**AÇÃO DE BIOESTIMULANTE NA GERMINAÇÃO DE
SEMENTES, VIGOR DE PLÂNTULAS, CRESCIMENTO
RADICULAR E PRODUTIVIDADE DE SOJA (*Glycine
max* (L.) Merrill), FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris* L.) E
ARROZ (*Oryza sativa* L.)**

ELVIS LIMA VIEIRA

Engenheiro Agrônomo

Orientador: Prof. Dr. **PAULO ROBERTO DE CAMARGO E CASTRO**

Tese apresentada à Escola Superior de
Agricultura "Luiz de Queiroz",
Universidade de São Paulo, para obtenção
do título de Doutor em Agronomia, Área
de Concentração: Fitotecnia.

PIRACICABA

Estado de São Paulo - Brasil

Outubro - 2001

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
DIVISÃO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - Campus "Luiz de Queiroz"/USP

Vieira, Elvis Lima

Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade de soja (*Glycine max* (L.) Merrill), feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) e arroz (*Oryza sativa* L.) / Elvis Lima Vieira. - - Piracicaba, 2001.
122 p.

Tese (doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2001.
Bibliografia.

1. Arroz 2. Bioestimulante 3. Feijão 4. Fisiologia vegetal 5. Hormônio vegetal 6.
Produtividade agrícola 7. Regulador de crescimento vegetal 8. Sistema radicular 9. Soja I.
Título

CDD 633.34

"Permitida a cópia total ou parcial deste documento, desde que citada a fonte - O autor"

Aos meus pais Alderico e Maria Aúrea

A minha esposa Cândida

Aos meus irmãos Auderice e Grecio

Aos meus sobrinhos Filipe, Everton, Gabriela e Acácia

OFEREÇO

Aos meus filhos, Rodrigo e Catarina

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus o Pai e Jesus Cristo seu Filho, pelas bênçãos recebidas durante essa jornada.

Ao Departamento de Fitotecnia da Escola de Agronomia da Universidade Federal da Bahia (EA/UFBA), a Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ/USP), pela oportunidade oferecida para a realização deste trabalho.

Ao programa CAPES/PICDT pela concessão de bolsa de estudo para este trabalho.

Ao Prof. Paulo R.C. Castro, pela amizade, incentivo, exemplo e orientação durante a realização deste estudo.

A Stoller do Brasil Ltda - Divisão Arbore pelo apoio tecnológico e divulgação deste trabalho.

Aos docentes da ESALQ/USP, por compartilharem seus conhecimentos durante este período de estudo.

Aos amigos Clóvis Dias Fernandes, pelo apoio na instalação e condução dos ensaios e Alexandre Vendemiatti pelas fotografias e companheirismo.

A Lourival Fante Júnior, pela digitalização das imagens.

Aos Colegas Helena M. C. P. Chamma e Edson R. Teramoto e demais, pela concessão de material vegetal para a realização deste trabalho.

Aos amigos de curso Mônica, Cristiane, Ciro, Sílvio, Chryz, Girlene e Marissônia, Eliane, Salvador, Carol e meus conterrâneos, pelo companheirismo e bons momentos que vivemos.

Ao amigo Pedro e família, pela convivência fraterna.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	xiii
RESUMO	xv
SUMMARY	xvii
1 INTRODUÇÃO	1
2 REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1 Os reguladores vegetais e o processo de germinação de sementes	3
2.2 Sistemas radiculares de plantas e as substâncias reguladoras de crescimento	19
2.3 O uso de bioestimulantes na agricultura	25
2.4 Métodos de estudo dos sistemas radiculares de plantas, com ênfase para a utilização de rizotrons	32
3 MATERIAL E MÉTODOS	47
3.1 Aplicação do bioestimulante nas sementes	47
3.2 Primeira etapa	48
3.2.1 Teste padrão de germinação de sementes	48
3.2.2 Avaliação do vigor de plântulas	49

3.2.2.1 Primeira contagem de germinação	49
3.2.2.2 Comprimento e massa seca de plântulas.....	49
3.2.2.3 Teste de emergência de plântulas em areia	50
3.3 Segunda etapa	51
3.3.1 Avaliação do crescimento do sistema radicular em rizotrons	51
3.4 Terceira etapa	57
3.4.1 Avaliação da produtividade das plantas	57
3.5 Análise estatística dos resultados	58
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	60
4.1 Ação de bioestímulo na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade de plantas de soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill)	60
4.2 Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade do feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.)	67
4.3 Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.)	80
5 CONCLUSÕES	94
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	96
APÊNDICES	108

LISTA DE FIGURAS

	Página
1	Modelo de ação hormonal com início na membrana plasmática. O complexo hormônio-receptor ativa (+) uma fosfolipase c (PLC). A PLC hidroliza um lipídio da membrana, o 4,5-bifosfato de fosfatidilinositol (PIP_2), liberando o 1,4,5-trifosfato de inositol (IP_3) e o diacilglicerol (DAG). O IP_3 se move em direção ao tonoplasto, onde se combina com um receptor que ativa (+) uma bomba de Ca^{++} . O DAG que permanece na membrana plasmática, ativa a proteína quinase c (PKC). A PKC também é ativada pelo Ca^{++} originado do vacúolo, de forma que várias enzimas são fosforiladas pela PKC. O cálcio também ativa outras proteínas quinases, quando se encontra livre ou unido a calmodulina (complexo CaM). O IP_3 perde os fosfatos por hidrólises para formar IP_2 e IP, convertendo-se em fosfatidilinositol (IP) e outros lipídios fosfoinosítidos (PIP e PIP_2) na membrana plasmática (Salisbury & Ross, 1994).
	6
2	Tempo de duração e maiores eventos associados com o processo de germinação de sementes e subsequente crescimento pós-germinativo (Bewley, 1997).
	8

3	Participação da giberelina no desenvolvimento dos principais substratos da respiração durante o processo de germinação de sementes (Amorim, 1985).	12
4	Rizotrons construídos a partir de tubos de PVC em formato semi-circular utilizados no experimento.	52
5	Disposição dos rizotrons em casa de vegetação do Horto Experimental de Botânica da ESALQ-USP.	53
6	Vista da face plana frontal e transparente do rizotron, utilizada para a visualização e mensurações dos sistemas radiculares das plantas, para as culturas selecionadas.	54
7	Imagem binarizada (a) e processo de afinamento de raízes (b), para a obtenção do comprimento radicular total (CRT) dos sistemas radiculares das plantas, para as culturas selecionadas.	56
8	Modelo de regressão quadrático para a variável plântulas normais (PN) de soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.	62
9	Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de plântulas (MSpl) de soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.	63
10	Modelo de regressão cúbico para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de plantas de soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.	64

- 11 Modelo de regressão linear para a variável número de grãos por planta (NG/PL) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate. 65
- 12 Modelo de regressão linear para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate. 66
- 13 Modelo de regressão linear para a variável germinação (G) de sementes de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 71
- 14 Modelo de regressão linear para a variável plântulas normais (PN) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 71
- 15 Modelo de regressão linear para a variável plântulas anormais (PAN) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 72
- 16 Modelo de regressão cúbico para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 73
- 17 Modelo de regressão cúbico para a variável comprimento radicular total (CRT) de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 73
- 18 Modelo de regressão linear para a variável massa seca de raiz no 16º DAS (MSR16) de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate. 75

19	Modelo de regressão quadrático para a variável número de vagens por planta (NVA/PL) de feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	76
20	Modelo de regressão quadrático para a variável número de grãos por planta (NG/PL) de feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	77
21	Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	78
22	Modelo de regressão cúbico para a variável comprimento de coleoptile (CC) de plântulas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	84
23	Modelo de regressão quadrático para a variável emergência de plântulas no 7º DAS (EM7) de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	84
24	Modelo de regressão quadrático para a variável velocidade de crescimento radicular vertical (VCRV) de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	86
25	Modelo de regressão quadrático para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	86
26	Modelo de regressão quadrático para a variável comprimento radicular total (CRT) de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	87

LISTA DE TABELAS

	Página
1	Culturas e número de dias após a semeadura (DAS), para a realização das avaliações do teste de germinação (Brasil, 1992). 49
2	Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (PN, MSpl, CRV, NG/PL e MSG/PL) ¹ , para a cultura da soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill). 61
3	Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (G, PN, PAN, CRV, CRT, MSR16, NVA/PL, NG/PL e MSG/PL) ¹ , para a cultura do feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.). 70
4	Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em

27	Modelo de regressão linear para a variável massa seca da parte aérea no 16º DAS (MSPA16) de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	89
28	28 Modelo de regressão linear para a variável massa seca de raiz no 16º DAS (MSR16) de plantas de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	90
29	Modelo de regressão quadrático para a variável número de panículas com grãos por planta (NPAG/PL) de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	90
30	Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de arroz (<i>Oryza sativa</i> L.) sob seis concentrações de Stimulate.	91

relação ao controle para as variáveis (CC, EM7, VCRV, CRV, CRT, MSPA16, MST16 e MSG/PL)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

AÇÃO DE BIOESTIMULANTE NA GERMINAÇÃO DE SEMENTES, VIGOR DE PLÂNTULAS, CRESCIMENTO RADICULAR E PRODUTIVIDADE DE SOJA (*Glycine max* (L.) Merrill), FEIJOEIRO (*Phaseolus vulgaris* L.) E ARROZ (*Oryza sativa* L.)

Autor: ELVIS LIMA VIEIRA

Orientador: Prof. PAULO ROBERTO DE CAMARGO E CASTRO

RESUMO

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Fisiologia Vegetal e em casa de vegetação do Horto Experimental de Botânica, ambos dependências do Departamento de Ciências Biológicas da ESALQ-USP, no período de agosto de 1998 a dezembro de 2000. Verificaram-se os efeitos do bioestimulante Stimulate (0,009% de cinetina, 0,005% de ácido giberélico, e 0,005% de ácido indolbutírico), sobre a germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade das plantas, como também estabeleceram-se concentrações do produto para as culturas selecionadas, referentes a sua aplicação via semente. Selecionaram-se as culturas da soja (*Glycine max* (L.) Merrill cv. IAC-8-2), feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Carioca) e arroz (*Oryza sativa* L. cv. Primavera) e as concentrações de Stimulate (1,0; 2,0; 3,0; 4,0 e 5,0 mL/0,5 kg de sementes), 3,0 mL de água destilada/0,5 kg de sementes, foi utilizada como controle (concentração zero

de Stimulate). O bioestimulante foi aplicado diretamente sobre as sementes e uma hora após a aplicação os ensaios foram instalados. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado com 6 tratamentos (concentrações) e 4 repetições. Os resultados foram submetidos a análise de regressão. Testes de germinação de sementes e de vigor de plântulas, foram instalados em laboratório, e os estudos a respeito do crescimento dos sistemas radiculares das plantas, foram efetuados em rizotrons instalados em casa de vegetação. As avaliações relacionadas com a produtividade das plantas, foram realizadas também em casa de vegetação. Observou-se que não ocorreram problemas de fitotoxicidade nas sementes, plântulas e planta das culturas avaliadas. A germinação de sementes e o vigor de plântulas foram favorecidos pelas aplicações de Stimulate, apresentando resultados significativos em relação ao controle. Os sistemas radiculares das plantas originadas de sementes pré-tratadas com o bioestimulante, apresentaram valores, no crescimento radicular vertical, comprimento radicular total e na velocidade de crescimento radicular vertical de raízes, significativamente superiores aos registrados na concentração zero de Stimulate, principalmente, a variável crescimento radicular vertical. As variáveis relacionadas com a produtividade das plantas, apresentaram aumentos expressivos em comparação a concentração zero de Stimulate. A utilização dos rizotrons proporcionou sucessivas, fáceis e rápidas determinações referentes ao crescimento radicular das plantas. Novos estudos a respeito das ações do Stimulate sobre as sementes, plântulas e plantas, devem ser implementados, para melhor compreensão e entendimento dos efeitos morfo-fisiológicos do produto sobre as plantas.

**BIOSTIMULANT ACTION ON SEEDS GERMINATION, SEEDLINGS
VIGOR, ROOT GROWTH AND YIELD OF SOYBEAN (*Glycine max* (L.)
Merrill), COMMON BEANS (*Phaseolus vulgaris* L.) AND RICE (*Oryza sativa*
L.)**

Author: ELVIS LIMA VIEIRA

Adviser: Prof. PAULO ROBERTO DE CAMARGO E CASTRO

SUMMARY

The trials were carried out within the Plant Physiology Laboratory and in the greenhouse of Experimental Botany section, of the Department of Biological Sciences at ESALQ-USP, from August, 1998 to December, 2000. The effects of biostimulant Stimulate (0,009% of kinetin, 0,005% of gibberellic acid and 0,005% of indolbutyric acid), were verified on seeds germination, seedlings vigor, root growth, and crop yield. Also, were established concentrations of product applied by seeds. Were used crops of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill cv. IAC- 8-2), common bean (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Carioca), and rice (*Oryza sativa* L. cv. Primavera) submitted to the concentrations of Stimulate (1.0; 2.0; 3.0; 4.0 and 5.0 mL/0.5 kg of seeds), and 3.0 mL of distillate water/0.5 kg of seeds was utilized as control (zero concentration of Stimulate). The biostimulant was applied directly to the seeds and after one hour the trials were carried out. The experiment design adopted was completely randomized with 6 treatments (concentrations) and four

replications. The results were analyzed using regression. Tests of seeds germination and seedlings vigor were installed in laboratory, and the studies of root growth were evaluated using rizotrons in greenhouse conditions. Any problem with phytotoxicity on seeds, seedlings and plants of the analysed crops were observed. Seeds germination and seedlings vigor were favoured by Stimulate applications, showing significant differences related to control. The root system of plants originated from seeds pre-treated with the biostimulant, showed differences on vertical root growth, total root length, and vertical root growth speed, significantly superior to the zero concentration of Stimulate, mainly the parameter vertical root growth. The parameters related to the yield, showed expressive increasement in contrast to the zero concentration of Stimulate. Successive, easy, and fast determinations on vertical root growth, were proportionated by rizotrons. New studies on Stimulate action on seeds, seedlings and plants should be implemented for better comprehension and understanding of its morphophysiological effects.

1 INTRODUÇÃO

O uso de reguladores vegetais na agricultura tem mostrado grande potencial no aumento da produtividade, embora sua utilização ainda não seja uma prática rotineira em culturas que não atingiram alto nível tecnológico. Reguladores vegetais são substâncias sintetizadas que aplicadas exogenamente possuem ações similares aos grupos de hormônios vegetais conhecidos (auxinas, giberelinas, citocininas, retardadores, inibidores e etileno).

Hormônios vegetais são compostos orgânicos, não nutrientes, produzidos na planta, os quais a baixas concentrações ($10^{-4}M$), promovem, inibem ou modificam processos fisiológicos e morfológicos do vegetal. Os hormônios vegetais agem em conjunto nos processos de germinação, crescimento, desenvolvimento e produtividade da planta, proporcionando o equilíbrio necessário para que todas as atividades inerentes às etapas fenológicas ocorram de forma harmônica.

As citocininas possuem grande capacidade de promover divisão celular, participando assim do processo de alongamento e diferenciação celular, principalmente, quando interagem com as auxinas. O ácido giberélico possui efeito marcante no processo de germinação de sementes, ativando enzimas hidrolíticas que atuam ativamente no desdobramento das substâncias de reserva. As giberelinas também estimulam o alongamento e divisão celular. As auxinas possuem ação característica no crescimento celular, agindo diretamente no aumento da plasticidade da parede celular, conferindo a esta alongamento irreversível.

Com a descoberta dos efeitos dos reguladores vegetais sobre as plantas cultivadas e os benefícios promovidos por estas substâncias de crescimento, muitos outros compostos e combinações desses produtos têm

sido pesquisados com a finalidade de melhorar qualitativa e quantitativamente a produtividade das culturas.

A mistura de dois ou mais reguladores vegetais ou de reguladores vegetais com outras substâncias (aminoácidos, nutrientes, vitaminas), é designada de bioestimulante. Esse produto químico pode, em função da sua composição, concentração e proporção das substâncias, incrementar o crescimento e desenvolvimento vegetal estimulando a divisão celular, diferenciação e o alongamento das células, podendo também, aumentar a absorção e a utilização de água e dos nutrientes pelas plantas.

A pesquisa teve como objetivos:

- Avaliar os efeitos do bioestimulante na germinação de sementes e no vigor de plântulas de três cultivos anuais;
- Estabelecer concentrações do bioestimulante para cada uma das culturas avaliadas, no que se refere à aplicação via semente;
- Monitorar e quantificar o crescimento do sistema radicular das plantas cultivadas em rizotrons, sendo estas originadas de sementes pré-tratadas com o bioestimulante;
- Observar os efeitos na produtividade das plantas originadas de sementes pré-tratadas com o bioestimulante.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Os reguladores vegetais e o processo de germinação de sementes

Os bioreguladores vegetais são compostos orgânicos que, em pequenas quantidades, inibem ou modificam de alguma forma processos morfológicos e fisiológicos do vegetal. Na atualidade reconhecem-se cinco grupos de bioreguladores vegetais: as auxinas, as giberelinas, as citocininas, os retardadores e inibidores, e o etileno (Caldas et al., 1990; Castro & Vieira, 2001). Essas substâncias naturais ou sintéticas, podem ser aplicadas diretamente nas plantas (folhas, frutos, sementes), provocando alterações nos processos vitais e estruturais, com a finalidade de incrementar a produção, melhorar a qualidade e facilitar a colheita. Através destas substâncias pode-se interferir em diversos processos, tais como a germinação, enraizamento, floração, frutificação e senescência. Esta interferência pode ocorrer pela aplicação dessas substâncias via semente via solo ou via foliar, para isso, elas precisam ser absorvidas a fim de que possam exercer sua atividade (Castro & Melotto, 1989).

Os hormônios são ativos em concentrações micromolares ou submicromolares. Três aspectos devem estar envolvidos no sistema de resposta: a) os hormônios devem estar nas quantidades suficientes nas células adequadas; b) os hormônios devem ser reconhecidos e capturados com força por cada um dos grupos de células que respondem a eles. Existem proteínas localizadas na membrana plasmática de células vegetais, que capturam os hormônios, são as proteínas receptoras, que possuem estruturas complexas necessárias para o reconhecimento e captura; c) as proteínas receptoras causam modificação metabólica nos hormônios que conduzem a uma

amplificação de efeito. Podendo haver vários processos de amplificação em sequência, antes que finalmente se dê a resposta ao hormônio (promoção, inibição, alterações metabólicas), segundo Salisbury & Ross (1994).

Os reguladores vegetais podem atuar diretamente nas diferentes estruturas celulares e nelas provocar alterações físicas, químicas e metabólicas. Em primeira instância os hormônios agem primeiro, não no núcleo, mas a nível de membrana plasmática, onde estão localizadas as proteínas receptoras (Salisbury & Ross, 1994).

Para Salisbury & Ross (1994), é evidente que uma das ações hormonais, é controlar a atividade genética bioquimicamente. Deve-se ressaltar que a ativação de genes representa um grande processo de amplificação, e que a transcrição repetida de DNA a RNAm, seguida por tradução de RNAm a enzimas com notável atividade catalítica a baixas concentrações, pode dar como resultado muitas cópias de um produto celular importante. Estes produtos determinam posteriormente como será composto um organismo, e por conseguinte, seu fenótipo.

Existem vários pontos de controle no fluxo de informação genética do DNA a um produto molecular. Um dos mais importantes se representa a nível de transcrição do DNA. Outro ponto, também no núcleo, implica no processamento de RNAm, que é controlado por enzimas cuja ação deve estar regulada, e desta regulação participam os hormônios. Em seguida o RNAm deixa o núcleo, via poro nuclear, e no citossol pode traduzir-se nos ribossomos ou ser degradado por ribonucleases. Se ocorre a tradução em enzima, a modificação pós-tradução pode ocorrer por processos tais como fosforilação, metilação, acetilação e glicosidação. Estes pontos também, podem ser afetados por hormônios ou por outros fatores ambientais como luz e temperatura.

O modelo de ação dos hormônios, inicia-se com a união do hormônio com a proteína receptora na membrana plasmática, na sua superfície externa. O complexo hormônio-receptor ativa uma enzima de membrana a fosfolipase c (PLC). A PLC hidroliza o grupo de fosfolipídios da membrana plasmática, tipo 4,5-bifosfato de fosfatidilinositol (PIP_2), liberando o 1,4,5-trifosfato de inositol (IP_3) e o diacilglicerol (DAG), ambos ativos, sendo que este último apresenta o

glicerol (insolúvel em água). O IP_3 é muito solúvel em água e move-se até o tonoplasto ou retículo endoplasmático, causando a liberação de Ca^{++} para o citossol. O DAG na membrana plasmática, ativa a proteína quinase (PKC), esta enzima utiliza ATP para fosforilar certas enzimas que regulam diversas fases do metabolismo, a fosforilação causa desativação de algumas enzimas e ativa outras.

O próprio hormônio pode também, causar abertura de canais de Ca^{++} na membrana plasmática, aumentando ainda mais a concentração de Ca^{++} citossólico. A PKC é ativada pelo Ca^{++} , que pode também, ativar algumas quinases e pode se combinar com a calmodulina, formando o complexo Ca-calmodulina (CaM), que ativa várias enzimas (quinases, NADquinase e ATPases). As ATPases das membranas plasmáticas transferem o excesso de Ca^{++} citossólico para fora da célula e parte é armazenado no vacúolo, com liberação de H^+ , para a parede celular, acidificando-a, podendo ocorrer também transporte de potássio K^+ para dentro da célula, podendo ser armazenado no vacúolo. A acidificação da parede celular ativa enzimas (endo-trans-glicosilase) que atuam nas microfibrilas de celulose da parede celular, rompendo e refazendo ligações, aumentando a plasticidade da parede celular, favorecendo o influxo de água e provocando o alongamento celular (ação rápida). O retículo endoplasmático e o complexo de Golgi podem, sintetizar a β -glucan sintetase e vesículas contendo a enzima ou carboidratos, que participam diretamente da síntese de parede celular (ação lenta). Neste processo o IP_3 , DAG e Ca^{++} , funcionam como mensageiros secundários (Figura 1), segundo Salisbury & Ross (1994).

Carvalho & Nakagawa (2000), definem germinação como sendo o fenômeno pelo qual, sob condições apropriadas, o eixo embrionário dá prosseguimento ao seu desenvolvimento, que tinha sido interrompido, nas sementes ortodoxas por ocasião da maturidade fisiológica. Segundo Ching (1973), a germinação das sementes compreende três fases principais: a) reativação dos sistemas pré-existentes, b) síntese de enzimas e formação de organelas para o metabolismo de substâncias de reserva e c) formação de componentes celulares de novo.

Figura 1 - Modelo de ação hormonal com início na membrana plasmática. O complexo hormônio-receptor ativa (+) uma fosfolipase c (PLC). A PLC hidroliza um lipídio da membrana, o 4,5-bisfosfatidilinositol (PIP₂), liberando o 1,4,5-trifosfato de inositol (IP₃) e o diacilglicerol (DAG). O IP₃ se move em direção ao tonoplasto, onde se combina com um receptor que ativa (+) uma bomba de Ca²⁺. O DAG que permanece na membrana plasmática, ativa a proteína quinase c (PKC). A PKC também é ativada pelo Ca²⁺ originado do vacúolo, de forma que várias enzimas são fosforiladas pela PKC. O cálcio também ativa outras proteínas quinases, quando se encontra livre ou unido a calmodulina (complexo CaM). O IP₃ perde os fosfatos por hidrólises para formar IP₂ e IP, convertendo-se em fosfatidilinositol (IP) e outros lipídios fosfoinositídeos (PIP e PIP₂) na membrana plasmática (Salisbury & Ross, 1994).

A germinação, morfológicamente, é a transformação do embrião contido na semente em uma plântula. Fisiologicamente, germinação é a reativação do metabolismo e crescimento, os quais foram anteriormente atenuados ou suspensos, e a mudança na transcrição de novas etapas do programa genético. Bioquimicamente, é uma diferenciação seqüencial de oxidação e caminhos biossintéticos e restauração de típicos caminhos bioquímicos e de crescimento vegetativo e desenvolvimento. A germinação é o começo do crescimento do eixo embrionário e o início da continuidade do crescimento, os quais estavam temporariamente suspensos durante a quiescência ou a dormência, e a iniciação de um novo programa genético, como por exemplo: a transcrição do genoma. Presumivelmente, os hormônios vegetais são os mediadores dos eventos bioquímicos que constituem a germinação (Jann & Amen, 1977).

Por definição, germinação incorpora aqueles eventos que começam com a absorção de água por uma semente quiescente e seca e, termina com a alongação do eixo embrionário (Bewley & Black, 1994). Para Bewley (1997), o processo germinativo e pós-germinativo, pode englobar três fases distintas, com acontecimentos físico-fisiológicos e metabólicos organizados, conforme a Figura 2.

Para Ellis (1992), teoricamente, germinação de sementes, vigor e o tamanho da semente, são os três aspectos da qualidade das sementes, que podem influenciar na produção em campo, através de efeitos diretos e indiretos. Nos efeitos indiretos incluem-se aqueles relacionados com a percentagem de emergência e o tempo para emergência. Os efeitos diretos ou subsequente desempenho da planta, são mais difíceis de se perceber. Ressalta que é possível detectar cada um destes efeitos somente em algumas circunstâncias.

O processo germinativo requer participação ativa da complexa maquinaria de síntese da célula, consistindo de uma série de enzimas, fatores e cofatores, reguladores hormonais, ácidos nucleicos e caminhos outros ainda não identificados, com os aparatos para provir a energia necessária para as várias atividades de síntese.

Segundo Bewley & Black (1994), os reguladores endógenos podem estar envolvidos em vários processos durante o desenvolvimento das sementes:

Figura 2 - Tempo de duração e maiores eventos associados com o processo de germinação de sementes e subsequente crescimento pós-germinativo (Bewley, 1997).

- No crescimento e desenvolvimento da semente, incluindo a detenção do crescimento, priorizando assim a maturação da semente;
- Acumulação e armazenagem de reservas;
- Crescimento e desenvolvimento dos tecidos extra seminais;
- Armazenamento para posterior uso, durante a germinação e o rápido crescimento da plântula;
- Diversos efeitos fisiológicos em tecidos e órgãos, para o desenvolvimento do fruto.

Os hormônios vegetais atuam como mediadores de processos fisiológicos. Eles são considerados como os agentes primários da germinação. A convicção sobre a importância destas substâncias como agentes da germinação, é baseada nas conclusões a respeito de suas funções como mediadores de processos fisiológicos, especialmente na mudança de um estado fisiológico para outro (Jann & Amen 1977).

De maneira geral as giberelinas estão envolvidas na transcrição genética, as citocininas na tradução e as auxinas na permeabilidade das membranas. Segundo Jann & Amen (1977), os principais eventos hormonais que ocorrem na germinação de sementes são:

- a) Bloqueio do etileno e translocação de auxina;
- b) Dissipação do etileno;
- c) Translocação de auxina e formação de giberelina;
- d) Alongação celular e hidrólise de polímeros;
- e) Produção de citocininas e divisão celular;

Existem evidências experimentais na literatura, mostrando que os compostos endógenos, promotores e inibidores do crescimento, estão envolvidos diretamente no processo germinativo. Estas substâncias podem trabalhar sozinhas ou em combinação com outras, durante o processo e, também nos eventos pós-germinativo, como a mobilização de reservas. Entretanto, existe ainda um limitado número de estudos a respeito das mudanças nos níveis destas substâncias durante a germinação e subsequente crescimento da plântula (Arteca, 1996).

A ativação enzimática ou a nova síntese de enzimas, durante a germinação de sementes, ocorre de várias maneiras:

- Enzimas pré-existentes as quais são ativadas durante a hidratação;
- Ativação de enzimas pré-existentes as quais estavam inativas;
- Nova síntese de enzimas a partir de novo RNAm ou de RNAm pré-existentes.

Diversas enzimas estão envolvidas no processo germinativo, como as lipases, proteinases, fosfatases, hidrolases, calmodulina, carboxipeptidases e outras (Bewley & Black, 1994), diversos estudos sugerem que a síntese ou ativação de algumas dessas enzimas são reguladas por substâncias de crescimento (Arteca, 1996).

As giberelinas possuem uma estrutura complexa, sendo quimicamente isoprenóides. As diferenças entre as diversas giberelinas residem no número e localização das duplas ligações e dos grupos hidroxilas (Galston & Davies, 1972).

Nas plantas, as giberelinas determinam importantes alterações fisiológicas, como: floração, partenocarpia, expressão sexual, senescência e abscisão, germinação e quebra de dormência (Metivier, 1979a). Provavelmente são sintetizadas nas regiões de crescimento, sementes em germinação, endosperma, frutos imaturos, ápices de caules e raízes. São encontradas em menor concentração nas raízes. Ao nível intracelular, os plastídeos são os sítios de biossíntese. A remoção contínua de raízes de feijoeiro causa nanismo e o nível de GA₁ cai significativamente, enquanto que o de GA₁₉ (seu precursor) aumenta, indicando que algumas giberelinas são translocadas para as raízes onde são convertidas em outras formas (Metivier, 1979a). A translocação de giberelinas exógenas é realizada na mesma velocidade de substâncias no interior do floema como aminoácidos e carboidratos, movendo-se em todas as direções no simplasto das plantas. O movimento das giberelinas, tanto exógenas quanto endógenas, parece ser não polarizado (Metivier, 1979b).

As giberelinas possuem efeito estimulatório no processo germinativo, quando aplicadas em sementes com dormência e também, em não dormentes. Estas substâncias são moléculas extremamente ativas. No processo de

alongação de hastes, suas respostas podem ser notadas a níveis tão baixos como 10^{-10} M, podendo elas incrementarem tanto a alongação celular como a divisão celular (Taiz & Zeiger, 1998). As giberelinas podem estimular a germinação de sementes, quando a dormência ou quiescência é imposta por uma ampla variação de mecanismos, como: desenvolvimento incompleto do embrião, resistência mecânica do envoltório da semente, presença de inibidores da germinação e fatores relacionados com a competência fisiológica do eixo embrionário (Jones & Stoddart, 1977).

Segundo Copeland & McDonald (1995), existe um grande número de giberelinas que promovem a germinação de sementes, mas a forma mais freqüentemente utilizada é a do ácido giberélico (GA_3). Ressaltaram também, que atualmente o papel das giberelinas está bem estabelecido com relação à regulação do processo germinativo.

A multiplicidade dos efeitos da giberelina na regulação da síntese de enzimas e secreção em células da camada de aleurona em cereais, indica que este hormônio tem potencial para regular a germinação de inúmeras maneiras (Figura 3). A elaboração do sistema de endo-membranas e a síntese de novas classes de RNA, podem servir para regular a síntese de proteínas necessárias para o processo germinativo, enquanto mudanças nas características da plasmalema e da parede celular, podem regular a importação e exportação de materiais requeridos para o crescimento do embrião (Jones & Stoddart, 1977).

As sementes podem necessitar de giberelinas para uma série de eventos: ativação do crescimento vegetativo do embrião, mobilização das reservas do endosperma e no enfraquecimento da camada de endosperma que circunda o embrião, favorecendo assim seu crescimento (Taiz & Zeiger, 1998). Embora a giberelina seja um fator essencial para a produção da α -amilase, durante a germinação de sementes, ela pode não ser limitante. Para Trewavas (1982), as alterações na responsividade ou sensibilidade das células de aleurona ao hormônio, durante o desenvolvimento da semente, maturação e germinação, pode ser de importância primária.

Figura 3 - Participação da giberelina no desenvolvimento dos principais substratos da respiração durante o processo de germinação de sementes (Amorim, 1985).

O ácido giberélico é capaz de estimular o crescimento em muitas plantas e seu efeito tem sido atribuído basicamente na promoção de alongação e divisão celular. Segundo Rêgo (1984), dados analíticos comprovam o fato de que as giberelinas aumentam a produção de auxina, sendo provável que elas estejam relacionadas com múltiplos processos bioquímicos, inclusive na conversão do triptofano em auxina e na inativação da IAA-oxidase através de ácido polihidroxicinâmico por ela produzido. A atividade das giberelinas, no ápice da planta, diminui a medida que progride a distensão do eixo da inflorescência, indicando que tal hormônio é consumido durante o processo.

A aplicação de ácido giberélico (GA₃) em sementes de abacateiro (*Persea nubigena* Williams) 200 mg.L⁻¹ aumentou a porcentagem de germinação, enquanto que concentrações de 1000 – 3000 mg.L⁻¹ não foram eficientes em aumentar a velocidade da germinação de sementes desta fruteira (Maraschin, 1989). Em sementes de *Caryocar brasiliense*, a aplicação de GA₃ alterou a germinação e a altura das plantas. Em soja, a taxa de alongamento do hipocótilo está diretamente ligada à quantidade de GA, que age em interação com o ácido abscísico (ABA), segundo Bensen et al. (1990).

A aplicação de giberelinas biologicamente ativas, promoveu o aumento no teor foliar de amido e sacarose em plantas de soja. São relatados também, efeitos estimulantes da giberelina sobre a porcentagem de germinação e o vigor de plântulas de soja (Mislevy et al., 1988; Kumar & Neelakandan, 1992). Noodén (1986) relatou que a senescência das folhas de soja foi atrasada em 16 dias com a aplicação de giberelinas (GA₃ ou GA₄₊₇) associadas à aplicação de citocininas. Neste caso o amarelecimento das vagens foi adiado de 2 a 4 dias.

Lima et al. (1992), após estudarem as ações do etileno e da giberelina no crescimento e desenvolvimento inicial do arroz (*Oriza sativa* L. cv. IAC 4440) “in vitro”, constataram que a giberelina aumentou a número de folhas e o comprimento das raízes no início do crescimento e as plantas tratadas com etileno apresentaram aumento do número de folhas e da massa seca total.

Bevilaqua et al. (1993), concluíram que o ácido giberélico aumentou: a emergência de plântulas de arroz (*Oriza sativa* L.) a campo, e o índice de

velocidade de emergência, e o comprimento da plântula e que, o uso deste regulador de crescimento é compatível com os herbicidas comumente usados na orizicultura.

Bevilaqua et al. (1995), avaliando os efeitos do regulador de crescimento: ácido giberélico (GA_3), em sementes de arroz de diferentes cultivares, nas concentrações de GA_3 : 0,0 e 1,0 g/50kg de sementes. Concluíram que o regulador aumentou a emergência, a altura das plântulas e a velocidade de emergência de plântulas. Observaram também, aumento do número de panículas/m² e da produtividade das lavouras em mais de 10%, sob várias condições de clima e solo.

Castro et al. (1987a), observaram que o ácido giberélico em plantas de milho (*Zea mays* L.) causou aumento do comprimento da radícula, diminuição do número de folhas, massa seca da raiz, caule e folhas, resultados estes devido, provavelmente, ao estiolamento parcial causado por esse regulador vegetal.

Ynoue et al. (1996), em experimento em condições de laboratório, visaram avaliar os efeitos de reguladores vegetais na germinação de sementes de vinagreira (*Hibiscus sabdariffa* L.). Utilizaram o processo de imersão durante 24 horas, de sementes escarificadas e não escarificadas e os tratamentos: água; 50 mg.L⁻¹ de GA_3 ; 100 mg.L⁻¹ de GA_3 ; 50 mg.L⁻¹ de GA_4 + GA_7 + fenilmetilaminopurina; 100 mg.L⁻¹ de GA_4 + GA_7 + fenilmetilaminopurina; 40 mg.L⁻¹ de fenilmetilaminopurina e 80 mg.L⁻¹ de fenilmetilaminopurina. Concluíram que o tratamento com 80 mg.L⁻¹ de fenilmetilaminopurina (citocinina), provocou o mais efetivo aumento da porcentagem de germinação de sementes escarificadas de vinagreira e que o GA_4 + GA_7 + fenilmetilaminopurina a 100 mg.L⁻¹, em sementes escarificadas, induziu a diminuição do tempo médio de germinação.

Leonel & Rodrigues (1999) estudaram os efeitos de giberelina, citocininas e nitrato de potássio no processo germinativo de sementes de limoeiro 'Cravo' (*Citrus limonia* Osbeck), em condições de laboratório. Verificaram que os reguladores vegetais utilizados não afetaram o processo de

germinação das sementes e que os tratamentos com nitrato de potássio 0,1% e 0,2%, exerceram efeito inibitório sobre a germinação.

Zhang et al. (1997) constataram que aplicações de GA₃ em sementes de soja (*Glycine max* (L.) Merrill), aceleraram a emergência de plântulas, mas diminuíram a nodulação e a acumulação de nitrogênio no início dos estádios de crescimento da planta. Entretanto, estes efeitos negativos iniciais, foram superados com o desenvolvimento das plantas. O ácido giberélico aplicado nas sementes de soja, não influenciou na granação e no conteúdo protéico.

As citocininas são derivadas da base nitrogenada adenina, sendo que seus efeitos fisiológicos na planta estão relacionados com divisão, alongamento, diferenciação celular, retardamento da senescência, dominância apical, germinação e quebra de dormência de sementes (Crocomo & Cabral, 1988). Elas também estão envolvidas com o desenvolvimento de organelas, atividade enzimática, abertura estomática, desenvolvimento de frutos e hidrólise de reservas das sementes (Salisbury & Ross, 1994). A concentração de citocinina nos tecidos varia de 0,01 a 1,0 µM. De uma maneira geral, as maiores concentrações de citocininas são encontradas em regiões meristemáticas ou em órgãos em crescimento, como folhas jovens, sementes em desenvolvimento, frutos e raízes. O meristema apical da raiz no entanto, é o principal local de síntese de citocininas em plantas.

A cinetina, uma citocinina sintética, induz o crescimento não somente através da divisão celular, mas também através de alongamento celular. Em muitos casos, esses efeitos são duplicados com a presença de auxinas, tendo sido observado não somente em tecidos estiolados como também em células de folhas adultas, crescidas inteiramente sob luz, mas que tinham parado sua expansão. Células corticais da raiz de fumo podem expandir até 4 vezes o seu tamanho normal após tratamento com cinetina. As citocininas e as auxinas são as classes de reguladores vegetais mais utilizadas na cultura de tecidos. A formação de raiz, parte aérea e calo, em cultura de tecidos, é regulada pela disponibilidade e interação, destas duas classes de reguladores vegetais (Skoog & Miller, 1957; Hussey, 1978).

Segundo Thomas (1977), as citocininas podem estar envolvidas no processo de germinação de sementes, participando em alguns níveis de controle:

- a) Controle a nível de gene;
- b) Controle a nível de tradução;
- c) Regulação das funções protéicas;
- d) Regulação da permeabilidade de membranas;
- e) Regulação dos níveis de giberelinas.

Para Copeland & McDonald (1995), as citocininas podem promover a germinação de algumas espécies de sementes. A ação da cinetina é muito bem conhecida neste particular. Estas substâncias podem quebrar a dormência primária de algumas sementes, mas elas parecem ser mais eficientes na superação da dormência secundária. Ressaltam que, o mecanismo de regulação das citocininas sobre o processo germinativo, ainda não estar bem conhecido, entretanto sugerem três possibilidades de regulação:

- 1. Mediação da transcrição;
- 2. Mediação da tradução;
- 3. Mediação da permeabilidade de membranas.

As sementes em germinação parecem possuir a capacidade de sintetizar citocininas, uma vez que, aplicações exógenas destas substâncias, podem atuar no eixo embrionário de várias espécies de sementes de dicotiledôneas, induzindo a atividade enzimática nos cotilédones. Possivelmente, o eixo embrionário pode atuar como sítio de biossíntese de citocininas (Letham, 1994).

Segundo Horcart & Letham (1990), as citocininas tem estado implicadas na germinação de sementes e nos rápidos eventos pós-germinativos. As citocininas endógenas podem ter um papel na promoção do crescimento da radícula. Existe boa evidência de que os processos de mobilização das reservas durante os estádios de germinação de sementes, podem ser regulados por fitohormônios. Concluíram que embriões de sementes de milho, em germinação, são capazes de biossintetizar citocininas.

A citocinina apresenta ação contrária àquela dos inibidores da germinação, e é uma substância essencial para complementar a ação do ácido giberélico em induzir a germinação, ou os processos enzimáticos, quando esses são bloqueados por inibidores, como o ácido abscísico e/ou cumarina (Fraga, 1982).

Os principais centros de síntese auxínica são os tecidos meristemáticos de órgãos aéreos, tais como gemas em brotamento, folhas jovens, extremidades da raiz e flores ou inflorescências de hastes florais em crescimento. A concentração de auxina pode variar bastante de um tecido para outro; as concentrações mais elevadas encontram-se geralmente nos tecidos onde a auxina é sintetizada e armazenada (Meyer et al., 1983). As auxinas atuam no mecanismo de controle do crescimento do caule, folhas, raízes, iniciação de atividade cambial em plantas lenhosas e dominância apical. A principal ação das auxinas é no alongamento celular, sendo que, ao ser incluída em meios de cultura, pode promover a divisão celular (Krikorian et al., 1987) e induzir a formação de raízes (Mendes et al., 1980).

Existem várias substâncias sintéticas que têm atividade semelhante a auxina endógena o ácido indolilacético (IAA), como por exemplo o ácido naftalenacético (NAA), ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) e o ácido indolbutírico (IBA). Este último devido a sua capacidade de promover a formação de primórdios radiculares, tem sido utilizado para provocar e acelerar o enraizamento de estacas na propagação vegetativa de numerosas espécies vegetais (Awad & Castro, 1989).

A nível celular, as auxinas promovem a expansão da célula, pois estão envolvidas na incorporação de materiais na parede celular, afetando a expansão celular, através do aumento da plasticidade da parede celular. Este efeito de estimular a expansão celular se traduz num estímulo ao crescimento, na escala macroscópica. O alongamento celular ocorre na presença de auxinas e aumenta quando a concentração de auxina aumenta, dentro de uma gama de valores relativamente largo, desde que não se verifiquem outros fatores limitantes. A gama de concentrações ótimas para o alongamento celular varia

bastante com o tipo de tecido vegetal; uma vez que diferentes órgãos vegetais possuem diferente sensibilidade a concentração de auxina.

Para Bewley & Black (1978), os eventos fisiológicos associados com o processo germinativo, ocorrem pré e pós a emergência da radícula. Esta emergência pode ser estimulada pela acidificação das paredes celulares, criando a possibilidade de que a extrusão de prótons (H^+), pode ser um processo essencial para a germinação. A continuada da síntese protéica como também a respiração, são necessárias para a expansão celular em hastes e coleoptiles. Neste contexto, pode-se especular que os ácidos nucleicos, proteínas e o metabolismo respiratório, ocorrem previamente para favorecer a emergência da radícula. E expansão celular em tecidos de plantas é geralmente considerado como sendo regulado por hormônios, especialmente auxinas e giberelinas. Existe relativamente pouca evidência de que tais substâncias reguladoras do crescimento, funcionam como uma chave regulatória na emergência da radícula. Entretanto, encontra-se bem estabelecido que aplicações exógenas de certos reguladores vegetais em sementes, promovem sua germinação.

A auxina mais conhecida, o ácido indolilacético (IAA), têm sido utilizado para incrementar a germinação de sementes de alface. As baixas concentrações de auxina são geralmente promotoras ou indiferentes com relação ao processo de germinação de sementes. Entretanto, muitos estudos demonstram que a auxina possui pouco efeito na promoção deste processo (Copeland & McDonald, 1995).

A influência de diversos fatores na germinação de sementes, tem sido estudada extensivamente. Nestes fatores incluem-se: temperatura, água, composição gasosa, luz, componentes do solo, vários compostos químicos e os hormônios vegetais. A influência destes fatores na germinação têm sido pesquisada em relação ao metabolismo e a morfologia (Hilhorst & Toorop, 1997; Hilhorst, 1999).

Enquanto plantas e sementes respondem as aplicações de reguladores naturais e sintéticos, existe uma tendência entre alguns fisiologistas em contestar que os hormônios vegetais, têm alguma função

regulatória sobre os diversos órgãos vegetais (Berrie, 1984). Segundo este pesquisador, o problema está na interpretação de resultados de experimentos que utilizam altas concentrações de reguladores; as constatações não podem ser desconsideradas, mas devem ser observadas com prudência.

A concepção de que a germinação é controlada por interação entre os reguladores é baseada nas respostas de sementes, que são submetidas a tratamentos com misturas de substâncias reguladoras aplicadas juntas ou em seqüência. As respostas fisiológicas para as substâncias aplicadas simultaneamente talvez não reflita a interação fisiológica mas, talvez reflita reações químicas entre os agentes, diferentes taxas de absorção, ou diferentes taxas de ativação e metabolismo (Berrie, 1984).

2.2 Sistemas radiculares de plantas e as substâncias reguladoras de crescimento

As raízes das plantas terrestres estão envolvidas na aquisição de água e nutrientes disponíveis no solo, ancoramento da planta, síntese de hormônios vegetais e funções de armazenamento. O desenvolvimento do sistema radicular envolve estratégias que são comuns no desenvolvimento de órgãos de plantas e aspectos que são particulares das raízes. Todos os aspectos do desenvolvimento radicular são profundamente afetados pelos hormônios vegetais, com fortes efeitos atribuídos a auxina, citocinina e etileno. Existe grande dificuldade na interpretação dos efeitos de aplicações exógenas de hormônios vegetais nas taxas hormonais internas, ocorrendo considerável controvérsia na literatura atual. Abordagens alternativas, tais como as análises em plantas transgênicas nas quais taxas hormonais tem sido modificadas “in vitro”, para expressão hormonal de enzimas biossintetizadas e caracterização de mutantes com redução da biossíntese hormonal ou alteração na sensibilidade, devem ajudar muito na resolução destas questões pendentes (Schiefelbein & Benfey, 1991).

O desenvolvimento de raízes laterais que se originam do periciclo radicular, após a maturidade do protoxilema adjacente, possui seu

desenvolvimento fortemente influenciado por fatores ambientais (suprimento de nutrientes, microrganismos da rizosfera, resistência do solo, etc.) e está sob um controle hormonal particularmente exercido pela auxina e citocinina (Marschner, 1995).

Segundo Itai & Birnbaum (1996), nos últimos anos, os fisiologistas têm estado reavaliando os três dogmas a respeito dos hormônios vegetais nas raízes:

- 1) Que grupos específicos de hormônios vegetais têm funções específicas (ex: citocininas induzem a formação de raízes laterais, auxinas inibem a alongação radicular e o ácido abscísico regula as gravirespostas).
- 2) Que o nível de um particular hormônio vegetal, determina a resposta que este provoca.
- 3) Que os hormônios vegetais são sintetizados em sítios específicos e atuam em locais diferentes destes, em analogia com os hormônios animais.

Matta (1999) afirma que atualmente sabe-se que as raízes são capazes de sintetizar todos os principais grupos de hormônios vegetais.

Com relação as interações entre os hormônios vegetais nas raízes, três aspectos devem ser observados, segundo Itai & Birnbaum (1996):

- 1) A influência mútua que certo nível de um hormônio, têm no nível de outro(s) hormônio (os).
- 2) As alterações simultâneas que ocorrem no número de hormônios vegetais, como resultado da perturbação de algum fator ambiental.
- 3) As mudanças simultâneas que ocorrem em alguns hormônios vegetais durante um processo específico de desenvolvimento.

Com relação a estes aspectos, o autor concluiu que, a regulação de vários processos do desenvolvimento ou das respostas ambientais, é uma consequência das atividades em comum de todos os hormônios vegetais envolvidos no processo.

Os estudos dos hormônios vegetais e suas funções com relação às raízes, revelam, segundo Itai & Birnbaum (1996), que:

- a) Os hormônios vegetais estão envolvidos na regulação de todas as funções e processos das raízes, incluindo suas respostas para o principal fator perturbador das plantas, que é o ambiente.
- b) Raízes são capazes de sintetizar todos os hormônios vegetais sem exceção.
- c) O nível de um dado hormônio vegetal nas raízes, em determinado momento é o resultado de quatro processos: síntese, degradação, conjugação e transporte destas substâncias para as raízes, e da própria raiz para outras partes da planta. Em adição, vale ressaltar que todos os quatro processos estão também, sob regulação hormonal.
- d) O envolvimento de somente um hormônio vegetal na regulação de um ou outro processo específico de desenvolvimento ou, um processo de adaptação ambiental, é questionável.

A conformação do sistema radicular de uma planta, depende em primeiro lugar de sua constituição genética. Em condições favoráveis, uma planta pode desenvolver seu sistema radicular característico, sem alterações. Entretanto, se o meio ambiente apresenta condições adversas, este sofrerá sensíveis alterações em sua arquitetura. O conhecimento da arquitetura típica, durante o desenvolvimento do sistema radicular de uma planta, permitirá avaliar em condições de campo a influência exercida pelas características físicas e químicas do solo, assim como ação de outros fatores, sobre a penetração e distribuição das raízes (Rovira & Neptune, 1976).

A aquisição dos recursos naturais do solo como água e nutrientes, pelos sistemas radiculares das plantas, é objeto de considerável interesse na agricultura e ecologia. Estudos sobre a arquitetura radicular constituem em uma ótima ferramenta de trabalho para o entendimento e conhecimento das bases fisiológicas do sistema radicular. O termo arquitetura radicular, tem sido utilizado em vários contextos para se referir aos aspectos da forma dos sistemas radiculares de plantas. A importância da arquitetura radicular para a produtividade das plantas, vem do fato de que muitos dos recursos do solo estão irregularmente distribuídos, ou estão alocados em locais específicos, logo um grande desenvolvimento espacial do sistema radicular determina a habilidade da planta em explorar eficientemente estes recursos. Existe grande

evidência de que a arquitetura radicular é um aspecto fundamental da produtividade das plantas, especialmente nos muitos ambientes caracterizados por uma baixa disponibilidade de água e nutrientes. Progressos metodológicos em vários campos de estudos, têm melhorado nossa capacidade para visualizar, quantificar e conceptualizar a arquitetura radicular das plantas e sua relação com a produtividade. Entretanto, ainda conhecemos muito pouco a respeito das bases fisiológicas que estão relacionadas com as características arquiteturais dos sistemas radiculares das plantas (Lynch, 1995).

Para Pimentel (1998), um dreno a ser priorizado em regiões de clima tropical é o sistema radicular das plantas, pois água e nutrientes minerais são, geralmente, fatores limitantes e podem afetar drasticamente o comportamento da fonte e/ou do dreno a ser colhido, fato menos evidente em regiões de clima temperado. Portanto, a seleção de plantas com sistemas radiculares bem desenvolvidos, quanto a profundidade e área radicular, apesar de não ser um órgão a ser colhido para a maioria das culturas, permitirá aumentos de produtividade.

Em uma revisão sobre hormônios vegetais sintetizados no sistema radicular, Torrey (1976), abordou as raízes como fontes de síntese de hormônios para estudos dos efeitos destas substâncias na estrutura, funções e desenvolvimento de sistemas radiculares de plantas. Existe forte evidência de que a maioria dos hormônios vegetais conhecidos, possuem na raiz sítios de síntese e que freqüentemente estas substâncias são exportadas via xilema e/ou via floema, para outras partes da planta. Não se abordou na revisão os efeitos dos hormônios sintetizados na raiz sobre o desenvolvimento da parte aérea, e sim as ações deles sobre o desenvolvimento do próprio sistema radicular. Evidências mostraram que as raízes e os sistemas radiculares, exercem importante papel sobre a fisiologia hormonal das plantas. Fatores ambientais que afetam o sistema radicular, como: estresse hídrico, excesso de calor ou frio e inundação, agem não somente na absorção de água, íons e no transporte de substratos orgânicos, mas também no fluxo hormonal da raiz para a parte aérea e vice-versa. A importância deste órgão para o restante da planta, torna-se clara visto que a manipulação do sistema radicular, em sua

forma, tamanho e fisiologia, por métodos genéticos, seleção e testes de campo, oferece um novo caminho para a melhoria do crescimento e produtividade das plantas.

Feldman (1984), revisando trabalhos científicos que particularizaram a área ativa da fisiologia de raiz, isto é, a regulação do crescimento e desenvolvimento do sistema radicular das plantas, concluiu que as raízes são plásticas em seu desenvolvimento, elas respondem para uma ampla variação de estímulos ambientais de maneira que são presumivelmente adaptadas, especialmente em condições estressantes do ambiente. O etileno parece ser um importante regulador natural neste particular e pode afetar muitos aspectos do desenvolvimento radicular. A coifa da raiz é capaz de perceber uma variedade de estímulos e os transfere ou os traduz em crescimento ou em uma resposta regulatória.

O mecanismo interno que controla o crescimento das raízes é pouco conhecido. As raízes são extremamente sensíveis às auxinas. Quando se aplica auxina a órgãos isolados, ocorre um aumento de resposta paralelo ao aumento da concentração até certo máximo, após o qual ocorre efeito inibitório (Válio, 1979). As auxinas também possuem efeitos na morfogênese e diferenciação, podendo induzir a formação de raízes adventícias em ramos e em cultura de tecidos, havendo indícios de que a auxina induz ou promove a diferenciação de tecido xilemático em ramos e raízes (Skoog & Miller, 1957; Ray, 1978).

Wightman et al. (1980), avaliaram seis auxinas, seis citocininas e vários outros compostos de ocorrência natural, para determinar a atividade na formação de raízes laterais em raízes primárias decapitadas de plântulas de ervilha (*Pisum sativum* L.). Os efeitos foram avaliados através da iniciação de raízes laterais, emergência e visibilidade de raízes laterais e alongação de raízes laterais. Para todas as auxinas, a ótima concentração foi de 10^{-4} M, promovendo a iniciação de raízes laterais. Para as citocininas, a concentração de 10^{-6} M e acima desta, inibiram a iniciação e a emergência de raízes laterais. A zeatina mostrou efeito inibidor mais forte e o ribosídeo de citocinina apresentou menor atividade em relação às bases livres. O ácido giberélico teve pequeno efeito nos três critérios avaliados.

O ácido indolilacético tem sido apontado como estimulador de iniciação radicular em estacas, o que demonstra o uso prático das auxinas. Auxinas sintéticas são geralmente utilizadas em substituição às naturais, por que elas não são destruídas pela IAA-oxidase ou outras enzimas, e esta irá persistir por um longo período de tempo. Aplicações exógenas de auxinas, podem promover a iniciação e rápido desenvolvimento das raízes. Entretanto, a alongação de raízes é geralmente inibida, ao menos até que as concentrações sejam suficientemente baixas (Wightman et al., 1980).

Segundo Taiz & Zeiger (1998), as raízes podem necessitar de uma mínima concentração de auxina para crescer, mas o crescimento de raízes é fortemente inibido por concentrações (10^{-6} M), que promovem a alongação de hastes e coleoptiles. Considera-se que a alongação de raízes primárias é inibida por altas concentrações de auxinas, geralmente maiores que 10^{-8} M. Entretanto a iniciação de ramificações laterais de raízes adventícias, são estimuladas por altos níveis de auxinas.

Scott (1972) relacionou a auxina com o crescimento radicular em três níveis: a) auxina como um fator limitando o crescimento linear e o geotropismo radicular; b) o mecanismo de ação auxínica no crescimento e c) a interação da auxina com outras substâncias reguladoras da promoção do crescimento. Concluiu que a auxina é necessária para a alongação das células radiculares e pode ser estimulatória em concentrações na qual promove o crescimento do caule. Ela também, regula o crescimento radicular, inibindo a duração da alongação celular. Para o mesmo autor, as giberelinas são também sintetizadas nas raízes e exportadas para a parte aérea da planta. Sugere que a giberelina tem um efeito moderador sobre a ação da auxina na raiz.

Citocininas ativas têm sido encontradas em extratos e em exsudatos de raízes, em inúmeras ocasiões. As citocininas também, são sintetizadas nas raízes. Segundo Torrey (1976), os meristemas apicais das raízes são os principais sítios de síntese de citocininas livres nas plantas.

A cinetina ou benziladenina, quando aplicada sozinha ou em combinação com auxina, pode causar inibição no crescimento de raízes. Não existem explicações satisfatórias para este efeito das citocininas no

crescimento radicular. Entretanto, já que a atividade das citocininas é tão fortemente associada com o metabolismo de RNA, esta atividade indica que os efeitos no crescimento, ocorrem muito provavelmente a nível de divisão celular e eventos que estão ligados com a expressão gênica.

As auxinas possuem uma importante função na regulação do crescimento e no desenvolvimento radicular das plantas. As raízes são altamente sensíveis ao ácido indolilacético (IAA), concentrações baixas como 10^{-9} M modificam e realçam a extensão celular. Os sítios receptores da IAA na zona apical radicular são células da rizoderma (Radermacher & Klämbt, 1993), similarmente às células epidérmicas em coleoptiles. As altas concentrações de IAA nas pontas das raízes inibem a alongação celular, direta ou indiretamente, via alteração na produção de etileno (Eliasson et al., 1989). Estas concentrações de auxina também promovem a formação de raízes laterais, ou pelo menos sua formação.

As zonas apicais das raízes são os principais sítios de biossíntese de citocininas em plantas e estas são exportadas via xilema, principalmente para a parte aérea da planta. Em contraste com as auxinas, altas concentrações de citocininas não somente inibem a alongação da raiz principal, mas também a formação de raízes laterais. Então, auxina e citocinina exercem uma importante regulação da alongação da raiz principal e na formação de raízes laterais, sendo que neste último aspecto estes fitohormônios possuem um efeito mais ou menos contrário (Marschner, 1995).

2.3 O uso de bioestimulantes na agricultura

Bioestimulantes referem-se as misturas de reguladores vegetais ou de reguladores vegetais com outros compostos de natureza bioquímica diferente (aminoácidos, micronutrientes, vitaminas). Segundo Casillas et al. (1986), essas substâncias são eficientes quando aplicadas em baixas concentrações favorecendo o bom desempenho dos processos vitais da planta, permitindo assim a obtenção de maiores e melhores colheitas. Podendo ainda, em condições ambientais adversas, garantir o rendimento das mesmas.

Casillas et al. (1986), estudaram os efeitos de quatro bioestimulantes: Agrostemim, Ergostim, Agrovitae e Vitamina C, sobre a cultura do rabanete (*Raphanus sativus* L.). Avaliaram a porcentagem de germinação, velocidade de germinação, energia de germinação, altura de plantas, massa verde e seca e índice de colheita. Verificaram que nos tratamentos com Agrovitae, Agrostemin e Ergostim, ocorreram aumentos na porcentagem e velocidade de germinação. A massa verde e seca, tanto da parte aérea como da radicular, foram incrementadas quando o solo foi fertilizado e se procedeu aplicações com os bioestimulantes. O maior índice de colheita foi obtido no tratamento com Agrovitae e solo sem fertilização. Ressaltaram que, mesmo o tratamento com solo fertilizado, independentemente, do uso de bioestimulante ter promovido maiores valores de massa verde e seca das raízes de plantas de rabanete, não se pode desconsiderar o papel dos bioestimulantes no processo de formação de raízes.

Kiang (1983), utilizou o bioestimulante Promalin, um produto composto de ácido giberélico ($GA_4 + GA_7$) e benziladenina, visando observar o efeito destas substâncias sobre o crescimento radicular de plântulas de limão 'Rugoso' (*Citrus jambhiri* Lush.). Trabalhou com três aplicações de 1,0 mL/800L de água e 20 mL/planta, em campo e em casa de vegetação. Após avaliar a massa seca radicular, crescimento da copa e diâmetro do caule, registrou taxas de crescimento significativamente superiores nas plantas tratadas com Promalin, em relação ao controle. Concluiu que aplicações do produto em plântulas de limão 'Rugoso', poderiam ser úteis para promover uma rápida enxertia em viveiro e na melhoria do sistema radicular de árvores cítricas na Flórida.

Carlucci & Castro (1982) observaram que, o bioestimulante Atonik 1:200 (mononitroguaiacol sódico e outros compostos aromáticos nitrogenados), promoveu aumentos no número de frutos, no número de flores abortadas e prejudicou a classificação dos frutos de plantas de tomateiro (*Lycopersicon esculentum* cv. Miguel Pereira), cultivadas em casa de vegetação. O produto foi pulverizado em diferentes épocas e as avaliações foram realizadas nos frutos maduros dos três primeiros cachos, na colheita comercial.

Castro et al. (1987a), pulverizaram plantas de milho (*Zea mays* L.) cultivar Cargill – 525, após 34 dias da semeadura, com giberelina (100 mg.L⁻¹), ethephon (600 mg.L⁻¹), Agostemin (0,8 g.L⁻¹) e Triacontanol (0,5 mg.L⁻¹), visando observar alterações no desenvolvimento das plantas. Verificaram que a giberelina aumentou a altura das plantas, reduziu a massa seca e o número de folhas, e tendeu a diminuir a razão de área foliar das plantas de milho. As plantas tratadas com ethephon apresentaram aumento no número de folhas e na massa seca de raízes, colmo e folhas. O Triacontanol promoveu reduções na taxa assimilatória líquida (TAL) e na taxa de crescimento relativa (TCR) das plantas.

Castro et al. (1983), avaliaram em casa de vegetação o efeito de três bioestimulantes: Triacontanol (0,05 mg.L⁻¹); Agostemin (1,0 g/10,0 mL.3L⁻¹) e Ergostim (1,5 mL.L⁻¹), sobre o desenvolvimento de dois cultivares de girassol (*Helianthus annuus* L.), 'Uruguay' e 'Anhandy'. Observaram que o Ergostim promoveu aumentos no crescimento e na massa seca das plantas de girassol. Houve aumentos não muito expressivos na altura e massa seca das plantas, causados pelo Agostemin. Ocorreu aumento na inflorescência e redução na massa seca, quando as plantas foram tratadas com Triacontanol.

Castro et al. (1984), avaliaram os efeitos do Triacontanol e do Agostemin, sobre a germinação, crescimento de coleoptiles e raízes das plântulas de arroz (*Oryza sativa* L. cultivar IAC – 165). Não ocorreram variações significativas quanto a porcentagem de germinação e comprimento inicial dos coleoptiles. Verificaram efeitos positivos da aplicação dos bioestimulantes sobre o crescimento da radícula, principalmente os tratamentos com Triacontanol 0,01% diluído em benzeno e para as altas concentrações de Agostemin (150 g/80 kg de sementes).

Reis & Wert (1977), concluíram que plântulas de arroz (*Oryza sativa* L.) tratadas com Triacontanol, um álcool primário, na dosagem de $2,3 \cdot 10^{-8}$ M (10,0 µg.L⁻¹), apresentaram incremento na área foliar, o que aumentou a transpiração das plântulas. As análises de crescimento indicaram que o efeito direto do álcool, ocorre num período de 24 horas: com quatro horas de luz forte e oito de luz fraca. Após três horas foram observados aumentos na massa seca

e na área foliar das plantas. O Triacontanol proporcionou aumentos na massa seca e no conteúdo protéico, quando as plântulas foram colocadas no escuro durante um período de seis horas. Constataram que a resposta ao bioestimulante foi rapidamente observada, após um período de três horas da aplicação.

Castro et al. (1987b), trabalharam com os bioestimulantes: Agrostemin e Atonik e, os reguladores vegetais: giberelina, chlormequat, hidrazida maleica, além de água destilada como controle. Objetivaram avaliar os efeitos destas substâncias em sementes de milho (*Zea mays* L. cv. C – 525) e tomateiro (*Lycopersicon esculentum* L. cv. Kada), sob condições de laboratório. Para isso avaliaram os comprimentos da radícula e do hipocótilo das plântulas, após sete e quinze dias da semeadura. Concluíram que a giberelina (100 mg.L⁻¹) e Agrostemin (1,25 g.L⁻¹), promoveram aumentos no crescimento da radícula e do hipocótilo das plântulas de milho e tomateiro. A hidrazida maleica (1000 mg.L⁻¹), inibiu o desenvolvimento da radícula das plântulas de milho e reduziu o crescimento da radícula e do hipocótilo das plântulas de tomateiro. O Atonik (0,5 mL.L⁻¹), demonstrou tendência a reduzir o crescimento da radícula e do hipocótilo das plântulas de *Lycopersicon esculentum* L.

Fernandes et al. (1997), para avaliarem os efeitos do bioestimulante Agrostemin em sementes de soja (*Glycine max* L. cv. IAC 8), trabalharam variando concentrações, épocas e formas de aplicação do produto. O experimento foi conduzido em casa de vegetação e avaliaram a produção de massa seca de frutos e de sementes das plantas. Concluíram que o Agrostemin não promoveu aumentos significativos na massa seca de raízes, caules e folhas das plantas de soja. Contudo os tratamentos via foliar do produto, nas concentrações de 333 mg.L⁻¹ e 500 mg.L⁻¹, apresentaram maior número de frutos e maiores valores de massa seca de sementes, em relação ao controle. Em relação a produção, independentemente, da forma de aplicação, não foram observados incrementos significativos.

Mesquita Filho et al. (1987), avaliaram preliminarmente o efeito de um bioestimulante orgânico, com base em *Agrostema githago* L., na cultura de cenoura (*Daucus carota* L.). Constataram, que não houve diferença entre os

tratamentos com relação aos diferentes componentes da produção total. Todavia, verificou-se que ocorreu diferença significativa quanto ao paladar, sendo que as raízes provenientes do tratamento com o Agrostemin apresentaram coloração amarelo-laranja mais intensa.

Silva-Junior & Siqueira (1997), estudaram os efeitos do bioestimulante formononetina (7-hidroxi 4'-metoxi-isoflavona) aplicado no solo, sobre a formação de micorriza arbuscular e crescimento de plantas de milho (*Zea mays* L.) e soja (*Glycine max* (L.) Merrill), em casa de vegetação. Observaram que o bioestimulante aumentou a porcentagem de colonização, a densidade de arbúsculos e vesículas nas raízes das plantas de soja e de milho. Entretanto, não se registrou aumento na produção de massa seca na cultura do milho, mas obtiveram um efeito positivo de 9,4% sobre a cultura da soja.

O Stimulate é um bioestimulante líquido da Stoller Interprises Inc., composto por três reguladores vegetais: 0,009% de cinetina (citocinina), 0,005% de ácido giberélico (giberelina) e 0,005% de ácido indolbutírico (auxina). Essa substância possui a capacidade de estimular o desenvolvimento radicular, aumentando a absorção de água e nutrientes pelas raízes, podendo favorecer também o equilíbrio hormonal da planta (Stoller do Brasil, 1998).

Castro et al. (1998), efetuaram pulverizações com o fertilizante foliar Micro-Citros e o bioestimulante Stimulate, em pomar uniforme de laranja 'Pêra' (*Citrus sinensis* L. Osbeck). Observaram aumentos no número de ramos 69 dias após a primeira aplicação de Stimulate 1,0 L.ha⁻¹ e incremento no peso médio dos frutos por árvore na colheita, em relação ao controle. Com aplicações de Stimulate 4,0 L.ha⁻¹, verificaram diminuição no número de ramos e no diâmetro médio dos frutos, em relação aos outros tratamentos.

Vellini & Rosolem (1997), avaliando a eficiência agrônômica do Stimulate em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), concluíram que este produto pode ter efeito positivo sobre a produtividade, quando aplicado associado aos nutrientes minerais cobalto e molibdênio, podendo também aumentar a produção de proteína. Ressaltaram ainda, que esse aumento protéico estava relacionado a uma melhor nutrição nitrogenada da planta. Oliveira et al.,

(1997), com aplicação de 250 mL.ha⁻¹ de Stimulate em sementes de feijoeiro, registraram maiores produções de vagens e de grãos por planta.

Rosolem (1997), após aplicação dos tratamentos: Stimulate (50, 100 e 200 mL/0,5 kg de sementes), cobalto + molibdênio (pulverização após a emergência) e Stimulate (50, 100 e 200 mL/0,5 kg de sementes) + Co-Mo (pulverização), em sementes de feijoeiro, concluiu que apenas houve efeito da aplicação do produto sobre o comprimento radicular, quando o mesmo foi utilizado na ausência do cobalto e molibdênio.

Avaliando o efeito do Stimulate (250, 375 e 750 mL.ha⁻¹) aplicados nas sementes e em pulverizações (3º trifólio, 15 dias depois da aplicação no estágio de 3º trifólio e no início do florescimento), no desenvolvimento e produtividade do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), Alleoni (1997) concluiu que houve um aumento no desenvolvimento inicial em até 1,2% quando o produto foi aplicado nas sementes e em até 4,3 e 2,9% no desenvolvimento final. Observou também, que o número de vagens/planta, número de grãos/vagem e o número de entrenós, tiveram aumentos de até 4,7%, 1,7% e 8,4%, respectivamente, em função das aplicações foliares. Finalmente, constatou incrementos na produtividade de 5,6%, 7,4% e 8,0%, quando o Stimulate foi aplicado nas sementes, nas folhas e nas sementes e folhas, respectivamente.

Dario & Baltieri (1998), não observaram diferenças significativas entre os tratamentos com Stimulate (250 mL.ha⁻¹) em sementes de milho (*Zea mays* L.) e o controle, para os parâmetros: emergência de plântulas, altura de plantas, número de espigas/metro, tamanho das espigas, número de grãos/espiga e produção. Por outro lado, os tratamentos com o produto no estágio de semente (250 mL.ha⁻¹), semente mais 4 folhas (250 mL.ha⁻¹ e pulverização de 750 mL.ha⁻¹) e semente mais 8 folhas (250 mL.ha⁻¹ e pulverização de 750 mL.ha⁻¹), apresentaram-se significativamente superiores aos demais tratamentos. A aplicação do Stimulate na semente mais 4 folhas (250 mL.ha⁻¹ e pulverização de 750 mL.ha⁻¹), proporcionou incremento de produção da ordem de 13,81%. Observou-se também, que nas concentrações e estádios de aplicação avaliadas, o produto não apresentou fitotoxicidade à cultura.

Milléo (2000a), com o objetivo de avaliar a eficiência agronômica do produto Stimulate, quando aplicado no tratamento de sementes e no sulco de plantio, na cultura do milho (*Zea mays* L. cv. Zeneca 8474). Trabalhou com seis concentrações do produto (100; 150; 200; 250; 300 e 350 mL.ha⁻¹), em tratamento de sementes e no sulco de plantio, em um total de treze tratamentos, com a testemunha. O bioestimulante proporcionou maior velocidade na emergência, maior produção de massa seca, maior número de fileiras de grãos por espiga e maior produção de grãos na cultura do milho. O tratamento 350 mL.ha⁻¹ apresentou um ganho de produtividade de 68,03% em relação à testemunha e na análise da produtividade as concentrações de 300 mL.ha⁻¹ e 350 mL.ha⁻¹ no tratamento de sementes, e em aplicação no sulco de plantio, foram as que apresentaram os melhores resultados.

Milléo (2000b), avaliou também, a eficiência agronômica do Stimulate, quando aplicado em sementes e via foliar na cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill). Utilizou o cultivar FT Abyara e nove tratamentos: T1 – testemunha; T2 – 250 mL.ha⁻¹, no tratamento de sementes; T3 – 250 mL.ha⁻¹, em pulverização foliar no estágio V5; T4 – 250 mL.ha⁻¹, em pulverização foliar no estágio V10; T5 – Stimulate (T2 + T3); T6 – Stimulate (T2 + T4); T7 – Stimulate (T3 + T4) e T8 – 500 mL.ha⁻¹, em pulverização foliar no estágio V5. Verificou que o produto foi eficiente agronomicamente e que proporcionou maior produção de vagens e de grãos, sendo que o melhor tratamento (T8) apresentou um ganho de produtividade de 64,96% em relação ao tratamento (T1). O Stimulate apresentou eficiência agronômica quando foi aplicado tanto no tratamento de sementes quanto na pulverização foliar, em todas as concentrações e épocas avaliadas.

Reghin et al. (2000), avaliaram o efeito de concentrações de Stimulate Mo, sobre o pré-enraizamento de mudas de mandioquinha-salsa (*Arracacia xanthorrhiza* Bancroft), com e sem cobertura dos canteiros com tecido de polipropileno. As concentrações do bioestimulante foram: controle (sem tratamento); 2,5 mL.L⁻¹; 5,0 mL.L⁻¹, 7,5 mL.L⁻¹ e 10,0 mL.L⁻¹, as mudas foram imersas nas soluções por 30 minutos e após cinco dias, foram transferidas para os canteiros. Avaliaram-se a porcentagem de mudas com brotações,

número e comprimento de folhas e de raízes. Constataram que não houve interação significativa entre o produto e a proteção com polipropileno. Por outro lado, o Stimulate Mo aumentou significativamente o número e o comprimento de raízes de acordo com o aumento da concentração, até o limite de 7,0 mL.L⁻¹. Também, não foram observados sintomas de fitotoxidez em quaisquer das concentrações avaliadas. Os resultados indicam que o Stimulate Mo, pode ser utilizado como estimulador do crescimento do sistema radicular de plantas.

2.4 Métodos de estudo dos sistemas radiculares de plantas, com ênfase para a utilização de rizotrons

Existem diferentes métodos para obtenção de parâmetros que permitem caracterizar os aspectos relacionados com o crescimento, desenvolvimento e atividade dos sistemas radiculares de plantas, visando analisar a distribuição das raízes no perfil do solo. Segundo Mackie-Dawson & Atkinson (1991), estes métodos podem ser divididos em três grupos: a) métodos de extração de raízes; b) métodos de observação e c) métodos indiretos. Böhm (1979), relacionou alguns: 1) métodos de escavação, 2) métodos dos monólitos, 3) métodos de perfurações com trado, 4) métodos de trincheiras, 5) métodos de parede de vidro, 6) métodos indiretos, 7) métodos de recipientes, 8) métodos de elementos marcados e 9) outros métodos, apresentando seus procedimentos, usos e limitações.

O método de escavação consiste em expor completamente o sistema radicular da planta, ou parte dele, por meio de escavação e limpeza do solo circundante com escovas ou uso de ar ou água sob pressão. Essa técnica possibilita determinar a localização, descrição da morfologia, extensão e ramificação do sistema radicular, podendo o mesmo ser desenhado, fotografado ou montado conforme objetivo do estudo (Böhm, 1979). Entretanto, demanda muito tempo de trabalho, alto custo e provoca perdas de raízes pequenas (Kopke, 1981).

O método dos monólitos, permite análises quantitativas do sistema radicular. Consiste na retirada de amostras de diferentes tamanhos do perfil do solo. Os blocos são divididos em dimensões definidas, sendo o solo retirado das raízes por lavagem e as raízes são coletadas em peneiras. Posteriormente, a massa e o comprimento das raízes são determinadas e podem ser representadas por gráficos (Kopke, 1981; Zanette & Comem, 1992). Trata-se de um método fácil e não muito trabalhoso. Segundo Böhm (1979), este método tem sido usado para comparar a eficiência de outros métodos mais simplificados. Uma adaptação feita ao método é realizada com caixas e armações metálicas, as chamadas placas ou "camas de pregos".

O método de perfurações com trados, retira amostras de solo a diferentes profundidades e distâncias do tronco da planta, sem escavação de uma trincheira. São usados para se tomar amostras volumétricas de solo-raiz, diretamente a partir da superfície do solo. Uma variação do método, é a quebra do torrão retirado pelo trado o que elimina a necessidade de lavagem e limpeza das amostras. Esses métodos causam poucos danos no campo experimental, fornecem informações quantitativas sobre a distribuição das raízes, especialmente de espécies com raízes fibrosas e de distribuição relativamente uniforme em cada profundidade do solo (Kopke, 1981). As raízes são analisadas após separação do solo por meio de lavagem e limpeza das amostras.

No método de trincheiras ou parede de perfil, o sistema radicular é exposto em uma parede vertical de uma trincheira com o uso de ferramentas e água ou ar sob pressão. Com as raízes fixas em sua posição original, utiliza-se uma tela colocada de encontro à parede do perfil onde o comprimento é estimado e seu posicionamento pode ser plotado num filme plástico transparente ou a partir de fotos. Pode-se ainda, estimar o comprimento das raízes por quadrícula (Zanette & Comem, 1992). Apesar das vantagens que lhe são atribuídos, tem como crítica comum o caráter de avaliação essencialmente qualitativo, com elevado grau de subjetividade.

No método da parede de vidro, parte do sistema radicular é observado sem que o mesmo seja retirado do solo através de uma superfície de

observação transparente. Segundo Huck & Taylor (1982), o método consiste basicamente de uma parede de vidro ou de plástico colocada junto ao perfil do solo, através da qual é possível o acompanhamento do desenvolvimento de raízes e permite determinações sucessivas em uma mesma planta. Essa superfície de vidro ou de plástico pode se constituir de pequenas paredes de vidro verticais ou inclinadas em contato com o solo (Böhm, 1979). O minirizotron, outro método empregado no estudo de raiz, consiste de pequenos tubos de vidro inseridos inclinadamente no solo (Waddington, 1971), para observar as raízes com o auxílio de espelhos e técnicas de iluminação. Atualmente, o espelho foi substituído por uma fibra óptica conectada a uma micro-câmara, que permite a observação do crescimento, profundidade e densidade do sistema radicular (Taylor et al. 1988). Esses métodos permitem a determinação da taxa de crescimento das raízes visíveis em pequenos intervalos de tempo. São métodos sofisticados que exigem o envolvimento de pessoal qualificado e que apresentam como principal desvantagem, o alto custo de instalação e manutenção.

Atualmente os métodos clássicos para estudo de raiz, podem ser aliados a novos procedimentos como uso de processamento de imagens digitalizadas obtidas por vídeo câmaras (Cestana et al., 1994), ressonância magnética nuclear (Posadas et al., 1996) e tomografia computadorizada por Raios-X (Heeraman et al., 1997).

Vale ressaltar, que cada um desses métodos possui vantagens e desvantagens, devendo ser analisados com base principalmente no objetivo do trabalho, espécie vegetal a ser estudada, mão de obra e instalações e disponibilidade de equipamentos (Teruel, 1999).

Taylor (1986), descreveu rizotrons como sendo porões subterrâneos, protegidos, possuindo via para pedestres, com janelas limpas e transparentes em um ou ambos os lados. O solo que contém as raízes das plantas é localizado atrás de cada janela. Esses rizotrons podem ser simples covas protegidas contendo vidro ou plástico limpo e transparente como parede, ou podem ser largas instalações com muitos metros quadrados de superfície para visualização. Seus projetos específicos, dependem das questões e tipo de

pesquisas a serem conduzidas. Segundo o mesmo autor, os rizotrons possuem várias vantagens sobre os outros métodos de estudos de raízes de plantas. As mensurações sucessivas podem ser efetuadas nas raízes a cada instante e a estimativa do crescimento radicular pode ser realizada rapidamente. Pode-se ainda instalar, facilmente, instrumentos e sensores nos rizotrons, para avaliar as condições do solo, podendo até, em algumas instalações conhecer o volume de solo hidraulicamente isolado. Como desvantagem, cita o custo de instalação e a manutenção do sistema, porém os rizotrons podem ser utilizados para muitos experimentos e por grande número de pesquisadores e cientistas, que se encontrem localizados próximos das instalações.

Segundo Glinski et al. (1993), planos de visão transparente são métodos não destrutivos de monitoramento e quantificação do crescimento radicular de plantas. A utilização de planos deste tipo, podem ser de três maneiras: rizotrons, minirizotrons e recipientes com uma face clara-transparente fixa. Rizotrons são laboratórios de observação de raiz subterrâneos, que contêm uma superfície transparente colocada contra o solo. Minirizotrons já utilizam estreitos tubos de diâmetro, geralmente menor que 10 cm, inseridos dentro do solo, podendo usualmente possuir uma pequena câmara de vídeo colocada ao longo do tubo, permitindo assim observações do sistema radicular das plantas. Os recipientes com uma face clara-transparente fixa e inclinados 25° com a vertical, oferecem uma alternativa em relação aos sistemas mais caros como os rizotrons e os minirizotrons. Caixas com paredes rígidas, tubos, vasos e potes, têm sido usados tradicionalmente, mas recentemente tubos flexíveis de polietileno estão se tornando disponíveis e viáveis para este fim.

Para Taylor et al. (1990), tanto os rizotrons quanto os minirizotrons são técnicas que utilizam paredes transparentes e são utilizadas em pesquisas para observar as raízes de alguma planta, sua rizosfera e seus rizoplanos em séries básicas nas quais as raízes estão crescendo no solo. Rizotron é uma das técnicas não destrutivas para observação do crescimento radicular de plantas no solo. As principais vantagens desta técnica sobre as outras são, principalmente, a facilidade de obtenção de sucessivas mensurações de raízes

individuais ou de parte visível do sistema radicular, rápida estimativa do incremento no crescimento radicular, fácil instalação de sensores nos rizotrons para avaliar as condições do solo, tais como temperatura, concentração de oxigênio e/ou gás carbônico, potencial de água do solo ou conteúdo de água, pH do solo ou concentração iônica. Também, possuem espaço suficiente para instalação de câmaras para fotografar as raízes, em intervalos de tempo determinado, além de poderem ser utilizados por um grupo de pesquisadores, cada um trabalhando dentro de seu objeto específico e ao mesmo tempo. Como desvantagens cita, o custo e a manutenção do sistema. Outra questão, é a perda de estrutura que o solo sofre ao ser removido e colocado no rizotron. Todavia, é possível a instalação de janelas diretamente contra o perfil do solo, o que oferece como vantagem a manutenção da estrutura natural do solo. Entretanto, faltam conhecimentos se o volume de solo explorado pelo sistema radicular da planta é o volume de solo observado pelo sistema.

Pearson & Lund (1968), considerando que existia naquela época, pouca ou nenhuma informação sobre as taxas de alongação de raízes durante o ciclo de crescimento de plantas de culturas importantes, realizaram experimento visando descrever observações realizadas em campo de taxas de alongação de raízes de algodoeiro (*Gossypium* spp.), em condições favoráveis de solo, relacionando-as com os estádios fisiológicos do desenvolvimento da planta. Utilizaram orifícios com 2 m de profundidade, 3,5 m de comprimento e 2 m de largura, além de concreto, armação de metal e parafusos. Os sistemas possuíam ao longo de um dos lados dos orifícios, placas ou chapas de vidro formando painéis a uma distância de 1,0 m da parede e inclinados de 12° com a vertical. Este espaço foi preenchido com solo fertilizado com 100 ppm de N, 100 ppm de P e 50 ppm de K e com pH 6,3. Foram instalados tensiômetros e posteriormente, os painéis foram cobertos com plásticos. Altura das plantas e profundidade das raízes foram mensuradas periodicamente, e o comprimento total das raízes visíveis na interface solo-vidro, foi determinada em intervalos de tempo, utilizando-se um mapa de leitura.

Waddington (1971), descreveu uma técnica que permitiu a determinação da penetração, distribuição e densidade de raízes de trigo de

primavera (*Triticum aestivum* L.) *in situ*, com o mínimo de perturbação para o sistema radicular da planta. Utilizou uma sonda de fibra óptica, uma fonte de luz, um feixe de fibra óptica para iluminação e transferência das imagens para a superfície, certo ângulo de visão e lentes objetivas. Tal técnica, segundo o autor, permitiu estimar a penetração, taxa e dimensão do crescimento radicular, sendo as avaliações efetuadas de tempos em tempos sem perturbar o sistema radicular das plantas.

Cahn et al. (1989), trabalharam com pequenos rizotrons em condições de casa de vegetação, objetivando descrever a relação entre a taxa de alongação e o diâmetro das raízes de milho (*Zea mays* L.) e estimar o comprimento e a duração do crescimento das raízes laterais. Utilizaram esta metodologia em função da facilidade para a realização das medições do crescimento radicular. De maneira geral, os rizotrons continham câmaras, suportes, mini-tensiômetros e janela de plástico. As avaliações foram realizadas *in situ* durante cinco semanas. Ao final deste período, as plantas foram colhidas e os diâmetros das raízes axiais e laterais foram verificados. Todos os resultados foram coerentes com a hipótese de que as raízes laterais cresciam durante 2,5 dias e então cessavam o crescimento, enquanto que, as raízes axilares continuavam crescendo durante o período do experimento na taxa de aproximadamente 3 cm.dia⁻¹.

Ronzelli Júnior et al. (1987), acompanharam e quantificaram o crescimento, profundidade e a distribuição das raízes de 3 cultivares de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), para tal utilizaram rizotrons com 2,0 m de altura, 4,5 m de comprimento, sendo construção em tronco de trapézio, quanto a largura, tinha 3,0 m na base e 1,5 m no ápice, observando-se uma inclinação de 25°, sendo a parede interna construída em vidro transparente e a externa em placas de eternit. O espaço entre o vidro e o eternit era de 15,0 cm, justamente onde se colocou o substrato. As avaliações e observações foram realizadas através de mapas das raízes em lâminas de plástico transparente, presas ao vidro do rizotron.

Daros et al. (1988a), com o objetivo de estudarem o crescimento e o desenvolvimento dos sistemas radiculares de dois cultivares de trigo (*Triticum*

aestivum L.), em condições adversas de saturação de alumínio, utilizaram rizotrons (Ronzelli Júnior et al., 1987). Com esta metodologia conseguiram avaliar o comprimento, profundidade e distribuição das raízes dos cultivares selecionados. Como vantagem deste método, citaram a possibilidade que o mesmo ofereceu de visualizar os efeitos dos tratamentos sobre os sistemas radiculares das plantas, tornando possível verificar os diferentes comportamentos em relação à tolerância dos cultivares ao alumínio tóxico.

Daros et al. (1988b), identificaram, em rizotrons (Ronzelli Júnior et al., 1987), cultivares de trigo sensíveis ou tolerantes ao alumínio tóxico, com base em observações do comprimento, profundidade e distribuição das raízes dentre outras avaliações. Comprovaram também, o uso desta metodologia para seleção de cultivares quanto à toxicidade ao alumínio.

Daros et al. (1988c), utilizaram rizotrons (Ronzelli Júnior et al., 1987), para avaliar o comprimento total, profundidade das raízes e a porcentagem de distribuição, podendo identificar através deste método, diferentes graus de tolerância aos níveis de saturação de alumínio, entre os cultivares de trigo estudados.

Daros et al. (1988d), verificando o comprimento total, a profundidade e a distribuição de raízes em estratos de 0,20 m de solo de três cultivares de trigo, sob três níveis de saturação de alumínio, em rizotrons (Ronzelli Júnior et al., 1987), puderam constatar diferenças drásticas quanto ao comprimento total de raízes. Demonstraram assim, a sensibilidade ou tolerância ao alumínio tóxico dos cultivares avaliados.

Taylor & Willatt (1981), consideraram que rizotrons são câmaras subterrâneas de paredes rígidas de material transparente, que permitem acompanhar o crescimento das raízes no solo, enquanto as partes aéreas estão expostas ao meio ambiente. A câmara normalmente apresenta um teto, que em alguns casos altera o balanço de energia e uma cobertura que altera o sistema de ventilação. O rizotron de Ames consistia de 48 compartimentos, cada um com 0,4 m x 0,4 m de área superficial e 2,17 m de profundidade. Nestes sistemas e em condições de campo de Ames em 1974, observou-se a taxa de transpiração, densidade, intensidade e longevidade de raízes de plantas de soja

(*Glycine max* (L.) Merrill). Ao término do trabalho constatou-se que a taxa de transpiração da soja crescida no rizotron e no campo eram similares, mas a densidade das raízes na interface solo-parede visível do rizotron, foi cinco vezes maior em comparação à condição de campo.

Kaspar & Ewing (1997), visando desenvolver e estabelecer procedimento para obtenção de imagens binárias de amostras de raízes de milho (*Zea mays* L.) com "scanner", sem necessitar do ajustamento através do "Thresholding" de cada imagem e avaliar o desempenho de um programa, o "ROOTEDGE", podendo este trabalhar com uma simples amostra ou múltiplos segmentos para a mensuração do comprimento de raízes digitalizadas, usando para isso um algoritmo, observaram que em geral, o software "ROOTEDGE" é um acurado sistema de aquisição de imagens para medir o comprimento de raízes de milho, podendo ser utilizado sem o procedimento "Thresholding".

O Laboratório de Raiz de Wageningen (Rhizolab Wageningen), vem sendo utilizado desde 1990, proporcionando a realização de pesquisas com extrema facilidade, através de estudos integrados do sistema solo-raiz-parte aérea-atmosfera de culturas selecionadas. Neste Laboratório podem ser realizados estudos simultâneos e contínuos sobre fotossíntese, respiração e transpiração das plantas. Múltiplos sensores podem mensurar o estado de umidade do solo, traços de gases e oxigênio, de acordo com a necessidade do experimento. Sensores são conectados, visando controlar e adquirir dados diversos. Tubos para observação de raízes (minirizotrons) também, podem ser instalados horizontalmente neste laboratório. Estudos sobre o crescimento e desenvolvimento da vegetação em relação à seca, estado nutricional, doenças contidas no solo e competição de raízes, podem ser conduzidos. Outra importante aplicação é o estudo sobre a elevação da concentração de gás carbônico e as mudanças no clima e os efeitos destes sobre as culturas e a economia de carbono. Pode-se ainda, coletar dados para ajudar os modelos mecanísticos de simulação de crescimento de culturas, em condições sub-ótimas de crescimento (Van de Geijn et al., 1994).

Pan et al. (1998), observaram o desenvolvimento espacial e temporal do sistema radicular de plantas de batata (*Solanum tuberosum* L.) *in situ*,

utilizando rizotron portátil (Mesorizotron) e um sistema de "scanner" colorido. Este método possibilitou a estimativa do crescimento radicular em condições naturais de campo. O Mesorizotron consistia de três componentes básicos: a) uma caixa com uma face transparente enterrada no solo; b) um "scanner" portátil e um "hardware" para capturar as imagens e c) um computador com "hardware" e "software" para guardar e analisar as imagens. O sistema foi construído com chapas de vidro temperado de espessura 0,5 cm, com 63,0 cm x 50,0 cm x 9,0 cm de dimensões. Concluíram que o método favoreceu a realização de pesquisas com baixo custo, sendo uma metodologia alternativa para estudos a respeito do crescimento e desenvolvimento de sistemas radiculares de plantas crescendo naturalmente no campo.

Mirsa (1999) avaliou o efeito de temperaturas (5 °C e 23 °C) sobre a taxa de alongação de raízes e hastes em plântulas de *Eucalyptus nitens* e *Eucalyptus globulus*, em rizotrons (Tahaler & Pages, 1996). Cada rizotron foi preenchido com vermiculita e saturado com solução nutritiva, onde foram colocadas as plântulas de eucalipto. O crescimento radicular foi acompanhado através de desenhos efetuados com diferentes cores, até a parada do crescimento das raízes. Os resultados foram discutidos focalizando a importância da interação entre os componentes do desenvolvimento e do crescimento das plantas, em particular, em função do regime de temperatura estudado.

Andén et al. (1996), utilizaram 18 rizotrons com a finalidade de registrar, processar e analisar as imagens de raízes de capim (*Phalaris arundinacea* L. cv. Venture), com dois tamanhos 126,0 mm x 95,0 mm e 61,0 mm x 46,0 mm, usando as técnicas de filtragem, segmentação e esqueletonização das raízes, em computador Unix e "software" Khoros 1.0.5. Verificaram diferenças significativas entre os métodos de observação das imagens nos rizotrons, demonstrando assim uma das utilidades do uso de rizotrons nos estudos de sistemas radiculares.

Em relação aos estudos de crescimento de raízes em plantas, Voorhees (1976) relatou que estes são freqüentemente realizados em caixas com fronteiras de vidro em uma das faces, inclinadas de 25° com a vertical, na

qual várias e contínuas observações de parâmetros de crescimento radicular são realizadas. Estas observações são geralmente assumidas para extrapolar o crescimento radicular das plantas em condições de campo. Entretanto, estudos realizados em laboratórios demonstram que as taxas de alongação radicular obtidas nas interfaces de caixas no solo, são significativamente baixas em relação àquelas medidas dentro do volume da massa do solo. Estas diferenças são, provavelmente, devido a forte resistência física do solo à alongação radicular, ou a atração elétrica exercida pela superfície de vidro das caixas, em função das mudanças de cargas, ou a ambas as causas. Conclui afirmando que, extrapolações das taxas de alongação radicular ao longo da interface de vidro ou plástico transparente em relação às obtidas em campo, devem ser cuidadosamente reavaliadas.

Taylor & Böhm (1976), relataram que as janelas de acrílico, aparentemente, são satisfatórias para serem utilizadas para observações do crescimento radicular em caixas ou rizotrons, para estudos fenológicos ou para execução de experimentos comparativos, podendo estes serem também, usados em estudos sobre a densidade de raízes em plantas, com bons resultados.

Soileau et al. (1974), trabalharam com rizotron combinado com lisímetro, para observar o comprimento radicular de plantas, a mobilidade de nutrientes e metais pesados no solo e a percolação da água. Verificaram através deste sistema combinado (rizotron – lisímetro), o balanço nutricional, a mobilidade e a percolação de íons potencialmente tóxicos de origem orgânica e os efeitos da composição química e das propriedades físicas do solo, sobre o desenvolvimento radicular e a produção vegetal em campo.

Grierson et al. (2000), descreveram um método usando membranas de nitrocelulose, para localizar e quantificar a atividade da fosfatase ácida na rizosfera de *Dryandra sessilis* (Knight) Domin e *Pinus taeda* L., sendo que utilizaram análises de imagens obtidas em rizotrons, construídos com folhas de acrílico, janelas com dobradiças de borracha flexível e instalados com um ângulo de 90° com a superfície do solo. Os rizotrons permitiram o exame em condições controladas e *in situ*, do desenvolvimento espacial e temporal das raízes. “Scanners” óticos também foram utilizados, o que permitiu uma

qualidade superior das imagens digitalizadas dos sistemas radiculares. Este método não destrutivo forneceu rapidamente avaliação semi-quantitativa da atividade da fosfatase ácida em laboratório e *in situ*.

Considerando que a produtividade de uma planta é freqüentemente controlada pela profundidade e densidade do seu sistema radicular, Böhm et al., (1977) compararam cinco métodos de caracterização da densidade e desenvolvimento do sistema radicular de plantas de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) Verificaram que, o método do minirizotron necessitou apenas de 40 minutos com duas pessoas trabalhando, para contagem do número de raízes através dos tubos horizontais dos minirizotrons. Relataram também, que este método pode ser utilizado em observações fenológicas, mas não aconselharam o uso para estudos de densidade das raízes. Finalizaram afirmando que, cada um dos métodos avaliados possui vantagens e desvantagens, que devem ser cuidadosamente observadas no momento de se optar por um deles.

Thaler & Pagès (1996), para verificarem a hipótese de que o diâmetro apical da raiz pode ser utilizado para avaliar o crescimento potencial radicular, trabalharam com plântulas de seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.), em condições controladas e utilizaram para observar as raízes, caixas com dimensões internas de 99,0 cm x 48,0 cm x 7,0 mm, construídas com chapas de PVC, com um dos lados possuindo uma chapa de PVC transparente de espessura de 2,0 mm. Os resultados obtidos confirmaram a hipótese e não foi relatado no trabalho inconvenientes ou problemas, referente a utilização das caixas para observação dos sistemas radiculares das plântulas de seringueira avaliadas.

Zoon & Van Tienderen (1990), utilizaram um programa de computador visando mensurar o comprimento radicular e a estimativa do número de pontas e de pontos de ramificações de raízes, em rizotrons, de maneira rápida e confiável. Consideraram que a análise de imagens foi uma valiosa ferramenta, pois a mesma possibilitou uma rápida e acurada mensuração do comprimento radicular, porém com ligeira perda de precisão para as avaliações do número de ramificações radiculares.

Taylor et al. (1970), em rizotron de Auburn estudaram métodos para descrição quantitativa da distribuição radicular em solo, se os parâmetros para avaliar as raízes fossem representativos e estimar taxas de alongação, intensidade e densidade radiculares em milho (*Zea mays* L.) e tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Verificaram que durante a fase de crescimento, o milho sempre apresentou maiores valores de incrementos no crescimento radicular. Os valores estimados de densidade e comprimento total de raízes foram três vezes maiores para o milho. Observaram também, que os lados das paredes e o vidro do painel do rizotron, não mostraram efeito de concentração sobre o crescimento radicular.

Zanette & Comem (1992), definem rizotron como o método de estudo do desenvolvimento de raízes através de janelas de vidro colocadas junto ao perfil do solo, sendo que o solo que contém as raízes fica atrás de cada janela. Apresentam como vantagens deste método sobre os outros métodos de estudo do sistema radicular de plantas, a possibilidade de sucessivas determinações na mesma planta, no tempo, e que as estimativas do crescimento das raízes podem ser efetuadas rapidamente, acompanhando-se assim a dinâmica do crescimento.

Daros et al. (1999), concluíram que o rizotron pode ser útil para o estudo da morfologia das raízes, em programas de estudo da sua fisiologia ou para questões específicas que podem ser formuladas. Além de permitir um estudo contínuo das raízes de uma ou mais plantas durante o seu crescimento e seu desenvolvimento. Apontam o custo da construção como uma desvantagem, mas alertam que o investimento permanente, permite sua utilização para a realização de inúmeras pesquisas.

Segundo Huck & Taylor (1982), o modelo mais simples de rizotron, consiste em um painel transparente revestindo uma face vertical do solo que contém as raízes em crescimento. As raízes são observadas continuamente nas caixas, que usualmente estão protegidas para evitar luz e precipitação, e para exercer um controle parcial das flutuações de temperatura. Estas caixas são de baixo custo de construção, muito fáceis de manusear, operar e adequadas para observações no campo para demonstração ou para obter idéias qualitativas

sobre o comportamento de sistemas radiculares. Em um outro modelo simples, plantas podem estar crescendo em caixas com solo natural, com um dos lados transparente, o qual é geralmente protegido para evitar a incidência da luz solar. Durante o experimento, as caixas podem ser submetidas às condições ambientais de campo, ou serem colocadas em casa de vegetação ou em câmaras de crescimento sob condições controladas. Até mesmo, com caixas suficientemente grandes para permitir o crescimento das plantas até a maturidade, o custo destas construções é relativamente baixo, a maior desvantagem é que as temperaturas das raízes são muito próximas das temperaturas do ar acima do solo, em comparação às temperaturas registradas no solo, em condições ambientais de campo.

Algumas questões podem ser estudadas em experimentos utilizando-se rizotrons. Esta técnica não destrutiva de mensurações sucessivas do crescimento do sistema radicular, reduz a variância introduzida pela variabilidade de planta para planta, o que geralmente aumenta sensivelmente as diferenças entre tratamentos. São numerosas questões relevantes a respeito do crescimento, desenvolvimento e atividade do sistema radicular, que podem ser respondidas através das observações naturais realizadas, com auxílio de instrumentos, em rizotrons, tais como:

- a) no crescimento e desenvolvimento radicular: mudanças morfológicas, variação no ambiente de crescimento influenciada por fatores genéticos, alterações no crescimento radicular em resposta a variações no micro ambiente do solo e partição de carbono entre raízes e outros órgãos da planta;
- b) no funcionamento radicular: absorção de água, absorção mineral e movimentação de íons, demanda de oxigênio biológico e difusibilidade de gases;
- c) na caracterização das propriedades do solo: lisimetria, estimativa da infiltração e evaporação de água, migração de íons e reabastecimento de água através do perfil do solo;

- d) na integração de práticas de produção em condições de campo: relação da água e práticas de irrigação, administração de práticas, calibração e verificação de predição de modelos de simulação;

A orientação da janela do rizotron com 10° de inclinação com a vertical ou mais, pode ser utilizada, para estudos sobre as taxas de alongação, ramificação, anatomia, iniciação de ramificações de raízes e observação do fluxo de caminhos seguidos por uma ponta específica de raiz, de uma dada haste da planta. Com esta orientação, o geotropismo irá conduzir algumas pontas de raízes a interceptar a janela do rizotron, para crescerem ao longo do vidro e não retornarem para o interior do solo, favorecendo assim a realização das avaliações e observações planejadas através do sistema (Pearson & Lund, 1968).

Para Huck & Taylor (1982), uma das primeiras funções do rizotron, por definição, é de medir as alterações no comprimento ou atividade do sistema radicular de uma planta. Em um simples sistema, as raízes são localizadas e marcadas na superfície externa do painel de visão e o crescimento é anotado mensurando-se as alterações nas raízes em desenhos seqüenciados. Como as marcações são relativamente grosseiras, a precisão desta medição é relativamente limitada. Um maior nível de sofisticação é obtido colocando-se grades retangulares na superfície de visão do rizotron. As linhas das grades podem ser inscritas nos painéis, ou em plásticos, ou em vidro com padrão industrial de marcação, para maior segurança e precisão. Finalmente, ótimas mensurações, com extrema precisão, podem ser obtidas com o uso de grades colocadas sobre projeções de fotografias tiradas em série.

Segundo Kuruvadi & Smith (1986), os rizotrons são especificamente apropriados para o estudo de modelos radiculares de plantas. Utilizaram esta técnica com o objetivo de avaliarem a variabilidade do sistema radicular de plantas de trigo (*Triticum aestivum* L.), em diferentes perfis de solo, calcular a taxa de penetração e de crescimento lateral das raízes e identificar os diferentes modelos de raízes. As avaliações foram realizadas durante dez semanas consecutivas, com um intervalo de uma semana. Foram realizados os desenhos das raízes que se encontravam visíveis na interface vidro-solo dos

rizotrons, para tal utilizaram canetas de diferentes cores, sendo uma cor para cada semana até o estágio de floração. Os rizotrons eram de madeira e vidro, com 30,0 cm de frente e fundo, 45,0 cm de cada lado e 120,0 cm de profundidade. Verificaram que todos os sistemas radiculares dos genótipos avaliados, alcançaram a profundidade total do sistema em um período de 30 dias e, que a taxa de crescimento vertical foi de 3,0 cm.dia⁻¹ e lateral de 15,19 cm.dia⁻¹. Concluíram também que a técnica dos rizotrons para o estudo do potencial de raízes, oferece as vantagens da observação visual do crescimento do sistema radicular e da identificação dos modelos de raízes das plantas avaliadas.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram instalados no Laboratório de Fisiologia Vegetal e no Horto Experimental de Botânica, ambos do Departamento de Ciências Biológicas da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ) da Universidade de São Paulo (USP), no período de agosto de 1998 a dezembro de 2000. As culturas do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Carioca), soja (*Glycine max* (L.) Merrill cv. IAC-8-2) e arroz (*Oryza sativa* L. cv. Primavera), foram selecionadas para verificação da ação do bioestimulante sobre parâmetros relacionadas com a germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade. O bioestimulante utilizado nos ensaios foi o Stimulate um produto líquido composto de reguladores vegetais, contendo 90 mg.L⁻¹ (0,009%) de cinetina (citocinina), 50 mg.L⁻¹ (0,005%) de ácido giberélico (giberelina), 50 mg.L⁻¹ (0,005%) de ácido indolbutírico (auxina) e (99,981%) de ingredientes inertes (Stoller do Brasil, 1998). Com a finalidade de melhor observação dos efeitos do Stimulate sobre as sementes, plântulas, crescimento radicular e planta, os experimentos foram divididos em três etapas: 1º etapa - testes de germinação de sementes e vigor de plântulas; 2º etapa - crescimento radicular das plantas em rizotrons; 3º etapa - produtividade das plantas.

3.1 Aplicação do bioestimulante nas sementes

Para a determinação das concentrações de Stimulate a serem aplicadas nas sementes, foram instalados ensaios preliminares com diferentes concentrações do produto aplicadas diretamente sobre as sementes, estas variaram de 1,0 a 10,0 mL de Stimulate/0,5kg de sementes e como controle

(concentração zero de Stimulate) foi utilizada água destilada. Nestes ensaios avaliou-se visualmente a uniformidade de distribuição do bioestimulante sobre as sementes e posteriormente instalaram-se testes de germinação de sementes e vigor de plântulas, para uma verificação prévia dos efeitos do Stimulate sobre as sementes e plântulas das culturas selecionadas.

O Stimulate foi aplicado diretamente sobre as sementes, que se encontravam acondicionadas em sacos plásticos transparentes com capacidade de 2,0 kg, com o auxílio de uma pipeta graduada. Após aplicação do produto ou da água destilada (controle) sobre a massa de sementes, os sacos contendo as sementes + produto ou água destilada, foram inflados com ar e agitados vigorosamente durante um a dois minutos, visando uniformizar a distribuição dos tratamentos sobre toda a massa de sementes. Em seguida, as sementes já tratadas foram colocadas para secar à sombra durante uma hora. Após este intervalo de tempo, os ensaios preliminares foram instalados.

Após as avaliações preliminares, definiu-se as concentrações a serem estudadas da seguinte maneira: 1,0; 2,0; 3,0; 4,0 e 5,0 mL de Stimulate/0,5kg de sementes e 3,0 mL de água destilada/0,5kg sementes como controle (concentração zero de Stimulate), para todas as culturas selecionadas. Nas sementes de arroz, em função de apresentarem casca (sementes palhentas), a aplicação do Stimulate ocorreu após diluição da concentração desejada em água destilada. Para tal utilizou-se uma proveta graduada de 10,0 mL e para cada concentração completou-se o volume para 10,0 mL. O controle foi de 10,0 mL de água destilada/0,5kg de sementes. Este recurso favoreceu a uniformização e uma boa distribuição do produto sobre as sementes, evitando que o produto fosse absorvido por uma quantidade mínima de sementes.

3.2 Primeira etapa

3.2.1 Teste padrão de germinação de sementes

O teste de germinação foi realizado com quatro sub-amostras de 50 sementes por repetição estatística, para cada concentração. Utilizou-se como

substrato para a semeadura das sementes, papel toalha umedecido na proporção de duas vezes e meia o volume de água em relação a massa do papel (Marcos Filho, 1987). Os rolos compostos por três folhas de papel, tendo duas como base para a distribuição das sementes e uma folha como cobertura, foram colocados em germinador, à temperatura de 25°C. As avaliações de sementes e plântulas (Tabela 1) obedeceram os critérios definidos nas Regras para Análise de Sementes (Brasil, 1992). Os resultados foram calculados em porcentagem média de plântulas normais para cada concentração de Stimulate avaliada.

Tabela 1. Culturas e número de dias após a semeadura (DAS), para a realização das avaliações do teste de germinação (Brasil, 1992).

Cultura	1ª Avaliação (DAS)	2ª Avaliação (DAS)
Arroz (<i>Oryza sativa</i> L.)	05	14
Feijoeiro (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.)	05	09
Soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill)	05	08

3.2.2 Avaliação do vigor de plântulas

3.2.2.1 Primeira contagem de germinação

Esta determinação foi conduzida juntamente com o teste padrão de germinação, sendo computada a porcentagem média de plântulas normais realizada na 1ª avaliação, após a instalação do teste (Tabela 1).

3.2.2.2 Comprimento e massa seca de plântulas

O substrato foi preparado conforme descrito para o teste padrão de germinação. Foram utilizadas quatro sub-amostras de dez sementes por repetição estatística, para cada concentração, distribuídas no terço superior do substrato pré-umedecido. Os rolos foram colocados no sentido vertical em germinador regulado à 25°C, de maneira que o geotropismo manifesta-se

naturalmente. Após o mesmo número de DAS referente a 1ª avaliação do teste de germinação (Tabela 1), de permanência no germinador, determinou-se o comprimento em centímetros da raiz primária, do hipocótilo ou coleoptile e do eixo raiz-hipocótilo ou raiz-coleoptile das plântulas, independentemente de sua classificação. O valor médio de cada comprimento foi obtido pela divisão do somatório dos componentes observados, pelo número total de plântulas avaliadas em cada repetição.

A massa seca foi avaliada nas plântulas resultantes do teste de comprimento. Foram retirados, com auxílio de uma lâmina, os cotilédones para as culturas do feijoeiro e soja e, o restante da semente para a cultura do arroz. Em seguida, as plântulas foram colocadas em sacos de papel identificados e levadas para secar em estufa à 80°C, durante 24 horas. Após este período as amostras foram pesadas em balança de precisão de 0,001 g, determinando-se a massa seca total de cada repetição. A massa seca média das plântulas, foi obtida dividindo-se o valor da massa seca total pelo número de plântulas componentes de cada repetição.

3.2.2.3 Teste de emergência de plântulas em areia

Nesta avaliação foram utilizadas caixas plásticas (42,0 cm x 28,0 cm x 9,5 cm) contendo areia lavada e peneirada. Cada caixa recebeu 200 sementes divididas em quatro sub-amostras de 50 sementes cada repetição por concentração avaliada. Após a semeadura as sementes foram cobertas com uma camada de areia e cada caixa foi umedecida até atingir 60% de sua saturação hídrica. As caixas foram colocadas no Laboratório de Fisiologia Vegetal e as contagens do número de plântulas emersas, ocorreram aos quatro e aos sete DAS. Os resultados foram computados em porcentagem.

3.3 Segunda etapa

3.3.1 Avaliação do crescimento do sistema radicular em rizotrons

Utilizaram-se 24 rizotrons semi-circulares com altura de 0,59 m e diâmetro igual a 0,24 m, para as seis concentrações avaliadas, com quatro repetições cada, em delineamento inteiramente casualizado. Os rizotrons foram construídos a partir de tubos de PVC, possuindo vidro comum com espessura de 4,0 mm na face plana frontal, protegido por uma folha de compensado de madeira, colocada em canaletas laterais de alumínio. Cada um deles possuía um volume de 0,06266 m³ (Figura 4).

Os rizotrons foram preenchidos com terra originária de solo tipo Podzólico Vermelho-Amarelo, corrigido com calcário dolomítico, para V=60% com dois meses de antecedência. Foram então, colocados em casa de vegetação sobre mesas de madeira e inclinados em sua face plana frontal, formando um ângulo de 25° com a vertical (Voorhees, 1976; Glinski et al., 1993), conforme Figura 5. Inclinação esta que favoreceu o crescimento e espalhamento das raízes sobre a face interna do vidro do rizotron, facilitando a visualização, as mensurações e a obtenção dos desenhos dos sistemas radiculares das plantas (Figura 6). Logo em seguida, foram umedecidos de modo a manterem o substrato próximo à capacidade de campo, isto é, totalmente úmido, porém sem encharcamento. Os rizotrons eram vedados em sua base com cola de silicone, evitando assim qualquer perda de água por drenagem. Esta condição hídrica inicial foi suficiente para manter as plantas durante o período de 10 a 18 dias, tempo necessário para a realização de todas as observações programadas.

A semeadura ocorreu em seguida, com cada rizotron recebendo quatro sementes, devidamente colocadas em contato com a face interna do vidro, na região superior central. Após três ou quatro DAS, realizou-se um desbaste deixando apenas uma plântula por rizotron, momento em que se iniciaram as medições do comprimento em centímetros da raiz primária (ordem 1). Para tal foram utilizadas folhas de transparências ou plásticos

transparentes, identificadas e afixadas na face externa do vidro e canetas de retroprojektor de várias cores, registrando-se diariamente o crescimento radicular vertical (CRV), até o momento em que as primeiras raízes atingiram a base do rizotron. Ao final das medições, todo o sistema radicular exposto neste plano, foi cuidadosamente desenhado sobre as folhas de transparências ou de

Figura 4 - Rizotrons construídos a partir de tubos de PVC em formato semi-circular utilizados no experimento.

Figura 5 - Disposição dos rizotrons em casa de vegetação do Horto Experimental de Botânica da ESALQ-USP.

Figura 6 - Vista da face plana frontal e transparente do rizotron, utilizada para a visualização e mensurações dos sistemas radiculares das plantas, para as culturas selecionadas.

plásticos. A partir desses desenhos foi possível determinar o crescimento radicular vertical (CRV) em cm, a velocidade de crescimento radicular vertical (VCRV) diário da raiz primária (cm.dia^{-1}) e o comprimento radicular total (CRT) das raízes (cm) apresentados no sistema radicular de cada planta. Para o cálculo da VCRV utilizou-se a expressão matemática (Palma et al., 1992): $VCRV = CRV_f - CRV_i / \Delta T$, onde:

CRV_f = crescimento radicular final (cm)

CRV_i = crescimento radicular vertical inicial (cm)

ΔT = intervalo de tempo entre os registros do CRV (dia)

Para obtenção do comprimento radicular total (CRT) das raízes expostas e desenhadas em cada rizotron, utilizou-se o processamento das imagens (desenhos dos sistemas radiculares nas transparências ou plásticos), por meio do “software” SIARCS (Sistema Integrado para Análise de Raízes e Cobertura do Solo), desenvolvido pela EMBRAPA/CNPDI – São Carlos, SP. (Cestana et al., 1994), locado no Departamento de Física do Solo do Centro de Energia Nuclear na Agricultura (CENA).

As folhas de transparências ou de plásticos com os respectivos desenhos dos sistemas radiculares, foram digitalizadas através do processo de varredura realizada por “scanner” de mesa. Digitalizadas as imagens com uma resolução de 100 dpi, ou seja, 100 “pixels” por polegada, realizou-se a seleção das raízes por meio do filtro TRESHOLD, presente no SIARCS. Após esta seleção, cada imagem foi “binarizada”, caracterizando a imagem pelo binário branco-preto, permitindo a identificação dos “pixels” que representaram as raízes em preto e o restante em branco.

Para a mensuração do comprimento radicular total das raízes, as imagens sofreram o processo de “esqueletonização”, que consiste em promover o afinamento das raízes, correspondentes aos “pixels” pretos (Figura 7), obtendo-se assim o comprimento radicular total em “pixels”, que posteriormente foi convertido em centímetros (100 pixels = 2,54 cm).

Simultaneamente, nas mesmas condições ambientais e utilizando-se o mesmo tipo de substrato dos rizotrons, foi instalado um ensaio de acompanhamento. Para cada cultura selecionada, utilizaram-se 24 vasos

Figura 7 - Imagem binarizada (a) e processo de afinamento de raízes (b), para a obtenção do comprimento radicular total (CRT) dos sistemas radiculares das plantas, para as culturas selecionadas.

plásticos de polietileno preto com capacidade de 3,0 kg, contendo duas plantas cada, com a finalidade de avaliar o acúmulo de massa seca nas raízes e parte aérea das plantas, durante o mesmo período das mensurações do crescimento radicular vertical da raiz primária das plantas nos rizotrons. Para obtenção da massa seca da parte aérea das plantas, o material foi colhido, colocado em sacos de papel devidamente identificados e acondicionados em estufa à 80°C, durante 72 horas. Após este período o material foi pesado em balança com precisão de 0,001 g. As raízes das plantas foram separadas do solo com auxílio de jato d'água e peneira de malha 0,50 cm. Após este procedimento, as raízes foram submetidas ao mesmo processo descrito para a parte aérea, visando obtenção da massa seca das mesmas.

3.4 Terceira etapa

3.4.1 Avaliação da produtividade das plantas

Esta etapa foi instalada em casa de vegetação do Horto Experimental de Botânica, com a utilização de 24 recipientes plásticos com capacidade de 20 kg, preenchidos com uma mistura composta de areia, material orgânico (esterco de curral curtido) e terra originária de solo do tipo Podzólico Vermelho-Amarelo corrigido para $V=60\%$, na proporção 1:1:1. Cada recipiente recebeu uma adubação de lastro com 150 mg kg^{-1} de P_2O_5 , 150 mg kg^{-1} de K_2O e 150 mg kg^{-1} de N. O nitrogênio foi parcelado, aplicando-se metade aos 30 dias após a emergência (DAE) e o restante aos 45 DAE, para a cultura do arroz. A distribuição dos recipientes na casa de vegetação foi de forma inteiramente casualizada com quatro repetições para cada concentração estabelecida. Inicialmente cada balde recebeu de quatro a cinco sementes, para cada cultura avaliada, permanecendo após um desbaste duas plantas/recipiente. Para as sementes de soja, procedeu-se após a aplicação do Stimulate, a inoculação com inoculante líquido (SEMIA 5079 – *Bradyrhizobium alkanii* e SEMIA 5080 – *Bradyrhizobium japonicum*) na dosagem de 200 mL/50kg de sementes. As plantas foram irrigadas uma ou duas vezes por dia, de cinco a seis vezes por

semana, de modo a manter o substrato uniformemente úmido, próximo à capacidade de campo, mas sem apresentar drenagem de água pelos orifícios no fundo dos recipientes. Este procedimento garantiu a disponibilidade hídrica necessária durante todo o experimento, evitando o estabelecimento de uma situação de restrição ou de excesso de água para as plantas.

Ao final do ciclo, para cada cultura estudada, foram observados parâmetros relacionados com a produtividade das plantas. Para as culturas do feijoeiro e da soja computou-se: o número de vagens por planta, número de grãos por vagem, número de grãos por planta e a massa seca de grãos por planta e para a cultura do arroz: o número de panículas por planta, o número de panículas com grãos por planta, número de panículas chochas por planta e a massa seca de grãos por planta.

A parte aérea (folhas, colmos e/ou hastes) das plantas, foram colocadas em sacos de papel e levadas para secar em estufa à 80°C, durante 72 horas, para obtenção da massa seca. As raízes de cada planta foram lavadas com jato d'água e recolhidas em peneiras de malha 0,50 cm, e submetidas ao mesmo tratamento da parte aérea, para se conseguir a massa seca deste segmento das plantas.

3.5 Análise estatística dos resultados

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com 6 tratamentos correspondentes as concentrações 0,0; 1,0; 2,0; 3,0; 4,0 e 5,0 mL de Stimulate/0,5kg de sementes e quatro repetições, constituindo 24 parcelas para cada cultura selecionada: soja, feijão e arroz.

Na primeira etapa referente ao teste padrão de germinação, a parcela foi composta por 50 sementes e nos testes de vigor de plântulas, composta por 10 e 25 sementes, dependendo do teste de vigor. Na segunda etapa, correspondente às avaliações realizadas nos rizotrons e recipientes plásticos, a parcela foi composta de uma planta em cada rizotron e duas nos recipientes e na terceira etapa a parcela foi constituída por duas plantas em cada recipiente de 20 kg e os dados coletados em termos de valores médios.

Após a análise de variância para verificar se houve pelo menos uma diferença entre as concentrações estudadas, aplicou-se a análise de regressão, uma vez que o tratamento é um fator quantitativo (Banzatto & Kronka, 1992). Na análise de regressão optou-se pelos modelos linear (L.), quadrático (Q.) e cúbico (C.) em função da significância pelo teste de F e do coeficiente de determinação, já que os componentes superiores aos modelos escolhidos não conferiram acréscimos consideráveis aos coeficientes de determinação dos modelos, não permitindo explicações consistentes e coerentes com o estudo em questão.

Para as variáveis que apresentaram problemas quanto a normalidade dos erros ou homogeneidade das variâncias, aplicou-se a transformação mais adequada de acordo com a natureza da variável. Para as variáveis expressas em porcentagem, arco seno da $\sqrt{x/100}$ e para as variáveis de contagens $\sqrt{x+k}$ onde k assumiu normalmente o valor 0,5 (Snedecor & Cochran, 1974).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade de plantas de soja (*Glycine max* (L.) Merrill)

Para as variáveis plântulas normais, massa seca de plântulas, crescimento radicular vertical, número de grãos por planta e massa seca de grãos por planta, as análises de variância demonstraram efeitos significativos em relação as concentrações de Stimulate utilizadas na cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Tabelas 1A, 1B e 4A).

O modelo de regressão quadrático foi significativo para as variáveis plântulas normais e massa seca de plântulas, apresentando as mesmas, as seguintes equações: $\hat{y} = 32,198 + 5,1646x - 0,7299x^2$ e $\hat{y} = 0,0219 + 0,0058x - 0,0007x^2$, respectivamente (Tabela 2).

A concentração de 3,5 mL de Stimulate/0,5kg de sementes, segundo a análise de regressão, estimou uma quantidade máxima de plântulas normais, da ordem de 48,9%. Essa concentração (3,5 mL) promoveu um incremento de 51,9% nessa variável em relação ao controle que foi de 32,2% de plântulas normais. Na Figura 8, observa-se que a partir da concentração controle até o ponto de máximo (3,5 mL), a curva possui tendência crescente, e logo após esse ponto começou a apresentar uma leve diminuição, chegando quase a uma estabilização até a concentração 5,0 mL. De certa forma essa estabilização foi verificada entre os valores médios da variável plântulas normais, para as concentrações de 2,0; 3,0; 4,0 e 5,0 mL de Stimulate/0,5kg de sementes.

Tabela 2. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (PN, MSpl, CRV, NG/PL e MSG/PL)¹, para a cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
PN (%)	L.	160,7037 (0,0173)						
	Q.	79,5538 (0,0500)	$32,198 + 5,1646x - 0,7299x^2$ *	73,6	12,7	3,5	48,9	51,9
	C.	25,4125 (0,3163)						
MSpl (g)	L.	0,0003 (0,0000)						
	Q.	0,0000 (0,0012)	$0,0219 + 0,0058x - 0,0007x^2$ **	92,7	7,8	4,1	0,034	55,3
	C.	0,0000 (0,5068)						
CRV (cm)	L.	24,8097 (0,0694)						
	Q.	0,4810 (0,7938)						
	C.	236,6038 (0,0000)	$24,0149 + 4,2339x - 2,2480x^2 + 0,3021x^3$ **	87,0	10,7	1,3 _{máx} 3,7 _{mín}	26,4 24,2	9,9 0,8
NG/ PL	L.	2653,7286 (0,00230)	$126,6071 + 6,1571x$ **	82,4	10,0			24,3
	Q.	284,1696 (0,2510)						
	C.	6,2347 (0,8569)						
MSG/ PL (g)	L.	112,0664 (0,0017)	$17,1393 + 1,2653x$ **	83,6	13,9			36,9
	Q.	1,8187 (0,6425)						
	C.	10,4257 (0,2661)						

¹ PN (Plântulas normais); MSpl (Massa seca de plântulas); CRV (Crescimento radicular vertical); NG/PL (Número de grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Figura 8 - Modelo de regressão quadrático para a variável plântulas normais (PN) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.

Um aumento de 55,3% foi obtido na massa seca de plântulas para a concentração de 4,1 mL do produto, o que levou a um acúmulo de massa seca máxima de 0,034 g (Tabela 2). Após atingido esse ponto de máximo (4,1 mL), observou-se uma certa estabilização até a concentração de 5,0 mL, o que demonstrou não existir diferenças expressivas nesse intervalo de concentrações avaliadas (4,1 mL – 5,0 mL) de acordo com a Figura 9. Igual comportamento foi verificado para as concentrações avaliadas do intervalo (2,0 - 5,0 mL).

Ambos modelos discutidos apresentaram alta qualidade de ajuste, constatada pelos valores dos coeficientes de determinação de 73,6% e 92,7%, para plântulas normais e massa seca de plântulas, respectivamente (Tabela 2). Desde que o modelo esteja bem ajustado, é muito provável que no intervalo das concentrações estudadas (0,0 – 5,0 mL) se tenha a melhor ou a pior resposta para as variáveis em relação ao Stimulate.

Para a variável crescimento radicular vertical, o modelo de regressão cúbico, $\hat{y} = 24,0149 + 4,2339x - 2,2480x^2 + 0,3021x^3$, com 87,0% de coeficiente de

determinação, apresentou dois pontos críticos, um de máximo (1,3 mL) e outro de mínimo (3,7 mL). A concentração de 1,3 mL de Stimulate para 0,5 kg de sementes, provocou um crescimento radicular vertical máximo de 26,4 cm, o que significou um incremento de 9,9%, em comparação ao controle que obteve 24,0 cm de comprimento. Incremento bem menor de 0,8%, foi registrado para o ponto de mínimo (3,7 mL) com um crescimento radicular vertical de 24,2 cm. Vale ressaltar que mesmo nesse ponto de mínimo, ainda se observou o aumento da variável em relação ao controle (Tabela 2), e que os pontos críticos evidenciados pelas equações de regressão, podem não se encontrarem próximos das concentrações avaliadas. Reghin et al. (2000), trabalhando com pré-enraizamento de estacas de mandiquinha salsa (*Arracacia xanthorrhiza* Bancorft), encontraram resultados indicando que, o Stimulate Mo poderia ser utilizado como estimulador do crescimento do sistema radicular de plantas.

Observa-se na Figura 10 um aumento no crescimento radicular vertical a partir da concentração controle até o ponto de máximo (1,3 mL), seguido de uma suave redução chegando ao valor de 24,2 cm referente a

Figura 9 - Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de plântulas (MSpl) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 10 - Modelo de regressão cúbica para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.

concentração 3,7 mL e, desse ponto até a concentração de 5,0 mL, registrou-se uma pequena elevação na variável que atingiu o valor de 26,7 cm.

Com relação as variáveis relacionadas com a produtividade, o modelo de regressão linear crescente, mostrou-se significativo para as variáveis número de grãos por planta e massa seca de grãos por planta, apresentando as equações: $\hat{y} = 126,6071 + 6,1571x$ de coeficiente de determinação 82,4% e $\hat{y} = 17,1393 + 1,2653x$, com 83,4% de coeficiente de determinação, respectivamente (Tabela 2). Os modelos de regressão apresentados, possuem alta qualidade de ajuste, confirmada pelos elevados coeficientes de determinação encontrados.

Pelos modelos apresentados a cada aumento de uma unidade (1,0 mL) na concentração de Stimulate, ocorreu um aumento médio de 6,1571 grãos por planta e 1,2653 g na massa seca de grãos por planta. Significa que para a maior concentração avaliada no experimento (5,0 mL), obteve-se os maiores valores para número de grãos e massa seca de grãos por planta de 157,4 grãos e 23,5 g, respectivamente. Para essa concentração (5,0 mL) obteve-se um aumento significativo de 24,3% no número de grãos e um incremento de

36,9% na massa seca de grãos por planta em relação aos valores encontrados para a concentração controle (Tabela 2).

Como os modelos ajustados foram lineares e crescentes, não foi possível estabelecer valores máximos para essas duas variáveis entre as concentrações avaliadas. Ou seja, concentrações do produto acima de 5,0 mL/0,5kg de sementes poderão ser analisadas (Figura 11 e Figura 12).

Milléo (2000b) obteve maiores produções de vagens e de grãos por planta de soja cv. FT abyara, com a dosagem de 500 mL.ha⁻¹ (5,0 mL/0,5kg de sementes) em pulverização foliar no estágio V5, a qual proporcionou um ganho de produtividade de 64,96% em comparação com a testemunha. Registrou também, a eficiência agrônômica do Stimulate quando foi aplicado tanto no tratamento de sementes quanto na pulverização foliar, em todas as concentrações avaliadas e épocas observadas no experimento.

Figura 11 - Modelo de regressão linear para a variável número de grãos por planta (NG/PL) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 12 - Modelo de regressão linear para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) sob seis concentrações de Stimulate.

Após as observações efetuadas e fundamentadas nas análises de regressões apresentadas, para as variáveis que apresentaram efeito significativo em relação às concentrações do bioestimulante sobre as sementes, plântulas e plantas de soja, pode-se constatar que: a concentração de 3,5 mL de Stimulate/0,5kg de sementes, proporcionou a quantidade máxima de plântulas normais, apresentando um incremento de 51,9% em relação ao controle e, o valor máximo de massa seca de plântulas de soja, foi registrado na concentração de 4,1 mL de Stimulate, superando em 55,3% o valor computado no controle.

A aplicação do Stimulate nas sementes, promoveu os maiores valores no crescimento radicular vertical das plantas de soja, especificamente, para as concentrações compreendidas no intervalo (1,3 mL - 5,0 mL), sendo que na concentração de 1,3 mL o crescimento radicular vertical alcançou o máximo valor de 26,5 cm, em relação a concentração zero do bioestimulante.

Também, registrou-se que aumentos de 1,0 mL de Stimulate/0,5kg de sementes, promoveu acréscimos significativos na produção de grãos e de massa seca de grãos por planta até a concentração de 5,0 mL, com referência a concentração zero de Stimulate. Consequentemente, a produção máxima de 157,4 grãos por planta de soja, foi obtida com a concentração de 5,0 mL de Stimulate, superando em 24,3% a concentração controle. Da mesma forma, incremento de 36,9% na massa seca de grãos por planta de soja, em relação ao controle, foi registrado na mesma concentração com 23,5 g de massa seca de grãos.

4.2 Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.)

As variáveis germinação de sementes, plântulas normais, plântulas anormais, crescimento radicular vertical, comprimento radicular total, massa seca raiz no 16º DAS, número de vagens por planta, número de grãos por planta e massa seca de grãos por planta, apresentaram efeito significativo para as concentrações de Stimulate conforme as Tabelas (2A, 2B, 4B e 5A).

Para as variáveis germinação de sementes, plântulas normais e plântulas anormais, relacionadas com as avaliações sobre a germinação e o vigor de sementes e plântulas da cultura, o modelo de regressão linear apresentou excelentes ajustes, com coeficientes de determinação iguais a 81,9%, 92,8% e 82,8%, respectivamente (Tabela 3).

O modelo de regressão linear para germinação de sementes, $\hat{y} = 65,1905 + 2,3571x$, revelou uma elevação de 18,1% nessa variável para a concentração de 5,0 mL com o valor máximo de 77,0% de sementes germinadas em comparação ao controle que registrou uma germinação de 65,2%. Ainda com base nessa equação, verificou-se que aumentos de 1,0 mL de Stimulate, proporcionaram aumentos significativos de 2,4% na germinação das sementes (Tabela 3). Para Jann & Amen (1977), os hormônios vegetais são

os mediadores dos eventos bioquímicos que constituem o processo de germinação de sementes.

Aumentos de 52,2% para a variável plântulas normais foram conseguidos utilizando-se a dosagem de 5,0 mL do produto que proporcionou 66,2% de normalidade de plântulas, segundo o modelo de regressão linear crescente, $\hat{y} = 43,4762 + 4,5429x$, em relação a concentração controle de Stimulate com 43,5% de plântulas normais, sendo também essa concentração (5,0 mL) a responsável pelo maior número de plântulas normais computadas no experimento. De acordo com a equação, incrementos de 4,5% na variável plântulas normais foram registrados para cada elevação unitária (1,0 mL) na concentração de Stimulate (Tabela 3).

A equação de regressão, $\hat{y} = 36,1834 - 1,5287x$, demonstrou que reduções médias na anormalidades de plântulas de 1,5%, foram obtidas a medida que se aumentou de 1,0 mL a concentração de Stimulate para 0,5kg de sementes, até a máxima concentração estudada de 5,0 mL. Essa concentração (5,0 mL), proporcionou uma significativa redução de 21,1% na quantidade de plântulas anormais, em relação ao controle (Tabela 3) com 36,2% de anormalidades.

Nota-se que para a germinação de sementes (Figura 13) e plântulas normais (Figura 14), o modelo de regressão ajustado foi linear e crescente e, não foi estabelecido dentro do intervalo de concentrações avaliadas (0,0 – 5,0 mL), valores máximos para as variáveis. Para plântulas anormais o modelo linear decrescente (Figura 15) não estabeleceu, da mesma forma, valores mínimos dessa variável, em relação as concentrações de Stimulate experimentadas. Podendo então, se proceder novas avaliações utilizando-se concentrações superiores às avaliadas nesse experimento com relação e essas variáveis. Segundo Arteka (1996), as substâncias reguladoras do crescimento podem trabalhar sozinhas ou em combinação com outras, como se verifica no caso dos bioestimulantes, durante o processo de germinação de sementes, e também nos eventos pós-germinativos, como a mobilização de reservas.

A análise de regressão (Tabela 3) apresentou modelo cúbico para as variáveis crescimento radicular vertical e comprimento radicular total, com

Tabela 3. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (G, PN, PAN, CRV, CRT, MSR16, NVA/PL, NG/PL e MSG/PL)¹, para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

L.	2,6326 (0,7549)							
MSG/ PL (g)	Q. 377,4447 (0,0017)	26,4199 + 7,7552x - 1,5898x ² **	84,5	16,6	2,4	35,9	35,8	
C.	40,8503 (0,2307)							

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CRV (Crescimento radicular vertical), CRT (Comprimento radicular total), MSR16 (Massa seca raiz 16^º DAS), NVA/PL (Número de vagens por planta), NG/PL (Número de grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); ² Aumento ou redução em porcentagem em relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão

Figura 13 - Modelo de regressão linear para a variável germinação (G) de sementes de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 14 - Modelo de regressão linear para a variável plântulas normais (PN) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 15 - Modelo de regressão linear para a variável plântulas anormais (PAN) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

O CRV apresentou, segundo a equação de regressão, a concentração de 1,1 mL no ponto de máximo e 3,6 mL no de mínimo. Essas concentrações proporcionaram primeiro um crescimento radicular vertical de 27,9 cm, com um aumento de 4,6% para a concentração de 1,1 mL e, depois um crescimento de 26,3 cm com diminuição de 1,6% na variável referente a concentração de 3,6 mL, em relação ao controle que determinou o valor de 26,7 cm de crescimento (Tabela 3). Na Figura 16, nota-se um discreto aumento no CRV nas concentrações mais baixas, a partir do controle, atingindo o valor máximo de 27,9 cm no ponto de máximo (1,1 mL) e em seguida declina até o ponto de mínimo (3,6 mL) com 26,3 cm de crescimento radicular vertical, com tendência posterior de aumentar seu valor na concentração de 5,0 mL onde atingiu 28,4 cm, superando o controle em 6,5%.

Comportamento semelhante foi observado para o comprimento radicular total (Figura 17), onde a concentração de 0,4 mL, o ponto de máximo da equação, promoveu um aumento de 1,0% e a concentração de 3,1 mL (ponto de mínimo) uma redução de 10,3%, em referência ao controle.

Figura 16 - Modelo de regressão cúbica para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 17 - Modelo de regressão cúbico para a variável comprimento radicular total (CRT) de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Observa-se que a concentração mais elevada de 5,0 mL, após o ponto de mínimo (3,1 mL), induziu aumento no comprimento de raízes alcançando o valor de 335,8 cm, com aumento percentual em relação ao controle de 19,8% no CRT. Na mesma figura observa-se que para as concentrações mais baixas (0,0 – 1,0 mL) e para as mais elevadas (4,0 mL – 5,0 mL) ocorreram aumentos significativos no comprimento de raízes das plantas de feijoeiro.

As figuras 16 e 17 de certa forma apresentaram comportamentos semelhantes para as variáveis CRV e CRT. De maneira geral os valores máximos para essas variáveis, foram registrados nas concentrações de 1,0 mL e 5,0 mL de Stimulate, as demais concentrações estudadas (0,0; 2,0; 3,0 e 4,0 mL) apresentaram valores relativamente menores. Rosolem (1997), também obteve efeito significativo sobre o comprimento radicular de plantas de feijoeiro, quando pulverizou o Stimulate (50, 100 e 200 mL/0,5kg de sementes), sem associação com os micronutrientes cobalto e molibidênio, em sementes e após a emergência das plântulas.

A massa seca de raízes no 16º dia após a semeadura, segundo a equação de regressão linear $\hat{y} = 0,6229 + 0,0480x$, aumentou de 0,048 g para cada 1,0 mL de Stimulate acrescentado nos tratamentos. Na concentração de 5,0 mL obteve-se o maior valor de 0,8629 g, o que contribuiu para um aumento de 38,5% em referência ao controle com 0,6229g de massa seca de raiz no 16º DAS (Tabela 3). Como pode ser observado na Figura 18, não se conseguiu estabelecer, entre as concentrações avaliadas, as concentrações máximas de Stimulate, em função do modelo ser linear e ascendente para essa variável. Todavia, novas concentrações superiores a 5,0 mL, poderão ser verificadas.

As variáveis relacionadas com a produtividade das plantas que apresentaram efeito significativo, tiveram seus melhores ajustes através do modelo quadrático, com ótimos coeficientes de determinação de 91,4%, 82,2% e 84,5%, para o número de vagens por planta, número de grãos por planta e massa seca de grãos por planta, respectivamente (Tabela 3). Para modelos bem ajustados, os pontos de máximos e mínimos obtidos nas equações de regressão, podem estar muito próximos da melhor ou da pior resposta para as variáveis avaliadas, visto que os modelos de regressão permitem verificar todas as concentrações que se encontrem dentro do intervalo de estudo.

Figura 18 - Modelo de regressão linear para a variável massa seca de raiz no 16º DAS de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

O número máximo de vagens por planta estimado pela equação de regressão, $\hat{y} = 20,1160 + 4,0973x - 0,8438x^2$, foi de 25,1 vagens para a concentração de 2,4 mL (ponto de máximo). Essa condição proporcionou um aumento significativo de 24,8% em comparação com o número obtido na concentração controle de 20,1 vagens. A Figura 19 demonstra um crescimento no número de vagens a medida que se aumentou a concentração do produto, atingindo o ponto de máximo (2,4 mL) com posterior redução nas concentrações mais altas de 4,0 e 5,0 mL. A concentração de 5,0 mL de Stimulate determinou uma produção de vagens da ordem de 19,5 vagens por planta, com redução de apenas 3,0% em relação ao controle, mas quando essa concentração (5,0 mL) foi comparada com a concentração de 2,4 mL (ponto de máximo) a redução chegou a atingir o valor de 22,3%. Para a concentração de 2,0 mL o número de vagens por planta foi em média de 24,9 vagens, que superou em 24,0% a quantidade de vagens obtida pela concentração controle com 20,1 vagens.

Figura 19 - Modelo de regressão quadrático para a variável número de vagens por planta (NVA/PL) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

O número de grãos por planta, apresentou valor máximo de 135,8 grãos, segundo o modelo de regressão quadrático, $\hat{y} = 108,5536 + 23,4268x - 5,0268x^2$, para a concentração de 2,3 mL de Stimulate. Essa concentração (2,3 mL) aumentou em 25,1% o número de grãos por planta em comparação ao valor encontrado no controle de 108,6 grãos por planta (Tabela 3). Na Figura 20 observa-se que, logo após a concentração controle ocorre uma ascensão significativa, chegando ao ponto de máximo da equação (2,3 mL), apresentando posteriormente uma redução até a concentração mais alta avaliada de 5,0 mL. No primeiro intervalo (0,0 – 2,3 mL), uma das concentrações mais baixas do produto avaliada no experimento (1,0 mL), promoveu uma produção de 126,9 grãos por planta que superou o controle em 17,0%. Resposta contrária foi registrada para a concentração de 5,0 mL a mais alta das concentrações estudadas, que produziu 100,0 grãos por planta demonstrando uma redução de 7,9% em relação ao controle que registrou 108,6 grãos por planta.

Com a aplicação de 2,5 mL de Stimulate/0,5kg de sementes (250 mL.ha⁻¹), Oliveira et al. (1997) registraram maiores produções de vagens e de

Figura 20 - Modelo de regressão quadrático para a variável número de grãos por planta (NG/PL) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

grãos por planta de feijoeiro em comparação com a testemunha. Resultados esses que reforçam a eficiência do Stimulate em proporcionar aumentos significativos nessas variáveis para a cultura do feijoeiro. Alleoni (1997), também verificou aumentos no número de vagens por planta, número de grãos por vagem e no número de entrenós, da ordem de 4,7%, 1,7% e 8,4%, respectivamente, em função das aplicações de Stimulate (250, 375 e 750 mL.ha⁻¹), nas sementes e em pulverização nas plantas de feijoeiro, em relação ao controle.

A massa seca de grãos por planta com equação de regressão, $\hat{y} = 26,4199 + 7,7552x - 1,5898x^2$, foi máxima na concentração de 2,4 mL (ponto de máximo) de Stimulate para 0,5kg de sementes, essa concentração proporcionou a maior produção de massa seca de grãos por planta de 35,9 g, correspondendo a um incremento percentual de 35,8% em comparação ao controle com 26,4 g de massa seca (Tabela 3). As concentrações mais altas do

produto (4,0 – 5,0 mL) proporcionaram menores valores de massas secas de grãos por planta (Figura 21). As concentrações de 4,0 e 5,0 mL promoveram, respectivamente, 32,0 e 25,4 g de massa seca de grãos por planta. Sendo que a concentração mais alta (5,0 mL) apresentou uma redução de 3,7% em relação ao controle.

Figura 21 - Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Com base nas equações de regressão (Tabela 3), para a concentração 2,0 mL de Stimulate obteve-se, respectivamente, incrementos de 24,6% e 34,7% nos valores de número de grãos por planta e massa seca de grãos por planta, em relação a concentração controle. Velline & Rosolem (1997), relataram que o Stimulate pode ter efeito significativo na produtividade do feijoeiro, podendo também aumentar a produção de proteína nos grãos. Alleoni (1997) registrou incrementos na produtividade do feijoeiro da ordem de 5,6%, 7,4% e 8,0%, para as concentrações de 250, 275 e 750 mL.ha⁻¹,

respectivamente, quando o produto foi aplicado nas sementes, nas folhas e nas sementes e folhas.

Para as variáveis massa seca da parte aérea no 16º DAS, massa seca total no 16º DAS e massa seca da raiz apesar do teste *F* (Tabelas 7B e 7C) ter detectado diferença significativa entre as concentrações de Stimulate, o comportamento não pôde ser representado através de modelos de regressão, como foi realizado para outras variáveis que também apresentaram diferenças significativas nesse teste. As variáveis onde o modelo não foi passível de ser ajustado como nas citadas, tiveram baixos valores de coeficiente de determinação ou mesmo não apresentaram valores da estatística *F* significativa para os modelos linear, quadrático ou cúbico. Apesar do grande interesse na pesquisa quando o teste *F* detecta diferença significativa entre os tratamentos (concentrações), o comportamento apresentado pelos valores dessas variáveis supra citadas foram extremamente oscilantes de uma concentração para outra, o que evidencia que outros fatores afetaram a resposta e os resultados coletados.

Com base nas análises estatísticas realizadas verificou-se que, a máxima germinação de sementes de feijoeiro de 77,0% foi computada na concentração de 5,0 mL de Stimulate, com 18,1% de aumento em relação a concentração controle. Sendo que, a quantidade máxima de plântulas normais de feijoeiro foi obtida na concentração de 5,0 mL de Stimulate, a qual superou em 52,2% a quantidade computada no controle, o que favoreceu uma redução de 21,1% na quantidade de plântulas anormais, verificada na mesma concentração de Stimulate em referência ao controle.

O crescimento radicular vertical dos sistemas radiculares das plantas de feijoeiro, alcançou valores máximos nas concentrações de 1,1 mL e 5,0 mL de Stimulate, sendo que para as demais concentrações avaliadas os valores foram significativamente menores. As concentrações de 1,0 mL e 5,0 mL de Stimulate promoveram os maiores valores no comprimento radicular total dos sistemas radiculares das plantas, em comparação as demais concentrações avaliadas. De maneira geral as concentrações de 1,0 mL e 5,0 mL de Stimulate, promoveram os maiores valores no crescimento radicular

vertical e comprimento radicular total de plantas de feijoeiro, em relação as outras concentrações observadas. A massa seca de raiz no 16º DAS das plantas de feijoeiro, aumentou significativamente a partir da concentração controle, alcançando o valor máximo de 0,86 g na concentração de 5,0 mL de Stimulate, superando o controle em 38,5%.

Com relação as variáveis relacionadas com a produtividade das plantas de feijoeiro, observou-se que a concentração de 2,4 mL de Stimulate proporcionou uma produção de 25,1 vagens por planta, produzindo um aumento de 24,8% em comparação com a concentração controle. Aspecto que concorreu para provocar um incremento de 25,1% no número de grãos por planta de feijoeiro, registrado na concentração de 2,3 mL de Stimulate com 135,8 grãos, em comparação a concentração zero de Stimulate. A máxima massa seca de grãos por planta de feijoeiro de 35,9 g, foi atingida na concentração de 2,4 mL de Stimulate, que superou em 35,8% ao controle.

4.3 Ação de bioestimulante na germinação de sementes, vigor de plântulas, crescimento radicular e produtividade de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.)

Nas Tabelas (3A, 3B, 4C e 5A) encontram-se os resumos das análises das variâncias onde se verificou efeito significativo para as variáveis comprimento de coleoptile, emergência de plântulas no 7º DAS, velocidade de crescimento radicular vertical, crescimento radicular vertical, comprimento radicular total, massa seca da parte aérea no 16º DAS, massa seca total no 16º DAS, número de panículas com grãos por planta e massa seca de grãos por planta, em relação as aplicações com o bioestimulante nas sementes de arroz (*Oryza sativa* L.).

Para o comprimento do coleoptile a equação de regressão, $\hat{y} = 2,6668 + 0,8743x - 0,4602x^2 + 0,0549x^3$, apresentou alta qualidade no ajuste com 99,0% de coeficiente de determinação. Observou-se também que a concentração de 1,2 mL de Stimulate proporcionou em média o valor máximo de 3,0 cm no comprimento, superando em 18,0% a concentração controle com 2,7 cm

(Tabela 4). Conquanto, no ponto de mínimo (4,4 mL), ocorreu uma redução de 14,5% no comprimento de coleoptile em comparação ao controle.

Na Figura 22 nota-se uma ascensão nos valores da variável a partir da concentração controle até o ponto de máximo (1,2 mL), depois os valores decrescem atingindo a concentração de 4,4 mL. Para as concentrações de 1,0 mL e 2,0 mL de Stimulate, praticamente não se observaram diferenças entre os valores no comprimento de coleoptile, entretanto ambos valores superaram significativamente o valor de 2,7 cm registrado na concentração controle. Nas concentrações do intervalo (3,0 - 5,0 mL) os valores da variável CC decresceram em relação ao controle. Na última concentração avaliada (5,0 mL) houve uma redução de 11,1% no comprimento em relação ao controle, demonstrando que concentrações a partir do intervalo (1,0 - 2,0 mL), proporcionaram reduções significativas nos valores dessa variável em referência a concentração zero de Stimulate.

O modelo quadrático, $\hat{y} = 37,7387 + 4,1530x - 1,4001x^2$, com 74,1% de coeficiente de determinação, foi revelado pela análise de regressão como o mais significativo para representar a porcentagem de emergência de plântulas no 7º DAS (Tabela 4). Segundo a equação, a concentração de 1,5 mL apresentou o máximo de plântulas emersas de 45,4%, com incremento de 10,2% em referência à concentração controle com 37,7% de emergência de plântulas. Desse ponto (1,5 mL) em direção a concentração de 5,0 mL, a curva declina drasticamente, apresentando uma diferença percentual de 87,4%, entre essas concentrações. O que se observa na Figura 23 é que, para o intervalo (1,5 - 2,0 mL), foram registrados os maiores valores percentuais de plântulas emersas em areia no 7º DAS, a partir desse intervalo os valores da variável decresceram drasticamente até a concentração de 5,0 mL. Comportamento similar para as concentrações inferiores a esse intervalo (1,5 mL - 2,0 mL), onde os valores também foram menores.

A VCRV, CRV e CRT foram variáveis obtidas através de avaliações nos sistemas radiculares das plantas nos rizotrons. As análises de regressão apresentaram significância para o modelo quadrático para todas essas variáveis, com 82,7%, 86,9% e 91,7% de coeficientes de determinação,

Tabela 4. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (CC, EM7, VCRV, CRV, CRT, MSPA16, MST16 e MSG/PL)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

NPAG /PL	L.	1,8485 (0,0097)						
	Q.	1,3312 (0,0238)	$3,9215 + 0,3096x - 0,0944x^2$ *	80,7	12,3	1,6	16,9	13,6
	C.	0,0024 (0,9143)						
MSG/ PL (g)	L.	0,9244 (0,1702)						
	Q.	8,9768 (0,0005)	$4,2368 + 1,1109x - 0,2452x^2$ **	66,8	14,2	2,3	29,7	69,7
	C.	1,7901 (0,0611)						

¹ CC (Comprimento coleoptile); EM7 (Emergência de plântulas 7^o DAS), VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical), CRV (Crescimento radicular vertical), CRT (Comprimento radicular total), MSPA16 (Massa seca parte aérea 16^o DAS), MST16 (Massa seca total 16^o DAS); NPAG/PL (Número de panículas com grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Figura 22 - Modelo de regressão cúbica para a variável comprimento de coleoptile (CC) de plântulas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 23 - Modelo de regressão quadrático para a variável emergência de plântulas no 7º DAS (EM7) de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Para a VCRV a equação de regressão $\hat{y} = 5,0428 + 0,7071x - 0,1857x^2$, estimou que a concentração de 1,9 mL de Stimulate promoveu a máxima velocidade de crescimento radicular vertical de 5,7 cm.dia⁻¹, o que implicou em um aumento de 13,0% sobre a velocidade obtida na concentração controle que foi de 5,0 cm.dia⁻¹ (Tabela 4). Na mesma tabela, um bom incremento de 14,2% no crescimento radicular vertical, $\hat{y} = 25,1240 + 2,5929x - 0,4708x^2$, foi verificado para a concentração 2,8 mL de Stimulate com 28,7 cm de crescimento, contra um CRV de 25,1 cm referente ao controle. A equação de regressão, $\hat{y} = 137,4958 + 44,5387x - 9,5493x^2$, do comprimento radicular total (Tabela 4), revelou que a concentração 2,3 mL provocou o maior valor de comprimento total de raízes de 189,4 cm, superando significativamente em 37,7% o CRT da concentração controle com comprimento de 137,5 cm. Reghin et al. (2000), utilizando Stimulate Mo obtiveram aumentos significativos no número e comprimento de raízes em mudas de mandiquinha salsa, com o aumento da concentração até o limite de 7,0 mL.L⁻¹.

Na Figura 24 foi possível observar que a VCRV assumiu pequenas diferenças entre as concentrações controle e as demais até o valor de 4,0 mL.

Figura 24 - Modelo de regressão quadrático para a variável velocidade de crescimento radicular vertical (VCRV) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Uma redução expressiva de 21,9% foi registrada na concentração de 5,0 mL em comparação à concentração controle. Entretanto a concentração de 2,0 mL de Stimulate promoveu o maior valor de velocidade de crescimento radicular vertical (5,7 cm.dia⁻¹), quando comparada com as demais concentrações avaliadas no experimento. O CRV também não apresentou grandes variações entre as concentrações avaliadas, mas a tendência crescente da variável em função do aumento das concentrações foi significativo, principalmente até a concentração 4,0 mL (Figura 25) em relação a concentração controle. Todavia a

Figura 25 - Modelo de regressão quadrático para a variável crescimento radicular vertical (CRV) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Comportamento distinto foi verificado no CRT. Nessa variável a curva (Figura 26) demonstra um aumento no comprimento radicular total a partir da concentração controle, atingindo um comprimento máximo de 189,4 cm (2,3 mL), com posterior diminuição significativa na concentração de 5,0 mL alcançando o valor de 121,4 cm de comprimento, o que significou uma redução de 11,4% em comparação a concentração zero de Stimulate com 137,5 cm de comprimento total de raízes. Nessa variável constatou-se que a concentração de 2,0 mL proporcionou o valor de 188,4 cm no CRT, o qual superou todos os valores obtidos nas outras concentrações experimentadas.

Figura 26 - Modelo de regressão quadrático para a variável comprimento radicular total (CRT) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Para Pimentel (1998), um dreno a ser priorizado em regiões de clima tropical é o sistema radicular das plantas, pois água e nutrientes minerais são, geralmente, fatores limitantes e podem afetar drasticamente o comportamento da fonte e/ou do dreno a ser colhido, fato menos evidente em regiões de clima temperado. Segundo Casillas et al. (1986), independentemente do uso de fertilizantes no solo, não se pode desconsiderar o papel dos bioestimulantes no processo de formação de raízes. De acordo com Marschner (1995) a auxina e a citocinina exercem uma importante regulação da alongação da raiz principal e na formação de raízes laterais do sistema radicular de plantas.

As variáveis, massa seca da parte aérea no 16º DAS e massa seca total no mesmo estágio, apresentaram efeito significativo segundo a análise de regressão para os modelos lineares com coeficientes de determinação de 67,7% e 85,0%, respectivamente (Tabela 4). A equação, $\hat{y} = 0,7915 + 0,0126x$, demonstrou que para cada elevação unitária de 1,0 mL de Stimulate, a MSPA16 aumentou de 0,0126 g. Um aumento de 8,0% na MSPA16 de 0,063 g foi registrado na concentração de 5,0 mL (0,8545 g) em relação ao controle, no

qual o valor foi de 0,7915 g (Tabela 4). Seguindo o mesmo raciocínio a MST16, $\hat{y} = 0,9039 + 0,0203x$, foi incrementada de 0,0203 g, o que conferiu um aumento de 11,2% na concentração de 5,0 mL com 1,0054 g de massa, em comparação ao controle (Tabela 4). Nessas variáveis onde o modelo de regressão linear foi caracterizado por retas ascendentes (Figura 27 e Figura 28), não foi possível o estabelecimento da MSPA e MST aos 16º DAS máximas, dentro das concentrações de Stimulate experimentadas, podendo-se então avaliar concentrações superiores à maior concentração avaliada no ensaio.

O número de panículas com grãos por planta com coeficiente de determinação igual a 80,7% e equação de regressão, $\hat{y} = 3,9215 + 0,3096x - 0,0944x^2$, a qual estimou para a concentração de 1,6 mL de Stimulate valor máximo do número de panículas com grãos por planta de 16,9 panículas, que superou em 13,6% o número de 14,9 panículas obtido no controle (Tabela 4).

Na Figura 29 nota-se pouca diferença entre a concentração controle e o ponto de máximo (1,6 mL) com relação ao NPG/PL. Entretanto, a partir da concentração 1,6 mL o decréscimo nessa variável é drástico até atingir a concentração 5,0 mL, onde a redução em relação ao controle foi de 14,9% e, em relação ao ponto de máximo (1,6 mL) foi de 38,4%.

O modelo de regressão quadrático, $\hat{y} = 4,2368 + 1,1109x - 0,2452x^2$, indicou a concentração de 2,3 mL do produto para 0,5kg de sementes, como o ponto de máximo, conferindo um acúmulo máximo de massa seca de grãos por planta de 29,7 g, o que significou um aumento de 69,7%, sobre o controle que foi de 17,5 g. Este modelo apresentou 66,8% de coeficiente de determinação em relação à variável estudada.(Tabela 4).

Na Figura 30 verifica-se que a massa seca de grãos por planta assume valores crescentes atingindo o máximo acúmulo de 29,7 g de massa no ponto de máximo (2,3 mL), seguido de uma acentuada redução nessa variável até a concentração de 5,0 mL, com uma redução percentual de 27,7% em comparação ao controle.

Figura 27 - Modelo de regressão linear para a variável massa seca da parte aérea no 16º DAS (MSPA16) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 28 - Modelo de regressão linear para a variável massa seca de raiz no 16º DAS (MSR16) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 29 - Modelo de regressão quadrático para a variável número de panículas com grãos por planta (NPAG/PL) de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Figura 30 - Modelo de regressão quadrático para a variável massa seca de grãos por planta (MSG/PL) de arroz (*Oryza sativa* L.) sob seis concentrações de Stimulate.

Segundo Lynch (1995), a importância da arquitetura radicular para a produtividade das plantas, vem do fato de que muitos dos recursos do solo estão irregularmente distribuídos, ou estão alocados em locais específicos, logo um grande desenvolvimento espacial do sistema radicular determina a habilidade da planta em explorar eficientemente estes recursos. Existe grande evidência de que a arquitetura radicular é um aspecto fundamental da produtividade das plantas, especialmente nos ambientes caracterizados por uma baixa disponibilidade de água e nutrientes.

A variável número de panículas chochas por planta apresentou valores de *F* significativos (Tabela 8C) com alto valor de coeficiente de variação de 36,0%, mesmo com os dados transformados. Esse fato demonstra que as variações entre as repetições da variável foram tão elevadas, que não foi possível encontrar um modelo através do estudo de regressão, que apresentasse um bom ajuste com valor considerável de coeficiente de determinação, para

que fossem realizados comentários consistentes entre as concentrações do produto avaliadas em relação a essa variável.

O estudo das análises de regressões efetuadas para as variáveis observadas confirmam que a concentração de 1,2 mL de Stimulate promoveu o máximo comprimento de coleoptile das plântulas de arroz, de 3,0 cm, superando em 18,0% o comprimento verificado na concentração controle. O máximo de emergência de plântulas de arroz em areia aos 7º DAS de 45,4%, foi obtida na concentração de 1,5 mL de Stimulate, a qual superou em 10,2% a emergência registrada no controle. Para as concentrações avaliadas superiores a 2,0 mL de Stimulate, constataram reduções no comprimento do coleoptile e na emergência de plântulas de arroz aos 7º DAS.

Para as observações efetuadas nos rizotrons, a respeito dos sistemas radiculares das plantas de arroz verificou-se que, a máxima velocidade de crescimento radicular vertical de 5,7 cm.dia⁻¹ foi observada na concentração de 1,9 mL de Stimulate, sendo de 13,0% o incremento sobre a velocidade verificada no controle. A concentração de 2,8 mL de Stimulate causou o máximo de crescimento radicular vertical de 28,7 cm nos sistemas radiculares das plantas de arroz, com 14,2% de incremento em comparação a concentração controle. O comprimento radicular total dos sistemas radiculares das plantas de arroz, sofreu incremento de 37,7%, registrado na concentração de 2,3 mL de Stimulate com 189,4 cm de raízes, em relação ao controle com 137,4 cm.

A partir da concentração controle, a massa seca da parte aérea das plantas de arroz aos 16º DAS, foi crescente, alcançando o valor máximo de 0,8545 g na concentração de 5,0 mL de Stimulate, superando em 8,0% o valor encontrado no controle. Similarmente, a concentração de 5,0 mL de Stimulate proporcionou a máxima massa seca total de plantas de arroz aos 16º DAS de 1,0054 g, com 11,2% de aumento em referência ao controle.

As análises das variáveis relacionadas com a produtividade das plantas de arroz constataram que a concentração de 1,6 mL de Stimulate levou a uma produção máxima de 16,9 panículas com grãos por planta de arroz, superando em 13,6 % a concentração zero de Stimulate, com a máxima massa

seca de grãos por planta de arroz de 29,7 g, registrada na concentração de 2,3 mL de Stimulate, com um incremento significativo de 70,2% em referência ao controle.

5 CONCLUSÕES

Nas condições de realização dos experimentos e trabalhando com as concentrações pré-estabelecidas de Stimulate é possível concluir que:

- Não há registro significativo de problemas de fitotoxicidade nas sementes, plântulas e plantas nas culturas da soja (*Glycine max* (L.) Merrill cv. IAC-8-2), feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L. cv. Carioca) e arroz (*Oryza sativa* L. cv. Primavera), após as aplicações do Stimulate nas sementes, principalmente no intervalo (1,0 mL - 3,0 mL/0,5kg de sementes).
- No que se refere a germinação de sementes e vigor de plântulas, o Stimulate apresenta de maneira geral efeitos positivos e significativos sobre as variáveis: germinação, plântulas normais, comprimento de plântulas e massa seca, emergência de plântulas em areia e plântulas anormais, nas culturas selecionadas, em relação ao controle.
- As aplicações de Stimulate nas sementes promovem alterações expressivas na velocidade de crescimento radicular vertical (VCRV), crescimento radicular vertical (CRV) e no comprimento radicular total (CRT), nos sistemas radiculares das plantas quando em condições de rizotron. Sendo que, para todas as culturas observadas o CRV apresenta diferenças significativas em relação a concentração controle.
- O Stimulate promove, de maneira geral, efeitos significativos nas variáveis relacionadas com a produtividade das plantas nas culturas avaliadas, resultando em aumentos no número de vagens por planta, número de panículas com grãos por planta, número de grãos por planta e massa seca

de grãos por planta, em comparação aos valores obtidos, principalmente, em relação ao controle.

- O método do rizotron utilizado para as avaliações quantitativas e qualitativas dos sistemas radiculares das culturas observadas, proporciona sucessivas, fáceis e rápidas determinações, a respeito da velocidade de crescimento radicular vertical, do crescimento radicular vertical e do comprimento radicular total.
- Futuros experimentos devem ser realizados em condições de campo e variando-se concentrações do produto, cultivares, culturas e condições de instalação, com a finalidade de elucidar e confirmar os efeitos fisiológicos e morfológicos do Stimulate sobre sementes, plântulas e plantas, quando aplicado via semente e/ou foliar.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALLEONI, B. **Efeito do regulador vegetal Stimulate no desenvolvimento e produtividade do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.)**. Ponta Grossa: Universidade Estadual de Ponta Grossa, 1997. 15p. (Relatório Técnico).
- ANDRÉN, O.; ELMQUIST, H.; HANSSON, A.C. Recording, processing and analysis of grass root images from a rhizotron. **Plant and Soil**, v. 185, p.259-264, 1996.
- ARTECA, R.N. **Plant growth substances: principles and applications**, New York: Chapman & Hall, 1995. 332p.
- AWAD, M.; CASTRO, P.R.C. **Introdução à fisiologia vegetal**. São Paulo: Nobel, 1989.177p.
- BANZATTO, D.A.; KRONKA, S.N. **Experimentação agrícola**. Jaboticabal: Fundação de Estudos e Pesquisa em Agronomia, Medicina Veterinária e Zootecnia, 1992. 247p.
- BENSEN, R.J.; BEALL, F.D.; MULLET, J.E.; MORGAN, P.W. Detection of endogenous gibberellins and their relationship to hypocotyl elongation in soybean seedlings. **Plant Physiology**, v.94, n.1, p.77-84, 1990.
- BERRIE, A.M.M. Germination and dormancy. In: WILKINS, M.B. **Advanced plant physiology**. London: Pitman Publ., 1984. cap. 19, p.440-468.
- BEVILAQUA, G.A.; CAPPELLARO, C.; PESKE, S.T. Benefícios do tratamento de sementes de arroz irrigado com ácido giberélico. **Lavoura Arrozeira**, v.48, n.422, p.9-12, 1995.
- BEVILAQUA, G.A.P.; PESKE, S.T.; SANTOS FILHO, B.G.S.; BAUDET, L.M. Efeito da interação regulador de crescimento e herbicida em plântulas de arroz irrigado. **Revista Brasileira de Sementes**, v.15, n.2, p.247-250, 1993.

- BEWLEY, J.D. Seed germination and dormancy. **The Plant Cell**, v.9, p.1055-1066, 1997.
- BEWLEY, J.D.; BLACK, M. **Physiology and biochemistry of seeds**. New York: Springer – Verlag; Berlin: Heidelberg, 1978. 306p.
- BEWLEY, J.D.; BLACK, M. **Seeds: Physiology of development and germination**. 2.ed. New York: Plenum Press, 1994. 445p.
- BÖHM, W. **Methods of studying root systems**. Berlin: Springer Verlag, 1979. 188p. (Ecological Studies, 33).
- BÖHM, W.; MADUAKOR, H.; TAYLOR, H.M. Comparison of five methods for characterizing soybean rooting density and development. **Agronomy Journal**, v. 69, p.415-419, 1977.
- BRASIL. Ministério da Agricultura. **Regras para análise de sementes**. 2.ed. Brasília: Departamento Nacional de Produção Vegetal, 1992, 365p.
- CALDAS, L.S.; HARIDASAN, P.; FERREIRA, M.E. Meios nutritivos. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S. **Técnicas e aplicações da cultura de tecidos de plantas**. Brasília: ABCTP; EMBRAPA CNPH, 1990. P.37-70.
- CARLUCCI, M.V.; CASTRO, P.R.C. Efeitos do Atonik na cultura do tomateiro 'Miguel Pereira'. **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**, v. 39, n. 2, p.605-613, 1982.
- CARVALHO, N.M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. Jaboticabal: Fundação de Estudos e Pesquisa em Agronomia, Medicina Veterinária e Zootecnia, 2000. 588p.
- CASILLAS V.J.C.; LONDOÑO I.J.; GUERRERO A.H.; BUITRAGO G.L.A. Analisis cuantitativo de la aplicacion de cuatro bioestimulantes en el cultivo del rabano (*Raphanus sativus* L.). **Acta Agronomica**, v.36, n.2, p.185-195, 1986.
- CASTRO, P.R.C.; VIEIRA, E.L. **Aplicações de reguladores vegetais na agricultura tropical**. Guaíba: Livraria e Editora Agropecuária, 2001. 132p.
- CASTRO, P.R.S.; MELOTTO, E. Bioestimulantes e hormônios aplicados via foliar. In: BOARETO, A.E.; ROSOLEM, C.A. **Adubação foliar**. Campinas: Fundação Cargill, 1989. v. 1, cap. 8, p.191-235.

- CASTRO, P.R.C.; PACHECO, A.C.; MEDINA, C.L. Efeitos de Stimulate e de Micro-Citros no desenvolvimento vegetativo e na produtividade da laranja 'Pêra' (*Citrus sinensis* L. Osbeck). **Scientia Agricola**, v. 55, n. 2, p.338-341, 1998.
- CASTRO, P.R.C.; GONÇALVES, M.B.; SILVA, M.J.; RIBEIRO, S.A. Ação de estimulantes vegetais no desenvolvimento do girrasol (*Helianthus annuus* L.). **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**, v. 90, p.1319-1333, 1983.
- CASTRO, P.R.C.; CONFORTO, E.; NICOLINI, E.M.; GABRIEL, J.L.C.; ISMAEL, J.J. Efeitos de reguladores e estimulantes vegetais no desenvolvimento do milho (*Zea mays* L. cv. C-525). **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**, v. 94, p.1079-1105, 1987a.
- CASTRO, P.R.C.; MARTINS, E.C.; ALCÂNTARA, V.B.G.; WUTKE, E.B.; MACHADO, P.A.; MANFRON, P.A. Efeitos de estimulantes vegetais na germinação do arroz (*Oryza sativa* L. cv. IAC-165). **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**, v. 41, p.359-368, 1984.
- CASTRO, P.R.C.; HENRIQUE, A.A.; FUMIS, T.F.; BABBONI JÚNIOR, A.C.; MINARELLI, A.M.; DI STASI, L.C.; RODRIGUES, S.D. Ação de reguladores e estimulantes vegetais na germinação de milho e tomateiro. **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"**, v. 94, p.359-367, 1987b.
- CESTANA, S.; GUIMARÃES, M.F.; JORGE, L.A.C.; RALISCH, R.; TOZZI, C.L.; TORRE, A.; VAZ, C.M.P. Avaliação da distribuição de raízes no solo auxiliado por processamento de imagens digitais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 18, p.365-371, 1994.
- CHAN, M.D.; ZOBEL, R.W.; BOULDIN, D.R. Relationship between root elongation rate and diameter and duration of growth of lateral roots of maize. **Plant and Soil**, v. 119, p.271-279, 1989.
- CHING, T.M. Metabolism of germinating seeds. In: KOZLOWSKI, T.T. (Ed.) **Seed biology**. New York: Academic Press, 1972. v.2, cap.2, p.103-218.
- COPELAND, L.O.; McDONALD, M.B. **Principles of seed science and technology**. New York: Chapman & Hall, 1995. cap.4, p. 59-110: Seed germination.

- CROCOMO, O.J.; CABRAL, J.B. **A biotecnologia no melhoramento de plantas tropicais**. Brasília: Associação Brasileira de Educação Agrícola Superior, 1988. 39p. (ABEAS. Curso de Agricultura Tropical. Módulo 1: O Ambiente e as Plantas Tropicais).
- DARIO, G.J.A.; BALTIERI, E.M. **Avaliação da eficiência do regulador vegetal Stimulate (citocinina + ácido indolbutírico + ácido giberélico) na cultura do milho (*Zea mays* L.)**. Piracicaba: ESALQ, Depto. de Agricultura, 1998. 12p. (Relatório Técnico)
- DAROS, E.; RONZELLI JUNIOR, P.; ZANETTE, F.; DENKE, N.N. Crescimento e desenvolvimento radicular de trigo em rizotron. III. Efeitos da saturação de alumínio nos cultivares Ocepar 7-Batuirá e CEP 11. **Revista do Setor de Ciências Agrárias**, v.10, n. 1/2, p.143-149, 1988c.
- DAROS, E.; RONZELLI JUNIOR, P.; ZANETTE, F.; FURIHATA, K.R. Crescimento e desenvolvimento radicular de trigo em rizotron. IV. Efeitos da saturação de alumínio no cultivar BR 23 de Triticale IAPAR 23-Arapoti. **Revista do Setor de Ciências Agrárias**, v.10, n. 1/2, p.151-155, 1988d.
- DAROS, E.; RONZELLI JUNIOR, P.; ZANETTE, F.; PISSAIA, A. Crescimento e desenvolvimento radicular de trigo em rizotron. II. Efeitos da saturação de alumínio nos cultivares Tifton e BR 14 e no Cultivar de Triticale IAPAR 13 - Araucária. **Revista do Setor de Ciências Agrárias**, v.10, n. 1/2, p.137-141, 1988b.
- DAROS, E.; RONZELLI JUNIOR, P.; ZANETTE, F.; ZAMBONI, J.L.C. Crescimento e desenvolvimento radicular de trigo em rizotron. I. Efeitos da saturação de alumínio nos cultivares, PG. 1 e IAC 5 - Maringá. **Revista do Setor de Ciências Agrárias**, v.10, n. 1/2, p.131-135, 1988a.
- DAROS, E.; ZAMBONI, J.L.C.; WEBER, H.; IDO, O.T.; GRACIANO, P.A.; ZANETTE, F. Desenvolvimento e distribuição de raízes de diferentes culturas, em condições de rizotron, no Paraná. In: WORKSHOP SOBRE SISTEMA RADICULAR: METODOLOGIAS E ESTUDOS DE CASOS, Aracaju, 1999. **Anais**. Aracaju: Embrapa, 1999. p.167-178.

- ELIASSON, L.; BERTELL, G.; BOLANDER, E. Inhibitory action of auxin on root elongation not mediated by ethylene. **Plant Physiology**, v. 91, p.310-314, 1989.
- ELLIS, R.H. Seed and seedling vigour in relation to crop growth and yield. **Plant Growth Regulation**, v. 11, p.249-255, 1992.
- FELDMAN, L.J. Regulation of root development. **Annual Review of Plant Physiology**, v.35, p.223-242, 1984.
- FERNANDES, A.A.H.; RODRIGUES, J.D.; RODRIGUES, S.D. Produção de soja (*Glycine max* (L.) Merrill cv. IAC 8) sob ação do bioestimulante Agrostemin. **Científica**, v.25, n.1, p.9-20, 1997.
- FRAGA, A.C. Dormência de sementes. **Informe Agropecuário**, v. 8, n. 19, p.62-64, 1982.
- GALSTON, A.W.; DAVIES, P.J. **Mecanismos de controle no desenvolvimento vegetal**. Trad. de M. Meguro. São Paulo: Edgard Blucher, 1972.171p.
- GLINSKI, D.S.; KARNOK, K.J.; CARROW, R.N. Comparison of reporting methods for root growth data from transparent-interface measurements. **Crop Science**, v.33, p.310-314, 1993.
- GRIERSON, P.F.; COMERFORD, N.B. Non-destructive measurement of acid phosphatase activity in the rhizosphere using nitrocellulose membranes and image analysis. **Plant and Soil**, v. 218, p.49-57, 2000.
- HEERAMAN, D.A.; HOPMANS, J.W.; CLAUSNITZER, V. Three dimensional imaging of plant roots *in situ* with x-ray computed tomography. **Plant and Soil**, v. 189, p.167-179, 1997.
- HILHORST, H.W.M. Germination II: activation and hormonal regulation. In: Workshop on advanced topics in seed physiology and technology. In: WORKSHOP ON ADVANCED TOPICS IN SEED PHYSIOLOGY AND TECHNOLOGY, Lavras, 1999. **Resumos**. Lavras: UFLA; Dordrecht: Wageningen University; Davis: University of California, 1999. p.31-34.
- HILHORST, H.W.M.; TOOROP, P.E. Review on dormancy, germinability, and germination in crop and weed seeds. **Advances in Agronomy**, v.61, p.111-165, 1997.

- HOCART, C.H.; LETHAM, D.S. Biosynthesis of cytokinin in germinating seeds of *Zea mays*. **Journal of Experimental Botany**, v.41, n.233, p.1525-1528, 1990.
- HUCK, M.G.; TAYLOR, H.M. The rhizotrons as a tool for root research. **Advances in Agronomy**, v. 35, p.1-35, 1982.
- HUSSEY, G. The application of tissue culture to the vegetative propagation of plants. **Science Progress**, v.65, p.185-208, 1978.
- ITAI, C.; BIRNBAUM, H. Synthesis of plant growth regulators by roots. In: **Plant roots: the hidden half**. 2.ed. New York, Basel; Hong Kong: Marcel Dekker, 1996. cap.14, p.273-284.
- JANN, R.C.; AMEN, R.D. What is germination?. In: KHAN, A.A. **The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination**. Amsterdam: North Holland Publ., 1977. cap.2, p.7-28.
- JONES, R.L.; STODDART, J.L. Gibberellins and seed germination. In: KHAN, A.A. **The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination**. Amsterdam: North Holland Publ., 1977. cap.5, p.77-109.
- KASPAR, T.C.; EWING, R.P. ROOTDGE: Software for measuring root length from desktop scanner images. **Agronomy Journal**, v. 89, p.932-940, Nov./Dec. 1997.
- KIANG, C.K. Effect of soil application of Promalin on the root growth of citrus seedlings. **Proceedings Florida State Horticultural Society**, v. 96, p.56, 1983.
- KOPKE, U. Methods for studying root growth. In: RUSSEL, R.S.; IGEU, K.; MEHTA, Y.R.(Ed.) **The soil/root systems in relation to brasilian agriculture**. Londrina: Fundação Instituto Agronômico do Paraná, 1981. p.303-318.
- KRIKORIAN, A.D.; KELLY, K.; SMITH, D.L. Hormones in tissue culture and micropropagation. In: DAVIES, P.J. **Plants hormones and their role in plant growth and development**. Dordrecht: Martinus Nijhoff, 1987. p.593-613.
- KUMAR, K.G.A.; NEELAKANDAN, N. Effect of growth regulators on seedling vigour in soybean. **Legume Research**, v.15, p.181-182, 1992.

- KURUVADI, S.; TOWNLEY-SMITH, T.F. Modelos de raices en trigo macarronero en rizotrones. **Turrialba**, v. 36, n. 4, p.473-468, 1986.
- LEONEL, S.; RODRIGUES, J.D. Efeitos de giberelinas, citocininas e do nitrato de potássio, no processo germinativo de sementes de limoeiro 'Cravo' (*Citrus limonia* Osbeck). **Scientia Agricola**, v.56, n.1, p.11-115, 1999.
- LETHAM, D.S. Cytokinins as phytohormones – Sites of biosynthesis, translocation, and function of translocated cytokinin. In: MOK, D.W.S.; MOK, M.C. **Cytokinins**. Boca Raton: CRC Press, 1994. cap. 5, p.57-80.
- LIMA, G.P.P.; BRASIL, O.G.; RODRIGUES, J.D. Efeitos da aplicação de giberelina e etileno no crescimento e desenvolvimento inicial do arroz (*Oryza sativa* cv. IAC 4440) cultivado *in vitro*. **Científica**, v.20, n.1, p.85-93, 1992.
- LYNCH, J. Root architecture and plant productivity. **Plant Physiology**, v.109, p.7-13, 1995.
- MACKIE-DAWSON, L.A.; ATKINSON, D. In: ATKINSON, D. (Ed.) **Plant root growth: on ecological perspective**. Oxford: Blackwell Scientific, 1991. p. 103-130.
- MARASCHIN, M. Efeito do ácido giberélico sobre a germinação de sementes de abacateiro (*Persea nubigena* Willians). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.3, n.11, p.21-26, 1989.
- MARCOS FILHO, J.; CÍCERO, S.M.; SILVA, W.R. da. **Avaliação da qualidade fisiológica das sementes**. Piracicaba: FEALQ, 1987. 230p.
- MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 2.ed. San Diego: Academic Press, 1995. 889p.
- MATTA, F.M. Mecanismos fisiológicos associados ao desenvolvimento do sistema radicular das plantas. In: WORKSHOP SOBRE SISTEMA RADICULAR: METODOLOGIAS E ESTUDOS DE CASOS, Aracaju, 1999. **Anais**. Aracaju: Embrapa, 1999. p.19-45.
- MENDES, R.A.; SILVA, S. O.; PAZ, O.P.; MEDINA, V. **Cultura de tecido em plantas**. Cruz das Almas: EMBRAPA CNPMF, 1980. 13p. (EMBRAPA CNPMF. Apostila para Curso de Laboratorista).

- MESQUITA FILHO, M.V.; SOUZA, A.F.; FONTES, R.R.; PEREIRA, A.S. Avaliação agronômica de um bioestimulante orgânico em cenoura. **Horticultura Brasileira**, v.5, n.2, p.30-31, 1987.
- METIVIER, J.R. Citocininas. In: FERRI, M.G. **Fisiologia vegetal**. São Paulo: EDUSP, 1979a. v.2, cap.4, p.93-127.
- METIVIER, J.R. Giberelinas. In: FERRI, M.G. **Fisiologia vegetal**. São Paulo: EDUSP, 1979b. v.2, cap.5, p.129-161.
- MEYER, B.S.; ANDERSON, D.B.; BÖNHING, R.H.; FRATIANNE, D.G. **Introdução à fisiologia vegetal**. 2.ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1983. 710p.
- MILLÊO, M.V.R. **Avaliação da eficiência agronômica do produto Stimulate aplicado no tratamento de sementes e no sulco de plantio sobre a cultura do milho (*Zea mays* L.)**. Ponta Grossa: Universidade Estadual de Ponta Grossa, 2000a. 18p. (Relatório Técnico).
- MILLÊO, M.V.R. **Avaliação da eficiência agronômica do produto Stimulate aplicado no tratamento e em pulverização foliar sobre a cultura da soja (*Glycine max* L.)**. Ponta Grossa: Universidade Estadual de Ponta Grossa, 2000b. 18p. (Relatório Técnico).
- MIRSA, R.K. Root and shoot elongation of rhizotron-grown seedlings of *Eucalyptus nitens* and *Eucalyptus globulus* in relation to temperature. **Plant and Soil**, v. 206, p.37-46, 1999.
- MISLEVY, P.; BOOTE, K.J.; MARTIN, F.G. Soybean response to gibberellic acid. I. Time of application relative to emergence. **Field Crops Research**, v.19, p.113-121, 1988.
- NOODÉN, L.D. Synergism between gibberellins and cytokinin in delaying leaf senescence in soybean explants. **Plant and Cell Physiology**, v.27, p.577-579, 1986.
- OLIVEIRA, R.F.; PACE, L.; ROSOLEM, C.A. **Produção e nutrição do feijoeiro em função da aplicação de um promotor de crescimento**. Botucatu: UNESP, Depto. Agricultura e Melhoramento Vegetal, 1997. 10p. (Relatório Técnico).

- PALMA, M.R.; BAENA G.D.; ESCOBAR T.W. Propagacion vegetativa de la lima acida Tahiti *Citrus aurantifolia* (Christm) Swingle, por meio de enraizamento de estacas. **Acta Agronomica**, v.42, n.114, p.64-80, 1992.
- PAN, W.L.; BOLTON, R.P.; LUNDQUIST, E.J.; HILLER, L.K. Portable rhizotron and color scanner system for monitoring root development. **Plant and Soil**, v. 200, p.107-112, 1998.
- PEARSON, R.W.; LUND, Z.F. Direct observation of cotton root growth under field conditions. **Agronomy Journal**, v. 60, p.442-443, 1968.
- PIMENTEL, C. **Metabolismo de carbono na agricultura tropical**. Rio de Janeiro: Editora Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 1998. 159p.
- POSADAS, D.A.N.; TANNÚS, A.; PANEPUCCI, H.; CESTANA, S. Magnetic ressonance imaging as a non-invasive technique for investigating 3-D preferential flow occurring within stratified soil samples. **Computers and Electronics in Agriculture**, v. 14, p.255-267, 1996.
- RADERMACHER, E.; KLÄMBT, D. Auxin dependent growth and auxin binding proteins in primary roots and root hairs of corn (*Zea mays* L.). **Plant Physiology**, v. 141, p.698-703, 1993.
- RAY, P.M. **A planta viva**. 2.ed. São Paulo: Pioneira, 1978. 161p.
- REGHIN, M.Y.; OTTO, R.F.; SILVA, J.B.C. "Stimulate Mo" e proteção com tecido "não tecido" no pré-enraizamento de mudas de mandioquinha-salsa. **Horticultura Brasileira**, v. 18, n.1, p. 53-56, 2000.
- RÊGO, G.M. **Micropropagação de plantas através da cultura de tecidos**. Cruz das Almas: EMBRAPA, CNPMF, 1984. 17p. (EMBRAPA. CNPMF. Apostila do II Curso Intensivo Nacional de Fruticultura).
- REIS, S.K.; WERT, V. Growth responses of rice seedlings to Triacontanol in light and dark. **Planta**, v.135, p. 77-82, 1977.
- RONZELLI JÚNIOR, P.; DAROS, E.; ZANETTE, F. Efeitos da acidez e do baixo nível de fósforo no desenvolvimento radicular de feijão em rizotron. **Revista do Setor de Ciências Agrárias**, v. 9, n. p.33-37, 1987.
- ROSOLEM, C.A. **Stimulate em tratamento de sementes de feijão**. Botucatu: UNESP, Depto. Agricultura e Melhoramento Vegetal, 1997. 5p. (Relatório Técnico).

- ROVIRA, L.A.; NEPTUNE, A.M.L. Morfologia inicial del sistema radicular del *Phaseolus vulgaris* L. 'Carioca' en condiciones controladas. **Agronomia Tropical**, v.26, n.2, p. 109-116, 1976.
- SALISBURY, F.B.; ROSS, C.W. **Fisiologia vegetal**. Trad. de V. G. Velázquez. Mexico: Grupo Editorial Iberoamérica, 1994. 759p.
- SCHIEFELBEIN, J.W.; BENFEY, P.N. The development of plant roots: New approaches to underground problems. **The Plant Cell**, v.3, p.1147-1154, 1991.
- SCOTT, T.K. Auxins and roots. **Annual Review of Plant Physiology**, v.23, p.235-258, 1972.
- SILVA-JUNIOR; J.P.; SIQUEIRA, J.O. Aplicação de formononetina sintética ao solo como estimulante da formação de micorriza no milho e na soja. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.9, n.1, p.35-41, 1997.
- SKOOG, F.; MILLER, F.O. Chemical regulation of organ formation in plant tissues cultured "in vitro". **Symposium Society Experimental Biology**, v.11, p.118-131, 1957.
- SNEDECOR, G.W.; COCHRAN, W.G. **Statistical methods applied to experiment in agriculture and biology**. Ames: Iowa State College Press, 1974. 534p.
- SOILEAU, J.M.; MAYS, D.A.; KHASAWNEH, F.E.; KILMER, V.J. The rhizotron - lysimeter research facility at TVA, muscle shoals, Alabama. **Agronomy Journal**, v. 60, p.828-832, 1974.
- STOLLER DO BRASIL. **Stimulate Mo em hortaliças**: informativo técnico. Cosmópolis: Stoller do Brasil. Divisão Arbore, 1998. 1v.
- TAHALER, P.; PAGÈS, L. Root apical diameter and root elongation rate of rubber seedlings (*Hevea brasiliensis*) show parallel responses to photoassimilate availability. **Physiologia Plantarum**, v. 97, p.365-371, 1996.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant physiology**. 2.ed. Sunderland: Sinauer Associates, 1998. 792p.
- TAYLOR, H.M. Methods of studying root systems in the field. **HortScience**, v. 21, n. 4, p.952-956, 1986.

- TAYLOR, H.M.; BÖHM, W. Use of acrylic plastic as rhizotron windows. **Agronomy Journal**, v. 68, p.693-694, 1976.
- TAYLOR, H.M.; HUCK, M.G.; KLEPPER, B.; LUND, Z.F. Measurement of soil-grown roots in a rhizotron. **Agronomy Journal**, v. 62, p.807-809, 1970.
- TAYLOR, H.M.; WILLART, S.T. Utilization of rhizotrons in root research. In: RUSSELL, R.S.; IQUE, K.; MEHTA, Y.R. (Ed.) **The soil/root system in relation to brazilian agriculture**. Londrina: Instituto Agronômico do Paraná, 1981. p.319-337.
- TAYLOR, H.M.; UPCHURCH, D.R.; McMICHAEL, B.L. Applications and limitations of rhizotrons and minirhizotrons for root studies. **Plant and Soil**, v. 129, p.29-35, 1990.
- TAYLOR, H.M.; UPCHURCH, D.R.; BROWN, J.; ROGERS, H.M. Some methods of root investigations. In: McMICHAEL, B.L.; PERSON, H. (Ed.) **Plant roots and their environment**. Amsterdam: Elsevier Science, 1988. p.515-525.
- TERUEL, D.A. Caracterização arquitetural do sistema radicular de soja. Piracicaba, 1999. 106p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" - Universidade de São Paulo.
- THOMAS, T.H. Cytokinins, cytokinin-active compounds and seed germination. In: KHAN, A.A. **The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination**. Amsterdam: North Holland, 1977. cap.6, p.111-144.
- TORREY, J.G. Root hormones and plant growth. **Annual Review of Plant Physiology**, v.27, p.435-459, 1976.
- TREWAVAS, A.J. Growth substance sensitivity: the limiting factor in plant development. **Physiologia Plantarum**, v.55, p.60-72, 1982.
- VÁLIO, I.F.M. Auxinas. In: FERRI, M.G. **Fisiologia vegetal**. São Paulo: EDUSP, 1979. v.2, cap.2, p.39-72.
- VAN de GEIJN, S.C.; VOS, J.; GROENWOLD, J.; GOUDRIAAN, J.; LEFFELAAR, P.A. The Wageningen Rhizolab - a facility to study soil-root-shoot-atmosphere interactions in crops. **Plant and Soil**, v. 161, p.275-287, 1994.

- VELLINI, E.D.; ROSOLEM, C.A. **Eficiência agronômica de Stimulate**. Botucatu: UNESP, Depto. Agricultura e Melhoramento Vegetal, 1997. 8p. (Relatório Técnico).
- VOORHEES, W.B. Root elongation along a soil-plastic container interface. **Agronomy Journal**, v.68, p.143, 1976.
- WADDINGTON, J. Observation of plant roots *in situ*. **Canadian Journal of Botany**, v. 49, p.850-852, 1971.
- WIGHTMAN, F.; SCHNEIDER, E.A.; THIMANN, K.V. Hormonal factors controlling the initiation and development of lateral roots II. Effects of exogenous growth factors on lateral root formation in pea roots. **Physiologia Plantarum**, v.49, p.304-314, 1980.
- YNOUE, C.K.; ONO, E.O.; FURLAN, M.R. Ação de fitorreguladores na germinação de sementes de vinagreira (*Hibiscus sabdariffa* L.). **Revista de Agricultura**, v.71, n.2, p.233-240, 1996.
- ZANETTE, F.; COMEM, J.J. Estudo do sistema radicular das plantas. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS, Piracicaba, 1992. **Anais**. Piracicaba: Fundação Cargill, 1992. p.395-403.
- ZHANG, F.; PAN, B.; SMITH, D.L. Application of gibberellic acid to the surface of soybean seed (*Glycine max* (L.) Merr.) and symbiotic nodulation, plant development, final grain and protein yield under short season conditions. **Plant and Soil**, v.188, p.329-335, 1997.
- ZOON, F.C.; VAN TIENDEREN, P.H. A rapid quantitative measurement of root length and root branching by microcomputer image analysis. **Plant and Soil**, v. 126, p.301-308, 1990.

APÊNDICES

Tabela 2A. Resumo da análise de variância para as variáveis (G, PN, PAN, CH, CR, CT, MSpl, EM4 e EM7)¹, para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)										
CV	GL	G (%)	PN (%)	PAN (%)	CH (cm)	CR (cm)	CT (cm)	MSpl (g)	EM4 (%)	EM7 (%)
Dose	5	94,9667 (0,0596)	311,4667 (0,0039)	39,5063 (0,0500)	0,1197 (0,2003)	0,8987 (0,5730)	1,3857 (0,5015)	0,0000 (0,1918)	40,3973 (0,8583)	51,9764 (0,3831)
Resíduo	18	36,2778	58,7778	15,3845	0,0731	1,1403	1,5258	0,0000	107,2013	46,2283

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CH (Comprimento hipocótilo); CR (Comprimento radícula); CT (Comprimento total); MSpl (Massa seca de plântulas); EM4 (Emergência de plântulas 4^a DAS); EM7 (Emergência de plântulas 7^a DAS).

Tabela 2B. Resumo da análise de variância para as variáveis (MSR16, MSPA16, MST16, NVA/PL, NG/VA, NG/PL, MSG/PL, MSVA/PL, MSPA, MSR e MST)¹ para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)													
CV	GL	MSR 16 (g)	MSPA 16 (g)	MST 16 (g)	NVA/PL	NG/ VA	NG/ PL	MSG/ PL (g)	MSVA/ PL (g)	MSPA (g)	MSR (g)	MST (g)	
Dose	5	0,0459 (0,0209)	0,0746 (0,0058)	0,1053 (0,0234)	23,4750 (0,0500)	0,3667 (0,3484)	967,942 (0,0252)	89,9737 (0,0252)	0,0273 (0,8682)	0,4060 (0,3240)	0,3862 (0,0425)	0,7307 (0,5231)	
Resíduo	18	0,0129	0,0154	0,0307	10,0139	0,3056	245,403	26,7365	0,0755	0,3228	0,1329	0,7727	

¹ MSR16 (Massa seca raiz 16^a DAS); MSPA16 (Massa seca parte aérea 16^a DAS); MST16 (Massa seca total 16^a DAS); NVA/PL (Número de vagens por planta); NG/VA (Número de grãos por vagem); NG/PL (Número de grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); MSVA/PL (Massa seca de vagens por planta); MSPA (Massa seca da parte aérea); MSR (Massa seca da raiz) e MST (Massa seca total).

Tabela 3A. Resumo da análise de variância para as variáveis (G, PN, PAN, CC, CR, CT, MSpl e EM7)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)									
CV	GL	G (%)	PN (%)	PAN (%)	CC (cm)	CR (cm)	CT (cm)	MSpl (g)	EM7 (%)
Dose	5	19,3667 (0,1211)	16,1667 (0,3582)	27,1798 (0,1208)	0,4365 (0,0524)	1,7858 (0,3055)	3,7414 (0,1048)	0,0000 (0,5474)	232,112 (0,0154)
Resíduo	18	9,5000	13,7222	13,3172	0,1600	1,3691	1,7359	0,0000	60,6249

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CC (Comprimento coleoptile); CR (Comprimento radícula); CT (Comprimento total); MSpl (Massa seca de plântulas); EM7 (Emergência de plântulas 7^o DAS).

Tabela 3B. Resumo da análise de variância para as variáveis (MSR16, MSPA16, MST16, NPA/PL, NPAC/PL, NPAG/PL, MSG/PL, MSPA, MSR e MST)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)													
CV	GL	MSR 16 (g)	MSPA 16 (g)	MST 16 (g)	NPA/ PL	NPAC/ PL	NPAG/ PL	MSG/ PL (g)	MSPA (g)	MSR (g)	MST (g)		
Dose	5	0,0038 (0,0859)	0,0033 (0,0017)	0,0068 (0,0048)	0,1818 (0,2653)	1,0664 (0,0468)	1,1097 (0,0055)	3,6033 (0,0011)	0,6087 (0,2846)	1,2351 (0,0179)	1,8522 (0,0633)		
Resíduo	18	0,0016	0,0005	0,0013	0,1283	0,3777	0,2259	0,5153	0,4474	0,3353	0,7212		

¹ MSR16 (Massa seca raiz 16^o DAS); MSPA16 (Massa seca parte aérea 16^o DAS); MST16 (Massa seca total 16^o DAS); NPA/PL (Número de panículas por planta); NPAG/PL (Número de panículas chocha por planta); NPAC/PL (Número de panículas com grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); MSPA (Massa seca da parte aérea); MSR (Massa seca da raiz) e MST (Massa seca total).

Tabela 4A. Resumo da análise de variância para as variáveis do crescimento radicular (VCRV e CRV)¹ de plantas de soja (*Glycine max* (L.) Merrill), obtidas em condições de rizotron.

CV	GL	QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)	
		VCRV (cm.dia ⁻¹)	CRV (cm)
Período	7	78,5291 (0,0000)	7085,5092 (0,0000)
Dose	5	0,7882 (0,2379)	59,9706 (0,0000)
Per*Dose	35	0,2974 (0,9876)	1,6004 (1,0000)
Resíduo	144	7,3206	7,3207

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical).

Tabela 4B. Resumo da análise de variância para as variáveis do crescimento radicular (VCRV e CRV)¹ de plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), obtidas em condições de rizotron.

CV	GL	QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)	
		VCRV (cm.dia ⁻¹)	CRV (cm)
Período	12	47,9502 (0,0000)	4756,2058 (0,0000)
Dose	5	1,9253 (0,0991)	36,7880 (0,0002)
Per*Dose	60	1,2025 (0,2074)	3,3302 (0,9992)
Resíduo	234	1,0283	6,9026

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical).

Tabela 4C. Resumo da análise de variância para as variáveis do crescimento radicular (VCRV e CRV)¹ de plantas de arroz (*Oryza sativa* L.), obtidas em condições de rizotron.

CV	GL	QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)	
		VCRV (cm.dia ⁻¹)	CRV (cm)
Periodo	12	17,8487 (0,0000)	6485,5641 (0,0000)
Dose	5	1,6418 (0,0068)	119,4965 (0,0000)
Per*Dose	60	0,8270 (0,0042)	2,7986 (0,9468)
Resíduo	234	0,4959	3,9198

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical).

Tabela 5A. Resumo da análise de variância para a variável comprimento radicular total (CRT)¹, para as culturas da soja (*Glycine max* (L.) Merrill), feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) e arroz (*Oryza sativa* L.), obtida em rizotrons no final da avaliação do crescimento radicular.

CV	GL	QUADRADOS MÉDIOS (PROB.>F)		
		CRT (cm)		
		Soja	Feijão	Arroz
Dose	5	759,4739 (0,1417)	6347,6671 (0,0038)	3127,5051 (0,0322)
Resíduo	18	397,0013	1187,9212	993,9384

¹ CRT (Comprimento radicular total).

Tabela 6A. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (G, PN, PAN, CH, CR, CT, MSpl, EM4 e EM7)¹, para a cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill).

V ³ (y)	Mr ²	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
G (%)	L.	0,3571 (0,9064)		0,5	6,1			
	Q.	1,4404 (0,8157)		2,7				
	C.	40,1389 (0,2403)		62,8				
PN (%)	L.	160,7037 (0,0173)		49,2				
	Q.	79,5538 (0,0500)	32,198 + 5,1646x - 0,7299x ² *	73,6	12,7	3,5	48,9	51,9
	C.	25,4125 (0,3163)		81,4				
PAN (%)	L.	0,7614 (0,8510)		1,8	22,0			
	Q.	4,4644 (0,6666)		12,5				
	C.	16,6713 (0,5921)		52,2				
CH (cm)	L.	0,1051 (0,2350)		27,7	11,6			
	Q.	0,2462 (0,0742)		92,7				
	C.	0,0152 (0,6513)		96,7				
CR (cm)	L.	0,0058 (0,8272)		0,5	9,5			
	Q.	1,0998 (0,0086)		95,9				
	C.	0,0013 (0,9159)		96,0				
CT (cm)	L.	0,0532 (0,6114)		3,6	10,1			
	Q.	1,3560 (0,0155)		96,2				
	C.	0,0007 (0,9497)		96,3				
MSpl (g)	L.	0,0003 (0,0000)		72,4				
	Q.	0,0000 (0,0012)	0,0219 + 0,0058x - 0,0007x ² **	92,7	7,8	4,1	0,034	55,3
	C.	0,0000 (0,5068)		93,4				
EM4 (%)	L.	5,3037 (0,7952)		0,6	29,4			
	Q.	20,074 (0,6280)		3,2				
	C.	437,4772 (0,0297)		58,7				
EM7 (%)	L.	9,2755 (0,6740)		2,2	15,0			
	Q.	1,3244 (0,8665)		2,5				
	C.	226,9651 (0,0444)		57,0				

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CH (Comprimento hypocótilo); CR (Comprimento radícula); CT (Comprimento total); MSpl (Massa seca de plântulas); EM4 (Emergência plântulas 4^o DAS); EM7 (Emergência plântulas 7^o DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 6B. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (VCRV, CRV, CRT, MSR12, MSPA12 E MST12)¹, para a cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill).

V ₃ ($\hat{y}$)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
VCRV (cm. Dia ⁻¹)	L.	0,7541 (0,2528)		19,1	14,8			
	Q.	0,4662 (0,6272)		31,0				
	C.	1,8276 (0,0731)		77,3				
CRV (cm)	L.	24,8097 (0,0694)		7,9				
	Q.	0,4810 (0,7938)		8,1				
	C.	236,6038 (0,0000)	24,0149 + 4,2339x - 2,2480x ² + 0,3021x ³ **	87,0	10,7	1,3 _{máx} 3,7 _{min}	26,4 24,2	9,9 0,8
CRT (cm)	L.	726,4639 (0,1904)		19,1	17,2			
	Q.	1169,1689 (0,1000)		49,9				
	C.	330,6064 (0,6233)		58,6				
MSR 12 (g)	L.	0,0092 (0,0314)		78,0	4,8			
	Q.	0,0000 (0,9777)		78,1				
	C.	0,0002 (0,7403)		79,7				
MSPA 12 (g)	L.	0,0021 (0,0620)		33,7	2,6			
	Q.	0,0007 (0,2800)		44,5				
	C.	0,0035 (0,0203)		99,8				
MST 12 (g)	L.	0,0152 (0,0250)		72,2	4,9			
	Q.	0,0002 (0,7920)		73,0				
	C.	0,0050 (0,1803)		96,7				

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical); CRT (Comprimento radicular total); MSR12 (Massa seca raiz 12^o DAS); MSPA12 (Massa seca parte aérea 12^o DAS), MST12 (Massa seca total 12^o DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 6C: Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (NVA/PL, NG/PL, MSG/PL, MSR, MSPA e MST)¹, para a cultura da soja (*Glicyne max* (L.) Merrill).

V ³ (y)	Mr ¹	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
NVA/ PL	L.	504,9143 (0,00680)		85,7	10,2			
	Q.	59,1696 (0,3101)		95,7				
	C.	20,3347 (0,5537)		99,1				
NG/ PL	L.	2653,7286 (0,00230)	126,6071 + 6,1571x **	82,4	10,0			24,3
	Q.	284,1696 (0,2510)		91,2				
	C.	6,2347 (0,8569)		91,4				
MSG/ PL (g)	L.	112,0664 (0,0017)	17,1393 + 1,2653x **	83,6	13,9			36,9
	Q.	1,8187 (0,6425)		85,0				
	C.	10,4257 (0,2661)		92,7				
MSR (g)	L.	0,0416 (0,5916)		6,3	17,8			
	Q.	0,0017 (0,9069)		6,6				
	C.	0,5296 (0,0603)		87,2				
MSPA (g)	L.	0,6758 (0,1813)		67,4	14,8			
	Q.	0,0020 (0,9385)		67,6				
	C.	0,2242 (0,5580)		90,0				
MST (g)	L.	2,1116 (0,0130)		75,4	8,3			
	Q.	0,0139 (0,8210)		75,9				
	C.	0,6239 (0,1508)		98,1				

¹ NVA/PL (Número de vagens por planta); NG/PL (Número de grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); MSR (Massa seca raiz); MSPA (Massa seca parte aérea); MST (Massa seca total); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 7A. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (G, PN, PAN, CH, CR, CT, MSpl, EM4 e EM7)¹, para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
G (%)	L.	388,9286 (0,0044)	65,1905 + 2,3571x **	81,9	8,5			18,1
	Q.	2,3333 (0,7978)		82,4				
	C.	2,2222 (0,0802)		82,9				
PN (%)	L.	1444,6286 (0,0002)	43,4762 + 4,5429x **	92,8	13,9			52,2
	Q.	53,4404 (0,6448)		96,2				
	C.	15,6056 (0,6180)		97,2				
PAN (%)	L.	163,5787 (0,0045)	36,1834 - 1,5287x **	82,8	12,1			- 21,1
	Q.	1,0145 (0,7955)		83,3				
	C.	1,4123 (0,7626)		84,0				
CH (cm)	L.	0,3863 (0,0319)		64,6	7,9			
	Q.	0,0364 (0,5046)		70,7				
	C.	0,0050 (0,7918)		71,5				
CR (cm)	L.	1,4286 (0,2774)		31,8	14,3			
	Q.	1,6858 (0,2383)		69,3				
	C.	0,2347 (0,6592)		74,5				
CT (cm)	L.	3,6116 (0,1381)		52,1	11,4			
	Q.	1,7000 (0,3058)		76,7				
	C.	0,0823 (0,8134)		77,9				
MSpl (g)	L.	0,0000 (0,5383)		4,9	0,9			
	Q.	0,0000 (0,6345)		15,3				
	C.	0,0003 (0,023)		87,7				
EM4 (%)	L.	1,9765 (0,8886)		0,9	52,7			
	Q.	65,5084 (0,5497)		33,4				
	C.	46,8762 (0,5232)		56,6				
EM7 (%)	L.	154,7382 (0,0808)		59,5	13,4			
	Q.	64,4472 (0,2520)		84,3				
	C.	9,7267 (0,6559)		88,0				

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CH (Comprimento hipocótilo); CR (Comprimento radícula); CT (Comprimento total); MSpl (Massa seca de plântulas); EM4 (Emergência plântulas 4^a DAS); EM7 (Emergência plântulas 7^a DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 7B. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (VCRV, CRV, CRT, MRS16, MSPA16 e MRS16)¹, para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
VCRV (cm. dia ⁻¹)	L.	4,4667 (0,0359)		46,4	28,6			
	Q.	0,2352 (0,6385)		48,8				
	C.	3,6807 (0,0564)		87,0				
CRV (cm)	L.	8,0144 (0,2820)		4,4				
	Q.	18,5433 (0,0984)		14,4				
	C.	151,4962 (0,0000)	$26,6967 + 2,5100x - 1,4925x^2 + 0,2120x^3^{**}$	96,8	9,6	1,1 ^{máx} 3,6 ^{min}	27,9 26,3	4,6 -1,6
CRT (cm)	L.	2258,7647 (0,1822)		7,1				
	Q.	14940,004 (0,0026)		54,2				
	C.	5268,8978 (0,0471)	$280,306 + 17,437x - 23,8123x^2 + 4,5086x^3^*$	70,8	12,5	0,4 ^{máx} 3,1 ^{min}	282,8 110,0	1,0 -10,3
MSR 16 (g)	L.	0,1587 (0,0028)	$0,6229 + 0,0480x^{**}$	69,2	15,3			38,5
	Q.	0,0019 (0,7020)		70,0				
	C.	0,0349 (0,1151)		85,3				
MSPA 16 (g)	L.	0,0448 (0,1025)		12,0	12,7			
	Q.	0,0439 (0,1054)		23,8				
	C.	0,0023 (0,7064)		24,4				
MST 16 (g)	L.	0,1841 (0,0234)		35,0	9,9			
	Q.	0,0186 (0,5483)		38,5				
	C.	0,1435 (0,0419)		65,8				

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical); CRT (Comprimento radicular total); MSR16 (Massa seca raiz 16^o DAS); MSPA16 (Massa seca parte aérea 16^o DAS); MST16 (Massa seca total 16^o DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 7C. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (NVA/PL, NG/VA, NG/PL, MSG/PL, MSVA/PL, MSR, MSPA e MST)¹, para a cultura do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
NVA/ PL	L.	1,0321 (0,7499)	$20,1160 + 4,0973x - 0,8438x^2$ **	0,8	13,9	2,4	25,1	24,8
	Q.	106,3125 (0,0045)		91,4				
	C.	7,4014 (0,5944)		97,8				
NG/ VA	L.	0,1286 (0,5312)		7,0	10,4			
	Q.	0,0476 (0,6991)		9,6				
	C.	1,6056 (0,0324)		97,2				
NG/ PL	L.	204,0036 (0,6228)	$108,5536 + 23,4268x - 5,0268x^2$ **	4,2	12,9	2,3	135,8	25,1
	Q.	3773,4404 (0,0013)		82,2				
	C.	2,2222 (0,0802)		96,0				
MSG/ PL (g)	L.	2,6326 (0,7549)	$26,4199 + 7,7552x - 1,5898x^2$ **	0,5	16,6	2,4	35,9	35,8
	Q.	377,4447 (0,0017)		84,5				
	C.	40,8503 (0,2307)		93,6				
MSVA /PL(g)	L.	0,0066 (0,7669)		4,9	10,0			
	Q.	0,0860 (0,3002)		68,0				
	C.	0,0203 (0,6158)		82,8				
MSR (g)	L.	0,0195 (0,7072)		1,0	17,4			
	Q.	0,4174 (0,0902)		22,6				
	C.	0,0508 (0,5506)		25,2				
MSPA (g)	L.	0,1410 (0,5234)		7,0	14,2			
	Q.	1,7519 (0,0300)		93,2				
	C.	0,0263 (0,7750)		94,5				
MST (g)	L.	0,2092 (0,6146)		5,7	11,7			
	Q.	2,7124 (0,0743)		79,9				
	C.	0,0027 (0,9526)		80,0				

¹ NVA/PL (Número de vagens por planta); NG/VA (Número de grãos por vagem); NG/PL (Número de grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); MSVA/PL (Massa seca de vagens por planta); MSR (Massa seca raiz); MSPA (Massa seca parte aérea); MST (Massa seca total); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão

Tabela 8A. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (G, PN, PAN, CC, CR, CT, MSpl e EM7)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
G (%)	L.	40,1286 (0,0521)		41,4	3,4			
	Q.	9,3333 (0,6639)		51,1				
	C.	28,8000 (0,0955)		80,8				
PN (%)	L.	0,1286 (0,9209)		0,1	4,5			
	Q.	36,0119 (0,1194)		44,7				
	C.	22,0500 (0,2192)		71,9				
PAN (%)	L.	16,0647 (0,2865)		11,8	22,2			
	Q.	3,9841 (0,5970)		14,8				
	C.	56,5747 (0,0515)		56,4				
CC (cm)	L.	1,0261 (0,0198)		47,0				
	Q.	0,3549 (0,1507)		63,3				
	C.	0,7801 (0,0384)	$2,6668 + 0,8743x - 0,4602x^2 + 0,0549x^3 *$	99,0	14,9	1,2 ^{máx} 4,4 ^{mín}	3,0 2,3	18,0 -14,5
CR (cm)	L.	0,0609 (0,8294)		0,6	12,3			
	Q.	0,9536 (0,5803)		11,4				
	C.	6,2571 (0,0442)		81,4				
CT (cm)	L.	2,6754 (0,2287)		14,3	10,8			
	Q.	3,4689 (0,1717)		32,8				
	C.	10,9471 (0,0207)		91,3				
MSpl (g)	L.	0,0000 (0,2947)		23,8	0,4			
	Q.	0,0000 (0,7393)		26,0				
	C.	0,0000 (0,1019)		85,5				
EM7 (%)	L.	567,6029 (0,0067)		48,9				
	Q.	292,7381 (0,0392)	$37,7397 + 4,1530x - 1,4001x^2 *$	74,1	22,0	1,5	45,4	10,2
	C.	3,6658 (0,8034)		74,4				

¹ G (Germinação); PN (Plântulas normais); PAN (Plântulas anormais); CC (Comprimento coleoptile); CR (Comprimento radícula); CT (Comprimento total); MSpl (Massa seca de plântulas); EM7 (Emergência plântulas 7^o DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão

Tabela 8B. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (VCRV, CRV, CRT, MSR16, MSPA16 E MST16)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

V ³ (y)	Mr ⁴	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
VCRV (cm. Dia ⁻¹)	L.	3,4321 (0,0089)		33,0				
	Q.	5,1504 (0,0018)	5,0428 + 0,7071x - 0,1857x ² **	82,7	19,0	1,9	5,7	13,0
	C.	0,5556 (0,2910)		88,0				
CRV (cm)	L.	55,5873 (0,0004)		9,3				
	Q.	463,3838 (0,0000)	25,1240 + 2,5921x - 0,4708x ² **	86,9	7,3	2,8	28,7	14,2
	C.	46,1162 (0,0010)		94,6				
CRT (cm)	L.	720,3554 (0,5897)		4,6				
	Q.	13617,664 (0,0019)	137,4958 + 44,5387x - 9,5493x ² **	91,7	19,5	2,3	189,4	37,7
	C.	53,2409 (0,8141)		92,0				
MSR 16 (g)	L.	0,0117 (0,0148)		61,7	4,8			
	Q.	0,0039 (0,1380)		82,2				
	C.	0,0024 (0,2357)		95,0				
MSPA 16 (g)	L.	0,0112 (0,0004)	0,7915 + 0,0126x **	67,7	2,8			80,0
	Q.	0,0003 (0,5110)		69,3				
	C.	0,0012 (0,1483)		76,3				
MST 16 (g)	L.	0,0288 (0,0004)	0,9039 + 0,0203x **	85,0	3,8			11,2
	Q.	0,0028 (0,1606)		93,4				
	C.	0,0022 (0,2129)		99,9				

¹ VCRV (Velocidade de crescimento radicular vertical); CRV (Crescimento radicular vertical); CRT (Comprimento radicular total); MSR16 (Massa seca raiz 16^o DAS); MSPA16 (Massa seca parte aérea 16^o DAS), MST16 (Massa seca total 16^o DAS); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão.

Tabela 8C. Resumo da análise de regressão com a equação estimada ($\hat{y}$), coeficientes de determinação (R^2) e variação (CV), pontos críticos e o aumento ou redução percentual em relação ao controle para as variáveis (NPA/PL, NPAC/PL, NPAG/PL, MSG/PL, MSR, MSPA e MST)¹, para a cultura do arroz (*Oryza sativa* L.).

V ₃ (y)	Mr ¹	Q.M. (PROB.>F)	Equação Estimada ($\hat{y}$)	R ² (%)	CV (%)	Pontos Críticos		Aumen. ou Red. ²
						X (dose)	$\hat{y}$	
NPA/ PL	L.	0,1346 (0,3206)		14,8	8,1			
	Q.	0,0055 (0,8324)		15,4				
	C.	0,1000 (0,6072)		26,4				
NPAC /PL	L.	0,0073 (0,8857)		0,1	36,0			
	Q.	1,2378 (0,0839)		23,4				
	C.	1,0902 (0,1033)		43,8				
NPAG /PL	L.	1,8485 (0,0097)		46,9				
	Q.	1,3312 (0,0238)	$3,9215 + 0,3096x - 0,0944x^2 *$	80,7	12,3	1,6	16,9	13,6
	C.	0,0024 (0,9143)		80,8				
MSG/ PL (g)	L.	0,9244 (0,1702)		6,2				
	Q.	8,9768 (0,0005)	$4,2368 + 1,1109x - 0,2452x^2 **$	66,8	14,2	2,3	29,7	69,7
	C.	1,7901 (0,0611)		78,9				
MSR (g)	L.	0,0066 (0,8911)		0,2	15,6			
	Q.	0,0983 (0,6201)		4,1				
	C.	0,3201 (0,6293)		16,7				
MSPA (g)	L.	1,3468 (0,0966)		44,2	11,0			
	Q.	0,1707 (0,5509)		49,9				
	C.	0,6166 (0,2547)		70,1				
MST (g)	L.	0,2183 (0,5949)		2,4	9,7			
	Q.	0,3008 (0,5329)		5,6				
	C.	1,1408 (0,2227)		17,9				

¹ NPA/PL (Número de panículas por planta); NPAC/PL (Número de panículas chochas por planta); NPAG/PL (Número de panículas com grãos por planta); MSG/PL (Massa seca de grãos por planta); MSR (Massa seca raiz); MSPA (Massa seca parte aérea); MST (Massa seca total); ² Aumento ou redução em porcentagem com relação ao controle; ³ Variável; ⁴ Modelo de regressão