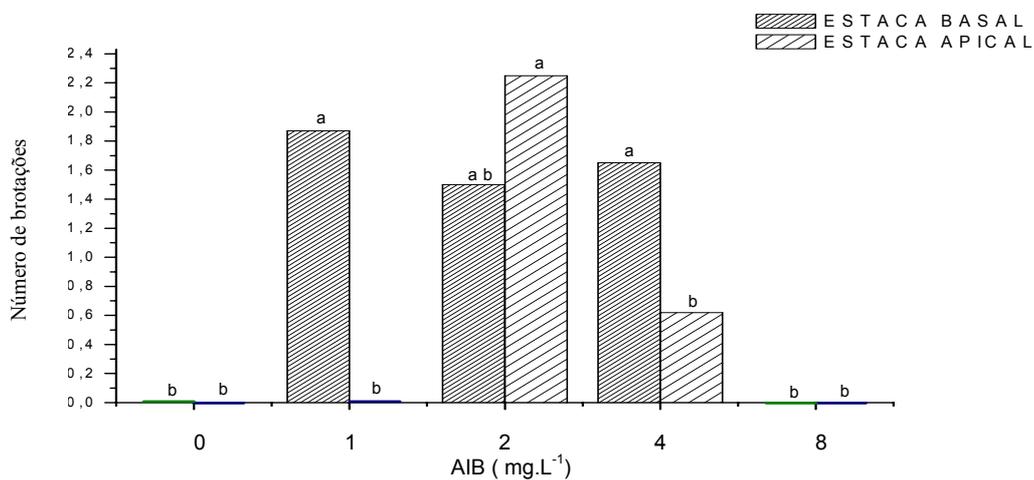


Figura 46 - Efeito da aplicação de AIB no número de brotações formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Não houve interação entre os tipos de estacas (basais e apicais) de *S. schottiana* e as concentrações de AIB para a variável comprimento das brotações, conforme o quadro de análise de variância (Apêndice P).

As estacas basais submetidas a concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB apresentaram um comprimento de brotações de 5,0 cm, não diferindo estatisticamente das estacas tratadas com 1 mg.L⁻¹ de AIB (3,85 cm). Já as estacas apicais apresentaram o maior comprimento de brotações na concentração de 2 mg.L⁻¹ de AIB (2,28 cm), diferindo estatisticamente de todas as demais concentrações (Figuras 47 e 49A).

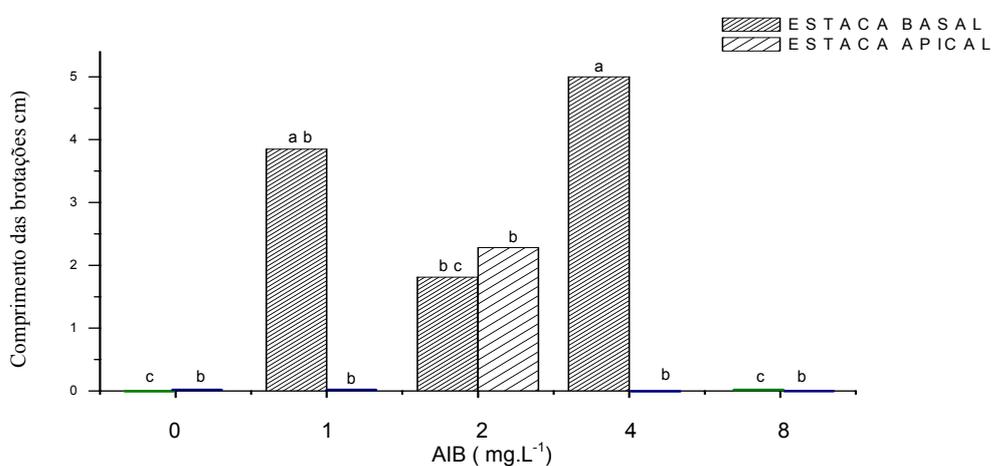


Figura 47 - Efeito da aplicação de AIB no comprimento das brotações formadas em estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

As estacas basais de *S. schottiana* quando tratadas nas concentrações de 1, 2 e 4 mg.L⁻¹ de AIB, apresentaram brotações e raízes, assim como as estacas apicais quando tratadas com as concentrações de 2 e 4 mg.L⁻¹ de AIB. Já estas mesmas estacas sem tratamento e tratadas com 8 mg.L⁻¹ de AIB, não apresentaram brotações e raízes.

Na época em que as estacas foram coletadas (final de setembro), fase inicial do crescimento vegetativo, provavelmente houve um estímulo à brotação das estacas, mesmo assim estacas não tratadas com AIB não apresentaram brotações.

O fato provavelmente se deve ao balanço hormonal entre inibidores e promotores do enraizamento e brotações.

Na época de instalação e condução do experimento, as temperaturas do ar foram muito elevadas, atingindo até 40 °C dentro da casa de vegetação, ocasionando uma alta transpiração e estresse hídrico, parecendo ser o principal inconveniente durante o processo de enraizamento das estacas de *S. schottiana*.

Também foi observado uma alta mortalidade das estacas, com sintomas de apodrecimento, provavelmente causado pelo ataque de fungos, em função da umidade e temperatura elevadas dentro da casa de vegetação.

4.4.2 Teste B: Efeito do AIB no enraizamento de brotações de *S. schottiana* em meio nutritivo WPM

Para as estacas basais de *S. schottiana* observou-se através da análise de variância a influência da concentração de AIB na porcentagem de enraizamento (Apêndice Q).

A porcentagem de enraizamento das estacas basais de *S. schottiana* foi maior quando tratadas com 8 mg.L⁻¹ de AIB (18,75%) (Figura 49E e F), não diferindo estatisticamente das estacas tratadas com 2 e 4 mg.L⁻¹ de AIB, as quais obtiveram um enraizamento de 12,50%.

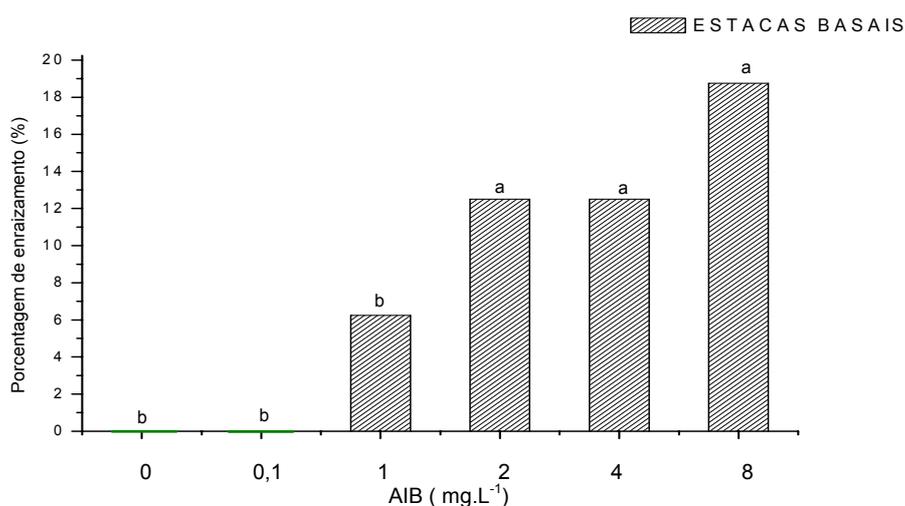


Figura 48 - Efeito da aplicação de AIB na porcentagem de enraizamento de estacas basais e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS. 2006. *Médias ligadas com mesmas letras não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro.

Através dos resultados obtidos, observa-se que as estacas basais de brotações do ano de *S. schottiana* tratadas durante 24h em diferentes concentrações de AIB, acondicionadas em meio nutritivo e mantidas em sala climatizada, apresentaram uma porcentagem máxima de enraizamento de 18,75% na concentração de 8 mg.L⁻¹ de AIB, enquanto que estas mesmas estacas tratadas durante 1 minuto em diferentes concentrações de AIB, acondicionadas em substrato Plantmax[®] e mantidas em casa vegetação, obtiveram uma porcentagem máxima de enraizamento de 20,83% na concentração de 4 mg.L⁻¹ de AIB.

Os resultados demonstram que mesmo sendo a época de coleta das estacas caracterizada por grande crescimento vegetativo (primavera), os tratamentos utilizados e os locais onde os experimentos foram conduzidos pouco estimularam o potencial de formação de raízes adventícias. Mas, por outro lado, se mostraram eficientes quando comparados com estacas não tratadas com AIB, que não apresentaram formação de raízes adventícias.

É possível que na época em que as estacas foram coletadas o teor de auxinas endógenas e carboidratos era baixo, não estimulando a rizogênese, mas por outro lado, mesmo com a aplicação exógena de auxina, o processo foi pouco eficiente. Isto pode ter ocorrido, segundo Hoffmann *et al.* (1994), pelo fato de que a quantidade de fitorreguladores em determinadas épocas do ano, principalmente em espécies de clima temperado, é muito pequena, podendo afetar a formação de raízes adventícias em estacas.

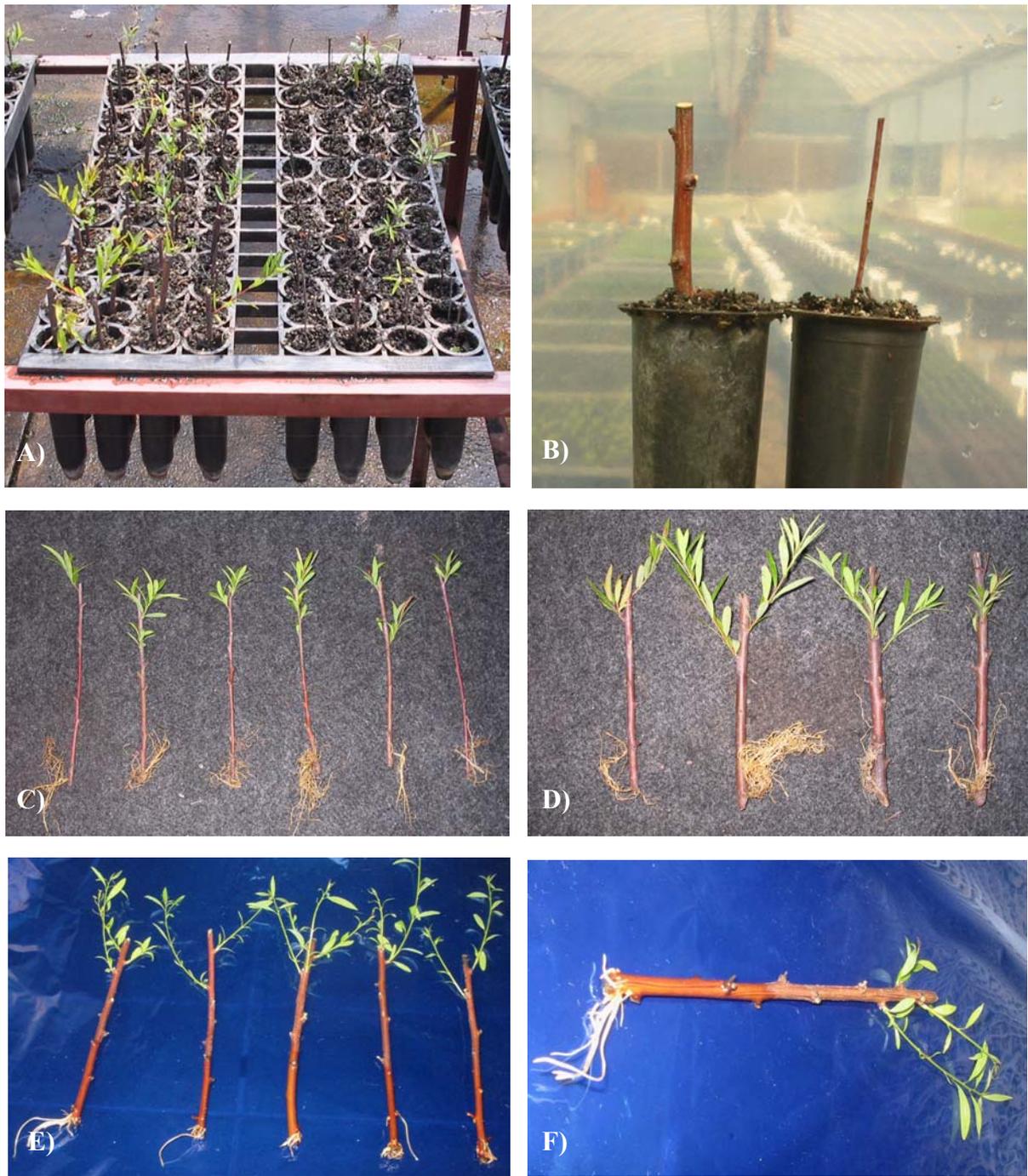


Figura 49 - Enraizamento e brotação em estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em diferentes concentrações de AIB. (A) brotações em estacas basais (4 mg.L^{-1} de AIB) e apicais (2 mg.L^{-1} de AIB) aos 60 dias (Novembro de 2006); (B) estacas basais e apicais de brotações do ano utilizadas no experimento 4 (Setembro de 2006); (C) Raízes em estacas apicais (2 mg.L^{-1} de AIB), aos 30 dias (Outubro de 2006); (D) Raízes em estacas basais (4 mg.L^{-1} de AIB), aos 30 dias (Outubro de 2006); (E e F) Raízes em estacas basais (8 mg.L^{-1} de AIB) mantidas em solução de $\frac{1}{4}$ de WPM, aos 30 dias (Outubro de 2006); Santa Maria, RS. 2006.

4.5 Análise anatômica das estacas de *S. schottiana*

Através dos cortes realizados em estacas basais do ano de *S. schottiana*, retiradas experimento 4, tratadas com AIB e cultivadas em solução de WPM (Teste B), com aproximadamente 30 dias, é possível identificar na Figura 50, alguns eventos formativos da rizogênese em estacas caulinares.

Na Figura 50A é possível visualizar a formação de 4 raízes adventícias em desenvolvimento, constituindo um aglomerado de células radiciais, saindo de tecidos da zona central, em espaços mais ou menos uniformes, indicando o sucesso do processo de iniciação. Estas células, de acordo com Kevers *et al.* (1997) e Ono e Rodrigues (1996) têm o tamanho pequeno, formato isodiamétrico, núcleo grande e intensa atividade mitótica, características típicas de células meristemáticas.

Durante a formação dos primórdios radiculares uma série de eventos anatômicos ocorre após a desdiferenciação e formação de um lócus meristemático. Acontecem divisões celulares formando um aglomerado simétrico e radial para formar um meristema radicular com o desenvolvimento e protusão do primórdio através da epiderme (Blakesley *et al.*, 1991).

Algumas células que estão associadas ao tecido vascular são induzidas e as divisões celulares com polaridade iniciam. De acordo com Geneve (1991) mesmo as células que inicialmente são incapazes de responder ao sinal de indução, são induzidas, ocorrendo divisões não dirigidas, geralmente ocasionando a formação de calos e, a partir destes a formação de células capazes de originarem raízes adventícias.

Em detalhe na Figura 50B, uma raiz adventícia saindo próxima ao cilindro vascular (feixes vasculares) e desenvolvendo-se por intrusão junto aos tecidos parenquimáticos, com rompimento da epiderme caulinar e com células já em processo de diferenciação, o que corresponde à formação do primórdio radicial.

Entre os autores há diferentes concepções entre as fases do processo rizogênico, como para Kevers *et al.* (1997), que classifica em 3 fases: 1) indução, 2) iniciação e 3) expressão. Já para Ono e Rodrigues (1996) são 2 as fases: formação do meristema radicular e crescimento e alongamento das raízes, sendo que o processo se divide em 4 estádios: desdiferenciação ou meristemização; iniciação da divisão celular, formando grupos de células organizadas (raízes iniciais); diferenciação do primórdio radicular; alongamento celular e crescimento das raízes.

Na Figura 50C, a raiz ao lado das células xilemáticas, já em fase de crescimento, desenvolvendo-se por intrusão junto aos tecidos parenquimáticos e o estabelecimento da conexão com o cilindro vascular, tornando a raiz funcional.

De acordo com Esau (1976), a origem das raízes laterais em caules jovens, estaria representado pela parte mais externa do cilindro vascular denominada periciclo, onde ocorrem as divisões periclinais. Durante o crescimento do primórdio através do córtex, começa a formação do promeristema e a coifa, sendo o cilindro vascular e o córtex delimitados por meio do promeristema. À mediada que ocorre a diferenciação dos elementos vasculares, a partir das células parenquimáticas localizadas na parte proximal do primórdio, se conectam com os elementos correspondentes ao órgão em formação. Estas afirmações demonstram a importância da formação da conexão do novo primórdio com o sistema vascular da estaca. O início das células meristemáticas de acordo com Lovell e White (1986) ocorre nas células à frente do feixe vascular dividindo-se e diferenciando-se em tecido vascular, sendo a ligação estabelecida no tecido vascular do primórdio até a margem dos feixes vasculares, fazendo com que a nova raiz cresça através dos tecidos do caule por compressão e/ou por dissolução enzimática das paredes celulares.

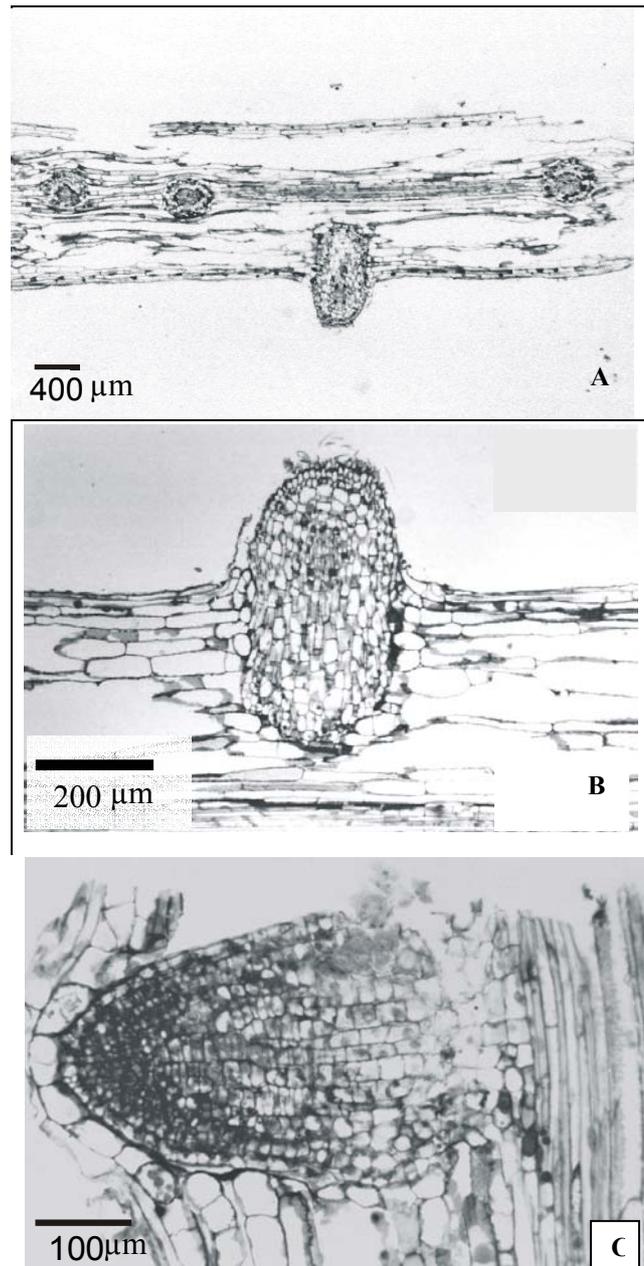


Figura 50 - Formação das raízes em estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. (A) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando a formação de 4 raízes adventícias saindo dos tecidos da zona central; (B) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando uma raiz adventícia saindo próxima ao cilindro vascular e desenvolvendo-se junto aos tecidos parenquimáticos; (C) Corte longitudinal de um caule jovem mostrando uma raiz já em fase de crescimento, desenvolvendo-se por intrusão junto aos tecidos parenquimáticos e conectada aos tecidos vasculares. Santa Maria, RS. 2006.

Estacas lenhosas de *S. schottiana* apresentam um grande número de células competentes que podem ser induzidas a formar raízes, além de não apresentarem

barreiras anatômicas em seus tecidos que possam prejudicar a emissão de raízes adventícias, visto a grande massa homogênea de raízes formadas ao longo da estaca.

5. CONCLUSÕES

a) As estacas basais de *S. schottiana* apresentaram a maior porcentagem de enraizamento em solução hídrica no mes de maio seguido dos meses de setembro, novembro, outubro, agosto e abril; para as estacas medianas a melhor época de enraizamento também foi o mês de maio seguido dos meses de setembro, abril, novembro e junho; e para as estacas apicais foi o mes de maio seguido dos meses de agosto, setembro e abril;

b) As estacas basais apresentaram maior número e crescimento radicial em solução hídrica, seguido das estacas medianas e por último as apicais;

c) A melhor época para a formação do sistema radicial foram os meses de agosto e setembro;

d) A dosagem da solução de Orgasol[®]FTS acima de 5 até 15 ml.L⁻¹, estimula maior porcentagem de enraizamento nas estacas basais, medianas e apicais de *S. schottiana*;

e) Para as soluções testadas de Orgasol[®]FTS (0, 5, 10 e 15 ml.L⁻¹) as estacas basais e medianas não diferem na porcentagem de enraizamento, porém enraízam melhor que as estacas apicais;

f) O tempo de embebição de até 45 minutos em solução de 15 ml.L⁻¹ de Orgasol[®]FTS aumentou a massa seca de raízes e brotações e a porcentagem de enraizamento em estacas medianas e basais;

g) As estacas basais obtidas de brotações do ano, cultivadas em substrato Plantmax[®] apresentam maior porcentagem de enraizamento quando expostas por 1 minuto em solução de 4 mg.L⁻¹ de AIB, mas não diferem do nível de 1 mg.L⁻¹ de AIB; e as apicais, obtêm maior porcentagem de enraizamento com 2 mg.L⁻¹ de AIB, pelo mesmo tempo, quando comparadas com as concentrações de 0, 1, 4 e 8 mg.L⁻¹ de AIB;

h) As estacas basais obtidas de brotações do ano, cultivadas em meio WPM apresentam maior porcentagem de enraizamento, no tratamento com 8 mg.L⁻¹ de AIB, expostas por 24 horas, embora não ocorram diferenças em relação aos níveis 2 e 4 mg.L⁻¹ de AIB;

i) As raízes adventícias das estacas caulinares surgem próximas ao cilindro cortical dos caules jovens.

6. RECOMENDAÇÕES

Este estudo demonstra a possibilidade da utilização da propagação vegetativa para esta espécie e indica pontos para investigações futuras, como:

- a) A coleta de estacas de brotações do ano de *S. schottiana* em outras épocas do ano (outono, inverno e verão);
- b) Testes com AIB para todos os tipos de estacas e outro substratos;
- c) Quanto ao uso do Orgasol[®]FTS, faz-se necessário maior investigação dos efeitos deste produto em maiores dosagens e tempos de embebição, bem como para outras espécies florestais;
- d) O baixo custo do Orgasol[®]FTS, fácil aquisição e manuseio, o torna alternativa viável para o enraizamento de estacas;
- e) E, finalmente, um teste a campo com a utilização das estacas em local degradado e/ou sujeito a inundações temporárias ou permanentes ou, ainda, na recuperação das matas ciliares.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVARENGA, L. R.; CARVALHO, V. D. Uso de substâncias promotoras de enraizamento de frutíferas. **Informe Agropecuário**, v. 9, n. 101, p. 47-55, 1983.

ANTUNES, L. E. C.; et al. Efeito do método de aplicação e de concentrações do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas semilenhosas de *Pyrus calleryana*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 18, n. 3, p. 371-376, 1996.

APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; HAYASHI, P. H. Raiz. In: APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia Vegetal**. Viçosa: UFV, p. 267-273, 2004.

ARAÚJO, P. S. R.; et al. Enraizamento de estacas de limeira ácida 'Tahiti' coletadas em diferentes posições na árvore. **Scientia Agrícola**, v. 56, n. 2, 1999.

ARTECA, R. N. **Plant Growth Substances: Principles and Application**. New York: Chapman and Hall, 1995, 332p.

BASU, R. N.; ROY, B. N.; BOSE, T. K. Interaction of abscisic acid and auxins in rooting of cuttings. **Plant & Cell Physiology**, v. 11, p. 681-684, 1970.

BERTOLOTI, G.; GONÇALVES, A. N. **Enraizamento de estacas: especificações técnicas para construção do modelo de propagação**. Piracicaba: IPEF, 1980, 8 p. (circular técnica).

BEZERRA, K. E. F.; et al. Efeito do tamanho das estacas herbáceas e do ácido indol-butírico no enraizamento da acerola (*Malpighia glabra* L.) em duas épocas de estaquia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 13, p. 157-163, Out. 1991.

BLAKESLEY, D. Auxin metabolism and adventitious root formation. In: Davies, T. D.; Haissig, B. E. eds. **Biology of Adventitious Root Formation**, New York, Plenum Press, p. 143-154, 1994. (Basic Life Sciences 62).

BLAKESLEY, D.; WESTON, G. D.; HALL, J. F. The role of endogenous auxin em root initiation. **Plant Growth Regulation**, v. 10, p. 341-353, 1991.

BLAZICH, F. A.; HEUSER, C. W. A histological study of adventitious root initiation in mung bean cuttings. **Journal of The American Society of Horticulturæ Science**, v. 104, p. 63-67, 1979.

BLAZICH, F. A. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In: DAVIS, T.D.; HAISSIG, B. E.; SANKLHA, N. **Adventitious rooting formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press, 1988, p. 132-149.

BONGA, J. M. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity and rejuvenation. In: BONGA, J. M.; DURZAN, D. J. **Tissue culture in forestry**. Martinus Nijhoff/Dr. W. Junk, The Hague, 1982, p. 387-412.

BRASIL, Ministério do Exército, Diretoria de Serviço Geográfico. **Carta Camobi**. Região Sul do Brasil – 1:50000, Folha SH.22-V-C-IV-2,MI – 2965/2. Brasil, 1975.

BRETELER, H.; ARNOZIZ, P. A. Effect of amino compounds on nitrate utilization by roots of dwarf bean. **Phytochemistry**, v. 24, n. 4, p. 653-657, 1985.

BUENO, S. C. S. Estudo de diversos métodos de propagação da aceroleira (*Malpighia glabra* L.). Piracicaba, 1995. 76 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 1995.

CABRERA, A. L.; et al. **Flora de la Provincia de Buenos Aires – Oxalidáceas a Umbelíferas**. Buenos Aires: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuária (INTA), 1965. pt 4.

CALIXTO, J. B.; et al. **Planta Medica**, v. 52, p.444, 1987.

CARRERA GARCIA, M. V. S. La propagation vegetativa em el gênero Pinus. **Ciência Florestal**, v. 2, n. 7, p. 3-29, 1977.

CASTRO, F. V. de.; et al. Efeito de concentrações de hormônio e do tipo de estaca na propagação vegetativa de espiroleira. In: CONGRESSO DE PESQUISA E EXTENSÃO DA UFG, 2., 2005, Goiânia, **Anais...**Goiânia: Ed da UFG, 2005.

CECHINEL FILHO, V.; et al. **Journal Pharmacologic**, v. 84, p. 473, 1995.

CECHINEL FILHO, V.; et al. **Journal Medicinal Chemical**, v. 311, p. 833, 1996.

COUVILLON, G. A. Rooting responses to different treatments. **Acta Horticulturae**, v. 227, p. 187-196, 1988.

DAVIES, T. D. Photosynthesis during adventitious rooting. In: DAVIES, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. **Adventitious rooting formation in cuttings**. Oregon: Dioscorides Press, 1988, p. 79-87.

DE KLERK, G. J.; VAN DER KRIEKEN, W.; DE JONG, J. C. The formation of adventitious roots: new concepts, new possibilities. **In Vitro Cellular Development and Biology-Plant**, v. 35, p. 189-199, 1999.

DESCHAMPS, C. **Propagação vegetativa *in vitro* de Sarandi (*Sebastiania schottiana* Müll. Arg.), espécie florestal de mata ciliar.** 1996. 128p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Escola Superior de Agricultura de Lavras, Lavras, 1996.

DUARTE, O. R.; FACHINELLO, J. C.; SANTOS FILHO, B. G. Multiplicação da goiabeira serrana (*Feijoa sellowiana* Berg.) através de estacas semilenhosas, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 27, n. 3, p.513-516, 1972.

ELDRIDGE, K.; et al. **Eucalypt domestication and breeding.** Oxford: Clarendon Press, 1994, p. 228-246.

ESAU, K. **Plant Anatomy.** 2 ed. New York: J. Wiley, 1965, p. 69.

FACHINELLO, J. C. **Efeitos morfo-fisiológicos do anelamento no enraizamento de estacas lenhosas de macieira cultivar *mallin-merton*.** 106. Piracicaba, 1986. 93 f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1986.

FACHINELLO, J. C.; et al. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado.** Pelotas: UFPEL, 1995, 179p.

FERREIRA, B. G. A.; et al. Enraizamento de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax. pela aplicação de ácido indol butírico e ácido bórico. **Leandra**, v. 16, p. 1111-16, 2001.

FETT-NETO, A. G.; et al. Biochemical and morphological changes during in vitro rhizogenesis in cuttings of *Sequoia sempervirens* (D.Don). **Journal of Plant Physiology**, v. 140, p. 720-728, 1992.

FOGAÇA, C. M. Papel da auxina e seus moduladores na rizogênese de *Eucalyptus globulus* Labill e *eucalyptus saligna* Smith. **Masters Dissertation**, 2003, 69 p.

FORTES, A.M.T. **Efeito de auxinas e ácido bórico em dois métodos de aplicação no enraizamento de estacas de rosa.** 1998, 95 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas-Botânica). Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, 1998.

FRASSETTO, E.G.; et al. Enraizamento de estacas de *Sebastiania schottiana* em solução hídrica. In: JORNADA ACADÊMICA INTEGRADA (JAI), 21., 2006, Santa Maria. **Anais...** Santa Maria: UFSM, 2006, 1 CDRom.

GENEVE, R.L. Patterns of adventitious root formation in english ivy. **Journal of Plant Grow.** v. 10, p.215-220, 1991.

GHOLZ, H. L.; CROPPER JR, W. P. Carbohydrate dynamics in mature *Pinus elliottii* var. *elliottii* trees. **Canadian Journal of Forest Research**, v. 21, p. 1741-1747, 1991.

GOMES, A. L. **Propagação clonal**: princípios e particularidades. Vila Real: Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, 1987, 69 p. (Séries Didáctica, Ciências Aplicadas, 1.).

GOMES, J. E.; et al. Enraizamento de estacas herbáceas de genótipos de acerola em câmara de nebulização intermitente tratadas com ácido indolbutírico em duas épocas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 22, n. 3, p. 407-412, 2000.

GONDIM, T. M. de S.; LEDO, F. J. da S.; CAVALCANTE, M. de J.B.; SOUZA, A. das G. C. Efeito da porção do ramo e comprimento de estacas na propagação vegetativa de plantas de cupuaçu. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 1, p. 203-205, 2001.

GRAÇA, M. E. C.; et al. **Estaquia de erva-mate**. Curitiba, 6 p. 1988. EMBRAPA-CNPF. Circular Técnica, 18.

GREENWOOD, M. S.; HUTCHISON, K. W. Maturationes and developmental process. In: AHUJA, M. R. e LIBBY, W. J. **Clonal forestry: genetics and biotechnology**. Budapest: Springer-Verlag, 1993, p.14-33.

HACKETT, W. P. Donor plant maturation and adventitious root formation. In: Davies, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press, 1987a, p. 11-28 (Advences in Plant Sciences Series; 2).

HACKETT, W. P.; MURRAY, J. R. Maturation and rejuvenation in woody species. In: AHUJA, M.R. **Micropropagation of woody plants**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1993, p.93-105.

HAISSIG, B. E. Metabolism during adventitious root primordium initiation and development. **New Zeland Journal of Forest Science**, v. 4, p. 324-337, 1974.

_____. Carbohydrate and amino acid concentrations during adventitious root primordium development in *Pinus baksiana* (Lam.) cuttings. **Forest Science**. Bethesda, v. 28, n. 4, p. 813-821, 1982.

HAND, P. Biochemical and molecular markers of cellular competence for adventitious rooting. In: Davies, T. D.; Haissig, B. E. **Biology of Adventitious Root Formation**. New York, Plenum Press, 1994, p. 111-121.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E. **Plant propagation**: principles and practices. 4th. ed. Englewood Cliffs: Prentice-Hall, 1983, 727p.

HARTMANN, H. T.; et al. **Plant Science: growth, development and utilization of cultivated plants**. 2nd ed. New Jersey: Regents/Prentice Hall, 1988, 674 p.

HARTMANN, H. T.; et al. **Planta Propagation: principles and practices**. 7th ed. New York: Englewood Clippis, 2002, 880 p.

HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. A.; GONÇALVES, A. N. Evolução do jardim clonal de eucalipto para a produção de mudas. **IPEF Notícias**, v. 24, n. 148, p. 4-6, 2000a.

HOFFMANN, A.; et al. Influência do substrato sobre o enraizamento de estacas semilenhosas de figueira e araçazeiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 16, p. 302-307, 1994.

HOPPE, J. M.; et al. Uso do bacsol e orgasol como enraizantes na produção de mudas de *Platanus x acerifolia*. **Relatório Técnico**, Universidade de Santa Maria, Santa Maria, 2005.

IRITANI, C.; SOARES, R. V.; GOMES, A. V. Aspectos morfológicos da aplicação de reguladores de crescimento nas estacas de *Ilex paraguariensis* St. Hilaire. **Acta Biológica Paranaense**, v. 15, p. 21-46, 1986.

JANICK, J. **A Ciência da Horticultura**. Rio de Janeiro: F Bastos, 1996, 485 p.

KEVERS, C.; et al. Hormonal control of adventitious rooting progress and questions. **Angewandte Botanik**, v. 71-79, 1997.

KIBBLER, H.; et al. Adventitious root formation in cuttings of *Backhousia citriodora* F. Muell 2. Seasonal influences of temperature, rainfall, flowering and auxins on the stock plant. **Scientia Horticulturae**. Amsterdam, v. 102, p. 343-358, 2004.

KRAMER, P. J.; KOZLOWSKI, T. T. **Fisiologia das Árvores**. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1972. 745 p.

LEE, C. I.; McGUIRE, J. J.; KITCHIN, J. T. The relationship between rooting cofactors of easy and difficult-to-root cuttings of three clones of *Rhododendron*. **Journal of The American Society Horticulturae Science**, v. 94, p. 45-48, 1969.

LIMA, A. C. S.; ALMEIDA, F. A. C.; ALMEIDA, F. C. G. Estudos sobre o enraizamento de estacas de acerola (*Malpighia glabra* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 14, n. 1, p. 7-13, 1992.

LOMBARDO, A. **Flora Arbórea y Arborescente del Uruguay**. 2. ed. Montevideo, 1964.

LOVELL, J.; WHITE, P. H. Anatomical changes during adventitious root formation. In: JACKSON, M. B. **New root formation in plants and cuttings**. Dordrecht, Martinus Nijhoff Publishers, 1986, p. 111-140.

MAHLSTED, J. P.; HABER, E. S. Asexual propagation of higher plants. In: **Plant propagation**. New York: J. Willey, 1975, Parte 3, p. 191-238.

MALAVASI, V. C. Macropropagação vegetativa em coníferas: perspectivas biológicas e operacionais. **Floresta e Ambiente**, n. 1, p. 131-135, 1994.

MARCHIORI, J. N. C. **Dendrologia das Angiospermas – das Bixáceas às Rosáceas**. Santa Maria: Ed. da UFSM, 2000.

MESSINA, R.; TESTOLINI, R. Indagini anatomiche sull'origine delle radice avventizie in talee di Acnidia (*Acnidia chinensis* Planch), **Rivesti Ortoflorafruticolture**, v. 68, p. 51-56, 1984.

MIDDLETON, W.; JARKIS, B. C.; BOOTH, A. The role of leaves in auxin and boro dependent rooting of stem cuttings of *Phaseolus aureus* Roxb. **The New Phytologist**, v. 84, p. 251-259, 1980.

MONTAIN, C. R.; HAISSIG, B. E.; CURTIS, J. D. Differentiation of adventitious root primordia in calles of *Pinus banksiana* seedlings cuttings. **Canadian Journal of Forest Research**, v. 13, p. 195-200, 1983.

MORELLI, G.; RUBERTI, I. Light and shade in the photocontrol of *Arabidopsis growth*. **Trends in Plant Science**, v. 7, n. 9, p. 399-404, 2002.

MORENO, J. A. **Clima do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: Secretaria da Agricultura, 1961.

MUÑOZ, H. I.; VALENZUELA, B. J. The rooting capacity of softwood cuttings from three varieties of grapevine, The effect of the position on the shoot and the time of collection. **Agricultura técnica**, v. 38, p. 14-17, 1978.

NACHTIGAL, J. C. **Propagação de araçazeiro (*Psidium cattleyanum* Sabine.) através de estacas lenhosas**, 1994, 73p. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal de Pelotas, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Pelotas, 1994.

NANDA, K. K.; JAIN, M. K.; MALHOTRA, S. Effects of glucose and auxins in rooting etiolated stem segments of *Populus nigra*. **Physiology Plantarum**, v. 24, p. 387-391, 1971.

NANDA, K. K.; KOCCHAR, V. R. **Vegetative propagation of plants**. New Delhi: Kalyani, 1985.

NORBERTO, P. M.; et al. Efeito da época de estaquia e do AIB no enraizamento de estacas de Figueira (*Ficus carica* L.). **Ciência Agrotécnica**, v. 25, n. 3, p. 533-541, 2001.

NORMANLY, J.; SLOVIN, J. P.; COHEN, J. D. Rethinking auxin biosynthesis and metabolism. **Plant Physiology**, v. 107, p. 323-329, 1995.

OLIVEIRA, J. A de. *et al.* Efeito dos substratos artificiais no enraizamento e no desenvolvimento de estacas de maracujazeiro-azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* Deg.) **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 24, n. 2, p. 505-508, 2002.

ONO, E. O.; et al. Enraizamento de estacas de *Platanus acerifolia* tratadas com auxinas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 29, n. 9, p. 1373-1380, 1994.

ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D. **Aspectos da Fisiologia do Enraizamento de Estacas Caulinares**. Jaboticabal: FUNEP, 1996, 83 p.

PÁDUA, T. de. Propagação das árvores frutíferas. **Informativo Agropecuário**, v. 9, n. 1101, p. 11-15, 1983.

_____. **Propagação Vegetativa de Espécies Florestais**, Viçosa: UFV, 2001, 46 p (Séries Cadernos Didáticos; 83).

PAIVA, H. N. de; et al. Propagação vegetativa de eucalipto por estaquia. **Informe Agropecuário**, v. 18, n. 185, p. 23-29, 1996.

PAL, M. Seasonal variations of the effects of auxins on rooting branch cuttings of *Hibiscus rosasiensis*. **Indian Journal of Forestry**, v. 113, n. 4, p. 333-335, 1990.

PINHEIRO, T. R. et al. **Drug Res**, v. 49, p.1039-1049, 1999.

PINTO, E. B. P.; et al. **Cultivo de plantas medicinais aromáticas e codimentares**. 1. ed. Lavras, FAEPE, 2001, 185 p.

PURUSHOTHAM, K.; SULLADMATH, U. V.; RAMAIAH, P. K. Seasonal changes in biochemical constituents and their relation to rooting of coffee (*Coffea canephora* Pierre.) sucker cuttings. **Journal of Coffe Research**, v. 114, n. 3, p. 117-130, 1984.

RAVEN, P. H; EVERT, R. F; EICHORN, S. E. **Biology of Plants**. 6th ed. New York: W.H. Freeman, 1999. 944 p.

REITZ, P. R. Euforbiáceas. In: REITZ, P. R. (Org.) **Flora Ilustrada Catarinense**. Itajaí: Herbáreo Barbosa Rodrigues, 1988.

REUTHER, W.; BATCHELOS, L. D.; WEBBER, H. J. **The citrus industry**. 2nd ed. Berkeley: University of Califórnia, 1973, v. 3.

RIBAS, K. C. **Interação entre auxinas e co-fatores do enraizamento na promoção do sistema radicular em estacas de *Eucalyptus grandis* W. Hill. Ex Maiden**, 1997, 150 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas – Botânica). Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 1997.

RSA.– indústria, Orgasol. **Informativo Técnico**, São Paulo. 2006. 8 p.

RYAN, C. A.; PEARCE, G. Polypeptide Hormones. **Plant Physiology**, v. 125, p. 67-70, 2001.

SCHABERG, P. G.; et al. Seasonal patterns of carbohydrates reserves in red spruce seedlings. **Tree Physiology**, n. 20, p. 549-555, 2000.

SHEEN, J. Metabolic Repression of Transcription in Higher Plants. **The Plant Cell**, v. 2, p. 1027-1038, 1990.

SILVA, I. C. **Propagação vegetativa: aspectos morfológicos**. Itabuna: CEPLAC, 1985, p. 1-26 (Boletim Técnico; 4).

SILVA, M. N. da. **Enraizamento de estacas de seis espécies nativas de mata de galeria: *Bauhinia rufa* (Bong.) Steud, *Calophyllum brasiliense* Cam., *Copaifera langsdorffii* Desf., *Ingá laurina* (Sw.) Willd., *piper arboreum* Aubl. e *Tibouchina stenocarpa* (DC.) Cogn**, 1988, 112f. Dissertação (Mestrado em Botânica). Universidade de Brasília, Brasília, 1988.

SILVA, J. M. M.; et al. Indução de enraizamento em estacas de joão-brandinho (*Piper sp.*) com ácido endolbutírico. **Revista Ciência Agronômica**, v. 35, p. 248-252, 2004.

SIMÃO, S. **Tratado de Fruticultura**, Piracicaba: FEALQ, 1998, 760 p.

SUTILI, F.J. **Manejo biotécnico do arroio Guarda-mor: princípios, processos e práticas**, 2004, 114 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2004.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004, 719 p.

TEDESCO, N.; et al. **Efeito da época de coleta e plantio de estacas de *Platanus x acerifolia* no enraizamento**. In: ENCONTRO ANUAL DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 6. 1998, Maringá. **Anuais...** Maringá, 1998^a, p. 600.

TORRES, A. G. M. **Relação entre sazonalidade, desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia**, 2003, 65 f. Dissertação (Mestrado), Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2003.

WANG, Q.; ANDERSEN, A. S. Propagation of *Hibiscus rosasinensis*: relations between stock plant cultivar, age, environment and growth regulator treatments. **Acta Horticulturae**, v. 245, p. 289-309, 1990.

WENDLING, I.; et al. Efeito do regulador de crescimento AIB na propagação de clones de *Eucalyptus spp.* Por miniestaquia. **Revista Árvore**, v. 24, n. 2, p. 187-192, m2000a.

WILLIAMS, R. R.; TAJI, A. M.; BOLTON, J.A. Suberizations and adventitious rooting in Australian plants. **Australian Journal of Botany**, v. 32, p. 363-366, 1984.

VALLE, C. F.; CALDEIRA, C. J. Fatores que afetam o enraizamento de estacas de *Eucalyptus spp.* **Boletim Informativo IPEF**, v. 6, n. 18, p. 107-117, jul. 1978.

VAN OVERBEEK, I.; GORDON, S. A.; GREGORY, L. E. An analysis of the function of the leaf in the process of root formation a in cuttings. **American Journal of Botany**, Lancaster, v. 33, p.100-107, 1946.

VEIERSKOV, B.; ANDERSEN, A. S. Dynamics of extractable carbohydrates in *Pisum sativum* III. The effect of IAA and temperature on content and translocation of carbohydrates in peã cuttings during rooting. **Physiolog Plantarum**, v. 55, p. 179-182, 1982.

VEIERSKOV, B. Relations between carbohydrates and adventitious root formation. In: DAVIES, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. Oregon: Dioscorides Press. v. 2, 1988, p. 70-76.

VLACHOU, D. D. Vegetative propagation of *Platanus acerifolia* L. throught rooting of cuttings. **Acta Horticulturae**, v. 226, p. 375-378, 1988.

XAVIER, A.; COMÉRCIO, J. Microestaquia: uma maximização de micropropagação de Eucaliptos. **Revista Árvore**, v. 20, n. 1, p. 9-16, 1996.

XAVIER, A. **Silvicultura clonal I: princípios e técnicas de propagação vegetativa**. Viçosa: UFV, 2002. 64 p.

ZOBEL, B.; TALBERT, J. **Applied forest tree improvement**. New York: North Carolina State University, 1984, 505 p.

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

8. APÊNDICES

APÊNDICE A. Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. durante os 12 meses do ano. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	19198,26388889	9599,13194444	31,1031	0,000
D	11	53731,07638889	4884,64330808	15,8272	0,000
A*D	22	19160,06944444	870,91224747	2,8219	0,000
resíduo	108	33331,25000000	308,62268519		
Total	143	125420,65972222			

Media: 22,95138889

C.V.: 76,54290681

APÊNDICE B. Comparação de médias dos níveis do fator meses dentro de cada nível do fator tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS, 2006.

TIPO	NR	NB	CR	CRL	CB
Basal	1,2969 a*	1,1719 a	0,6897 a	1,2290 a	5,3828 a
Mediana	0,5156 b	1,0990 a	0,4527 b	0,6428 b	3,6556 b
Apical	0,1953 c	0,4479 b	0,2146 c	0,3125 b	2,2366 c

*Médias ligadas com uma mesma letra não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey" a 5% de probabilidade de erro. **NMR**: Número médio de raízes; **NMB**: Número médio de brotações; **CMR**: Comprimento médio das raízes; **CMRL**: Comprimento médio das raízes mais longas; **CMB**: Comprimento médio das brotações.

APÊNDICE C. Resumo da análise de variância para o número de raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	50.87187500	25.43593750	26.0140	0.000
D	9	36.63541667	4.07060185	4.1631	0.000
A*D	18	28.14895833	1.56383102	1.5994	0.047
Resíduo	90	88.00000000	0.97777778		
Total	119	203.65625000			

Média: 0.81250000

C.V.: 121.70171876

APÊNDICE D. Resumo da análise de variância para o comprimento de raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	7.07770500	3.53885250	14.2711	0.000
D	9	15.71242000	1.74582444	7.0404	0.000
A*D	18	9.62719500	0.53484417	2.1569	0.009
Resíduo	90	22.31765000	0.24797389		
Total	119	54.73497000			

Média: 0.46950000

C.V.: 106.06384815

APÊNDICE E. Resumo da análise de variância para o comprimento da raiz mais longa para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	25.64605167	12.82302583	12.8121	0.000
D	9	48.56833667	5.39648185	5.3919	0.000
A*D	18	51.07239833	2.83735546	2.8349	0.001
Resíduo	90	90.07685000	1.00085389		
Total	119	215.36363667			

Média: 0.72716667

C.V.: 137.57875590

APÊNDICE F. Resumo da análise de variância para o número de brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	27.67604167	13.83802083	10.6746	0.000
D	9	215.06302083	23.89589120	18.4332	0.000
A*D	18	72.87604167	4.04866898	3.1231	0.000
Resíduo	90	116.67187500	1.29635417		
Total	119	432.28697917			

Média: 1.29791667

C.V.: 87.72331292

APÊNDICE G. Resumo da análise de variância para o comprimento de brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função dos meses de coleta, aos 60 dias de avaliação. Santa Maria, RS, 2006.

Fonte de variação	gl	Soma de quadrados	Quadrado médio	Valor F	PR > F
A	2	260.20031167	130.10015583	13.3153	0.000
D	9	611.06475333	67.89608370	6.9489	0.000
A*D	18	497.05302167	27.61405676	2.8262	0.001
Resíduo	90	879.36810000	9.77075667		
Total	119	2247.68618667			

Média: 3.81533333

C.V.: 81.92786018

APÊNDICE H. Parâmetros avaliados em estacas basais, medianas e apicais de *S. schottiana* Müll. Arg. para todas as dosagens de Orgasol® FTS utilizadas. Santa Maria, RS, 2006.

Estacas	Drl (cm)	CrI (cm)	Pee (%)	Msb (g)	Msr (g)
Basais	0,19 ab*	8,09 a	26,25 a	4,43 a	0,55 b
Medianas	0,21 a	8,97 a	20,83 ab	3,26 b	0,90 a
Apicais	0,16 b	7,88 a	18,33 b	1,63 c	0,57 b

*Médias ligadas com uma mesma letra, nas colunas, não são significativamente diferentes pelo Teste "Tukey", a 5% de probabilidade de erro. **Dmrl**: Diâmetro médio da raiz mais longa; **cmrl**: Comprimento médio da raiz mais longa; **Pee**: Porcentagem de estacas enraizada; **Msb**: Massa seca de brotações; **Msr**: Massa seco de raízes.

APÊNDICE I. Comparação de médias dos níveis do fator concentração de AIB dentro de cada nível do fator tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. Santa Maria, RS, 2006.

	AIB (mg;L ⁻¹)	NR	NB	CR (cm)	CB (cm)	MSR (g)	MSB (g)	PE (%)
BASAL	0	0,00 b*	0,00 b	0,00 b	0,00 c	0,00 b	0,00 b	00,00 c
	1	1,00 b	1,87 a	3,43 a	3,85 ab	0,17 b	0,87 a	10,41 ab
	2	1,50 b	1,50 ab	4,00 a	1,81 bc	0,33 ab	0,10 b	08,33 b
	4	4,80 a	1,65 a	4,55 a	5,00 a	0,61 a	0,42 ab	20,83 a
	8	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 c	0,00 b	00,00 c
APICAL	0	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	00,00 b
	1	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	00,00 b
	2	3,00 a	2,25 a	3,91 a	2,28 b	0,43 a	0,58 a	12,35 a
	4	1,12 b	0,62 b	0,97 b	0,00 b	0,03 b	0,14 b	04,16 b
	8	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	0,00 b	00,00 b

*Médias ligadas com uma mesma letra não são significativamente diferentes, pelo Teste "Tukey" a 5% de probabilidade de erro. AIB: Ácido Indol-butírico; NR: Número de raízes; NB: Número de brotações; CR: Comprimento das raízes; CB: Comprimento de brotações; MSR: Massa seca de raiz; MSB: Massa seca de brotações.

APÊNDICE J. Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	284.2547	284.2547	9.5306 NS
FATOR B	4	1625.7275	406.4319	13.6271 **
FATOR AXB	4	799.1488	199.7872	6.6986 **
RESÍDUO	9	2709.1310	301.0146	
TOTAL	30	894.7604	29.8253	

Média: 11.1075

C.V.: 49.1674

APÊNDICE K. Resumo da análise de variância para a massa seca de raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACAO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	0.0077	0.0077	19.9408 NS
FATOR B	4	0.0127	0.0032	8.2583 **
FATOR AXB	4	0.0079	0.0020	5.1268 **
RESÍDUO	9	0.0283	0.0031	
TOTAL	30	0.0115	0.0004	

Média: .0216

C.V.: 91.0250

APÊNDICE L. Resumo da análise de variância para o número de raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	4.0322	4.0322	4.0366 NS
FATOR B	4	60.4990	15.1248	15.1412 **
FATOR AXB	4	29.4790	7.3698	7.3777 **
RESIDUO	9	94.0102	10.4456	
TOTAL	30	29.9675	0.9989	

Média: 1.1425

C.V.: 87.4799

APÊNDICE M. Resumo da análise de variância para o comprimento das raízes para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	20.1640	20.1640	11.2368 NS
FATOR B	4	95.9931	23.9983	13.3735 **
FATOR AXB	4	29.0454	7.2613	4.0465 **
RESÍDUO	9	145.2025	16.1336	
TOTAL	30	53.8339	1.7945	

Média: 1.6875

C.V.: 79.3822

APÊNDICE N. Resumo da análise de variância para a massa seca de brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	0.0104	0.010	7.4625 NS
FATOR B	4	0.0325	0.0081	5.8076 **
FATOR AXB	4	0.0134	0.0033	2.3927 **
RESÍDUO	9	0.0563	0.0063	
TOTAL	30	0.0419	0.0014	

Média: 0.0337

C.V.: 110.9511

APÊNDICE O. Resumo da análise de variância para o número de brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	1.8490	1.8490	3.4209 NS
FATOR B	4	20.5435	5.1359	9.5021 **
FATOR AXB	4	8.4085	2.1021	3.8892 **
RESÍDUO	9	30.8010	3.4223	
TOTAL	30	16.2150	0.5405	

Média: .7900

C.V: 93.0617

APÊNDICE P. Resumo da análise de variância para o comprimento das brotações para os diferentes tipos de estacas de *S. schottiana* Müll. Arg. em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

CAUSAS DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
FATOR A	1	28.0898	28.0898	16.0937 NS
FATOR B	4	46.1538	11.5385	6.6108 **
FATOR AXB	4	51.9970	12.9993	7.4478 **
RESÍDUO	9	126.2406	14.0267	
TOTAL	30	52.3616	1.7454	

Média: 1.2945

C.V.: 102.0572

APÊNDICE Q. Resumo da análise de variância para a porcentagem de enraizamento para as estacas basais de *S. schottiana* Müll. Arg em função da concentração de AIB. Santa Maria, RS, 2006.

COEFICIENTE DE VARIACÃO	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
TRATAMENTOS	5	1044.5496	208.9099	1.19 NS
RESÍDUO	18	3149.6614	174.9812	
TOTAL	23	4194.2110		

Média: 12.3415

C.V.: 107.18