

UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

PROPAGAÇÃO POR REBENTOS E GERMINAÇÃO
DE SEMENTES *IN VITRO* DA ALCACHOFRA

CASSIELI FACCIN DE MORAES

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Agronomia da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da UPF, para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de Concentração em Produção Vegetal.

Passo Fundo, julho de 2007

UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**PROPAGAÇÃO POR REBENTOS E GERMINAÇÃO
DE SEMENTES *IN VITRO* DA ALCACHOFRA**

CASSIELI FACCIN DE MORAES

Orientador: Prof^o. Dr. Alexandre Augusto Nienow
Co-orientadora: Prof^a. Dra. Eunice Oliveira Calvete

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Agronomia da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da UPF, para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Área de Concentração em Produção Vegetal.

Passo Fundo, julho de 2007

DEDICO

À meus pais, Fátima e Vando, pela amizade, carinho, amor, compreensão, dedicação e auxílio na realização de minhas conquistas.

À minha avó Maria, pelo amor, amizade, apoio e incentivo em todos os momentos.

AGRADECIMENTOS

À Deus, pela força e coragem concedidas para chegar até aqui.

À Capes, pela concessão da bolsa de estudos.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia pela oportunidade de fazer o Mestrado.

Ao Professor Dr. Alexandre Augusto Nienow, pela excelente orientação e por sua dedicação, amizade, compreensão, paciência e, também, pela oportunidade de realizar este curso.

À professora Dra. Eunice Oliveira Calvete, pela co-orientação, amizade, ajuda, incentivo e ensinamentos transmitidos.

À Eng^a. Agr^a. Ms. Marilei Suzin, pelas orientações, dedicação, apoio, amizade, paciência e disponibilidade para a realização deste trabalho.

Às professoras Ms. Lizete Augustin, Dra. Maria Irene Baggio e Ph.D. Magali Ferrari Grando, pela amizade, incentivo e sugestões para a realização do trabalho.

À Ms. Nilton Mantovani, pelas sugestões e colaboração para a realização deste trabalho.

Ao professor Dr. Carlos Costa, pela amizade e auxílio na análise estatística.

Aos funcionários do Setor de Horticultura da FAMV/UPF, em especial Rafael Caus, Delmar Balz e Cristian Maicol Plentz, pela colaboração, disponibilidade e amizade.

Aos funcionários do Laboratório de Biotecnologia Vegetal da FAMV/UPF, em especial Clarício Machado dos Santos, pela contribuição, amizade e paciência e aos estagiários, especialmente Rosiane Castoldi da Costa, pela amizade e auxílio.

À todos os funcionários da FAMV/UPF, pelo apoio e amizade.

À Eng^a. Agr^a. Dra. Beatriz Terezinha Donida, da Cooperativa Tritícola de Erechim (Cotrel), pelo fornecimento das sementes, material vegetal e dados para a realização do trabalho.

A todos os professores do curso, pela amizade e aprendizado, a mais sincera gratidão pelo desprendimento e empenho que vos lancestes a luta da nobre lição de ensino, estendo-me a mão nas horas de dúvida, nos momentos difíceis e apoiando-me em minhas decisões, mostrando que somos presenteados por Deus com pessoas maravilhosas.

Aos colegas de curso, pela amizade, convívio e companheirismo em todos os momentos.

À professora Ms. Salete Bona, pela amizade, incentivo e convivência.

Às amigas Emília Barlet Trenhago e Elenita Trenhago, pela amizade, incentivo e apoio.

À Rita Poles Maroso, pelo ombro amigo, pela convivência e amizade.

À amiga Carla Drum, que hoje está junto de Deus, pela amizade, confiança, ensinamentos, compreensão, apoio, ombro amigo,

pelos momentos felizes que vivenciamos e pelas lembranças que ficarão guardadas para sempre, agora restam apenas saudades.

À Cassiano Leonel Drum e Madalena Salete Drum, pelo incentivo e apoio.

À Rose Vidal e família, pela amizade e convivência.

Aos motoristas da Prefeitura Municipal de Campos Borges, em especial Giovane Fernandes da Costa, Volmir Toledo de Souza, Varlei Maier, Renato Endres, Adão Toledo, Osmar Vieira da Silva e Flávio Maier, pela amizade, apoio e convívio.

Enfim, a todos que de alguma forma contribuíram para a realização de minhas conquistas.

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS.....	x
LISTA DE FIGURAS.....	xii
RESUMO	1
ABSTRACT	3
1 INTRODUÇÃO	5
2 REVISÃO DE LITERATURA	10
2.1 Importância da alcachofra.....	10
2.1.1 Importância econômica.....	10
2.1.2 Usos na alimentação.....	12
2.1.3 Uso medicinal.....	14
2.2 Origem e história.....	16
2.3 Taxonomia e descrição botânica.....	18
2.4 Espécies e cultivares.....	26
2.5. Condições de cultivo e colheita.....	30
2.5.1 Clima.....	30
2.5.2 Solo.....	32
2.5.3 Colheita.....	33
2.6 Propagação da alcachofra.....	34
2.6.1 Propagação sexuada.....	34
2.6.2 Germinação de sementes <i>in vitro</i>	39
2.6.3 Propagação assexuada ou vegetativa por rebentos.....	46
2.6.4 Hormônios e reguladores de enraizamento.....	48
2.6.5 Substratos.....	52
CAPÍTULO I - PROPAGAÇÃO POR REBENTOS DA ALCACHOFRA EM DIFERENTES SUBSTRATOS E APLICAÇÃO DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO	63
RESUMO	63
ABSTRACT	64
1 INTRODUÇÃO	66
2 MATERIAL E MÉTODOS	70
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	76
3.1 Caracterização química e física dos substratos.....	76
3.2 Número de folhas por rebento.....	82

3.3 Porcentagem de rebentos mortos enraizados.....	84
3.4 Comprimento da maior raiz de rebentos vivos.....	85
3.5 Massa fresca e seca de raízes de rebentos vivos.....	88
4 CONCLUSÕES.....	94
CAPÍTULO II – GERMINAÇÃO <i>IN VITRO</i> DE SEMENTES DE ALCACHOFRA	95
RESUMO.....	95
ABSTRACT.....	96
1 INTRODUÇÃO.....	98
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	103
2.1 Experimento 1 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes intactas de alcachofra em dois meios de cultura.....	105
2.2 Experimento 2 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra na presença e ausência de luz, em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento.....	106
2.3 Experimento 3 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento.....	107
2.4 Experimento 4 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem o tegumento.....	108
2.5 Experimento 5 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra sem o tegumento, em dois meios de cultura.....	109
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	110
3.1 Experimento 1 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes intactas de alcachofra em dois meios de cultura.....	110
3.2 Experimento 2 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra na presença e ausência de luz, em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento.....	112
3.3 Experimento 3 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento.....	115
3.4 Experimento 4 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem o	

tegumento.....	121
3.5 Experimento 5 - Germinação <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra sem o tegumento, em dois meios de cultura.....	122
4 CONCLUSÕES.....	124
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	127
APÊNDICES.....	151

LISTA DE TABELAS

Tabela	REVISÃO DE LITERATURA	Página
1	Valores ideais para densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA) e retenção de água (RA) a -100 cm H ₂ O, de um substrato hortícola, adaptado por Grolli (1991).....	55

Tabela	CAPÍTULO I	Página
1	Características químicas dos substratos, obtidas segundo o método descrito por Tedesco et al. (1985). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	77
2	Caracterização física dos substratos, quanto à densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água de reserva ou tamponante (AT). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	79
3	Resumo da análise de variância para o efeito de substratos e doses de AIB sobre o número de folhas por rebento de alcachofra 'Nobre', em quatro épocas de avaliação. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	82
4	Porcentagem de rebentos mortos enraizados de alcachofra 'Nobre', aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	85
5	Comprimento da maior raiz de rebentos vivos de alcachofra 'Nobre', aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB.	

	Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	86
6	Massa fresca de raízes de rebentos vivos de alcachofra 'Nobre', 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	89
7	Massa seca de raízes de rebentos vivos de alcachofra 'Nobre', aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	91

Tabela	CAPÍTULO II	Página
1	Procedimentos adotados nos cinco experimentos de cultivo <i>in vitro</i> de sementes de alcachofra 'Nobre', quanto à assepsia, tempo de imersão das sementes em água, tratamento do tegumento das sementes, meios de cultura/substrato, condições de luminosidade e número de repetições. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	104
2	Porcentagem média de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra 'Nobre' em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	116
3	Porcentagem média de contaminação das sementes de alcachofra 'Nobre' em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	119

LISTA DE FIGURAS

Figura	REVISÃO DE LITERATURA	Página
1	Aspectos botânicos da alcachofra: A) folhas; B) inflorescências; C) capítulos; e D) sementes.....	22
2	Biologia floral da alcachofra cv. Nobre: A) e B) capítulos; C) disposição das flores na inflorescência; D) flor tubulosa; E) anteras soldadas; F) ovário ínfero; G) colar de anteras; H) bulbos nectaríferos; I) e J) fruto monospérmico, indeiscente e seco tipo aquênio, com sépalas modificadas (pappus).....	24
Figura	CAPÍTULO I	Página
1	Estufa de produção de mudas (A); área experimental de alcachofa da FAMV/UPF (B); planta matriz com emissão de rebentos (C); rebentos após a redução das folhas e eliminação das raízes (D); rebentos plantados nos tubetes, com a emissão de novas folhas (E); rebentos enraizados durante o experimento (F). FAMV/UPF, Passo Fundo, RS, 2006.....	73
2	Caracterização física dos substratos quanto à porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD), água tamponante (AT) e água remanescente a 100 cm de pressão de sucção (AR-100). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	80
3	Comprimento da maior raiz de rebentos de alcachofra 'Nobre' aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da	

	média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	87
4	Massa fresca de raízes de rebentos de alcachofra 'Nobre' aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	90
5	Massa seca de raízes de rebentos de alcachofra 'Nobre' aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	92

Figura	CAPÍTULO II	Página
1	Porcentagem de sementes de alcachofra cv. Nobre com rompimento do tegumento (Rteg), emissão da radícula (ER), dos colilédones (EC) e contaminação (Cont), nos meios de cultura M1 (1/2 MS) e M2 (MS completo). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	111
2	Porcentagem de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra cv. Nobre em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Tratamentos no tegumento das sementes: TI = tegumento intacto; TC= tegumento cortado. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	117
3	Porcentagem de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra cv. Nobre no meio de cultura M2, com corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	118

4	Porcentagem de contaminação das sementes de alcachofra cv. Nobre nos meios de cultura M1 e M2, com e sem corte lateral do tegumento. Tratamentos no tegumento das sementes: TI = tegumento intacto; TC= tegumento cortado. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.....	120
5	Experimento 1: A) Rompimento do tegumento e emissão da radícula de sementes de alcachofra 'Nobre' no meio M2; B) Emissão dos cotilédones contaminados no meio M2.....	125
6	Experimento 2: A) Emissão dos cotilédones no meio M2 de sementes de alcachofra 'Nobre' cortadas lateralmente e no escuro; B) Plântula germinada.....	125
7	Experimento 3: A) Rompimento do tegumento de sementes de alcachofra 'Nobre' no meio M1; B) Semente contaminada no meio M1.....	125
8	Experimento 4: Plântulas obtidas a partir de sementes de alcachofra 'Nobre' sem tegumento, germinadas no meio M1 e M2.....	126
9	Experimento 5: Germinação de sementes de alcachofra 'Nobre' sem tegumento, nos meios M1 e M2.....	126

PROPAGAÇÃO POR REBENTOS E GERMINAÇÃO DE SEMENTES *IN VITRO* DA ALCACHOFRA

CASSIELI FACCIN DE MORAES¹

RESUMO – A produção de mudas de alcachofra, usualmente realizada por rebentos e, em menor escala, por sementes, é uma das dificuldades de expansão da cultura, devido à segregação genética das sementes, insatisfatória sobrevivência das mudas e suscetibilidade à bactéria *Erwinia* sp. e outras moléstias. A micropropagação, por sua vez, é uma opção, porém a baixa taxa de multiplicação e alta de contaminação dos explantes são dificuldades enfrentadas. Assim, a germinação de sementes *in vitro* pode se constituir em uma alternativa para a obtenção de explantes saudáveis para uso em futuros cultivos *in vitro*. Diante deste contexto, foi desenvolvida uma abordagem de investigação na FAMV/UPF visando a propagação por rebentos da alcachofra e a germinação *in vitro* de sementes. Rebentos de alcachofra cv. Nobre foram plantados em quatro substratos, sendo três contendo 40% solo + 10% areia média + 10% vermiculita, variando no volume de 40% de compostagem, ou fibra de coco, ou casca de arroz carbonizada, e outro contendo 50% do substrato comercial Horta 2® + 50% fibra de coco. Antes do plantio, os rebentos foram tratados com ácido indolbutírico (AIB) nas doses de 0, 500, 1000 e 1500 mg L⁻¹

¹ Bióloga, mestranda do Programa de Pós-graduação em Agronomia (PPGAgro) da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAMV) da Universidade de Passo Fundo (UPF), Área de Concentração em Produção Vegetal.

(imersão do rizoma por 5 segundos). O plantio foi em tubetes plásticos, mantidos em estufa com irrigação por microaspersão. O enraizamento dos rebentos sobreviventes foi de 100%. O melhor enraizamento foi obtido nos substratos solo + casca de arroz carbonizada + areia + vermiculita e Horta 2 + fibra de coco, combinando com o tratamento de 1000 mg L⁻¹ de AIB. Para avaliar a germinação *in vitro* das sementes, foram conduzidos cinco experimentos, testando concentrações de cloro ativo na assepsia das sementes; tratamentos do tegumento (mantido intacto, com cortes laterais e eliminação); condições de luminosidade (claro e escuro); e dois meios de cultura (meio MS, com concentração de sais reduzida à metade, meio MS completo). Em ambos foi adicionado 30 g L⁻¹ de sacarose e 7 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,6 com NaOH. Os cultivos foram realizados em câmara de crescimento. Verificou-se que a obtenção de plântulas saudias, para utilização como fonte de explantes no cultivo *in vitro*, é viável a partir da germinação *in vitro* de sementes, que é maior quando desprovidas de tegumento (63,4% a 77,5%), semeadas em meio de cultura MS completo ou com concentração de sais reduzida à metade, mantidas no escuro. A assepsia das sementes com álcool 70% por 30 min e posterior imersão em solução contendo 2% de cloro ativo por 10 min é eficiente para reduzir contaminações em sementes sem tegumento.

Palavras-chave: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], propagação vegetativa, mudas, AIB, enraizamento, micropropagação, meio de cultura, explante, cultivo *in vitro*.

ARTICHOKE SHOOTS PROPAGATION AND *IN VITRO* SEED GERMINATION

ABSTRACT – The Artichoke seedling production, usually done through buds and, at a lower scale, through seeds, is one of the limitation for crop expansion, due to seed segregation genetics, non-satisfactory seedling survival and susceptibility to *Erwinia* sp. bacteria and other diseases. Micropropagation, on the other hand, is an option, but difficulties such as low multiplication rates and high explants contamination are still faced. So, *in vitro* seed germination may be an alternative to obtain healthy explants, in other words, plants free of contaminations, for use in future *in vitro* cultivations. On that note, one approach of investigation was developed at FAMV/UPF, aiming the shoots artichoke propagation and other aiming *in vitro* seed the artichoke germination. In the shoots artichoke propagation, artichoke shoots Nobre were planted in four substrates, three of them composed by 40% soil + 10% medium sand + 10% vermiculite, changing volume only in 40% composite, 40% coconut fiber, or 40% carbonized rice chaff, and the another one was composed by 50% of the commercial substrate Horta 2® + 50% coconut fiber. Before planting, the buds were treated with indolebutyric acid (IBA) in doses of 0, 500, 1000 and 1500 mg L⁻¹ (rhizome immersion for five seconds). The planting was in plastic tubettes kept in the greenhouse with microaspiration irrigation. The rooting in the surviving buds was 100%. The best rooting was obtained in the soil + carbonized rice chaff + sand + vermiculite and Horta 2 + coconut fiber substrates, combined with the

1000 mg L⁻¹ of IBA treatment. Five experiments were conducted to evaluate *in vitro* seed germination, testing active chloride concentrations on seed aseptic technique; tegument treatment (kept intact, with side cuts and elimination); lighting conditions (light and dark); and two cultivation media (MS medium, with salts concentration reduced in half, MS medium, full strength). In both cases, 30 g L⁻¹ sucrose and 7 g L⁻¹ agar were added, with pH adjusted to 5.6 with NaOH. The results showed that it is viable to obtain healthy artichoke plantlets 'Nobre' for use as a source of explants in *in vitro* cultivation, from *in vitro* seed germination, which is higher when tegument was removed (63,4% a 77,5%), cultivated on full strength MS medium or with salts concentration reduced in half, kept in the dark in the growth chamber. The aseptic seeds with alcohol 70% by 30 minutes and a subsequent event immersion in solution to contain 2% of active chlorine for 10 minutes is efficient for reduce contaminations in seeds without tegument.

Key words: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], vegetative propagation, seedlings, IBA, rooting, micropropagation, cultivation medium, explant, *in vitro* culture.

1 INTRODUÇÃO

A alcachofra [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori] é uma cultura de grande relevância econômica. Além de usada na alimentação, possui propriedades medicinais, com efeitos nas atividades gastrointestinais e do coração, auxiliando o fígado, na ação neutralizante de toxinas presentes no organismo. Além de permitir a extração de cinarina, que é um composto ativo encontrado nas folhas e usado na composição de remédios, apresenta baixo valor calórico e é rica em vitaminas e minerais (RYDER et al., 1983). A alcachofra também é utilizada como planta ornamental, em hortas e jardins, devido à presença de belas inflorescências e folhas grandes e brilhosas.

A alcachofra é cultivada no mundo todo, principalmente na Europa, onde se destacam centros de pesquisa na Itália e na França (PALLA, 2006). De acordo com dados da FAO (2004-2005), a superfície mundial de alcachofra é de 120.962 ha, com a Itália apresentando uma área de 50.033 ha, seguida pela Espanha (18.831 ha) e a França (10.317 ha).

A cultura da alcachofra foi introduzida no Brasil pelos imigrantes europeus, principalmente os italianos, há cerca de cem anos, no início do século XX (DONIDA, 2004). Segundo Cotrel (2005), São Paulo e Rio de Janeiro são os principais mercados consumidores, sendo o consumo restrito a uma pequena faixa da população de maior poder aquisitivo, por se tratar de um produto de

elevado preço em função de seu elevado custo de produção e exigência de mão-de-obra.

São Paulo é o maior produtor nacional de alcachofras, com 80% da produção (GLOBO RURAL, 2004), sendo na quase totalidade destinada ao consumo *in natura*, com as brácteas abertas, da cv. Roxa de São Roque (COTREL, 2005). No sul do Brasil, nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, estão surgindo os primeiros plantios visando a indústria de conservas (DONIDA, 2004). O Rio Grande do Sul é o segundo produtor nacional de alcachofra (GLOBO RURAL, 2004).

A produção no Rio Grande do Sul ainda é limitada. A região do Alto Uruguai se destaca por apresentar em torno de 80 hectares plantados, de propriedade de vários associados da Cooperativa Tríticola Erechim (Cotrel), que beneficia a alcachofra industrialmente (PALLA, 2006).

Em 1994, a Cotrel introduziu o cultivo da alcachofra em escala comercial (DONIDA, 2004). O objetivo era oportunizar mais uma fonte de renda para os pequenos produtores associados da cooperativa. As primeiras mudas foram produzidas no viveiro da cooperativa, oriundas de sementes trazidas do sul da Itália. No primeiro ano do projeto foram implantados 34 ha da cultura. A Cotrel, posteriormente, importou cerca de 100.000 mudas na forma de rebentos, que foram plantadas em lavouras de produtores, com o objetivo de servir de matrizeiro para a produção de mudas por propagação vegetativa (COTREL, 2005).

Os resultados obtidos nessa experiência não responderam de forma esperada, pois as mudas trazidas da Itália apresentaram um baixo índice de pega devido a estrutura argilosa e a suscetibilidade da cultura a presença da bactéria *Erwinia* sp., comumente encontrada nos solos da região (DONIDA, 2004).

Nos anos subseqüentes, a Cotrel trouxe sementes de vários locais da Itália. O material, quando levado a campo, apresentou grande variabilidade, com poucas inflorescências apresentando as características desejáveis para a indústria. As mesmas apresentavam forma e coloração muito variada, do verde ao roxo intenso, inclusive na porção interna, com e sem presença de espinhos. Havia dificuldade da indústria em manter um padrão do produto industrializado para atender ao mercado consumidor, que se mostra muito exigente em relação á qualidade, pois se trata de um produto de valor comercial elevado (COTREL, 2005).

Foram realizadas várias tentativas de aquisição de sementes, enfrentando sempre a mesma dificuldade de variabilidade das plantas. Dentre os materiais introduzidos nos anos anteriores, (alguns sem identificação de cultivares), foi encontrado um material que se adaptava perfeitamente ao objetivo proposto, denominado atualmente de cv. Nobre. As inflorescências eram de coloração verde, compactas, e as plantas apresentavam boa produtividade. No entanto, esta área também não era uniforme e apresentava muitas plantas atípicas (COTREL, 2005).

Inicialmente, os trabalhos de pesquisa conduzidos em parceria com a Universidade de Passo Fundo se concentraram em

eliminar as plantas atípicas da lavoura. Após esse processo, foram separadas as áreas para a produção de semente (COTREL, 2005).

De acordo com Cotrel (2005), foram realizados testes de germinação e vigor das sementes, colhidas nas áreas de produção, e as mudas foram levadas a campo para avaliar o grau de segregação e produtividade. Os primeiros resultados mostraram-se favoráveis. A produtividade foi considerada boa e a variabilidade, apesar de estar presente, não comprometia a qualidade comercial das inflorescências destinadas à indústria. A maior variabilidade observada foi com relação à abertura das brácteas na flor. Algumas brácteas, apesar de serem mais abertas, mantinham a característica de compactação interna das flores, altamente desejável pela indústria.

No primeiro ano de produção de sementes foram obtidos, após a limpeza e classificação, 28 kg. Estas sementes apresentavam uma variabilidade muito alta com relação ao vigor e à germinação, ficando, em média, em torno de 50%. Das sementes colhidas, foram produzidas 330.000 mudas levadas a campo em lavouras de produtores, totalizando uma área de 27,5 ha no ano de 2001. Nos anos subseqüentes, os trabalhos se concentraram em multiplicar a área de produção de sementes e retirar anualmente as plantas atípicas que eventualmente pudessem surgir (COTREL, 2005).

O objetivo, portanto, era oportunizar mais uma fonte de renda para os pequenos produtores associados da cooperativa, e a seleção da cv. Nobre, sendo o primeiro no mundo selecionada com o objetivo específico de industrialização. Essa cultivar apresenta como

características as brácteas compactadas e longas, de coloração verde-intensa e levemente amareladas (COTREL, 2005).

A alcachofra, portanto, tem sido propagada de várias formas. Por sementes (propagação sexuada), a princípio não seria muito recomendada, pois não assegura a manutenção das características da planta matriz, originando plantas com muitos espinhos e botões não comerciáveis, a não ser que se utilizasse sementes de híbrido selecionados para este fim. A técnica da micropropagação vegetativa também apresenta algumas limitações, dentre as quais a reduzida capacidade de enraizamento e taxa de multiplicação, problemas de contaminação *in vitro* e o custo mais elevado da muda.

A outra opção de propagação vegetativa é a utilização de filhotes ou rebentos. São brotações que surgem a partir de março ao redor da planta-matriz, após a sua senescência, entre janeiro e fevereiro. As mudas obtidas podem ser plantadas em maio. Essa técnica, conforme Mauromicale (1984), também apresenta algumas limitações, como o baixo número de rebentos emitidos pelas plantas matrizes (aproximadamente 5 por ano), a possibilidade de transmissão de vírus e bactérias e o risco de perda das plantas matrizes. Portanto, há necessidade de cuidados com a sanidade do material de origem.

Para a expansão da cultura, outro entrave tem sido o baixo índice de pega das mudas, devido aos solos muito argilosos da região e a suscetibilidade à presença da bactéria *Erwinia* sp., encontrada nos solos brasileiros.

Assim, definido um protocolo viável de produção de mudas, o mesmo permitirá a expansão da área de cultivo da alcachofra, uma vez que os agricultores terão acesso à mudas de melhor qualidade e uniformes, tornando a cultura mais produtiva e rentável, com o consumidor sendo beneficiado com produtos a preços mais acessíveis.

Visando auxiliar na solução dos entraves técnicos, é necessário aperfeiçoar os métodos de propagação da alcachofra, para o qual este trabalho foi proposto. Assim, foi estudada a propagação vegetativa por rebentos, inicialmente testando substratos e o uso de regulador de crescimento no estímulo da formação de raízes. Também foi estudado o cultivo *in vitro* de sementes em diferentes meios de cultura e condições de cultivo, visando a obtenção de plântulas saudáveis, livre de doenças, a serem utilizados como fonte de explantes para a micropropagação *in vitro*, originando, assim, mudas viáveis para fornecimento aos produtores.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Importância da alcachofra

2.1.1 Importância econômica

A alcachofra [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori] é uma importante cultura de interesse econômico na região do Mediterrâneo e na América do Norte (ANCORA, 1986). A superfície

mundial de alcachofra é de 120.962 ha, localizando-se as maiores áreas na Itália (50.033 ha), Espanha (18.831 ha) e França (10.317 ha). A Itália continua sendo o berço da alcachofra, perdendo a cultura em área cultivada apenas para o tomate e a batata. A produção italiana de alcachofra é de 525.000 t, sendo o consumo interno de 98%. Apenas 2% da produção é exportada, principalmente para a França. As inflorescências são consumidas preferencialmente na forma *in natura*, correspondendo 86% da produção. O restante (12%) destina-se à indústria de conservas (FAO, 2004-2005).

Outros países de destaque são a China (9.333 ha), a Argentina (4.633 ha), o Chile (4.100 ha), o Egito (4.022 ha), a Argélia (3.300 ha), o Marrocos (3.177 ha), a Grécia (2.983 ha), a Turquia (2.500 ha) e a Tunísia (2.100 ha). A cultura da alcachofra expandiu-se também para outros países, como Estados Unidos, Argentina, Chile e Brasil (FAO, 2004-2005).

O cultivo da alcachofra apresenta algumas vantagens, tais como valor econômico e estabilidade de renda; qualidade alimentar, higiênica e farmacológica; multiplicidade de utilização; e grande biodiversidade (MAUROMICALE & IERNA, 2000).

A importância econômica da alcachofra, segundo Mauromicale¹, está nos seus diferentes usos, como na alimentação humana, na forma *in natura* ou industrializada (conservas, cremes, congelados e licor), na indústria farmacêutica e na coagulação do leite (flor da alcachofra selvagem). Apresenta, ainda, uma forma potencial de utilização como forrageira (extrato fresco, ensilamento, farinha desidratada e ração), biomassa para a produção de energia, fibra para

¹celulose (haste da alcachofra), semente para a produção de óleos e proteínas, extração de inulina e frutose, e como planta ornamental (INFORMAÇÃO VERBAL).

De acordo com Bianco (1990), a utilização na alimentação humana justifica-se por apresentar boas características organolépticas, elevado valor nutritivo e conteúdo de substâncias funcionais.

O cultivo da alcachofra demonstra ser adequada às pequenas propriedades rurais, por apresentar bom retorno ao capital investido e à mão de obra utilizada, com alta importância tanto econômica como social (BEAL et al., 1999). Didoné (2005) afirma que, para uma maior rentabilidade, o produtor deve buscar uma boa produtividade, alocar de forma eficiente os recursos para reduzir os custos de produção e ter mão de obra disponível, principalmente no momento da colheita, como forma de reduzir seus custos.

2.1.2 Usos na alimentação

Os capítulos (inflorescências) são consumidos na forma *in natura* ou processados na indústria de conservas. A parte interna do talo pode ser consumida como palmito, sendo muito apreciada pelas cozinhas italiana e francesa. Além de apresentar baixas calorias, é rica em vitaminas e sais minerais. Na Itália é também utilizada na fabricação de um licor, popular e bastante amargo (KOJI et al., 1998).

Conforme Robles (2001), a alcachofra apresenta moderada quantidade de vitaminas e minerais, baixa de proteínas e gorduras,

¹ MAUROMICALE, G. (Palestra Cultura da Alcachofra. Passo Fundo, 2005).

moderada de carboidratos e alta de água. Em 100 g de porção comestível há 86,5% de água, 2,8 g de proteínas, 0,2 g de gordura, 9,9 g de carboidratos, 1,0 g de açúcares, 1,8 g de cinzas, 3,4 g de fibras, 0 g de colesterol, 51 mg de cálcio, 69 mg de fósforo, 1,1 mg de ferro, 30 mg de sódio, 310 mg de potássio, 10 mg de magnésio, 150 mg de vitamina A, 8 mg de vitamina C, 0,07 mg de vitamina B, 0,04 mg de vitamina B₂ e 0,85 mg de niacina.

Maccarone et al. (1999) estudaram as possibilidades de utilização do óleo extraído de genótipos de *Cynara* (do globo, do cardo e dos cardos selvagens). Verificaram que as espécies mais promissoras em qualidade e quantidade de óleo foram os cardos, especialmente os genótipos selvagens. Os trigliceróis foram os constituintes dominantes, com pouquíssima quantidade de fosfolipídios e glicolipídios. O alto conteúdo de óleo, de ácido linolênico em equilibrada proporção e baixa quantidade de ácidos livres, peróxidos e ácidos saturados, assegura a boa qualidade alimentar. A distribuição de fitosteróis é típica do óleo das Asteráceas. O ótimo conteúdo de α -tocoferol, oferece a garantia de estabilidade contra a oxidação.

Estudos revelam que a alcachofra possui uma enzima denominada cinarase, que coagula o leite na fabricação de queijos (PANIZZA, 1997), com potencial para utilização de novos produtos industrializados (CASTRO, 1981).

2.1.3 Uso medicinal

No Brasil, a alcachofra é uma das plantas com maior número de produtos farmacêuticos no mercado (TESKE & TRENTINI, 1995). Para fins medicinais, são as folhas principalmente utilizadas. Entretanto, a literatura cita que também as flores e as raízes apresentam propriedades medicinais (NIPRON, 1997).

Os principais componentes químicos presentes nas folhas da alcachofra são os ácidos fenólicos, flavonóides e sesquiterpenos. A cinarina (ácido fenólico) é o principal princípio ativo da planta. Vários estudos biológicos com extratos brutos e purificados de alcachofra, realizados em animais e em humanos, demonstraram atividades hipolipidêmica, hepatoprotetora, colerética, colagoga (secreção da bÍlis), antioxidante e outras (NOLDIN et al., 2003).

A cinarina, portanto, regulariza as funções hepáticas, favorecendo a eliminação de ácidos biliares e do colesterol, responsáveis pela formação de cálculos biliares. O óxido de ferro e o ácido fosfórico, presentes na planta, atuam como antianêmicos. A alcachofra é usada ainda como digestivo, diurético, eliminador de ácido úrico, no controle do colesterol e triglicerídeos elevados, e como anti-reumático (NIPRON, 1997).

Certos extratos da planta podem apresentar, ainda, efeitos benéficos sobre a coagulação sanguínea, a resistência capilar e as atividades do coração, bem como efeitos neutralizantes sobre certas substâncias tóxicas (RYDER et al., 1983).

Conforme Corrêa (1998), a ação diurética auxilia a eliminação da uréia e de substâncias tóxicas decorrentes do metabolismo celular, desenvolvendo uma ação depurativa. Também é utilizada em casos de constipação intestinal, afecções das vias urinárias, regimes de emagrecimento, anemia carencial, raquitismo, icterícia, asma brônquica e bronquite crônica. A alcachofra apresenta excelente resultado externo e pode ser aplicada em urticárias e outras dermatoses pruriginosas (TESKE & TRENTINI, 1995).

O conteúdo de cinarina aumenta à medida que a planta se desenvolve, até atingir o estágio de diferenciação dos capítulos, sendo que estes órgãos vegetais são os mais ricos em cinarina, seguidos das folhas maduras (SOUZA et al., 1991).

A composição do extrato vegetal em ácidos fenólicos depende da forma de secagem das folhas e do processo extrativo, devido à possibilidade de hidrólise e transesterificações, que podem ocorrer em meio aquoso. Assim, a cinarina, citada usualmente como componente principal, pode não ser detectada (SIMÕES et al., 2000). A colheita das folhas deve ser realizada quando bem desenvolvidas. Para a armazenagem, devem ser secadas à sombra ou em estufa a 35 °C por, aproximadamente, 48 horas. Para facilitar a secagem, a nervura central das folhas deve ser retirada (NIPRON, 1997).

Noldin et al. (2003) realizaram um estudo para investigar a composição química e a atividade biológica das folhas de alcachofra cultivada no Brasil, presente em várias preparações fitoterápicas. Os resultados mostraram que os flavonóides glicosilados (cinarosídeo e escolimosídeo) são os maiores constituintes, além da cinaropicrina,

uma lactona sesquiterpênica, e o triterpeno lupeol. A cinarina, entretanto, foi encontrada em pouquíssima quantidade. A fração hexânica mostrou considerável atividade citotóxica e diurética.

2.2 Origem e história

O nome “alcachofra” [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori] é derivado do árabe “Al Kharshuf”, que significa receptáculo com espinhos. Na região do Mediterrâneo a planta era conhecida como “Alcacilera”, que significa alcachofra silvestre, proveniente do grego, encontrada em quase toda a Europa como “alcachofra silvestre” ou “cardum” (cardo) (BIANCO, 1990). O cardo selvagem é uma planta espinhosa, originária da zona mediterrânea que, ao longo do tempo, através de evoluções sucessivas, deu origem a alcachofra (GRANJA, 2007).

Segundo a mitologia, o nome científico *Cynara* (latim/grego) é devido à cor acinzentada, e *scolymus*, derivado também do grego, da tradução latina *cardo* (LAFEPE, 2005). O nome do gênero *Cynara* vem do latim *canina*, que se refere à semelhança dos espinhos que a envolvem com os dentes de um cachorro (TESKE & TRENTINI, 1995).

Conforme Vavilov apud Robles (2001), o centro de origem da alcachofra se estende pela Ásia Menor e norte da África, formando parte da Bacia do Mediterrâneo, incluindo as Ilhas Canárias, Egeus e sul da Turquia e Síria, onde vivem no estado silvestre três espécies primitivas (*Cynara cardunculus*, *C. sibthropiana* e *C.*

Syriaca), consumidas desde 2000-2500 anos A.C. Possivelmente era consumido, a princípio, apenas os talos florais e nervuras das folhas, porque as inflorescências eram muito pequenas, espinhosas e de sabor desagradável.

A alcachofra [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori] foi descrita como uma forma cultivada da alcachofra selvagem (*Cynara cardunculus* L.) (GRAU, 1982). O fato de ter sido colhida primeiramente em seu estado selvagem, e mais tarde na forma cultivada, fez com que a planta apresentasse características viáveis para a alimentação (RAYDER et al., 1983). Não existem dúvidas de que os povos do Mediterrâneo usam a alcachofra há séculos como alimento em seu estado silvestre, devido, principalmente, às qualidades nutritivas (BIANCO, 1990).

Borrego (1986) reforça que o grande número de cultivares de alcachofra plantadas no mundo se deve aos estudos na Idade Média, na Itália, onde foram realizados cruzamentos.

O médico grego Dioscórides, na época do nascimento de Cristo, foi o primeiro a escrever sobre a alcachofra. Também é sabido, pelo naturalista Plínio el Viejo (23-69 D.C.), que gregos, romanos e cartagineses a conheciam e a apreciavam. Os árabes levaram a alcachofra para a Espanha a partir de Marrocos. Com a queda do Império Romano, houve um período, até o século XV, que a cultura perdeu o destaque, mas se manteve cultivada e melhorada por monges em mosteiros cristãos, evoluindo para a alcachofra atual. A sua importância foi retomada em 1466, quando a família Strozzi a levou de Florença para Nápoles, onde recebeu o nome de “carciofi”.

iniciando o cultivo em maior escala e expandindo-se para a Silícia, Sardenha e outras regiões da Itália (ROBLES, 2001).

A documentação mais antiga e clara sobre o cultivo da alcachofra vem de Roma. O livro de Columella, *De Rei Rusticae*, escrito em Roma na metade do primeiro século, mostra instruções detalhadas de como cultivá-la a partir de sementes e por propagação vegetativa (BASNIZKI & ZOHARY, 1994).

Segundo Bianco (1990), existe uma ampla documentação que prova que a flor de alcachofra foi cultivada na Itália no século XIV, sendo introduzida na França no início do século XVI. Ao fim deste século, a alcachofra era cultivada na Inglaterra e na Ilha do Canal de Jersey. Vários tipos de flor de alcachofra foram retratados na forma de pinturas no século XVII.

Conforme Lapefe (2005), a partir do século XV a alcachofra passou a ser difundida na Europa, Ásia, América Latina e, posteriormente, no Brasil, onde foi bem aclimatada e apresenta grande prestígio alimentar, medicinal e na indústria de bebidas.

2.3 Taxonomia e descrição botânica

A alcachofra, botanicamente conhecida como *Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori, é uma hortaliça herbácea, semiperene (KOJI et al., 1998), pertencente ao Reino Plantae, Divisão Magnoliophyta, Classe Magnoliopsida, Ordem Asterales e Família Asteraceae (WIKIPÉDIA, 2006). O gênero *Cynara* compreende 8 espécies originárias da Bacia do Mediterrâneo e das Ilhas Canárias

(MAUROMICALE & IERNA, 2000). As mais importantes são *Cynara scolymus* L., *Cynara cardunculus* L., *Cynara intergrifolia* Vahl., *Cynara pyngmae* Weiller, *Cynara tournefortii* Boiss e Reuter e *Cynara alba* Boiss (GRAU, 1982). Inúmeros autores encontraram variabilidade para distintas características, tanto reprodutivas como vegetativas (ASPRELLI et al., 2001).

Possui um ciclo vegetativo que se renova anualmente, sem interferência do produtor, ou seja, a planta não morre, permanecendo as raízes (rizoma), parte do caule abaixo do nível do solo e acima. Assim, o ciclo se repete todos os anos, com o surgimento dos rebentos após o término das colheitas (CAMARGO, 1992).

A alcachofra é conhecida no mundo todo, sendo denominada de várias formas: Artichoke (francês), Alcachofa (espanhol), Carciofo (italiano) e Alcachofra (português) (BRAVO, 1983; BORREGO, 1986; CERMEÑO, 1988; CIUFOLINI, 1988; FILGUEIRA, 1982; MORTENSEN & BULLARD, 1971; SALA & CARPINTERO, 1967).

É uma planta diplóide, de estrutura genética altamente heterozigota (MAUROMICALE & IERNA, 2000). Dellacecca et al. (1976), avaliando uma coleção de 115 cultivares, encontraram variabilidade na precocidade, folhagem, ramificação do caule floral, altura e rapidez de emissão dos capítulos, diferenciando-se estes últimos pela forma, volume, cor, espinhosidade, tamanho e forma das brácteas e do receptáculo floral.

As folhas são pubescentes, grandes, com lóbulos profundos, cobertas por uma pilosidade esbranquiçada (Figura 1-A). A

nervura central é muito pronunciada na base, terminando em forma acanelada (SALA & CARPINTERO, 1967). Camargo (1992) descreve a parte aérea como um tufo de folhas longas, com cerca de 1 m de comprimento, profundamente recortadas, formando lobos estreitos, com pecíolo largo e carnoso. As folhas são pendentes, apresentando a página superior coloração verde-esbranquiçada e a inferior mais clara, com pêlos e ausência de espinhos. Para Filgueira (1982) e Camargo (1992), as folhas podem atingir a altura de 0,90 m a 1,20 m, e a projeção horizontal variar ao redor de 2,00 m.

As inflorescências são de coloração azul-violeta (Figura 1-B) (BRAVO, 1983). De acordo com Foury (1967), a alcachofra é uma planta predominantemente de polinização cruzada (alógama), por apresentar dicogamia do tipo protandria (flores hermafroditas com órgãos masculino e feminino viáveis em momentos diferentes). Em cada flor as anteras maturam primeiro e o estilete, que ainda está se alongando, empurra o pólen para cima. As duas superfícies estigmáticas maturam 2 ou 3 dias após a disseminação do pólen. Conforme Ryder et al. (1983), o pólen germina imediatamente, mas o estigma só se torna receptivo de 5 a 7 dias, impedindo a autofecundação nas flores individuais. Entretanto, a protandria e a polinização por insetos assegura uma alta proporção de cruzamentos. A depressão consanguínea é possível ocorrer devido à autofecundação, e o grau de depressão varia entre as cultivares.

As cultivares diferem consideravelmente na quantidade e qualidade do pólen. A maioria das cultivares contém 800 a 1400 flores. As inflorescências ou capítulos iniciam o florescimento e,

durante 2 ou 3 dias, o mesmo progride centripetamente. A secreção do néctar e a visita das abelhas começam com a deiscência das anteras e terminam quando o estilete murcha. Sob condições de campo, o pólen permanece viável por 2 ou 3 dias. A principal polinizadora na Bacia do Mediterrâneo é a abelha *Apis mellifera*, mas outras abelhas solitárias e mamangavas também visitam as flores (FOURY, 1967).

A alcachofra é uma planta de dias longos. Em indivíduos propagados por semente, a transição do estágio vegetativo para o reprodutivo depende da interação de três fatores: a obtenção de plantas com um tamanho mínimo (7 a 8 folhas); temperatura baixa (7 a 13 °C) e fotoperíodo mínimo de 10,5 horas (BASNIZKY & ZOHARY, 1994). Entre três e seis meses após o transplante se forma a primeira inflorescência (NARVAÉS, 2002).

Sobre a haste alongada são produzidos os botões comestíveis (capítulos ou inflorescências) (Figura 1-C), que se formam terminalmente na haste principal e nos ramos laterais (CAMARGO, 1992), originadas das axilas do pedúnculo principal (NARVAÉS, 2002). As ramificações laterais formam capítulos menores (SALA & CARPINTERO, 1967), denominados secundários e terciários (NARVAÉS, 2002).

De acordo com Foury (1967), o capítulo é formado pelo conjunto das flores, originado do centro das folhas, conhecido como “roseta”, onde a haste se desenvolve, empurrando a inflorescência para fora. Esta é formada, inicialmente, por células em intensa divisão celular, as quais, com o passar dos dias, vão dando formato à inflorescência principal.

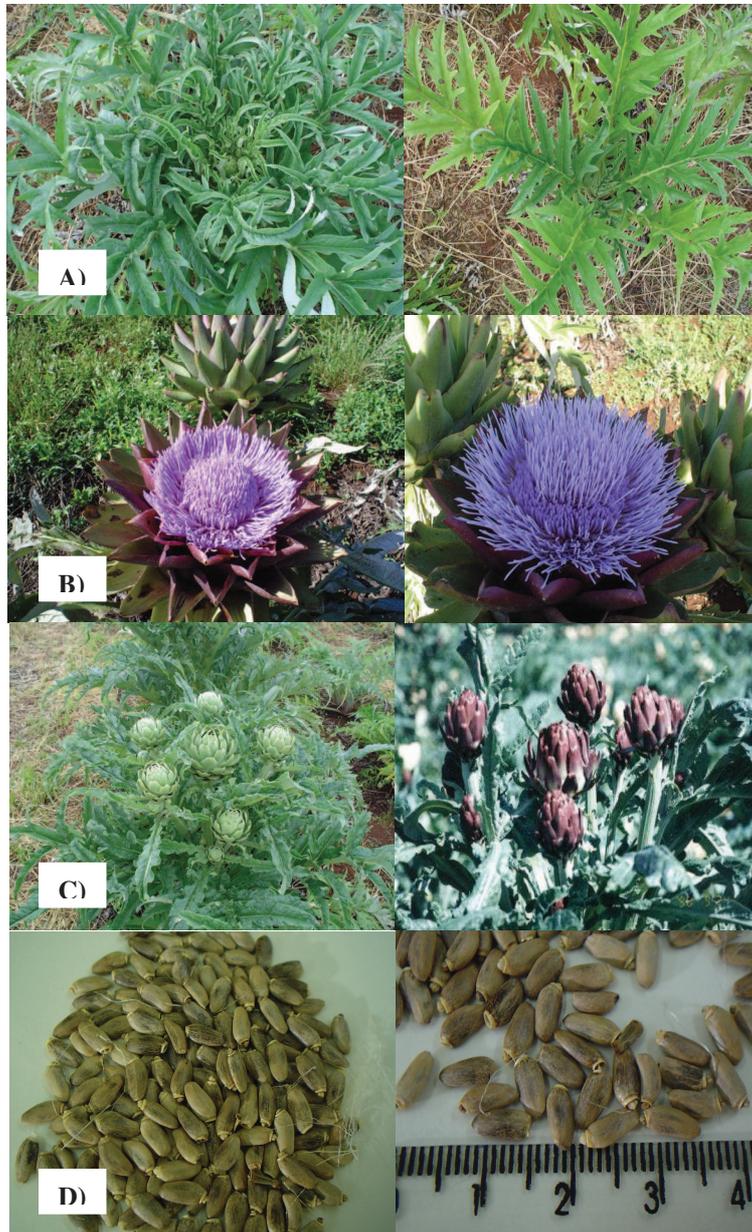


Figura 1. Aspectos botânicos da alcachofra: A) folhas; B) inflorescências; C) capítulos; e D) sementes.

Os capítulos são cobertos de brácteas membranosas, imbricadas, com a base carnosa, conhecidas por escamas, que se inserem num receptáculo também carnoso e achatado. Os capítulos imaturos, que constituem a parte comestível, devem ser colhidos no máximo desenvolvimento, mas com as brácteas ainda aderidas. A porção comestível é a parte tenra das brácteas e do receptáculo do capítulo, que é a base carnosa sobre a qual surgem as flores (FILGUEIRA, 1982; CAMARGO, 1992).

Na colheita, os capítulos são escolhidos levando em consideração o tamanho e a idade. Acima de certa idade, os capítulos tornam-se fibrosos, com brácteas abertas e de má qualidade. No ponto de colheita as hastes são cortadas com o maior tamanho possível, sem prejudicar as ramificações inferiores (MURAYAMA, 1983).

Numerosos frutos se formam como resultado da polinização cruzada, que é um aquênio, correspondendo ao mesmo tempo à semente (BRAVO, 1983), de cor acinzentada, apresentando pilosidade, que facilita o transporte e disseminação pelo vento (Figura 1-D). A semente é pequena, contendo um grama cerca de vinte e cinco sementes. A capacidade germinativa é conservada por seis a dez anos (SALA & CARPINTERO, 1967).

Uma das características da família Asteraceae é a presença de grande quantidade de flores no capítulo (Figura 2-A), morfológicamente iguais e distribuídas (Figuras 2-B e 2-C).

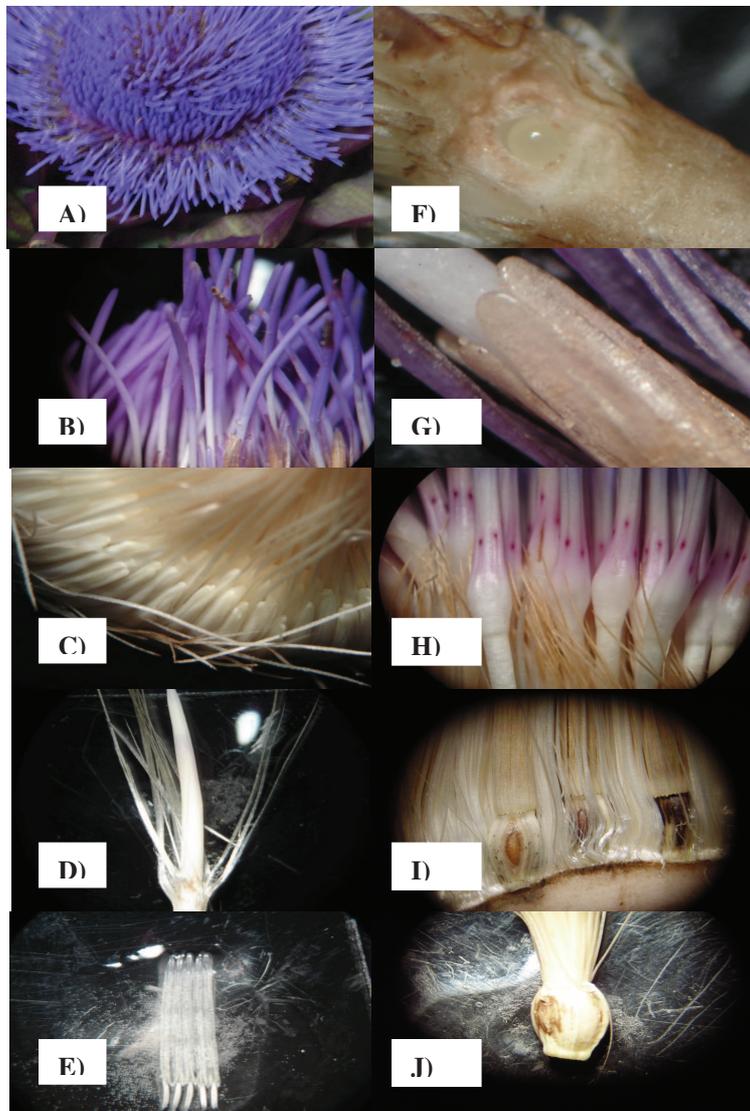


Figura 2. Biologia floral da alcachofra cv. COT 2003: A) e B) capítulos; C) disposição das flores na inflorescência; D) flor tubulosa; E) anteras soldadas; F) ovário ínfero; G) colar de anteras; H) bulbos nectaríferos; I) e J) fruto monospérmico, indeiscente e seco tipo aquênio, com sépalas modificadas (pappus). Palla et al. (2006).

A flor tubulada (Figura 2-D) é hermafrodita e de simetria radial. A corola é do tipo gamopétala com cinco lobos iguais. O cálice é constituído de sépalas modificadas com aspecto piloso, denominadas “pappus”, que auxiliam no processo de dispersão do fruto (anemofilia). O androceu caracteriza-se por apresentar cinco estames, com filetes livres e anteras soldadas (Figura E), que envolvem o estilete (JOLY, 2000; VIDAL & VIDAL, 2000).

O ovário é ínfero e unilocular (Figura 2-F), envolto pelas anteras em sinânteros, que recebem a denominação de colar de anteras (Figura 2-G), já descrita para 56 espécies da família Asteraceae (MEIRI & DULBERGER, 1986).

Conforme Cerana (2004), há a presença de bulbos nectaríferos na base da flor (Figura 2-H). Os frutos são monospermicos, indeiscentes e secos do tipo aquênio (Figuras 2-I e 2-J).

A alcachofra apresenta raízes que alcançam média profundidade, devendo ser plantadas em solos mais profundos. A raiz é fasciculada, medindo cerca de 0,50 m de comprimento, de cor parda, com inúmeras radículas (MURAYAMA, 1983).

De acordo com Bravo (1983), a alcachofra apresenta um rizoma subterrâneo, carnoso e fibroso, do qual surgem as raízes. Durante o crescimento vegetativo ocorre a brotação de algumas gemas localizadas no rizoma, formando rebentos. O rizoma permanece vivo por muitos anos. Cada rebento tem seu sistema radicular, podendo constituir plantas completas e independentes. Os rebentos são usados como material de propagação para iniciar novos plantios. O número de

rebentos varia de um, em plantas jovens e fracas, até doze ou mais, em plantas vigorosas, de dois ou mais anos (CAMARGO, 1992).

A planta da alcachofra permanece viva por vários anos, mas a exploração econômica dura de dois a quatro anos, conforme as condições climatológicas, do terreno e dos tratos culturais. Quando permanece mais tempo as plantas degeneram, a produção decresce e a frutificação é mais tardia (SALA & CARPINTERO, 1967).

2.4 Espécies e cultivares

As cultivares de alcachofra são, em geral, provenientes da Europa, principalmente da Itália e da França, podendo não ser completamente adaptadas às condições peculiares de cada região produtora (MOSSI & EVERRIGARAY, 1996).

Segundo Basnizky & Zohary (1994), a obtenção de cultivares de alcachofra na Europa tem se baseado em três técnicas. A primeira a partir de coleções de clones tradicionais, cultivados nas diversas províncias mediterrâneas, com avaliação do desempenho e a introdução dos mais promissores em novas áreas de produção. A segunda técnica consiste na avaliação do total de clones similares que constituem um cultivo local e seleção das de melhor desempenho. Tal seleção foi utilizada na obtenção das cultivares Violeta de Provença (PÉCAUT, 1993; POCHARD et al., 1969), Violetto di Toscana (TESI, 1976), Bianca d'España (TRIGO-COLINA, 1981) e Violetto di Sicilia (MAUROMICALE, 1987). Na terceira técnica, são cruzados clones tradicionais e selecionadas progênies híbridas adaptadas às exigências

do mercado. A seleção clonal das progênies é realizada a partir das sementes, para obter o maior número possível de novos genótipos (MAUROMICALE & IERNA, 2000).

O número de cultivares de alcachofra na Bacia do Mediterrâneo e em outras partes do mundo não pode ser facilmente determinado. Uma cultivar é freqüentemente conhecida por outros nomes, em outras localidades. Por exemplo, a cultivar Catanese, tem 14 sinônimos. Assim, o número de nomes excede o das cultivares (BIANCO, 1990).

Apesar do número de cultivares de alcachofra ser limitado, existe diferenças marcantes em muitas características. Baseados na coleção mundial de alcachofra reunida em Bari, Itália, Delacecca et al. (1976), Mauromicale (1987), Miccolis et al. (1990), Foti & Mauromicale (1994) descreveram as variações em 20 características morfológicas e de produção.

A coleção mundial de alcachofra passou por um exame detalhado da divergência de cultivares. Porceddu et al. (1976) e Vanella et al. (1981) identificaram 27 características em 78 cultivares analisadas, de modo a estabelecer possíveis afinidades entre clones. A análise mostrou que, a maioria das características analisadas, agrega-se em quatro grandes grupos principais: 1) Grupo Spinossi, caracterizado por cultivares longas e afinadas, com espinhos nas folhas e brácteas; 2) Grupo Violetti, com capítulos de tamanho médio e coloração violeta, colhidos no início da primavera. Na maioria são cultivares do tipo precoce; 3) Grupo romaneschi, contém cultivares com capítulos esféricos ou subsféricos, tardios, colhidos no final da primavera; 4)

Grupo Catanesi, com capítulos relativamente pequenos e alongados. Colheita no outono e continua na primavera, após o inverno.

As cultivares de alcachofra podem ser classificadas segundo diferentes critérios, fundamentalmente baseados na época de produção e nas características morfológicas das inflorescências, como as cores das brácteas externas, a dimensão, a forma e a presença ou não de espinhos (DELLACECCA et al., 1976).

Segundo Mauromicale & Ierna (2000), as principais cultivares de alcachofra cultivadas na Itália são Violetto di Sicilia (70%), Spinoso di Palermo (20%), Violet de Provence, Spinoso Sardo, Romanesco, Tema 2000 e Teron (10%).

Conforme Robles (2001), as cultivares semiperenes predominam mundialmente, sendo a maior parte dos clones pouco diferenciados entre si. Na Itália são cultivadas mais de uma centena de clones, que poderiam ser agrupados em cinco *clusters* mais ou menos diferenciados: 1) Romanesco – tardia e vigorosa, de capítulos grandes, verdes e compactos, com pequenos espinhos nas brácteas; 2) Violetto di Toscana – precoce, de capítulos rosados, mediano tamanho, tenra e sabor agradável; 3) Spinoso Sardo – de grandes capítulos cônicos, verdes e espinhos agudos; 4) Bianco Tarantino – tardia, de capítulos esféricos, tamanho pequeno, verdes e espinhosos; e são cultivadas ainda a Catanese e a Masedu.

Na Espanha, predomina a cultivar Blanca de Tudela, denominada de Petit Verd na França, da qual há muitos clones, como os de Navarra, pela uniformidade, produtividade e forma elíptica dos capítulos, apropriados para o consumo *in natura* e indústria. Na

França, as cultivares mais cultivadas são Violet di Provence (Petit Violet), Camus, Castel, Hiérois Blanc ou Macau, Bianco Tarantino italiana e Bianca de Tudela espanhola (ROBLES, 2001).

Nos Estados Unidos, na Califórnia (Castroville), predomina a cultivar Green Globe, possivelmente originária da Bianco Tarantino italiana. No México, Colômbia e Chile, que possuem foco no mercado americano, também a cultivar Green Globe é cultivada. No Chile, um produtor selecionou a cultivar Royal Globe. A Argentina possui cultivares próprias, desenvolvidas pelo Inta, como Sampedrino, Gallego, Gringo e Tiernito, de consumo interno, derivadas parcialmente da espanhola Bianca de Tudela. No Peru a mais cultivada é a cv. Criola, originada da italiana Spinoso Sardo (ROBLES, 2001).

Dentre as cultivares anuais cultivadas cita-se, nos Estados Unidos, a Imperial Star, Esmerald, Green Globe Improved, Big Heart XR-1 e Desert Globe. Em Israel é produzida a cultivar Talpiot, também cultivada na Espanha, e ZAA-101. Na Itália, a Violetto di Sicília, tolerante ao frio e ao calor, foi levada para a Califórnia, produzida como Red Globe. Na Espanha, destaca-se as cultivares Arnedo AR-9903, rebatizada como Lorca, e Agriset A-104, A-106 e A-107, originadas da Imperial Star. As anuais americanas e espanholas, derivadas dessas, são conhecidas nos Estados Unidos como do tipo “Desert”, de capítulos esféricos e sem espinhos, em alguns casos ligeiramente achatados e pouco compactos (ROBLES, 2001).

2.5 Condições de cultivo e colheita

2.5.1 Clima

A temperatura ideal para o desenvolvimento das plantas de alcachofra é de 12 °C a 14 °C durante a noite e de 20 °C a 22 °C durante o dia, acompanhada de umidade relativa alta. As temperaturas superiores a 24 °C na fase de transição do estágio vegetativo para o reprodutivo favorecem o surgimento de inflorescências atrofiadas e o endurecimento interno das brácteas, além da abertura precoce, afetando diretamente a qualidade e comprometendo a comercialização (BIANCO, 1990).

Na produção da alcachofra, o mais importante é o desenvolvimento vegetativo, já que tem relação com o potencial de rendimento e a obtenção de capítulos florais de boa qualidade. Para obter melhores resultados, o clima da região deve ser livre de geadas, com primaveras suaves, em que a temperatura aumente gradualmente, sem mudanças bruscas, com umidade relativa acima de 60%. Climas muito úmidos favorecem o desenvolvimento vegetativo excessivo, afetando a produção de capítulos. Climas quentes e secos favorecem a formação de pequenos capítulos florais, excessivamente fibrosos e com as brácteas abertas, que são características indesejáveis. Em temperatura elevada, alguns tipos de alcachofra podem formar espinhos no ápice das brácteas (BRAVO, 1983).

A alcachofra é facilmente danificada pelo frio intenso. Em temperatura ligeiramente inferior à de congelamento, os capítulos

grandes caem ou ficam pendurados, e a película externa das brácteas é afetada pela formação de “bolhas”, de aparência esbranquiçada, que diminuem muito o valor no mercado (CAMARGO, 1992).

Temperaturas em torno de 0 °C provocam danos quando os capítulos estão em formação, pois rompe a epiderme e, após um ou dois dias, a estrutura adquire uma cor escura, que prejudica a apresentação do produto, ainda que sem afetar as qualidades culinárias. Temperaturas menores que 1 °C ou 2 °C abaixo de zero podem causar a morte das plantas (BRAVO, 1983). Quando ocorre o enegrecimento dos capítulos a colheita é retardada de duas a seis semanas, ou seja, até que novos desenvolvam (CAMARGO, 1992).

Conforme Cermeño (1988), a temperatura de congelamento é de -4 °C a -5 °C. Para o desenvolvimento vegetativo, a temperatura mínima é de 8 °C, a ótima entre 18 °C a 25 °C e a máxima de 30 °C.

Cermeño (1988) enfatiza que as condições climáticas adequadas são extremamente importantes para a produção da alcachofra no estado do Rio Grande do Sul, sendo que a produção é superior em invernos sem ocorrência de geadas e verão com temperaturas amenas e dias mais nebulosos e úmidos.

As chuvas têm importância durante o crescimento das plantas, já que é necessário alto requerimento de água para sustentar o desenvolvimento vegetativo vigoroso. Um efeito secundário das precipitações é que limpam as plantas de afídios (pulgões), que as colonizam em alguns períodos de inverno e na primavera. As chuvas

podem provocar acúmulo de água no solo, o que acentua alguns problemas de doenças radiculares (BRAVO, 1983).

2.5.2 Solo

A alcachofra é exigente quanto ao solo, justificada pelas necessidades em um curto período vegetativo. Cresce em vários tipos de solos, mas produz melhor nos férteis, profundos e bem drenados. Como as condições de temperatura e umidade limitam as áreas favoráveis para plantios comerciais, algumas vezes o solo ideal é deixado em segundo plano para atender as condições climáticas propícias (CAMARGO, 1992).

Filgueira (1982) reafirma que a alcachofra produz melhor em solos argilo-arenosos, de consistência média, com boa permeabilidade, sem problemas de drenagem, com pH entre 5,7 e 6,8, sendo exigente em cálcio e magnésio. A adubação orgânica é importante, pelo efeito condicionador do solo. Em solos excessivamente argilosos há maior risco de apodrecimento e o aparecimento de fungos, pulgões ou nematóides nas raízes (CASTRO & CHEMALE, 1995).

Apesar da alcachofra utilizar bem a fertilidade natural ou residual do solo, a obtenção de uma produção comercial, seja pelo tempo de colheita ou pela quantidade e qualidade produzida, somente pode ser atingida com um apropriado programa de fertilização (RYDER et al., 1983).

Ao iniciar o cultivo, é recomendado fazê-lo em um solo que não havia esta espécie há, pelo menos, cinco anos, para reduzir a

incidência de algumas doenças radiculares graves. Como se trata de uma planta com raízes que penetram profundamente, e que permanecerá por vários anos, o preparo do solo deve ser profundo, rompendo camadas compactadas que possam interferir no crescimento das raízes (BRAVO, 1983).

2.5.3 Colheita

Segundo Cotrel (2005), a cultura da alcachofra no Alto Uruguai é totalmente irrigada e necessita de mão de obra intensiva o ano todo. É plantada nos meses de março e abril e começa a produzir nos meses de setembro, outubro e novembro. A densidade de mudas utilizadas no cultivo destinado a indústria é superior às áreas destinadas ao consumo *in natura*, onde se deseja inflorescências de tamanho maior. A densidade utilizada nas propriedades é de 12.000 plantas por ha (COTREL, 2005).

Bravo (1983), destaca a importância de se colher as inflorescências com as características de qualidade, considerando as normas do mercado estrangeiro, ou seja, compacta, limpa, de aparência fresca e livre de defeitos, como batidas e anormalidades no formato. As inflorescências devem ter os tecidos tenros, demonstrando terem sido recém colhidas. Após muitos dias estocadas as brácteas tornam-se muito fibrosas.

A colheita das alcachofras para o mercado *in natura* é realizada cortando-se o pedúnculo entre 15 cm e 20 cm abaixo do capítulo, quando apresentam de 5 a 10 cm de diâmetro, conforme a

cultivar Cada planta produz de 5 a 15 alcachofras, dependendo da cultivar (CÁSSERES, 1984).

De acordo com Ciufolini (1988), na primavera tem-se uma produção de capítulos formados na haste principal, mais comprida, e por outros menores, em número variável, segundo o potencial da cultivar, sendo no mínimo de 8 a 10 e, no máximo, de 20-25 por planta. Terminada a produção, a parte aérea que seca é arrancada no nível do solo. Depois do repouso estival, no outono, são emitidos os rebentos, recomeçando o ciclo. As plantações se renovam a cada 4 ou 5 anos (CÁSSERES, 1984).

No cultivo da alcachofra como uma cultura anual, os produtores utilizam reguladores de crescimento para uniformizar a floração e antecipar a colheita, reduzindo os custos de produção. Além disso, o florescimento mais uniforme facilita a comercialização no momento mais adequado, com melhores preços, diminui o número de colheitas necessário e libera o campo para outros cultivos, proporcionando a rotação de culturas, necessária para garantir melhores rendimentos (SCHARADER & MAYBERRY, 1992).

2.6 Propagação da alcachofra

2.6.1 Propagação sexuada

A multiplicação da alcachofra pode ser realizada por sementes (propagação sexuada) e por mudas ou rebentos (propagação assexuada ou vegetativa) (CAMARGO, 1992).

A propagação por sementes apresenta algumas vantagens, tais como a possibilidade da semeadura mecânica, reduzindo custos de mão-de-obra, e a rotação com outras espécies, para o controle de moléstias e nematóides (BASNIZKY & ZOHARY, 1987). A maior produtividade encontrada por alguns produtores, possivelmente se justifique, em parte, pelo maior sistema radicular, uma vez que plantas semeadas diretamente desenvolvem longas raízes verticais, que penetram mais profundamente no solo do que raízes de brotações (CAMARGO, 1992). Outro aspecto importante da propagação sexuada é a prevenção de viroses, que não são transmitidas através da semente (BASNIZKY & ZOHARY, 1987; CAMARGO, 1992).

Por outro lado, a propagação por sementes pode não ser recomendável, pois não reproduz exatamente os caracteres da planta matriz, originando grande quantidade de plantas espinhosas, produtoras de capítulos não-comestíveis, semelhantes ao cardo (CAMARGO, 1992). As cultivares de alcachofra são altamente heterozigotas, segregando intensamente quando propagadas por semente (Foury, apud BASNIZKY & ZOHARY, 1994). Convém mencionar que a variabilidade é devido à polinização cruzada.

Apesar do método de propagação da alcachofra ser quase que na totalidade na forma vegetativa, a obtenção de cultivares possíveis de serem propagadas por semente tem sido, nos últimos anos, uma busca da pesquisa (MAUROMICALE & IERNA, 2000). A criação de novos genótipos, com estrutura genética uniforme, é substancialmente diferente dos clones atualmente cultivados, pois estes são altamente heterozigotos, originando, assim, progênies com

elevada variabilidade morfológica, se forem propagados na forma sexual (DONIDA, 2004).

Atualmente, conforme Narvaéz (2002), a tendência mundial é cultivar a alcachofra como anual, mediante o emprego de sementes selecionadas, que permitam maior uniformidade, além da vantagem de reduzir pragas e doenças, que podem ocorrer pela persistência do cultivo por muitos anos em um mesmo local.

Os métodos atuais de propagação da alcachofra apresentam sérias restrições ao incremento de seu cultivo, além do fato de que as plantações são mantidas por vários anos, apesar do rendimento e qualidade decrescerem consideravelmente após o segundo ano. A cultura perene da alcachofra também tem seu rendimento afetado em função da maior incidência de doenças e pragas (BASNIZKY & ZOHARY, 1987).

Os clones de alcachofra variam consideravelmente no número de sementes obtidas através da polinização cruzada (BASNIZKI & ZOHARY, 1994). Em Bari, Itália, sob condições ideais de polinização cruzada, a variação entre cultivares foi de 115 a 670 sementes por capítulo, sendo que apenas metade das flores produziu sementes (BIANCO, 1990). Segundo o autor, a produção de sementes também é afetada pelas condições climáticas durante o florescimento, com melhores resultados obtidos em períodos secos.

Em experimento realizado por Basnizki & Zohary (1994), foi observado que, mesmo em cultivares relativamente fecundas, sob condições ambientais ótimas, apenas aproximadamente metade das flores produziram sementes. A formação de sementes é

consideravelmente afetada pelas condições climáticas durante o florescimento. Os melhores resultados são obtidos em ambiente seco. Também existe variação significativa entre flores primárias e secundárias quanto ao número de sementes produzidas. Em plantas que apresentam um bom desenvolvimento, as flores secundárias e terciárias respondem por 50% da produção de sementes.

Donida (2004) observou que a taxa de germinação das sementes oriundas das inflorescências primárias de alcachofra foi de 82% e das secundárias de 66%.

A semente de alcachofra não apresenta dormência (BASNIZKI & MAYER, 1985), germinando em temperaturas que variam de 10 °C a 25 °C. Em temperaturas mais elevadas a germinação é afetada, sendo que acima de 35 °C há redução acentuada (Foury, apud BASNIZKI & ZOHARY, 1994). A luz suprime a germinação, entretanto a sensibilidade à luz difere entre as cultivares. A temperatura elevada, associada à alta radiação, é o fator que impede a germinação das sementes logo após a maturidade dos aquênios, remetendo estas ao período de outono e inverno, quando as condições climáticas e as chances de sobrevivência das sementes são melhores, influenciando assim, o ciclo de vida da planta (BASNIZKI & MAYER, 1985; FOURY, 1987; BASNIZKI & ZOHARY, 1994).

Damato & Calebrese (1991) observaram que, em diferentes genótipos de alcachofra, a germinação em temperaturas superiores a 25°C foi reduzida e, com temperaturas alternadas de 20 °C e 15 °C durante o dia e a noite, respectivamente, a germinação foi mais lenta.

Basnizki & Mayer (1985) observaram que, para as cultivares de alcachofra Violeto di Provença e Camus, a germinação média foi de 80%, com efeito depressivo da luz na germinação.

Damato & Calabrese (1991) observaram, em diferentes genótipos de alcachofra, o efeito da temperatura na germinação das sementes. Em temperaturas superiores a 25 °C a germinação foi reduzida e, com temperaturas alternadas de 20 °C e 15 °C durante o dia e a noite, respectivamente, a germinação foi mais lenta. Em outro estudo testaram a lavagem das sementes com água. Observaram que existe uma redução na taxa germinativa quando são imersas em água por 12 horas. Os resultados mostraram que as sementes de alcachofra não possuem no tegumento substâncias inibidoras solúveis em água.

As sementes armazenadas em ambiente controlado mantém a capacidade de germinação por um período de 4 a 5 anos (BASNIZKI & ZOHARY, 1994).

Devido ao custo da semente e para otimizar a germinação, Narvaéz (2002) sugere trabalhar com mudas produzidas em bandejas ou tubetes, que apresentam maior pegamento e desenvolvimento radicular. Em bandejas as sementes germinam aproximadamente em 15 dias e se encontram aptas ao plantio em 8 semanas.

Robles (2001) cita que, no Peru, em ambiente protegido, utilizando bandejas alveoladas com substrato, adubação e irrigação, altas porcentagens de germinação são obtidas após 7 dias, estando a muda pronta em 36 dias, em condições de maior temperatura, e em 49 dias, em épocas mais frias.

Na Califórnia, antes da sementeira, as sementes são submetidas à vernalização para suprir a falta de frio durante o ciclo vegetativo. As sementes permaneceram por 48 h em água, para suavizar a dureza do tegumento, e após são mantidas por 4 semanas a 2 °C – 4 °C, sempre úmidas (ROBLES, 2001).

2.6.2 Germinação de sementes *in vitro*

De acordo com Grattapaglia & Machado (1998), a cultura de tecidos vegetais traz significativas contribuições para a agricultura e para a indústria. Entre as principais aplicações estão a produção de plantas haplóides, a propagação de plantas em larga escala (micropropagação), a obtenção de plantas livres de vírus (limpeza clonal), a produção de metabólitos secundários, a conservação de germoplasma *in vitro*, para a manutenção de bancos genéticos, e a produção de plantas transgênicas. Entretanto, o maior sucesso em termos de aplicação prática comercial, obteve-se com a micropropagação (propagação clonal *in vitro*).

A micropropagação é uma técnica biotecnológica em que se cultivam *in vitro* pequenos propágulos (explantes), como ápices caulinares, sementes, embriões imaturos, secções de folhas, flores, raízes e outros órgãos. Dentre os objetivos está a obtenção de plantas geneticamente idênticas à matriz e isentas de moléstias, principalmente viroses, e a rápida multiplicação de plantas de ciclo longo e a produção de mudas durante o ano todo (AUGUSTIN et al., 2002).

Cultivar explantes assepticamente, em meio nutritivo, e regenerar plantas, se baseia na totipotência da célula vegetal, que contém a informação genética necessária à regeneração de uma planta completa (MANTELL et al., 1994).

De acordo com Ferreira et al. (1998), a cultura de tecidos tem sido empregada de diferentes formas no desenvolvimento de cultivares superiores de plantas. As principais aplicações em programas de melhoramento são, por exemplo: a) a conservação e avaliação de germoplasma *in vitro*; b) aumento da variabilidade genética para fins de seleção (obtenção de variantes somaclonais e por via engenharia genética); c) introgressão de genes de interesse para espécies-alvo (quebra de barreira de incompatibilidade genética por polinização *in vitro*, cultivo de embriões, fusão de protoplastos e haploidização por cultura de anteras); d) aceleração de programas de melhoramento (germinação de sementes *in vitro*, clonagem de genótipos para teste de capacidade de combinação, cultura de anteras e micrósporos para obtenção de haplóides, limpeza clonal).

Plantas propagadas vegetativamente por técnicas convencionais, infectadas por fungos, bactérias ou vírus, transmitem para as gerações subseqüentes esses patógenos, provocando a diminuição progressiva do rendimento das culturas. Uma das técnicas da cultura de tecidos, conhecida como limpeza clonal, permite a obtenção de mudas saudáveis e limpas, a partir de plantas infectadas. Essa técnica baseia-se na retirada de um pequeno segmento da região de crescimento da planta, o meristema, e do seu cultivo *in vitro* (WILLADINO & CAMARA, 2007).

Existem algumas espécies que apresentam limitações quanto à multiplicação em larga escala por sementes ou partes vegetativas. Portanto, é para essas espécies que as técnicas de cultivo *in vitro* são indicadas (PEREIRA, 2003). Embora geralmente de custo elevado, apresentam capacidade produtiva elevadíssima, com resultados mais seguros. Por isto, vem sendo preferidos pelos produtores e estabelecimentos comerciais (BACH & CASTRO, 2004).

Mantell et al. (1994) citam que, através da cultura *in vitro* de plantas, é possível obter-se elevada taxa de multiplicação e a eliminação de muitos microorganismos, como bactérias e vírus. Entretanto, as transformações fisiológicas e morfológicas que conduzem ao rejuvenescimento da planta podem se tornar um carácter irreversível e indesejável, já que as plantas jovens apresentam menor produção e inflorescências de baixa qualidade.

A técnica de micropropagação da alcachofra é um dos meios de obtenção de quantidade notável de material de propagação do ponto de vista fitossanitário (PEÑA-IGLESIAS & AYUSO, 1974; Marras et al. apud CADINU, 1994). No entanto, um dos fatores limitantes da difusão desta técnica é a reduzida capacidade de enraizamento desta espécie (CADINU et al., 1994).

No enraizamento *in vitro* de plantas de alcachofra, diferentes resultados têm sido obtidos. Benoit & Ducreux (1981) obtiveram 1% de plantas enraizadas utilizando a cv. Camus de Bretagne. Com a mesma cultivar, Mounconsin (1980) obteve 30% de enraizamento e Bigot & Foury (1984) alcançaram 77%. Rossi & De Paoli (1990) obtiveram elevado enraizamento *in vitro* em duas

cultivares tardias de alcachofra (Brindisino e Romanesco), submetidas a um período de indução em substrato líquido MS e elevada concentração de ANA e AIA (20 + 20 mg L⁻¹).

Frau et al. (2004), estudando a micropropagação de três clones da alcachofra cv. Spinoso Sardo, concluíram pela superioridade produtiva do material derivado de plantas micropropagadas, em quantidade e qualidade.

A difusão da técnica em maior escala esbarra no elevado custo das mudas de alcachofra produzidas via cultura de meristemas e na dificuldade que os pesquisadores estão encontrando em seu uso nas cultivares precoces (MAUROMICALE & IERNA, 2000), pois induz, com elevada frequência, a formação de mutantes tardios (PÉCAUT & MARTIN, 1993).

O sucesso da micropropagação pode estar na dependência de fatores genéticos, fisiológicos ou ambientais, podendo ser encontrada grande variabilidade nas respostas *in vitro*. A variabilidade existente na resposta morfogênica *in vitro*, não apenas entre espécies do mesmo gênero, mas também entre genótipos da mesma espécie, leva à necessidade de se definirem protocolos diferenciados. Neste sentido, as técnicas de cultura de tecidos em alcachofra têm sido utilizadas, visando, principalmente, a micropropagação de plantas saudáveis e de alta qualidade (GRATTAPAGLIA & MACHADO, 1998).

Durante a micropropagação, é bastante comum ocorrer perdas significativas de material devido à contaminação por microrganismos presentes na superfície dos explantes ou endofíticos, principalmente fungos e bactérias. A ocorrência desse tipo de

contaminação é mais freqüente quando se realiza a micropropagação de espécies lenhosas, ou quando a assepsia é difícil de ser executada, devido às características do explante, ou por este estar localizado em regiões da planta matriz próximas do solo (SUZIN, 2004), como no caso da alcachofra (MAUROMICALE, 1984).

Chaves et al. (2005) ratificam que um dos maiores entraves do cultivo *in vitro* está na dificuldade de obter tecidos livres de contaminação, principalmente por bactérias, pois nem sempre se pode eliminá-las com o uso de antibióticos. O uso de diferentes agentes germicidas é fundamental para a redução da contaminação dos explantes. Os mais comuns são o etanol e os compostos à base de cloro, tais como hipoclorito de sódio e cálcio (GRATAPAGLIA & MACHADO, 1998). Além disso, a concentração da solução desinfetante, a combinação dos princípios ativos e o tempo de exposição podem variar muito (MONTARROYOS, 2000), sendo necessária a adequação do protocolo de desinfestação de acordo com a espécie, cultivar e a sensibilidade do tecido a ser desinfestado (CHAVES et al., 2005).

A germinação de sementes *in vitro* é uma técnica que pode ser utilizada para a produção de mudas ou como ponto de partida para a obtenção de explantes saudáveis (plântulas) para posterior repicagem. Mas o problema da segregação genética, devido a grande variabilidade nas sementes, ocasionada pela ocorrência de fecundação cruzada, deve ser resolvida.

Lauser & Vieth (1990) estudaram a micropropagação a partir de embriões de sementes de plantas de alcachofra ‘Globo-

verde'. Verificaram que a multiplicação dos brotos ocorreu através da proliferação e germinação das gemas axilares das folhas e a melhor multiplicação foi obtida quando diferentes concentrações de BAP e 0,5 mg.L⁻¹ de ANA foram combinadas. Quase 65% dos brotos *in vitro* produziram raízes após dois meses, em presença de 1,0 mg.L⁻¹ de ácido naftalenoacético (ANA).

O processo de germinação de sementes *in vitro* tem sido utilizado em outras espécies, como por exemplo em orquídeas, pois as sementes são muito pequenas e o número muito reduzido. Devido ao pequeno tamanho e limitadas reservas, é possível que as sementes sejam perdidas ou apresentem baixa sobrevivência sementeadas *in vivo*. A germinação e o desenvolvimento são mais rápidos *in vitro*, em ambiente controlado, sem competição com fungos ou bactérias (PIERIK, 1994). Bach & Castro (2004), estudando a germinação de sementes de *Cattleya* sp. (Orchidae) *in vitro*, obtiveram grande número de mudas. Resultados semelhantes foram alcançados por Castro & Bach (2007) com *Dendrobium* sp. (Orchidaceae).

Chaves et al. (2005), em experimentos visando o estabelecimento e multiplicação *in vitro* de *Physalis peruviana* L., verificaram que a espécie apresentou um comportamento fotoblástico positivo. Os procedimentos de desinfecção com álcool + hipoclorito de sódio, hipoclorito de sódio e álcool, resultaram nas maiores taxas de germinação. Na multiplicação, a concentração de 0,3 mg L⁻¹ de BAP proporcionou o maior número de brotações e de gemas, e o menor comprimento de brotações.

Avaliando a micropropagação da aroeira (*Myracrodruon urundeuva* Fr. All.) por germinação de sementes *in vitro* em meio MS, sem a utilização de reguladores de crescimento, Andrade et al. (2000) verificaram que com a desinfestação das sementes houve 57,5% de germinação e nenhum tipo de contaminante. As plântulas obtidas serviram como explante, sendo que os segmentos nodal e apical apresentaram 90% de regeneração e 85,5% de plântulas enraizadas. Na aclimatização foi obtido 80% de sobrevivência.

Pinheiro et al. (2001) observaram que as sementes sem tegumento da mangabeira (*Hancornia speciosa* Gomez) apresentaram maior porcentagem de germinação, em todos os meios de cultura *in vitro* estudados, sendo que a maior porcentagem foi obtida no meio MS líquido.

Estudando a germinação *in vitro* de sementes de Jacarandá. (Bignoniaceae), Noletto et al. (2007) concluíram que a germinação das sementes inoculadas em meio ágar-água e phytigel-água foi inferior à encontrada em plataforma-água.

Barbosa et al. (2007) realizaram o cultivo de embriões de pessegueiros precoces *in vitro*, concluindo que houve excelente desenvolvimento para a maioria das seleções de ciclo bem precoce. Os resultados indicam que o método de cultura *in vitro* de embriões imaturos constitui prática indispensável ao programa de melhoramento de pessegueiro, com vista à obtenção de cultivares mais precoces.

A germinação de sementes de *Vriesia simplex* (Bromeliaceae) *in vitro*, visando a produção de mudas, foi estudada por Castro et al. (2007). O método demonstrou capacidade de

manutenção da espécie. As plântulas obtidas foram transferidas para pequenos vasos, a fim de se desenvolverem, e parte foi mantida em estoque, com o propósito de numa outra etapa submetê-las à cultura de meristema.

2.6.3 Propagação assexuada ou vegetativa por rebentos

A propagação vegetativa é de grande importância quando se deseja multiplicar um genótipo que é altamente heterozigoto e que apresenta características consideradas superiores, que se perdem quando propagadas por sementes (PAIVA & GOMES, 2001).

Conforme Grolli (2000), a propagação vegetativa é o método que utiliza partes das plantas, que não sejam as sementes, com a finalidade de produzir novas mudas. Este método proporciona a obtenção de plantas bastante uniformes e produtivas, quando as condições de clima e solo são favoráveis. Apresenta vantagens, como a rapidez de produção da muda, reprodução fiel da planta matriz e maior precocidade para entrar em produção.

De acordo com Mauromicale (1984), a multiplicação vegetativa por rebentos da alcachofra, por sua vez, apresenta inconvenientes, como: heterogeneidade fisiológica dos órgãos de multiplicação, determinando uma variabilidade morfológica e biológica nas plântulas originadas desses órgãos; problemas fitossanitários da planta-matriz, que pode concentrar agentes patogênicos como vírus, *verticillium*, *sclerotinia*, entre outros; baixo coeficiente de multiplicação (cerca de cinco rebentos por planta por

ano), o que dificulta a introdução e a difusão da cultura; elevado custo de implantação do matrizeiro; escassa possibilidade de mecanização, especialmente na fase de implantação da cultura; instabilidade genética, observada através das mutações quiméricas, embora não muito frequentes; e risco de destruição e conseqüente perda do material de propagação (plantas matrizes).

A renovação de um cultivo de alcachofra adulto pode ser realizada a partir de mudas produzidas em viveiro ou transplantadas diretamente, após a separação da planta-matriz (BRAVO, 1983; SALA & CARPINTERO, 1967).

Para estabelecer um cultivo de alcachofra a partir de estruturas vegetativas da planta, podem ser utilizados rebentos e talos do rizoma. Os primeiros são plantas novas, com seu próprio sistema radicular. O rizoma, por sua vez, apresenta gemas que, ao brotar, formam a folhagem de novas plantas (BRAVO, 1983).

O processo de multiplicação por rebentos, também denominados de filhotes ou mudas, é geralmente utilizado por antecipar o início da colheita e reproduzir, com segurança, a cultivar (BORREGO, 1986; CAMARGO, 1992).

Conforme Camargo (1992), as plantas velhas de alcachofra produzem ao redor do colo os rebentos, após a colheita. Convém deixar que cada planta-matriz, que apresente bom desenvolvimento, produza cerca de seis rebentos, eliminando os demais. Dos seis conservados, um ficará para substituir a planta-matriz, e os restantes utilizados como mudas. A operação de retirada

das mudas deve ser cuidadosa, com pequena porção da planta-matriz, evitando danos graves, pois poderá causar podridão.

Para um bom preparo das mudas, os rebentos devem apresentar de 5 a 7 folhas, separado com parte do rizoma e algumas raízes. As folhas devem ser aparadas a 25-30 cm de altura, para que permaneçam eretas após o plantio, evitando que exponham o broto apical ao sol, o que pode matar a muda. São plantados em covas ou sulcos, convenientemente adubados, enterrando a muda até a altura em que as folhas se inserem no caule, cobrindo parte do colo da planta com cuidado, para não deixar cair terra na parte central (FIGUEIRA, 1982).

Os rebentos devem ser selecionados eliminando aqueles que não apresentam raízes, ou que possuem apenas uma raiz larga e fibrosa, ou mostrem sintomas de doença (BRAVO, 1983).

2.6.4 Hormônios e reguladores de enraizamento

Os hormônios vegetais ou fitormônios são substâncias orgânicas naturais, biologicamente ativas em baixas concentrações, sintetizadas em células de divisão ativa do meristema, cuja função é transportar informações e coordenar o desenvolvimento vegetal (RAVEN & CURTIS, 1975; HINOJOSA, 2000).

A capacidade de uma planta emitir raízes é função de fatores endógenos e das condições ambientais proporcionadas ao enraizamento. A formação de raízes adventícias deve-se à interação de fatores existentes nos tecidos e a translocação de substâncias

localizadas nas folhas e gemas, onde os hormônios de crescimento são de importância fundamental. Em geral, o estudo isolado do efeito de um hormônio não permite explicar satisfatoriamente a influência no enraizamento, de forma que o equilíbrio entre os diferentes compostos pode esclarecer os mecanismos fisiológicos envolvidos. O equilíbrio hormonal numa planta varia com a época do ano e com a fase fisiológica (FACHINELLO et al., 1995).

A maior ou menor capacidade de enraizar depende do equilíbrio entre essas substâncias promotoras e inibidoras de enraizamento que, de modo geral, é muito variável entre as espécies, podendo ter efeitos sinérgicos ou antagônicos, de acordo com a quantidade utilizada exógenamente (HARTMANN et al., 1990; FACHINELLO et al., 1995; HINOJOSA, 2000).

As auxinas são o grupo hormonal mais conhecido entre os reguladores de crescimento e podem ser encontradas na forma livre ou conjugada (HINOJOSA, 2000). São sintetizadas nas plantas em regiões de crescimento ativo, como no meristema apical, nas gemas axilares, nas folhas jovens e nos meristemas das raízes, sendo translocadas para diferentes órgãos, onde atuam no mecanismo interno que controla o crescimento (FERRI, 1979).

As auxinas compõem o grupo de reguladores de crescimento que apresenta o maior efeito na formação de raízes. Possuem ação na formação de raízes adventícias, na ativação das células do câmbio e na promoção do crescimento das plantas, além de influenciar a inibição das gemas laterais e a abscisão de folhas e

frutos. O AIA (ácido indol-3-acético) se constitui na auxina de ocorrência mais comum nas plantas (FACHINELLO et al., 1995).

O teor adequado de auxina aplicado de forma exógena, para estímulo do enraizamento, depende da espécie e da concentração de auxina natural existente no tecido. Dentre as substâncias de origem exógena, o AIB (ácido indolbutírico) e o ANA (ácido naftalenacético) mostram-se mais eficientes do que o AIA na promoção do enraizamento de plantas. O AIB é fotoestável, de ação localizada, persistente e não tóxico em ampla gama de concentrações, não atacado por ação biológica. O AIA é fotossensível, sujeito à decomposição enzimática e bactericida (FACHINELLO et al., 1995).

As giberelinas são substâncias quimicamente relacionadas com o ácido giberélico (AG_3) (FERRI, 1979). A principal ação das giberelinas é o estímulo ao crescimento do caule. Em concentrações a partir de 10^{-3} molar, as giberelinas inibem o enraizamento, possivelmente devido à interferência na regulação da síntese de ácidos nucleicos. Inibidores da síntese de giberelinas, como o SADH (ácido succínico 2,2-dimetilhidrazida), o ácido abscísico e o paclobutrazol, mostram efeito benéfico no enraizamento (FACHINELLO et al., 1995).

As citocininas têm efeito estimulador da divisão celular, na presença de auxinas, estimulando a formação de calos e a iniciação de gemas. Espécies com elevados teores de citocininas são mais difíceis de enraizar do que com conteúdos menores, sugerindo que a aplicação de citocininas inibe a formação de raízes. Mas, por outro lado, em plantas com raiz, as citocininas podem estimular a iniciação

de gemas. A baixa relação auxina/citocinina estimula a formação de gemas ou primórdios foliares e, quando elevada, estimula a formação de raízes (FACHINELLO et al., 1995). Os meristemas de raiz são as principais regiões de síntese de citocininas (FERRI, 1979).

O etileno é o hormônio envolvido na senescência foliar e no amadurecimento de frutos (FERRI, 1979). Em baixas concentrações (cerca de 10 mg L^{-1}) estimula a formação e o desenvolvimento de raízes, mas o efeito é mais dependente de interações complexas do que da simples concentração (FACHINELLO et al., 1995).

O ácido abscísico (ABA) é um hormônio que pode estar envolvido no controle de muitos processos fisiológicos, tais como a abertura de estômatos, a síntese de proteínas de estoque de sementes, a inibição da germinação de embriões imaturos, o estresse hídrico e a tolerância ao déficit de água (SATO et al., 2001). As informações sobre o ácido abscísico, atuando como inibidor na formação de raízes adventícias, são contraditórias, dependendo da concentração e do estado nutricional da planta-matriz (FACHINELLO et al., 1995).

Os inibidores do enraizamento são substâncias químicas que atuam em antagonismo com as auxinas (ALVARENGA & CARVALHO, 1983). A ação dessas substâncias pode ser reduzida pela lixiviação com água (HARTMANN et al., 1990).

Outras substâncias de ocorrência natural, denominadas cofatores do enraizamento, atuam sinergicamente com as auxinas. São sintetizados em gemas e folhas jovens e transportados pelo floema. Por isso, para muitas espécies, é importante que sejam mantidas as

folhas e gemas em atividade vegetativa, contribuindo também com a síntese de carboidratos (FACHINELLO et al., 1995).

Mauromicale & Licandro (2003), testando a propagação por rebentos de três cultivares de alcachofra (Niescemese, Romanesco - Clone C₃ e Camard), com imersão da base dos rebentos em solução contendo ácido indolacético (AIA) na concentração de 10 mg L⁻¹, em ácido naftalenoacético (ANA) na dose de 10 mg L⁻¹ e também na ausência de tratamento com fitorregulador, obtiveram melhor enraizamento dos rebentos da cv. Romanesco – Clone C₃, com aplicação de AIA (91,4%), seguido da cv. Niescemese, sem a aplicação de fitorregulador (86,0%).

2.6.5 Substratos

Os substratos exercem grande importância no crescimento e desenvolvimento das plantas. Substrato é o meio onde se desenvolvem as raízes das plantas cultivadas fora do solo, servindo de suporte para as planta, podendo regular a disponibilidade de nutrientes para as raízes. Pode ser formado de solo mineral ou orgânico, e de um ou diversos materiais em misturas (KÄMPF, 2000).

De acordo com Calvete (1998), o substrato é o meio de sustentação ou de suporte das raízes e apresenta grande importância como meio de enraizamento inicial de mudas jovens, pois, conforme suas propriedades, pode facilitar ou impedir o crescimento das plantas.

O desenvolvimento das raízes em recipiente é diferente do apresentado no campo, considerando as restrições de espaço. Portanto,

o substrato deve ser melhor que o solo, em características como a economia hídrica, aeração, permeabilidade, poder de tamponamento para pH e capacidade de retenção de nutrientes. O material deve apresentar alta estabilidade de estrutura, para evitar compactação; alto teor em fibras resistentes à decomposição, para impedir a compostagem no recipiente; e estar livre de agentes causadores de doenças, de pragas e de ervas daninhas (KÄMPF, 2000).

Assim, cultivos em recipientes alteram as condições entre as raízes e o substrato, em razão do volume e os espaços serem reduzidos (BUNT, 1973). Bellé & Kämpf (1993) relatam que os substratos hortícolas devem apresentar elevado espaço de aeração, capacidade de retenção de água e capacidade de troca de cátions, e baixo teor de sais solúveis, entre outras características.

Para Fermino & Bellé (2000), o substrato é um fator determinante no sucesso da produção de mudas. No mercado existem substratos específicos para a produção em recipientes, os quais apresentam a vantagem de não necessitarem de tratamentos ou correções para utilização. A confecção do substrato pelo produtor pode ser mais econômica, mas deve ser feita com muito cuidado, para evitar problemas futuros.

Como normalmente é difícil encontrar todas as características ideais num único componente, são utilizadas misturas de materiais para proporcionar a obtenção de um melhor substrato (WENDLING et al., 2002). Para melhorar as características físicas e químicas, se adicionam materiais melhorados denominados condicionadores (FERMINO & BELLÉ, 2000).

O condicionador participa da mistura em fração igual ou menor que 50%. Entre os principais condicionadores estão a areia, diversos produtos de compostagem, a casca de arroz carbonizada, o poliestireno expansível, a casca de árvores, entre outros. A escolha do condicionador deve estar baseada na análise do substrato, que irá indicar qual a propriedade a ser melhorada. Havendo mais de um tipo de condicionador para a mesma propriedade, a seleção do material será pela disponibilidade, custo e experiência no manejo. Para preparar um substrato é necessário conhecer a qualidade dos componentes, a partir da análise das propriedades físicas e químicas (KÄMPF, 2000).

Conforme Taveira (1996), são vários os critérios para a escolha do substrato mais adequado, como o custo e as características físico-químicas, difíceis de avaliar numa primeira análise, mas a primeira recomendação é escolher em função do sistema de irrigação ou fertirrigação que será adotado no viveiro.

De acordo com Verdonck et al. (1981), as propriedades físicas e químicas dos diferentes substratos hortícolas diferem de acordo com a origem dos seus componentes. Portanto, é necessário conhecer essas propriedades antes do seu uso para poder ajustá-los às diferentes circunstâncias de uso.

Entre as características físicas mais importantes na determinação da qualidade de um substrato, destacam-se a densidade seca (DS), a porosidade total (PT), o espaço de aeração (EA), a água facilmente disponível (AFD), a água disponível (AD) e a água de reserva ou tamponante (AT).

Alguns autores descrevem diferentes valores ideais para as características físicas dos substratos. Grolli (1991) apresenta uma compilação de valores considerados ótimos na literatura (Tabela 1).

Tabela 1 - Valores ideais para densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA) e retenção de água (RA) a - 100 cm H₂O, de um substrato hortícola, adaptado por Grolli (1991)

DS (kg m⁻³)	PT (m³ m⁻³)	EA (m³ m⁻³)	RA (m³ m⁻³)	Referência
350-500	-	0,10-0,20	-	Conover (1967)
400-1000	0,85	0,20-0,30	0,20-0,30	De Boodt e Verdonck (1972)
400-500	-	0,10-0,15	-	Bunt (1973)
-	-	0,20-0,30	-	Goh e Haynes (1977)
-	-	0,30-0,40	0,40-0,50	Verdonck et al. (1981)
-	-	0,30-0,40	0,40-0,50	Penningsfeld (1983)
-	0,85	0,20	0,55-0,80	Boertje (1984)
170-190	0,80-0,90	0,10-0,15	0,25-0,30	Verdonck e Gabriels (1988)

Constata-se na Tabela 1 que existem variações para os valores considerados ideais, variando a DS de 170 a 1000 kg m⁻³; a PT de 0,80 a 0,90 m³ m⁻³; o EA de 0,10 a 0,40 m³ m⁻³; e a RA de 0,20 a 0,80 m³ m⁻³.

A densidade seca (DS) de um substrato é a relação entre a massa (peso) e o volume do substrato. A definição de valores de densidade depende da fase de cultivo e do porte da planta. Para a

produção de mudas em bandejas, recomendam-se valores ente 200 e 300 kg m⁻³. Plantas de grande porte, como arbustos e árvores, exigem densidades mais elevadas, que propiciem uma boa sustentação das mudas. Por outro lado, densidades muito altas podem prejudicar o crescimento das plantas (FERMINO & BELLÉ, 2000).

A porosidade total (PT) é a diferença entre o volume total e o volume de sólidos em dado volume de um substrato hortícola (Jungk, apud CALVETE, 1998). A porosidade quantifica a fração do volume total do solo ocupado pelos poros, os quais podem estar preenchidos por ar (macroporos) ou por água (microporos). A porosidade é a característica responsável pela retenção de água e pela aeração de um substrato (DE BOODT & VERDONCK, 1972).

O espaço de aeração (EA) corresponde ao volume de ar apresentado pelo substrato, após a drenagem. Esse valor é dado pela diferença entre a porosidade total e a porcentagem do volume de água a 10 cm de sucção (DE BOODT & VERDONCK, 1972). A aeração pode ser considerada como a característica física de maior importância para o substrato hortícola. Plantas crescidas em materiais bem aerados desenvolvem pêlos radiculares finos e com raízes ramificadas (Grable, apud BELLÉ, 1990).

A água disponível (AD) corresponde ao volume de água liberado entre 10 e 100 cm de sucção. Este valor compreende a água facilmente disponível (AFD), entre 10 e 50 cm, e a água de reserva ou tamponante (AT) entre 50 e 100 cm. Quanto mais água disponível à baixas tensões, menor o gasto de energia pela planta para aproveitá-la. A disponibilidade de água é afetada pela interface substrato-recipiente

(forma, altura e volume). Assim, quanto menor for o recipiente maior será a retenção de água, em detrimento do volume ocupado pelo ar (DE BOODT & VERDONCK, 1972).

Entre as características químicas destaca-se o pH, o teor total de sais solúveis (TTSS) e a capacidade de troca de cátions (CTC).

O valor do pH determina a acidez relativa de um meio, sendo o critério químico de maior importância para o desenvolvimento da planta, em razão do efeito direto na disponibilidade de nutrientes, particularmente dos micronutrientes (FERMINO & BELLÉ, 2000). Os valores tidos como ideais situam-se na faixa de 5,5 a 6,5 (pH em H₂O), para materiais minerais, e de até 5,8, para materiais orgânicos (Lucas & Davis, apud FERMINO & BELLÉ, 2000). No entanto, as espécies apresentam diferenças genéticas que lhes conferem variados graus de sensibilidade para o mesmo valor de pH (FERMINO & BELLÉ, 2000). Plantas cultivadas em ambientes ácidos apresentam quantidades menores de nutrientes a sua disposição e ficam sujeitas a maior absorção de elementos tóxicos, como alumínio e manganês (DE BOODT & VERDONCK, 1972).

O teor total de sais solúveis (TTSS) refere-se aos constituintes inorgânicos do meio (DE BOODT & VERDONCK, 1972). É importante conhecer esta concentração, porque as plantas variam na tolerância ao estresse osmótico causado por altos níveis de salinidade. Essa característica também é utilizada para monitorar a presença de nutrientes no meio. Valores crescentes ao longo do cultivo podem indicar excesso na adubação, sendo que valores decrescentes

mostram que o consumo da cultura é superior ao fornecimento, podendo ocorrer deficiências nutricionais (FERMINO & BELLÉ, 2000). De acordo com Penningsfeld (1983), os materiais com TTSS até 1 g L^{-1} de substrato, podem ser utilizados para a produção de qualquer espécie.

A capacidade de troca de cátions (CTC) é definida como a capacidade de adsorver e trocar cátions. É representada pela quantidade de cátions trocáveis, retidos em uma unidade de massa ou de volume (DE BOODT & VERDONCK, 1972). Para Conover (1967), altos valores de CTC reduzem a lixiviação dos nutrientes e aumentam a capacidade de tamponamento, prevenindo amplas variações no pH e na disponibilidade de nutrientes. O mesmo autor considera satisfatórios valores de CTC entre 10 e $30 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$ de matéria seca. Verdonck et al. (1981) estabeleceram como ideal o substrato com CTC superior a $12 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$.

Os materiais utilizados como substratos podem ser naturais ou sintéticos, minerais ou orgânicos. Dentre os materiais naturais encontram-se o solo mineral, a compostagem e a areia. Entre os materiais minerais destaca-se a vermiculita. A casca de arroz carbonizada e a fibra de coco são materiais orgânicos (KÄMPF, 2000).

Dentre os materiais inorgânicos, o solo mineral é o mais utilizado na composição de substratos, em razão da facilidade de aquisição e do baixo custo. Entretanto, apresenta heterogeneidade, necessidade de desinfecção, alta densidade e baixa porosidade (FERMINO & BELLÉ, 2000). Também apresenta baixo teor de

matéria orgânica e baixa fertilidade, por ser geralmente oriundo de barrancos ou cortes de estradas (KÄMPF, 2000). O solo mineral foi o primeiro material utilizado no cultivo em recipientes (FONTENO et al., 1981).

O composto orgânico é resultante da compostagem de materiais orgânicos de origem animal ou vegetal (KÄMPF, 2000). A compostagem é o processo de transformação de materiais, como folhas e esterco, em materiais orgânicos. Este processo envolve transformações complexas de natureza bioquímica, promovidas por microorganismos do solo, que têm na matéria orgânica *in natura* sua fonte de energia, de nutrientes minerais e carbono (PLANETA, 2007). A compostagem de materiais orgânicos apresenta alta capacidade de retenção de água, em função do predomínio do húmus, além de alto poder tampão (KÄMPF, 2000).

A maior limitação para utilização da areia como substrato é a dificuldade de manipulação, devido ao peso excessivo, especialmente quando úmida (ANDRIOLO, 1996). A areia eleva a densidade do substrato. Do ponto de vista químico é considerada inerte, com valores quase nulos de CTC e TTSS. A areia fina pode aumentar a disponibilidade de água a baixas tensões, porém pode reduzir a porosidade total e o espaço de aeração (FERMINO & BELLÉ, 2000). Em granulometria média, eleva a densidade de substratos leves. Apresenta baixa capacidade de retenção de água, boa aeração e drenagem, e alta densidade. Quando usada em mistura com materiais de granulometria maior pode aumentar a retenção de água, pois preenche os espaços porosos na mistura (KÄMPF, 2000).

A vermiculita é um substrato de origem mineral, originado da alteração de uma rocha denominada mica. Por meio de tratamento térmico, é expandida em fornos de alta temperatura (FERMINO & BELLÉ, 2000; MELLO et al., 2006). Apresenta-se em diversas granulometrias, desde a mais fina, com partículas de 0,5 mm de diâmetro, até a mais grossa, com partículas até 8,0 mm. Apresenta densidade entre 800 e 130 kg m⁻³, elevada porosidade total, capacidade de aeração, retenção de umidade e CTC, baixo teor de TTSS e pH entre 5,5 e 9,0 (FERMINO & BELLÉ, 2000).

A fibra de coco pode ser utilizada como condicionador para elevar o teor de poros de aeração ou pode ser empregada após compostagem (FERMINO & BELLÉ, 2000). As propriedades físico-químicas variam bastante em função da fonte de matéria prima e do seu processamento. De acordo com Sanches (1999), as propriedades físico-químicas da fibra apresentam os seguintes valores médios: pH de 5,4; TTSS ou condutividade elétrica (CE) de 1,8 mS cm⁻¹; CTC de 92 cmol_c L⁻¹; relação C/N de 132; DS de 70 kg m⁻³; PT de 95,6%; RA de 538 m⁻³ m⁻³; EA de 45,5% e AFD de 19,8%.

Conforme Nogueira et al. (1998), um substrato ideal deve possuir, entre outras características, uma PT acima de 85%, EA entre 10 e 30% e AFD de 20 a 30%. Portanto, as propriedades da fibra de coco conferem ao substrato características de boa qualidade. A grande percentagem de lignina (35–45%) e de celulose (23-43%), e a pequena quantidade de hemicelulose (3-12%), que é a fração prontamente atacada por microorganismos, conferem à fibra de coco grande durabilidade.

A casca de arroz carbonizada (CAC) apresenta pH neutro, baixa salinidade e densidade, e elevada porosidade, destacando-se pelo elevado espaço de aeração, baixa retenção de água e manutenção da estrutura no decorrer do cultivo. É usada em misturas para melhorar a aeração de materiais, e pura no enraizamento de estacas, sob nebulização (FERMINO & BELLÉ, 2000). A CAC apresenta as seguintes características físicas e químicas: DS de 150 kg m^{-3} , RA de 53,9%, CTC de $5,5 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$, pH em água de 7,4, TTSS de $0,7 \text{ mS cm}^{-1}$, 0,7% de nitrogênio, 0,2% de fósforo e 0,32% de potássio (SOUZA, 1993).

O substrato comercial Macplant Horta 2®, de composição não especificada, apresenta pH de 4,3, TTSS de $1,71 \text{ mS cm}^{-1}$, CTC de $22,8 \text{ cmol}_c \text{ dm}^{-3}$, DS de 220 kg m^{-3} , PT de $0,88 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$, EA de $0,18 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$, AFD de $0,29 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ e água tamponante (AT) de $0,03 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$.

Calvete et al. (2000) realizaram um estudo com o objetivo de determinar o substrato ideal para a aclimatização de morangueiro cultivar Campinas. Verificaram melhor resposta com turfa preta e casca de arroz queimada, sendo que esta proporcionou maior sobrevivência, crescimento e qualidade das mudas aclimatizadas. Avaliando a produção do tomateiro em diferentes substratos, Carrijo et al. (2007) observaram que o maior peso médio dos frutos foi obtido em fibra de coco e casca de arroz carbonizada.

De acordo com Bellé & Kämpf (1994), para o enraizamento de estacas de crisântemos, rosas e cravos, geralmente utiliza-se o substrato composto apenas por casca de arroz carbonizada. Diversos autores, citados por Bellé & Kämpf (1994), encontraram

melhores respostas em misturas utilizando CAC, atribuindo o bom desempenho às condições favoráveis de aeração proporcionadas por esse condicionador. Assim, respostas positivas foram obtidas com turfa + CAC, no cultivo de tagetes (KÄMPF & JUNG, 1991); solo + areia + CAC, em crisântemos (SOUZA et al., 1995); e solo + turfa + CAC, no cultivo de tagetes (BRAATZ & GROLLI, 1999).

CAPÍTULO I

PROPAGAÇÃO POR REBENTOS DA ALCACHOFRA EM DIFERENTES SUBSTRATOS E APLICAÇÃO DE ÁCIDO INDOLBUTÍRICO

CASSIELI FACCIN DE MORAES¹

RESUMO – A alcachofra possui grande relevância econômica, utilizada na alimentação, fabricação de medicamentos e em hortas e jardins, como espécie ornamental. A produção de mudas, normalmente por rebentos ou sementes, é um dos problemas que impedem a expansão da cultura, pois o índice de sobrevivência das mudas não é satisfatório, a segregação genética das sementes é elevada e a suscetibilidade é alta à bactéria *Erwinia* sp. e outras moléstias. O trabalho desenvolvido na FAMV/UPF teve por objetivo otimizar a produção de mudas por rebentos, estudando diferentes substratos e a influência de doses de AIB no enraizamento. Rebentos de alcachofra cv. Nobre foram plantados em quatro substratos: S+C+A+V (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); S+FC+A+V (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); S+CAC+A+V (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); e H2+FC (50%

¹ Bióloga, mestranda do Programa de Pós-graduação em Agronomia (PPGAgro) da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAMV) da Universidade de Passo Fundo (UPF), Área de Concentração em Produção Vegetal.

Horta 2® + 50% fibra de coco), tratados com ácido indolbutírico (AIB) nas doses de 500, 1000 e 1500 mg L⁻¹ (imersão do rizoma por 5 segundos), comparados com uma testemunha (sem aplicação de AIB). Os rebentos foram coletados em abril/2006, sendo as folhas reduzidas para a altura de 2,0 a 2,5 cm e as raízes eliminadas. O plantio foi em tubetes plásticos, mantidos em estufa com irrigação por microaspersão por 85 dias. O enraizamento dos rebentos sobreviventes foi de 100%. O melhor enraizamento foi obtido nos substratos S+CAC+A+V e H2+FC, combinando com o tratamento de 1000 mg L⁻¹ de AIB.

Palavras-chave: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], propagação vegetativa, mudas, AIB, enraizamento, compostagem, casca de arroz carbonizada, fibra de coco.

PROPAGATION BY ARTICHOKE SHOOTS IN DIFFERENT SUBSTRACTS AND INDOLEBUTYRIC ACID APLICCATION

ABSTRACT - The artichoke has great economic relevance. It is used as food, as medication, and in the garden, as ornament. The seedling production, through seeds or shoots, is one of the problems that prevent the expansion of this crop, due to the high segregation genetics of seeds, the non-satisfactory shoots survival rate, and the high susceptibility to *Erwinia* sp. bacteria and other diseases. The work developed at the Agronomy and Veterinary Medicine College at Univesity of Passo Fundo has aimed to optimize the production of plantlets through shoots, studying different substracts and the

influence of IBA doses in the rooting period. Artichoke shoots cv. COT 2001 have been planted in four substracts : S+C+MS+V (40% soil + 40% composite + 10% medium sand + 10% vermiculite); S+CF+MS+V (40% soil + 40% coconut fiber + 10% medium sand + 10% vermiculite); S+CRC+MS+V (40% soil + 40% carbonized rice chaff + 10% medium sand + 10% vermiculite); and H2+CF (50% Horta 2® + 50% coconut fiber), treated with indolebutyric acid (IBA) in doses of 500, 1000 and 1500 mg L⁻¹ (rhizome immersion for five seconds), compared to a check (no IBA application). The shoots were planted in April 2006, with the leaves reduced to 2.0 to 2.5 cm and the elimination of rhizome roots. The planting was in plastic tubettes kept in the greenhouse with a 85-day microaspiration irrigation. The rooting in the surviving shoots was 100%. The best rooting was obtained in the S+CRC+MS+V and H2+CF substracts, combined with the 1000 mg L⁻¹ of IBA treatment.

Key words: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], vegetative propagation, seedlings, IBA, rooting, composite, carbonized rice chaff, coconut fiber.

1 INTRODUÇÃO

A alcachofra [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori] pertence à família Asteraceae (NARVAÉZ, 2002), sendo um importante vegetal cultivado, principalmente, nos países do Mediterrâneo (GONI et al., 2005).

De acordo com a FAO (2004-2005), a superfície mundial de alcachofra é de 120.962 ha, com as maiores áreas de cultivo na Itália (50.033 ha), seguida pela Espanha (18.831 ha) e a França (10.317 ha). Conforme Robles (2001), a Itália responde por 39,4% da produção; a Espanha por 21,2%, sendo também o primeiro país exportador; e a França por 6,1%, totalizando 66,7% da produção, ou seja, dois terços da produção mundial. A Itália, Espanha e França são também os maiores consumidores e importadores de alcachofra, em todas as suas formas. Na América do Sul, destaca-se com 7,1% a produção na Argentina. O Egito responde por 4,8% da produção, sendo grande abastecedor dos países europeus, e os EUA por 4,2%, sem atender sua demanda interna.

As inflorescências da alcachofra são muito apreciadas para o consumo *in natura* ou industrializadas (NARVAÉZ, 2002). A planta é uma hortaliça nutritiva, que protege a saúde devido ao seu alto conteúdo de fibra, vitamina C e flavonóides. Tem ação antidepressiva, devido ao conteúdo magnésio; é estimulante do fígado, por ação do alcalóide cinarina; reduz o colesterol; a formação de ácido úrico; e contém inulina, um açúcar que pode ser consumido por diabéticos (ROBLES, 2001). A alcachofra é também cultivada como planta

ornamental, devido ao brilho e coloração das folhas, e das inflorescências coloridas (lilás).

A propagação da alcachofra pode ser realizada por sementes ou mudas, a partir de rebentos e rizomas (CAMARGO, 1992).

A multiplicação por sementes tem sido incrementada por algumas vantagens, como a diminuição dos custos de implantação; a possibilidade de estabelecer cultivos em regiões onde as geadas destroem as plantas, pela maior facilidade do replantio; maior garantia sanitária das plantas; e maior homogeneidade no desenvolvimento. Por outro lado, apresentam ampla segregação fenotípica para numerosos caracteres de interesse agrônomo, além de outras características indesejáveis, tais como pouca precocidade, falta de consistência dos capítulos e presença de espinhos (CRAVERO, 2002).

É necessário destacar que, para a obtenção de híbridos uniformes, se faz necessário recorrer ao cruzamento de linhagens endogâmicas (PÉCAUT, 1993).

No Brasil, até o ano de 1998, a propagação da alcachofra por sementes não era empregada, pois os genótipos utilizados por este método induziam grande quantidade de plantas espinhosas, não produtoras de capítulos comestíveis, semelhantes ao cardo (alcachofra selvagem). No Estado de São Paulo, é utilizado o método de propagação por sementes, para o consumo *in natura*, com as brácteas abertas (COTREL, 2005).

O processo de multiplicação por mudas é geralmente o mais utilizado, por acelerar o início da colheita e reproduzir, com segurança, as características das variedades (ISECHI et al., 1998).

Porém, de acordo com Mauromicale (1984), a multiplicação vegetativa também pode apresentar alguns inconvenientes, como problemas de sanidade das plantas matrizes, que podem concentrar agentes patogênicos, como vírus, *Verticillium*, *Sclerotinia*, entre outros; baixo coeficiente de multiplicação (cerca de cinco rebentos por planta por ano), o que pode restringir a difusão da cultura; elevado custo de implantação do matrizeiro; e escassa possibilidade de mecanização na fase de implantação da cultura.

Conforme Camargo (1992), as plantas velhas de alcachofra produzem ao redor do colo, após a colheita, filhotes ou rebentos. Convém que cada planta matriz, que apresente bom desenvolvimento, produza cerca de seis rebentos, eliminando os demais. Daqueles mantidos, um ficará para substituir a planta matriz e os restantes poderão servir de novas mudas. A renovação do cultivo pode ocorrer a partir de mudas produzidas em viveiro ou transplantadas diretamente no campo, após a separação dos rebentos da planta matriz (SALA & CARPINTERO, 1967; BRAVO, 1983).

Na região norte do Rio Grande do Sul, o cultivo da alcachofra, em escala comercial, foi introduzido em 1994 pela Cooperativa Tríticola de Erechim (Cotrel), em parceria com uma empresa italiana, na aquisição de tecnologia e assistência técnica, criando um Programa de produção entre os associados (pequenos

produtores), com a finalidade de industrializar o produto e oportunizar uma alternativa de renda.

Alguns problemas, entretanto, têm impedido a maior expansão da cultura, como, por exemplo, a produção de mudas para distribuição aos produtores. A partir de sementes, os materiais oriundos da Itália apresentaram boa adaptação local e produtividade. No entanto, a segregação genética foi elevada, com produção de capítulos que não serviam para a indústria de conservas, devido ao padrão desuniforme de coloração e tamanho, não atendendo às exigências do mercado consumidor. Essa variabilidade é justificada pela polinização cruzada.

Também foram importadas da Itália mudas na forma de rizomas, para servirem como matrizes, mas não responderam da forma esperada, com baixo índice de pega, devido a problemas fitossanitários. Através da seleção de materiais introduzidos da Itália, a Cotrel lançou a cv. Nobre, sendo a primeira no mundo com o objetivo específico de industrialização, apresentando como características as brácteas compactadas e longas, de coloração verde intenso, levemente amareladas. Convém destacar, que a alcachofra, para ser industrializada, apresenta como exigência as brácteas fechadas (COTREL, 2005).

O baixo índice de pega das mudas no campo tem sido atribuído aos solos muito argilosos da região e a suscetibilidade à presença da bactéria *Erwinia* sp., encontrada nos solos da região.

Portanto, um dos fatores envolvidos na produção de mudas é o substrato. Como meio de enraizamento e crescimento inicial de

mudas, o substrato tem grande importância, influenciando o crescimento das plantas, conforme suas propriedades. Isto tem maior relevância quando se cultiva em recipientes, pois o espaço disponível para o sistema radicular é muito limitado (CALVETE, 2000).

Entre as características físicas importantes na determinação da qualidade de um substrato destacam-se a densidade, a porosidade total, o espaço de aeração, a retenção de água em baixas tensões de sucção. Com relação às características químicas, destacam-se o pH, o teor total de sais solúveis e a capacidade de troca de cátions (DE BOODT & VERDONCK, 1972).

Assim, a disponibilidade de mudas de qualidade é fundamental para permitir a instalação de cultivos produtivos por parte dos produtores rurais. A obtenção de mudas a partir de rebentos emitidos pela própria planta, mantidos sob condições controladas, é uma das alternativas, por permitir melhor desenvolvimento das plantas e manejo mais adequado, já que a alcachofra é uma cultura sensível.

Este trabalho teve por objetivo otimizar a produção de mudas por rebentos de alcachofra, estudando diferentes substratos e a influência de doses de AIB no enraizamento e vigor das plantas.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido no Setor de Horticultura da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Passo Fundo, em Passo Fundo, RS, município situado na região do Planalto Médio, norte do estado, a 28° 15' S e 52° 24' O, a 687 m de

altitude. O clima local é descrito como subtropical úmido (Cfa), com chuvas bem distribuídas durante o ano. A temperatura média anual é de 17,1 °C (CUNHA, 1997).

A pesquisa foi conduzida em uma estufa medindo 120 m², com 3,0 m de altura (pé direito), em estrutura de madeira, teto em arco, coberta com polietileno de baixa densidade de (PEBD) de 150 µm, dotada de cortinas laterais móveis, instalada no sentido nordeste-sudeste (Figura 1-A).

O sistema de irrigação utilizado foi por microaspersão, com microaspersores distanciados de 0,80 m na linha e 2,30 m entre linhas. As bancadas com os tubetes ficaram 0,65 m abaixo dos microaspersores. A irrigação foi controlada por um *timer*, sendo o sistema acionado três vezes ao dia (9:00, 13:00 e 15:00 horas), com período de molhamento de 3 minutos.

Como matrizes, foram utilizadas plantas de alcachofra cv. Nobre, pertencentes à área experimental da UPF (Figura 1-B). Os rebentos (Figura 1-C) foram coletados em 3 de abril de 2006, após o término do período de colheita, selecionados com diâmetro na região do colo entre 0,8 cm e 1,2 cm. Após a coleta, os rebentos foram umedecidos, acondicionados em sacos de polietileno e armazenados em geladeira (em torno de 6 °C), para reduzir a respiração e evitar a transpiração excessiva, enquanto era realizada a preparação do material para o plantio. Os rebentos tiveram as folhas reduzidas para a altura de 2,0 cm a 2,5 cm, preservando a gema central que origina as novas folhas, e as raízes eliminadas (Figura 1-D).

O experimento foi instalado em 12 de abril. Para avaliar a capacidade de estímulo à indução de raízes, a região do rizoma dos rebentos foi mergulhada, por 5 segundos, em solução hidroalcoólica contendo 500, 1000 e 1500 mg L⁻¹ de ácido indolbutírico (AIB), comparando com um tratamento testemunha, sem a aplicação de AIB.

No preparo das soluções de AIB, o produto puro (C₁₂H₁₃NO₂ – cristalino), da marca Vetec, foi primeiramente dissolvido em 250 mL de álcool etílico 98 °GL, e o volume da solução completado até 500 mL com água destilada.

Imediatamente após a aplicação do AIB, os rebentos foram plantados nos seguintes substratos: S+C+A+V (40% solo mineral + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); S+FC+A+V (40% solo mineral + 40% fibra de coco Amafibra® + 10% areia média + 10% vermiculita); S+CAC+A+V (40% solo mineral + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita; e H2+FC (50% substrato comercial Mecplant Horta 2® (fabricante Wolf Klabin MEC PREC®) + 50% fibra de coco. As misturas foram realizadas volume a volume. Foram utilizados tubetes plásticos, com oito estrias internas, medindo 145 mm de altura, 40 mm de diâmetro interno na extremidade superior e capacidade volumétrica para 120 mL de substrato (Figura 1-E).

O delineamento experimental foi em três blocos casualizados, com os tratamentos arrançados no esquema fatorial 4 x 4 (substratos x doses de AIB), com 15 rebentos por parcela, totalizando 720 rebentos.

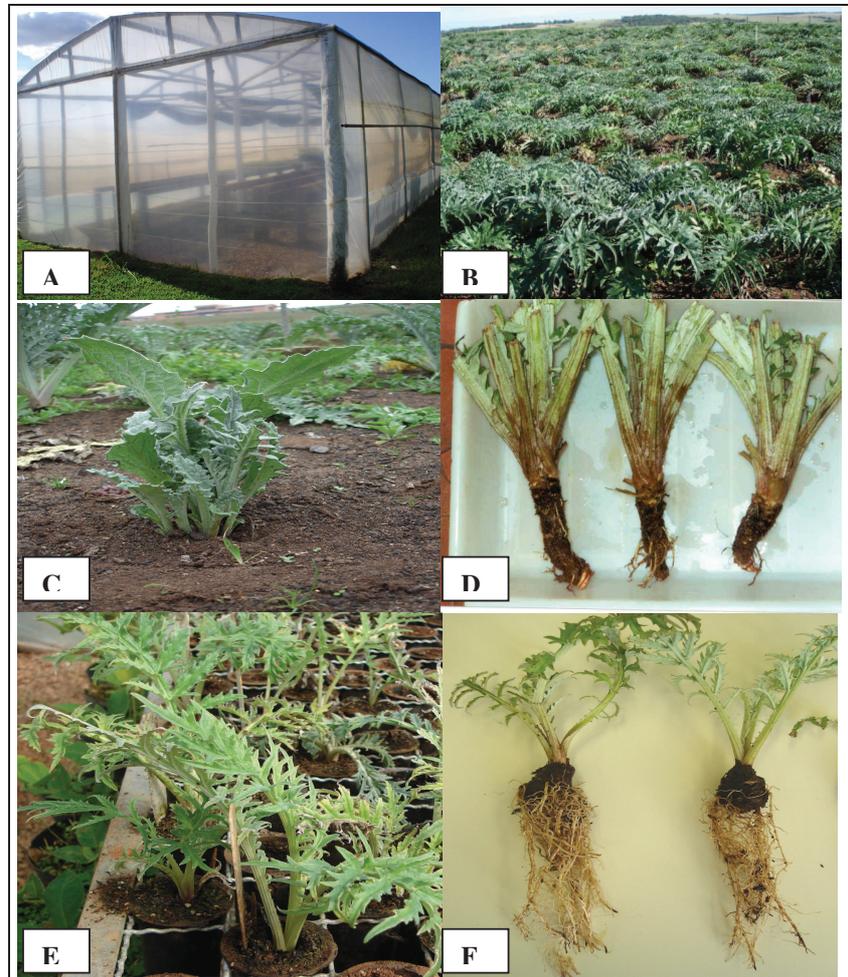


Figura 1. Estufa de produção de mudas (A); área experimental de alcachofa da FAMV/UPF (B); planta matriz com emissão de rebentos (C); rebentos após a redução das folhas e eliminação das raízes (D); rebentos plantados nos tubetes, com a emissão de novas folhas (E); rebentos enraizados durante o experimento (F). FAMV/UPF, Passo Fundo, RS, 2006.

Os substratos foram caracterizados quanto às propriedades químicas, determinando os seguintes parâmetros: pH, teor total de sais solúveis (TTSS), expresso em condutividade elétrica (CE), capacidade de troca de cátions (CTC), teor de argila, de matéria orgânica (MO) e dos nutrientes P, K, Ca, Mg, Al, H+Al, S, Mn, Zn e Cu. As análises foram realizadas no Laboratório de Solos da FAMV/UPF, pelo método descrito por Tedesco et al. (1985).

Para a caracterização física, foram as seguintes as determinações: densidade do substrato (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD), água disponível (AD) e água de reserva ou tamponante (AT), obtidas pela curva de retenção de água pelo método do funil de placa porosa, a partir das sucções de 0, 10, 50 e 100 cm de coluna d'água (0, 1, 5 e 10 kPa, respectivamente), fundamentado por De Boodt & Verdonck (1972), descrito por Calvete (1998). As análises físicas foram realizadas no Laboratório de Física do Solo da FAMV/UPF.

Após 42 dias da instalação do experimento houve uma infestação por pulgões, exigindo a pulverização com o inseticida Actara ($0,4 \text{ g L}^{-1}$) e, após 15 dias, com Confidor ($0,5 \text{ g L}^{-1}$). Contudo, os danos causados provocaram acentuada morte de plantas, alterando o plano de avaliações previsto e a análise estatística dos resultados.

O desenvolvimento da parte aérea foi avaliado a cada 20 dias (03 e 23/05, 12/06 e 03/07), a partir da instalação do experimento, pela contagem do número de folhas emitidas.

Após 85 dias da instalação do trabalho, foram avaliadas as variáveis: porcentagem de rebentos vivos e mortos enraizados; comprimento da maior raiz (cm); massa fresca e seca de raízes (g).

A avaliação da porcentagem de rebentos mortos enraizados iniciou 54 dias após o plantio, a medida que a mortalidade ocasionada pelos pulgões foi ocorrendo. Os rebentos mortos eram retirados dos tubetes e avaliados quanto à formação de raízes. A porcentagem total foi determinada por ocasião do término do experimento.

Como rebentos enraizados foram considerados todos os que apresentavam, pelo menos, uma raiz visível. Devido ao grande número de raízes formadas, foi determinado apenas o comprimento da maior raiz, com a utilização de uma régua.

A massa fresca e seca de raízes foi obtida através da pesagem em balança eletrônica (marca Marte). A massa seca de raízes foi avaliada após secagem em estufa, a 65 °C, até peso constante.

Os dados de número de folhas por rebento foram submetidos à análise de variância. A análise estatística da porcentagem de rebentos mortos enraizados, comprimento da maior raiz, e massa fresca e seca de raízes, foi realizada pelo erro padrão da média, sendo desconsiderado o delineamento experimental inicial, em decorrência da mortalidade causada pelo ataque de pulgões, que inviabilizou a análise de variância. As análises partiram, portanto, do total de rebentos vivos e mortos de cada tratamento. Foram considerados tratamentos superiores e inferiores aqueles cujos resultados se situaram acima ou abaixo da média ± 2 erros padrão da

média, respectivamente. A adoção deste critério se justificou pela melhor discriminação dos tratamentos.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Caracterização química e física dos substratos

A caracterização química dos substratos (Tabela 1) demonstra que o substrato H2+FC se destacou por apresentar os maiores valores de argila, condutividade elétrica (CE), matéria orgânica (MO), K e B, e os menores de pH e Cu. O substrato S+CAC+A+V, por sua vez, registrou os menores valores de argila, CTC, MO, K, Ca e B, e o maior de Mn. O substrato com compostagem (S+C+A+V) apresentou maior capacidade de troca de cátions (CTC), Ca e Mg. Para as demais características químicas (P, Al, H+Al, S e Zn) os substratos pouco diferiram.

O pH praticamente não diferiu entre os substratos com a presença de solo (5,6 a 5,8), mas na mistura de substrato comercial + fibra de coco (H2+FC) apresentou-se baixo (4,8). Filgueira (1982) cita que a alcachofra é uma planta que produz melhor em solos argilo-arenosos, com pH entre 5,7 e 6,8.

A faixa de pH considerada ideal para as plantas cultivadas varia de acordo com diversos autores. Na presença de solo mineral na mistura, podem variar de 6,2 a 6,8 (FONTENO, 1996) ou 6,0 a 6,7 (HANDRECK & BLACK, 1999). Já sem a presença de solo, o pH pode variar de 5,4 a 6,0 (FONTENO, 1996), de 5,5 a 6,3

(HANDRECK & BLACK, 1999), de 5,4 a 6,4 (BAILEY et al., 2000) e de 5,5 a 6,5 (FERMINO & BELLÉ, 2000).

Tabela 1 – Características químicas dos substratos, obtidas segundo o método descrito por Tedesco et al. (1985). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Características químicas	Substratos ¹			
	S+C+A+V	S+FC+A+V	S+CAC+A+V	H2+FC
Argila (%)	30	26	21	43
pH (H ₂ O)	5,7	5,6	5,8	4,8
CTC (cmol _c L ⁻¹)	16,8	14,2	11,3	14,2
CE (mS cm ⁻¹)	0,39	0,58	0,31	2,09
MO (%)	4,0	5,0	2,7	> 6,7
P (mg dm ⁻³)	> 51	> 51	> 51	> 51
K (mg dm ⁻³)	646	717	591	772
Ca (cmol dm ⁻³)	8,0	5,5	4,1	5,6
Mg (cmol dm ⁻³)	3,7	3,3	2,6	2,7
Al (cmol dm ⁻³)	0,0	0,0	0,0	0,3
H+Al (cmol dm ⁻³)	3,5	3,5	3,1	3,9
S (mg dm ⁻³)	32	35	35	35
B (mg dm ⁻³)	0,6	1,2	0,4	> 2,3
Mn (mg dm ⁻³)	9	11	19	12
Zn (mg dm ⁻³)	> 9,6	> 9,6	> 9,6	> 9,6
Cu (mg dm ⁻³)	1,8	2,1	1,8	1,2

¹S+C+A+V (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); S+FC+A+V (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); S+CAC+A+V (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); H2+FC (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

O substrato S+C+A+V foi o que apresentou maior capacidade de troca de cátions (CTC), de 16,8 cmol_c L⁻¹, e S+CAC+A+V o menor, de 11,3 cmol_c L⁻¹. Para Verdonck et al.

(1981), a CTC ideal deve ser maior que $12 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$. Segundo Fonteno (1996), a CTC deve se situar entre 6 e $15 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$ para uma ampla reserva de nutrientes. Handreck & Black (1999) sugerem CTC entre 5 e $10 \text{ cmol}_c \text{ L}^{-1}$. Dentro da faixa indicada por Fonteno (1996), apenas o substrato S+C+A+V ficaria fora de padrão.

Com relação à CE, ou teor total de sais solúveis (TTSS), os substratos que tiveram a mistura de solo apresentaram valores que variaram de $0,31$ a $0,58 \text{ mS cm}^{-1}$, enquanto no substrato H2+FC foi mais elevado, de $2,09 \text{ mS cm}^{-1}$. Ballester-Olmos (1993) cita que a faixa ideal de CE deve situar-se entre $0,75$ e $2,0 \text{ mS cm}^{-1}$. Segundo Gavilán (1997), níveis de salinidade inferiores a $0,75 \text{ mS cm}^{-1}$ são considerados muito baixos; de $0,75$ a $1,99 \text{ mS cm}^{-1}$, apropriado para a germinação de sementes e crescimento de plântulas; de $2,00$ a $3,50 \text{ mS cm}^{-1}$, satisfatório para a maioria das plantas; e maior que $3,50 \text{ mS cm}^{-1}$ elevado para a maioria das plantas. Assim, apenas a mistura H2+FC encontra-se dentro da faixa padrão indicada pelos autores para a maioria das plantas em crescimento.

Segundo Robles (2001), algumas citações indicam que, a partir de $5,0 \text{ mS cm}^{-1}$, há redução na produção de alcachofra. Entretanto, em solos peruanos ocorre bom desenvolvimento das planta em até $9,8 \text{ mS cm}^{-1}$, mas com possível diminuição da qualidade dos capítulos. Esses valores demonstram que a alcachofra é uma cultura exigente em nutrientes, tolerante a valores mais elevados de sais no meio em que se desenvolve.

A caracterização física dos substratos encontra-se na Tabela 2 e Figura 2. Variações foram encontradas entre os substratos,

destacando-se a menor densidade seca e a maior porosidade total no substrato H2+FC; o menor espaço de aeração em S+FC+A+V; e a menor quantidade de água facilmente disponível no substrato S+C+A+V.

Tabela 2 – Caracterização física dos substratos, quanto à densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água de reserva ou tamponante (AT). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Substratos ¹	DS (kg m ⁻³)	PT (m ³ m ⁻³)	EA (m ³ m ⁻³)	AFD (m ³ m ⁻³)	AT (m ³ m ⁻³)
S+C+A+V	540	0,83	0,25	0,18	0,02
S+FC+A+V	590	0,78	0,12	0,28	0,03
S+CAC+A+V	510	0,78	0,22	0,28	0,01
H2+FC	140	0,92	0,26	0,31	0,02
Faixa ideal*	-	> 0,85	0,2-0,3	0,2-0,3	0,04-0,1

*De Boodt & Verdonck (1972).

¹S+C+A+V (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); S+FC+A+V (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); S+CAC+A+V (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); H2+FC (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

A densidade seca (DS) foi menor em H2+FC (140 kg m⁻³) e pouco diferiu entre os demais substratos (510 kg m⁻³ a 590 kg m⁻³). Segundo Bunt (1973), o valor ideal da densidade seca está entre 400 kg m⁻³ e 500 kg m⁻³, para cultivos em vasos plásticos. Materiais com densidades muito baixas podem afetar a fixação da muda no substrato. A densidade varia com a umidade do substrato, ou seja, quanto maior

a umidade mais pesado fica o substrato e menor volume ocupará (FERMINO, 2002).

A porosidade total (PT) apresentou-se maior na mistura H2+FC, com $0,92 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$. Entre os demais substratos a variação foi baixa, de $0,78 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,83 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$. Apenas o substrato H2+FC apresentou valor dentro da faixa considerada ideal ($> 0,85 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) por De Boodt & Verdonck (1972), mas S+C+A+V se aproximou do recomendado.

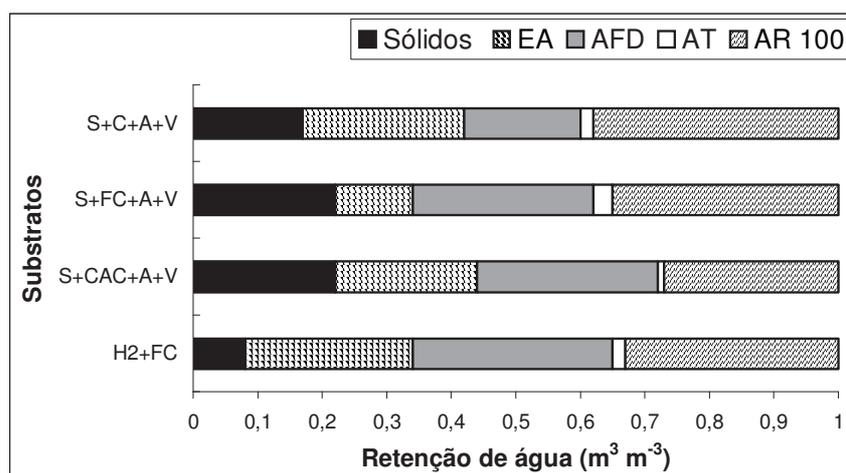


Figura 2 – Caracterização física dos substratos quanto à porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD), água tamponante (AT) e água remanescente a 100 cm de pressão de sucção (AR-100). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

Quanto ao espaço de aeração (EA), o substrato S+FC+A+V apresentou o valor mais baixo ($0,12 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$), enquanto os demais substratos pouco diferiram entre si ($0,22 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,26 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$).

Apenas o substrato S+FC+A+V situou abaixo da faixa ideal ($0,2-0,3 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) proposta por De Boodt & Verdonck (1972). A fibra de coco apresenta valor de espaço de aeração em torno de $30 \text{ a } 50 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$, mas não foi suficiente para melhorar esta característica na presença de solo mineral, areia média e vermiculita. Atualmente, o resíduo ou pó de casca de coco maduro tem sido indicado como substrato agrícola, principalmente por apresentar uma estrutura física que proporciona alta porosidade e potencial de retenção de umidade, e por ser biodegradável (ROSA et al., 2001).

A água facilmente disponível (AFD) foi menor no substrato S+C+A+V ($0,18 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$), provavelmente apresentando valores consideráveis de microporos. Entre os demais substratos as variações foram muito baixas ($0,28 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,31 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$). Portanto, apenas o substrato S+C+A+V apresentou valor pouco inferior ao ideal ($0,20 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,30 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) proposto por De Boodt & Verdonck (1972). A definição de AFD como a faixa entre a capacidade de vaso e o ponto de murcha permanente, segundo Kramer & Boyer, apud Gruszynski (2002), é também arbitrária para definir com precisão a situação real da disponibilidade hídrica para as plantas. Estes autores afirmam que, do ponto de vista vegetal, a disponibilidade de água depende da capacidade com que poderá ser suprida, em função da demanda da planta. Ambos, suprimento e demanda, são variáveis. A demanda depende da transpiração, e o suprimento da densidade de raízes e a eficiência das mesmas, como a superfície de absorção.

A água tamponante (AT) foi semelhante entre os substratos ($0,01 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,03 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$), pouco abaixo do recomendado por De Boodt & Verdonck (1972), que é de $0,04 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$ a $0,1 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$.

3.2 Número de folhas por rebento

A análise de variância (Tabela 3) não revelou efeito significativo para substratos e doses de AIB sobre o número de folhas por rebento de alcachofra 'Nobre', nas quatro épocas de avaliação. O número médio de folhas, nas avaliações realizadas a cada 20 dias, a partir da instalação do experimento, foi de 1,4, 2,1, 2,1 e 2,4 folhas.

Tabela 3 – Resumo da análise de variância para o efeito de substratos e doses de AIB sobre o número de folhas por rebento de alcachofra 'Nobre', em quatro épocas de avaliação. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação	GL	Quadrados médios			
		Nº de folhas após o plantio			
		20 dias (03/05)	40 dias (23/05)	60 dias (12/06)	80 dias (03/07)
Blocos	2	0,0483	1,0556 *	0,4243	1,8649 *
Substratos	3	0,0530	0,0538	0,0034	0,1380
Doses	3	0,0128	0,8249	0,4511	1,0530
Substratos x Doses	9	0,0606	0,3505	0,1499	0,3584
Resíduo	30	0,0343	0,3154	0,3420	0,3746
Total	47				
C.V. (%)		13,67	27,05	27,83	25,99

* significativo a 5% pelo Teste F.

Uma vez que todas as raízes foram eliminadas antes do plantio, possivelmente as reservas contidas no rizoma dos rebentos passaram a desempenhar o importante papel de nutrir a emissão de folhas, enquanto o novo sistema radicular era formado. Por esta razão, talvez, as características químicas e físicas dos diferentes substratos não chegaram a interferir significativamente na brotação.

Os resultados mostram que o número de folhas aumentou nos primeiros 40 dias, se estabilizando posteriormente. Contudo, destaca-se que, a partir do ataque de pulgões, mesmo realizando o controle, houve inicialmente a morte das folhas mais adultas e, posteriormente, de rebentos, o que prejudicou as avaliações seguintes.

Diversos autores enfatizam a importante relação existente entre a produção de fotossintatos e o desenvolvimento radicular. Segundo Hartmann et al. (1990), as gemas e folhas são fontes de carboidratos, auxinas e cofatores de enraizamento, sem os quais não ocorre o processo de formação de raízes. A relação entre a presença de folhas e o enraizamento também foi descrita por Válio (1979), que destacam os diversos fatores endógenos presentes nas folhas e gemas.

Em estaquia, Souza et al. (1992) afirmam que a emissão foliar é um excelente indício da capacidade de enraizamento, contribuindo para o aumento do número de raízes adventícias em estacas de cajueiro (*Anacardium occidentale* L.). Leonel & Rodrigues (1993) verificaram, na lichieira (*Litchi chinensis*), que a persistência das folhas nas estacas aumentou a sobrevivência.

3.3 Porcentagem de rebentos mortos enraizados

A verificação da presença de raízes nos rebentos mortos pelo ataque de pulgões foi realizada à medida que eram retirados os rebentos do canteiro de tubetes.

Considerando na interpretação estatística os tratamentos que apresentaram porcentagens acima de dois erros padrão da média, a maior porcentagem de rebentos enraizados foi proporcionada pelos substratos S+CAC+A+V e H2+FC, independente do uso ou não de AIB, em que 100% dos rebentos apresentavam raízes. As menores porcentagens de rebentos mortos enraizados ocorreram nos substratos S+C+A+V, com a dose de 500 e 1500 mg L⁻¹ de AIB, e S+FC+A+V, sem AIB. Nestes substratos, nenhuma das doses de AIB apresentaram porcentagem de rebentos enraizados superior à média (Tabela 4).

Tabela 4 - Porcentagem de rebentos mortos enraizados de alcachofra 'Nobre', aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Rebentos mortos enraizados (%)			
	Substratos ¹			
	S+C+A+V	S+FC+A+V	S+CAC+A+V	H2+FC
0	94,1	87,5	100,0	100,0
500	75,0	95,2	100,0	100,0
1000	95,7	95,0	100,0	100,0
1500	90,0	95,2	100,0	100,0
Média	95,5			
Erro padrão	1,7			

Médias sombreadas e em negrito são, respectivamente, maiores e menores que dois erros padrões da média ($95,5 \pm 3,4$).

¹**S+C+A+V** (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+FC+A+V** (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+CAC+A+V** (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); **H2+FC** (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

3.4 Comprimento da maior raiz de rebentos vivos

Ao término do experimento, aos 85 dias, 100% dos rebentos vivos avaliados apresentavam-se enraizados (Figura 1-F).

O comprimento da maior raiz foi superior nos substratos S+FC+A+V, sem e com 500 mg L⁻¹ de AIB; S+CAC+A+V, nas doses de 0 e 1000 mg L⁻¹; e H2+FC, na dose de 1000 mg L⁻¹ de AIB. O substrato S+C+A+V proporcionou o menor comprimento, exceto na dose de 1000 mg L⁻¹ de AIB (Tabela 5 e Figura 3).

Tabela 5 – Comprimento da maior raiz de rebentos vivos de alcachofra ‘Nobre’, aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Comprimento da maior raiz (cm)			
	Substratos ¹			
	S+C+A+V	S+FC+A+V	S+CAC+A+V	H2+FC
0	6,4 ± 2,2	12,4 ± 2,3	12,0 ± 2,2	11,4 ± 2,8
500	4,7 ± 2,4	12,3 ± 1,3	11,5 ± 2,1	9,9 ± 2,8
1000	10,5 ± 1,1	11,2 ± 1,8	12,7 ± 1,7	12,4 ± 2,9
1500	8,4 ± 1,6	10,9 ± 1,5	10,9 ± 2,9	9,8 ± 4,2
Média	10,3			
Erro padrão	0,6			

Médias sombreadas e em negrito são, respectivamente, maiores e menores que dois erros padrões da média (10,3 ± 1,2).

¹**S+C+A+V** (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+FC+A+V** (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+CAC+A+V** (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); **H2+FC** (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

Os resultados demonstram que o uso de 1000 mg L⁻¹ de AIB favoreceu o crescimento da maior raiz, exceto no substrato S+FC+A+V, onde a dose de 500 mg L⁻¹ de AIB e sem AIB proporcionaram melhores resultados. Os resultados também mostram que o aumento da dose para 1500 mg L⁻¹ reduziu o estímulo. Segundo Alvarenga & Carvalho (1983), o aumento na concentração de auxinas aplicadas em estacas produz um efeito estimulador de raízes até um ponto máximo, a partir do qual qualquer acréscimo torna-se inibitório.

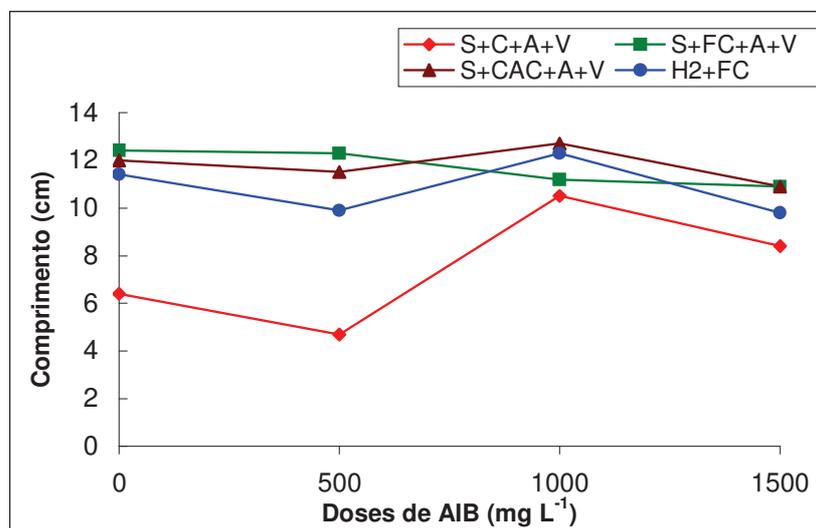


Figura 3 – Comprimento da maior raiz de rebentos de alcachofra ‘Nobre’ aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

Mindêllo-Neto et al. (2006) também observaram, na estaquia de cultivares de ameixeira, que a aplicação de 1000 mg L⁻¹ de AIB proporcionou maior comprimento das raízes. Resultados semelhantes, ainda foram encontrados por Mindêllo-Neto (2006) na estaquia de pessegueiro cv. Charme.

De acordo com Naschtigal (1999), não há uma referência para o número e o comprimento adequado de raízes. Esses fatores estão relacionados à capacidade de sobrevivência e desenvolvimento da planta após o período de formação das raízes. Dessa maneira, quanto maior for o número e o comprimento das raízes formadas, maiores serão as possibilidades de se obter uma muda de qualidade.

3.5 Massa fresca e seca de raízes de rebentos vivos

A maior massa fresca de raízes foi obtida nos substratos S+CAC+A+V e H2+FC, na dose de 1000 mg L⁻¹ de AIB (Tabela 6 e Figura 4), tratamentos os quais haviam também proporcionado superior comprimento da maior raiz. Os rebentos não tratados com AIB proporcionaram menor massa fresca em todos os substratos, exceto no H2+FC. Também na dose de 1500 mg L⁻¹ de AIB, os rebentos plantados no substrato S+CAC+A+V produziram menor massa fresca de raízes. Ressalta-se que, de modo geral, o substrato contendo compostagem (S+C+A+V) não proporcionou boas condições para o desenvolvimento de raízes, possivelmente pela alta capacidade de retenção de água que a compostagem apresenta, conforme Kämpf (2000).

Nos substratos S+CAC+A+V e H2+FC, o incremento da dose de AIB para 1500 mg L⁻¹ reduziu o desenvolvimento radicular, talvez por um efeito fitotóxico ou desbalanço hormonal. De acordo com Bezerra et al. (1992), a aplicação exógena de auxinas pode ser fitotóxica em ramos que contém altas concentrações de ácido indolacético (AIA) endógeno, justificando o decréscimo do enraizamento pela dose mais elevada de AIB.

Mindêllo-Neto et al. (2006), estudando a propagação por estacas do abacateiro cv. Fuerte, atribuíram a diminuição na porcentagem de enraizamento à concentração de AIB acima da necessária para o estímulo ao enraizamento, ocasionando desbalanço hormonal nas estacas e desequilíbrio entre promotores e inibidores.

Tabela 6 – Massa fresca de raízes de rebentos vivos de alcachofra ‘Nobre’, 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Massa fresca de raízes (g)			
	Substratos ¹			
	S+C+A+V	S+FC+A+V	S+CAC+A+V	H2+FC
0	4,9	3,2	4,8	8,1
500	5,8	9,5	8,1	6,7
1000	5,2	8,6	18,9	31,5
1500	5,9	11,7	4,5	8,0
Média	9,1			
Erro padrão	1,8			

Médias sombreadas e em negrito são, respectivamente, maiores e menores que dois erros padrões da média ($9,1 \pm 3,6$).

¹**S+C+A+V** (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+FC+A+V** (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+CAC+A+V** (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); **H2+FC** (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

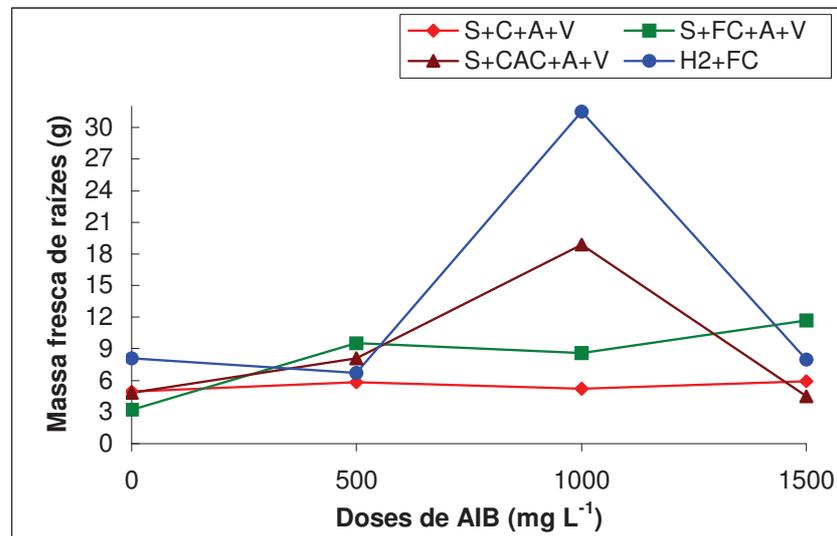


Figura 4 – Massa fresca de raízes de rebentos de alcachofra ‘Nobre’ aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

A massa seca de raízes refletiu em grande parte os resultados obtidos para massa fresca. Assim, a maior massa seca foi obtida nos substratos S+CAC+A+V e H2+FC, na dose de 1000 mg L⁻¹ de AIB (Tabela 7 e Figura 5), bem como no substrato S+FC+A+V, com a maior dose de AIB, de 1500 mg L⁻¹.

Mais baixa produção de massa seca foi obtida nos substratos com compostagem (S+C+A+V), com casca de arroz carbonizada (S+CAC+A+V), exceto com a dose de 1000 mg L⁻¹ de AIB, e no substrato S+FC+A+V, sem AIB. Para todos os substratos, verifica-se que o desenvolvimento radicular é menor sem o tratamento com AIB.

Tabela 7 – Massa seca de raízes de rebentos vivos de alcachofra ‘Nobre’, aos 85 dias após o plantio em quatro substratos, sem e com tratamento de AIB. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Massa seca de raízes (g)			
	Substratos ¹			
	S+C+A+V	S+FC+A+V	S+CAC+A+V	H2+FC
0	0,48	0,27	0,35	0,64
500	0,51	1,01	0,58	1,02
1000	0,45	0,93	1,79	2,21
1500	0,52	1,17	0,33	1,09
Média	0,83			
Erro padrão	0,13			

Médias sombreadas e em negrito são, respectivamente, maiores e menores que dois erros padrões da média ($0,83 \pm 0,26$).

¹**S+C+A+V** (40% solo + 40% compostagem + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+FC+A+V** (40% solo + 40% fibra de coco + 10% areia média + 10% vermiculita); **S+CAC+A+V** (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita); **H2+FC** (50% Horta 2® + 50% fibra de coco).

Resultados positivos do uso do AIB foram obtidos por vários autores, em pesquisas sobre estaquia. Biasi et al. (1990) demonstraram que o uso de AIB contribuiu efetivamente para o aumento do sistema radicular em kiwi (*Actinidia deliciosa*). Manfroi et al. (1997) verificaram que o uso do AIB elevou o peso da matéria seca das raízes de estacas enraizadas de kiwi. Dutra et al. (2002) observaram, na estaquia dos pessegueiros cv. Diamante, Capdebosq e BR-2, que o AIB aumentou o enraizamento, número de raízes e peso da matéria seca das raízes. Entretanto, Bosa et al. (2003), avaliando a

aclimatização *ex vitro* de plantas micropropagadas de *Gypsophila paniculata* cv. Bristol Fairy, não verificaram efeito do uso de AIB.

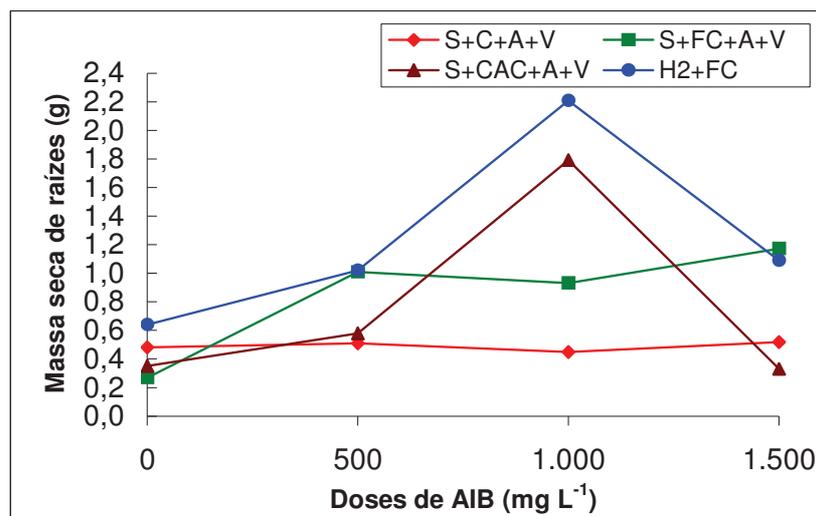


Figura 5 – Massa seca de raízes de rebentos de alcachofra ‘Nobre’ aos 85 dias após o plantio, em quatro substratos, sem e com doses de AIB. Comparação considerando dois erros padrão da média. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

Os resultados obtidos sugerem que os rebentos plantados nos substratos S+CAC+A+V e H2+FC possibilitam maior formação de raízes (comprimento e massa). A análise física dos substratos indica que, para produzir alcachofra em recipientes com capacidade de 120 mL de substrato e sistema de irrigação por microaspersão, as características de espaço de aeração (EA) e disponibilidade de água (AFD) devem ser equilibradas, ou seja, dentro dos limites considerados como ideais por De Boodt & Verdonck (1972).

Segundo Landis (1990), um substrato bem formulado deve conter macroporos, para aeração e drenagem, e microporos, para a retenção de umidade. Em geral os melhores substratos apresentam 15% a 35% de ar e 20% a 60% de água, em relação ao volume total. Porém, a resposta em crescimento difere entre as espécies (SÁENZ & CEVALLOS, 2001).

Por outro lado, o baixo desenvolvimento das raízes no substrato contendo compostagem concorda com Hartmann et al., apud Grusznski (2002), que ressaltam a importância da disponibilidade de água livre no substrato durante a fase de enraizamento. Nesse substrato (S+C+A+V), a característica AFD apresentou o valor de $0,18 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$, abaixo do encontrado nos demais substratos estudados.

Fonteno (2000) aponta quatro fatores que afetam o *status* da relação água:ar em recipientes: o substrato (composição e quantidades); o recipiente; as práticas de irrigação; e os procedimentos de manuseio dos substratos.

Analisando as propriedades químicas dos substratos em estudo, observa-se que o valor de 4,8 encontrado no pH da mistura H2 + FC parece não ter interferido na formação e crescimento das raízes da alcachofra. Segundo Bunt apud Landis (1990), o máximo de disponibilidade de nutrientes para solos orgânicos (maioria dos substratos) ocorre no pH 5,5, ou seja, uma unidade abaixo dos solos minerais, que é o pH 6,5. No entanto, muitas plantas podem crescer dentro de amplos intervalos de pH, se os micronutrientes estão na proporção adequada.

4 CONCLUSÕES

Nas condições em que o experimento foi realizado, pode-se concluir que o melhor enraizamento dos rebentos de alcachofra 'Nobre' é obtido nos substratos **S+CAC+A+V** (40% solo + 40% casca de arroz carbonizada + 10% areia média + 10% vermiculita) e **H2+FC** (50% substrato comercial Horta 2® + 50% fibra de coco), combinando com o tratamento de 1000 mg L⁻¹ de AIB.

CAPÍTULO II

GERMINAÇÃO *IN VITRO* DE SEMENTES DE ALCACHOFRA

CASSIELI FACCHIN DE MORAES¹

RESUMO – A baixa taxa de multiplicação e alta de contaminação dos explantes, são algumas das dificuldades na micropropagação da alcachofra. A germinação de sementes *in vitro* pode ser uma alternativa para a obtenção de explantes saudáveis, para estabelecimentos de futuros cultivos *in vitro*. O trabalho desenvolvido no Laboratório de Biotecnologia Vegetal da FAMV/UPF teve por objetivo avaliar a germinação *in vitro* de sementes de alcachofra cv. Nobre. Em cinco experimentos, foram testadas concentrações de cloro ativo na assepsia das sementes; tratamentos do tegumento (mantido intacto, com cortes laterais e eliminação); condições de luminosidade (claro e escuro); e dois meios de cultura (M1 – meio MS, com concentração de sais reduzida à metade e M2 – meio MS completo). Em ambos foi adicionado 30 g L⁻¹ de sacarose e 7 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,6 com NaOH. Os cultivos foram realizados em câmara de crescimento. A obtenção de plântulas saudáveis de alcachofra cv. Nobre, para utilização como fonte de explantes no cultivo *in vitro*, é viável a partir da germinação *in vitro* de sementes, que é maior quando

¹ Bióloga, Mestranda do Programa de Pós-graduação em Agronomia (PPGAgro) da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAMV) da Universidade de Passo Fundo (UPF), Área de Concentração em Produção Vegetal.

desprovidas de tegumento (63,4% a 77,5%), semeadas em meio de cultura MS completo ou com concentração de sais reduzida à metade, mantidas em câmara de crescimento no escuro. A assepsia das sementes com álcool 70% por 30 min e posterior imersão em solução contendo 2% de cloro ativo por 10 min é eficiente para reduzir contaminações em sementes sem tegumento.

Palavras-chave: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], micropropagação, meio de cultura, explante, cultivo *in vitro*.

***IN VITRO* ARTICHOKE SEED GERMINATION**

ABSTRACT – Low multiplication rates and high contamination in the explants are some of the difficulties in artichoke micropropagation. *In vitro* seed germination may be an alternative to obtain healthy explants for use in future *in vitro* cultivation. The project developed at the Plant Biotechnology Laboratory at the FAMV/UPF had as an aim to evaluate cv. Nobre artichoke seed *in vitro* germination. In five experiments, active chloride concentrations on seed aseptic technique; tegument treatment (kept intact, with side cuts and elimination); lighting conditions (light and dark); and two cultivation media (M1 - MS medium, with salts concentration reduced in half, and M2 - MS medium, full strength) have been tested. In both cases, 30 g L⁻¹ sucrose rose and 7 g L⁻¹ agar were added, with pH adjusted to 5.6 with NaOH. Cultivation took place in a growth chamber. It is viable to obtain healthy artichoke plantlets ‘Nobre’ for use as a source of explants in *in*

vitro cultivation, from *in vitro* seed germination, which is higher when tegument was removed (63,4% a 77,5%), cultivated on full strenger MS medium or with salts concentration reduced in half, kept in the dark in the growth chamber. The aseptic seeds with alcohol 70% by 30 minutes and a subsequente event immersion in solution to contain 2% of active chlore for 10 minutes is efficient for reduce contaminations in seeds without tegument.

Key words: [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], micropropagation, cultivation medium, explant, *in vitro* culture.

1 INTRODUÇÃO

A alcachofra [*Cynara cardunculus* L. subsp. *scolymus* (L.) Fiori], espécie pertencente a família Asteraceae (ROBLES, 2001), é uma cultura herbácea, típica da bacia do Mediterrâneo (BARBA et al., 2004). As inflorescências da alcachofra são muito apreciadas para o consumo *in natura* ou industrializadas (NARVAÉZ, 2002). A demanda de alcachofra como planta medicinal tem aumentado durante as últimas décadas devido a grande aceitação de suas folhas e capítulos para o tratamento de várias doenças e enfermidades (Wagenbreth; Baier e Hanning apud EICH et al., 2005).

Na região norte do Rio Grande do Sul, a Cooperativa Tritícola de Erechim (Cotrel), em 1994, introduziu a cultura da alcachofra, conveniada com a Itália, criando um programa de produção entre seus associados, com a finalidade de industrializar o produto e oportunizar uma alternativa de fonte de renda para os pequenos produtores.

Alguns problemas, entretanto, têm impedido a maior expansão da cultura, como, por exemplo, a produção de mudas para distribuição aos produtores. A partir de sementes, os materiais oriundos da Itália apresentaram boa adaptação local, com elevada produtividade. No entanto, o grau de segregação se mostrou muito elevado, com produção de capítulos que não servem para a indústria de conservas, devido ao padrão desuniforme de coloração e tamanho, não atendendo às exigências do mercado consumidor.

Outro entrave tem sido o baixo índice de pega das mudas, devido aos solos da região serem muito argilosos, e a suscetibilidade da cultura à presença da bactéria *Erwinia* sp., encontrada nos solos da região.

O processo de propagação vegetativa por rebentos é, geralmente, o mais utilizado, por acelerar o início da colheita e reproduzir com segurança as características da planta matriz (MURAYAMA, 1983). Entretanto, é necessário ter alguns cuidados na hora de adquirir as mudas, pois podem ocorrer problemas com pragas, bacterioses e fungos (ISECHI et al., 1998), pelo fato desse material ser obtido de matrizes cultivadas no solo.

A propagação por sementes apresenta algumas vantagens, tais como a possibilidade da semeadura mecânica, reduzindo custos de mão-de-obra, e a rotação com outras espécies, para o controle de moléstias e nematóides (BASNIZKY & ZOHARY, 1987). Outro aspecto importante da propagação sexuada é a prevenção de viroses, que não são transmitidas através da semente (BASNIZKY & ZOHARY, 1987; CAMARGO, 1992).

Por outro lado, a propagação da alcachofra por sementes pode não ser recomendável, pois não reproduz exatamente os caracteres da planta matriz, originando grande quantidade de plantas espinhosas, produtoras de capítulos não comestíveis, semelhantes ao cardo (CAMARGO, 1992). As variedades de alcachofra são altamente heterozigotas, segregando quando propagadas por semente (Foury, apud BASNIZKY & MAYER, 1994). A obtenção de variedades

possíveis de propagação por semente tem sido, ultimamente, uma busca da pesquisa (MAUROMICALE & IERNA, 2000).

A micropropagação é uma técnica alternativa de propagação assexuada, com os objetivos de resolver problemas de disseminação de doenças e de segregação genética. Estudando a micropropagação da alcachofra através de ápices vegetativos, Cadinu et al. (2003) obtiveram um percentual de 50% de plantas isentas de vírus no meio MS.

O sucesso da micropropagação pode estar na dependência de fatores genéticos, fisiológicos ou ambientais, podendo ser encontrada grande variabilidade nas respostas *in vitro*, levando à necessidade de se definirem protocolos diferenciados. Neste sentido, as técnicas de cultura de tecidos em alcachofra têm sido utilizadas visando, principalmente, a micropropagação de plantas saudáveis e de alta qualidade (GRATTAPAGLIA & MACHADO, 1998).

No entanto, a micropropagação da alcachofra tem encontrado algumas dificuldades, como a baixa taxa de multiplicação *in vitro* e a alta taxa de contaminação dos explantes. Augustin et al. (2006) avaliaram a taxa de multiplicação de ápices caulinares da cv. Nobre em três meios de cultura (M1: MS + 0,3 mg L⁻¹ BAP; M2: MS com ½ de NH₄NO₃ e KNO₃ + 0,1 mg L⁻¹ BAP + 0,05 mg L⁻¹ GA₃; M3: MS + 0,1 mg L⁻¹ IBA + 0,5 mg L⁻¹ Cinetina) e o desenvolvimento das plântulas durante cinco subcultivos. Concluíram que a taxa de multiplicação é baixa, independente do meio de cultura utilizado, sendo que o meio M3 mostrou-se mais adequado para a fase de

multiplicação *in vitro*, apresentando a maior taxa (2,68 brotos por plântula).

Avaliando a melhoria do enraizamento *in vitro* da alcachofra cv. Camus de Bretagne com ácido giberélico (AG₃), Morzadec & Hourmant (1997) observaram que o tratamento com 2,9 e 14,4 µM de AG₃ resultou em 80,5% e 92,3% de formação de raízes, respectivamente, enquanto 28,8 µM de GA₃ não foi eficiente para aumentar o enraizamento (50%). O número de raízes por broto aumentou o crescimento das plantas e o crescimento das folhas.

Brutti et al. (2000) descreveram um novo protocolo de propagação *in vitro* da alcachofra cv. Francês Precoce, obtendo plantas com 70% de sobrevivência. Já Casanova et al. (2002), concluíram que há dificuldade na micropropagação da alcachofra, com nenhum dos processos de assepsia testados sendo totalmente eficaz na eliminação dos contaminantes. A utilização de 0,5 mL L⁻¹ de PPMTM no meio de isolamento, com assepsia convencional, foi o que proporcionou maior número de ápices sadios. Afirmam que os altos índices de contaminação podem ser decorrentes da proximidade dos brotos (doadores de explantes) do solo. Dos seis meios de cultura, apenas o MS, com os compostos nitrogenados reduzidos para ¾ e adicionado de 2,0 mg L⁻¹ de AIA + 2,0 mg L⁻¹ ANA + 30 g L⁻¹ de sacarose + 6 g L⁻¹ de ágar) e M3 (MS com 3/4 dos compostos nitrogenados + 2 mg L⁻¹ AIA + 3,0 mg L⁻¹ ANA + 6 g L⁻¹ ágar + 30 g L⁻¹ de sacarose proporcionou formação de raízes, mas pouco eficientes.

A germinação de sementes de alcachofra *in vitro* pode ser uma alternativa para obtenção de explantes livres de infestações para

posterior multiplicação, que poderão originar plantas sadias de boa qualidade, que atendam as exigências do mercado consumidor. As sementes geralmente funcionam como um “filtro” na disseminação de doenças, principalmente viroses.

Para a obtenção de mudas uniformes e com manutenção das características genéticas, se faz necessário, primeiramente, testar as mudas obtidas por semente a campo, selecionar as de melhor qualidade e, após, micropropagá-las, produzindo clones a partir de uma semente.

O processo de germinação de sementes *in vitro* tem sido utilizado em outras espécies, como, por exemplo, em aroeira (*Myracrodruon urundeuva* Fr. All.) (ANDRADE et al., 2000), em mangabeira (*Hancornia speciosa* Gomez) (PINHEIRO et al., 2001), em orquídeas (BACH & CASTRO, 2004; CASTRO & BACH, 2007), em fisalis (CHAVES et al., 2005), em jacarandá (NOLETO et al., 2007), em pessegueiro (BARBOSA et al., 2007) e em *Vriesia simplex* (Bromeliaceae) (Castro et al., 2007).

Com a finalidade, portanto, de obtenção de explantes sadios para estabelecimentos de futuros cultivos *in vitro*, foi conduzida esta pesquisa, que se constituiu em cinco experimentos, objetivando avaliar a germinação e contaminação *in vitro* de sementes de alcachofra cv. Nobre, envolvendo diferentes tratamentos no tegumento das sementes e de assepsia das mesmas, com diferenciadas condições de luminosidade, em dois meios de cultura.

2 MATERIAL E MÉTODOS

No período de outubro de 2006 a fevereiro de 2007, foram realizados cinco experimentos no Laboratório de Biotecnologia Vegetal da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, da Universidade de Passo Fundo, em Passo Fundo, RS.

As sementes de alcachofra foram da cv. Nobre, provenientes da área de produção da Cooperativa Tritícola de Erechim (Cotrel), situada no município de Erechim, RS. Após a seleção das sementes mais uniformes e sem deformidades, as mesmas foram tratadas com o fungicida thiran (280 mL i.a. 100 kg⁻¹ semente) e lavadas três vezes com água destilada, para retirar o excesso de fungicida e impurezas mais grosseiras. Esse procedimento foi adotado antes de submeter as sementes aos processos de assepsia.

Para auxiliar na compreensão dos cinco experimentos, que serão devidamente descritos, um resumo dos procedimentos realizados são apresentados na Tabela 1.

Nos diferentes experimentos, a assepsia das sementes apresentou algumas variações, de forma a obter resultados mais eficientes contra as contaminações, mas não se constituíram em tratamentos experimentais.

O procedimento de assepsia consistiu, nos Experimentos 1 e 5, na imersão por 30 minutos em álcool 70% e 10 minutos em solução de hipoclorito de sódio com 8,3% de cloro ativo, o qual teve pH ajustado para 6,0 com HCl. Em seguida, em câmara de fluxo laminar, com água esterilizada, as sementes foram lavadas três vezes,

mantidas imersas por 48 horas, e após lavadas mais três vezes. No Experimento 2, o procedimento foi o mesmo, diferindo apenas quanto ao tempo de imersão das sementes em água esterilizada, que foi por 24 h. No Experimento 3, a concentração de cloro ativo foi alterada para 5,7%, e o tempo de imersão em água de 24 h. No Experimento 4, por sua vez, a concentração de cloro ativo foi reduzida para 2%, com imersão das sementes em água por 48 h (Tabela 1). Os tratamentos no tegumento das sementes (Experimentos 2 a 5) foram realizados após a assepsia e imersão em água.

Tabela 1 – Procedimentos adotados nos cinco experimentos de cultivo *in vitro* de sementes de alcachofra cv. Nobre, quanto à assepsia, tempo de imersão das sementes em água, tratamento do tegumento das sementes, meios de cultura/substrato, condições de luminosidade e número de repetições. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Exper.	Assepsia	Imersão em água	Tegumento	Meio/ Substrato	Luz	Nº rep.
1	A2	48 h	TI	M1 e M2	Escuro	20
2	A2	24 h	TI e TC	M1 e M2	Luz e Escuro	5
3	A1	24 h	TI e TC	M1 e M2	Escuro	5
4	A3	48 h	TI e TR	M1 e M2	Escuro	5
5	A2	48 h	TR	M1 e M2	Escuro	5

Assepsia: A1= Álcool 70% por 30 min + hipoclorito sódio (5,7% cloro ativo) por 10 min; A2= álcool 70% por 30 min + hipoclorito de sódio (8,3% de cloro ativo) por 10 min; A3= álcool 70% por 30 min + hipoclorito de sódio (2% de cloro ativo) por 10 min. **Tratamentos no tegumento das sementes:** TI = tegumento intacto; TC= tegumento cortado; TR= tegumento removido. **Meios de cultura:** M1= ½ MS; M2 = meio MS completo.

Os meios de cultura utilizados para a semeadura foram: M1 – meio MS (MURASHIGE & SKOOG, 1962) com concentração de sais reduzida à metade; e M2 – meio MS completo (Tabela 1). Em ambos foi adicionado 30 g L⁻¹ de sacarose e 7 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,6 com NaOH.

O cultivo *in vitro* das sementes foi realizado, em todos os experimentos, em câmara de crescimento com temperatura de 25 °C ± 2 °C. Quando na presença de luz, o fotoperíodo mantido foi de 16 horas de luz e radiação de 36 µmol m⁻² S⁻¹.

As variáveis analisadas diferem dependendo do experimento, foram a porcentagem de sementes com tegumento rompido, de emissão de cotilédones, de radícula, de germinação (cotilédone + radícula) e de sementes contaminadas. O programa estatístico ESTAT foi utilizado na análise dos resultados obtidos.

2.1 Experimento 1 - Germinação *in vitro* de sementes intactas de alcachofra em dois meios de cultura

As sementes foram semeadas em frascos de vidro contendo dois meios de cultura (M1 e M2), conforme já descritos, sendo mantidas em câmara de crescimento no escuro. A assepsia das sementes foi realizada com álcool 70% por 30 min + hipoclorito de sódio (8,3% de cloro ativo) por 10 min. As sementes foram mantidas imersas em água por um período de 48 horas antes da semeadura (Tabela 1).

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com 20 repetições e 6 sementes por parcela. Após 30 dias da semeadura foram avaliadas a porcentagem de sementes com rompimento do tegumento, a porcentagem de emissão de cotilédones e da radícula, e de sementes contaminadas. Os resultados obtidos, por não apresentarem variabilidade, não foram submetidos à análise estatística.

2.2 Experimento 2 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra na presença e ausência de luz, em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento

Nesse experimento foi testada a germinação das sementes de alcachofra no claro e no escuro, em dois meios de cultura (M1 e M2), comparando, ainda, o efeito da realização ou não de um corte em cada lateral do tegumento das sementes. A assepsia realizada nas sementes foi a mesma descrita para o Experimento 1, mas o tempo de imersão em água foi reduzido para 24 horas (Tabela 1).

Os frascos com as sementes foram mantidos em câmara de crescimento, sendo parte dos frascos mantidas no claro e outra no escuro. O delineamento experimental foi em parcelas subdivididas, com a presença/ausência de luz constituindo as parcelas principais, e nas subparcelas os fatores meios de cultura x tratamento do tegumento, distribuídos conforme o delineamento inteiramente casualizado, com 5 repetições e 6 sementes por parcela.

Após 30 dias da semeadura foram avaliadas a porcentagem de sementes com rompimento do tegumento, a porcentagem de emissão de cotilédones e da radícula, e de sementes contaminadas. Por não apresentar variabilidade entre os tratamentos, os dados de emissão de cotilédones e de radícula não foram submetidos à análise estatística. As demais variáveis foram submetidas à análise de variância, e as diferenças entre médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância.

2.3 Experimento 3 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento

Como no Experimento 2, As sementes foram semeadas em dois meios de cultura (M1 e M2), com e sem corte lateral do tegumento, e imersão das sementes em água por 24 horas antes da semeadura. Porém, a assepsia das sementes foi realizada com menor concentração de cloro ativo (álcool 70% por 30 min + hipoclorito sódio 5,7% de cloro ativo por 10 min), e os frascos foram mantidos em câmara de crescimento apenas no escuro (Tabela 1).

Foram realizadas cinco avaliações (5, 10, 15, 20 e 25 dias após a semeadura) da porcentagem de sementes que apresentaram rompimento de tegumento e de sementes contaminadas.

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com os tratamentos arranjos no esquema fatorial 2 x 2

(sem e com corte do tegumento x meios de cultura M1 e M2), com 5 repetições e 6 sementes por parcela.

No período de 25 dias após a semeadura, foram avaliadas a porcentagem de sementes com rompimento do tegumento, a porcentagem de emissão de cotilédones e da radícula, e de sementes contaminadas. Por não apresentar variabilidade entre os tratamentos, os dados de emissão de cotilédones e de radícula não foram submetidos à análise estatística. Os dados de porcentagem de rompimento do tegumento e de contaminação foram submetidos, em cada época avaliada, à análise de variância. Para a comparação entre as datas de avaliação, em cada tratamento, foi aplicada a análise de variância da regressão.

2.4 Experimento 4 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem o tegumento

Nesse experimento foi estudado o efeito da remoção total do tegumento, comparado com sementes mantidas intactas, em dois meios de cultura (M1 e M2). Com a remoção do tegumento, foi possível visualizar e selecionar apenas as sementes sadias. A assepsia das sementes foi com álcool 70% por 30 min + hipoclorito de sódio (2% de cloro ativo) por 10 min. As sementes foram mantidas em câmara de crescimento no escuro (Tabela 1).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com os tratamentos arranjados no esquema fatorial 2 x 2 (sem e com a

retirada do tegumento x meios de cultura M1 e M2), com 5 repetições e 24 sementes por parcela (4 frascos com 6 sementes).

Os dados de porcentagem de germinação e de contaminação, aos 7 dias após a semeadura, foram submetidos à análise de variância e as diferenças entre médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância.

2.5 Experimento 5 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra sem o tegumento, em dois meios de cultura

As sementes de alcachofra, após a remoção total do tegumento, foram semeadas em frascos contendo os meios de cultura M1 e M2, mantidos em câmara de crescimento no escuro até a germinação. Além da utilização apenas de sementes sem o tegumento, o diferencial em relação ao Experimento 4 foi a assepsia das sementes, utilizando a mesma dos Experimentos 1 e 2 (Tabela 1).

O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado, com 5 repetições e 6 sementes por parcela. Após 21 dias da semeadura foram avaliadas a porcentagem de sementes com emissão da radícula, de emissão de cotilédones, germinadas (emissão da radícula e dos cotilédones) e contaminadas. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as diferenças entre médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de significância.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Experimento 1 - Germinação *in vitro* de sementes intactas de alcachofra em dois meios de cultura

Após 30 dias da semedura, nenhuma plântula foi obtida. As porcentagens de rompimento do tegumento, emissão da radícula e do cotilédone foram muito baixas (menores que 2%), nos dois meios de cultura utilizados (Figura 1). O rompimento do tegumento ficou restrito a apenas 1,7% das sementes no meio M2 e a nenhuma semente no meio M1. Na Figura 5, é possível visualizar o rompimento do tegumento e a emissão da radícula no meio M2 (A) e a emissão dos cotilédones contaminados no meio M2 (B).

Os baixos percentuais de germinação podem ter relação com o tipo de tegumento da semente da alcachofra, que é bastante duro e difícil de ser rompido. Outro fator é o vigor das sementes, uma vez que as mesmas são provenientes de lavouras de produção, que podem ter sofrido influência de fatores ambientais, como alta temperatura e excesso de chuvas.

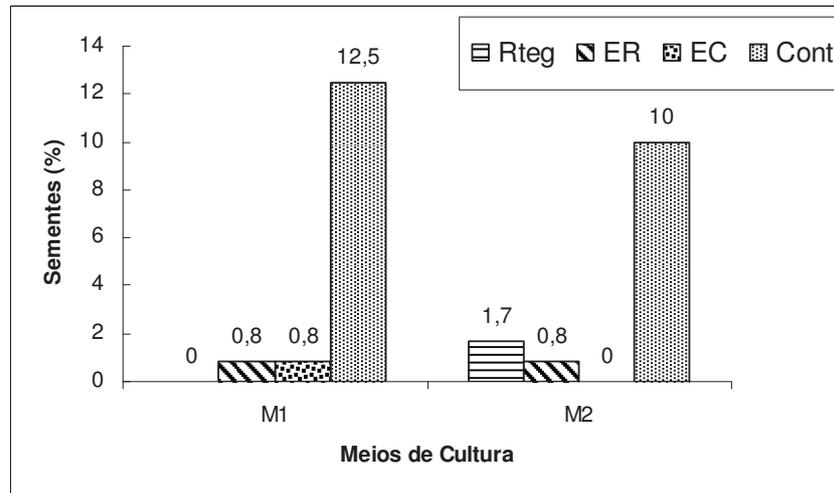


Figura 1 - Porcentagem de sementes de alcachofra cv. Nobre com rompimento do tegumento (Rteg), emissão da radícula (ER), dos coltíledones (EC) e contaminação (Cont), nos meio de cultura M1 (1/2 MS) e M2 (MS completo). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

Alguns autores (BASNIZKI & MAYER, 1995; FOURY, 1989; DAMATO & CALABRESE, 1991) relatam que temperaturas acima de 35 °C afetam o desenvolvimento das sementes. Nas condições do Rio Grande do Sul, é comum, nos meses de janeiro e fevereiro, a temperatura elevar-se acima de 30 °C, que associada à chuvas freqüentes, poderia auxiliar na redução do poder germinativo.

A porcentagem de contaminação das sementes não foi muito elevada, variando de 10% (meio M2) a 12,5% (meio M1). Este fato pode estar relacionado à maior concentração de sais no meio M2 (MS completo), exercendo certa inibição ao crescimento e desenvolvimento de contaminantes (bactérias e fungos). De acordo

com Cassells apud Suzin (2004), microrganismos endofíticos intercelulares são capazes de crescer sobre o tecido vegetal em meio de cultura, embora alguns possam ser inibidos por altas concentrações de sais, sacarose ou pH.

3.2 Experimento 2 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra na presença e ausência de luz, em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento

Como, no Experimento 1, a porcentagem de rompimento do tegumento das sementes mantido intacto foi muito baixa, nas condições de escuro, foi proposto este experimento, com e sem corte do tegumento, na presença e ausência de luz..

A análise de variância (Apêndice 1) demonstrou que o meio de cultura e a luz não influenciaram os resultados, sendo a porcentagem de sementes com rompimento do tegumento beneficiada apenas pela realização de cortes na lateral do tegumento, ainda que reduzida (12,5%). Já as sementes intactas (sem cortes) apresentaram apenas 2,5% de rompimento do tegumento. Esses resultados reforçam a teoria de que a presença do tegumento realmente constitui uma barreira física à germinação das sementes. Resultados semelhantes foram observados por Custódio et al. (2002), com urucum (*Bixa ollerana* L.), em que a estratificação das sementes cortadas na porção distal do tegumento se mostrou eficaz para superar a dormência.

Franco & Ferreira (2002) também observaram, na germinação de sementes de caixeta [*Didymopanax morototoni* (Aubl.)

Dcne. et Planch], que a escarificação mecânica do tegumento com lixa ou a realização de cortes no mesmo, favoreceu a germinação, provavelmente por tornar o tegumento mais fino, reduzindo o impedimento físico e permitindo a passagem de água até o embrião.

Os resultados mostraram, ainda, que as sementes não emitiram radícula, e a emissão de cotilédones, visualizada na Figura 6A, ocorreu em apenas 2,1% do total de 240 sementes analisadas.

Embora vários autores relatem a influência da luz na germinação de sementes, no presente trabalho este efeito não foi verificado. Conforme Bewley & Black (1994), as sementes de muitas espécies são afetadas pela exposição à luz branca por alguns minutos ou segundos, enquanto que outras requerem iluminação intermitente. Também existem os efeitos fotoperiódicos, em que algumas espécies requerem exposições a longos dias e outras por curtos dias. O requerimento de luz frequentemente depende da temperatura. A alfaca, por exemplo, geralmente apresenta dormência no escuro somente acima de 23 °C. Abaixo deste valor germinam sem iluminação. Situações inversas também são encontradas em outras espécies. A variação de temperatura também interage com a luz.

Miccolis et al., apud Donida (2004), comentam que a redução da germinação e morte de plântulas pode ocorrer devido ao baixo vigor da semente, o que estaria associado às altas temperaturas, além dos danos mecânicos e imaturidade das sementes. A precipitação pluviométrica pode interferir diretamente na qualidade da semente e na porcentagem de germinação.

A análise de variância (Apêndice 1) demonstrou que apenas o fator luminosidade teve efeito sobre a contaminação das sementes, tendo sido maior no escuro, onde observou-se uma porcentagem média de 35%. Quando germinadas no claro, a porcentagem de contaminação foi de 7,5%.

A luz, quando em grandes quantidades, pode ser nociva para os microrganismos, devido à ocorrência da fotoxidação do oxigênio. Nesta reação, pigmentos como clorofila, citocromos e flavinas podem absorver energia luminosa e atuar como fotosensibilizadores excitados, os quais transferem energia para o O_2 , originando moléculas de $1 O_2$. Estas, por sua vez, causam a destruição da célula e, em consequência, a morte dos microrganismos que estejam presentes na mesma (MONIZ, 2006).

Compostos como o peróxido de hidrogênio (H_2O_2), o superóxido de oxigênio (O_2^-) e radicais de hidroxila livres (OH^\cdot), podem ser produzidos em função de processos oxidativos (mediante a ativação de elétrons), injúrias no tecido vegetal e presença de fatores abióticos (UV, altas temperaturas, poluentes, estresse osmótico e mecânico). Estes podem ter diversas funções na defesa dos tecidos ou plantas a patógenos. Podem agir como agente antifúngico e antimicrobiano (efeito tóxico direto); servir como sinalizadores para a ativação de genes de defesa; e promover a morte celular no tecido infectado (Cursino-Santos et al. e Resende et al., apud SUZIN, 2004).

Embora a permanência das sementes no escuro tenha favorecido o aparecimento de contaminações, o aspecto visual das que apresentaram rompimento de tegumento e emissão de cotilédones era

satisfatório, ou seja, não apresentavam oxidação. Assim, adotou-se para os demais experimentos a manutenção das sementes no escuro.

3.3 Experimento 3 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem corte do tegumento

Nesse experimento, para a realização da assepsia das sementes, a porcentagem de hipoclorito de sódio foi reduzida de 8,3% para 5,7% de cloro ativo, pois uma das hipóteses seria que este, em altas concentrações, poderia ter efeito tóxico sobre as sementes. As sementes foram mantidas somente em ambiente escuro, pois verificou-se no Experimento 2 que a presença da luz não incrementou a porcentagem de rompimento do tegumento.

As variáveis rompimento do tegumento e contaminação das sementes foram, neste experimento, avaliadas por um período de 25 dias após a semeadura, a cada 5 dias. Conforme a análise de variância (Apêndice 2), não houve efeito dos meios de cultura e dos tratamentos de corte no tegumento em cada época avaliada.

A porcentagem de sementes com rompimento do tegumento não foi satisfatória, variando, em média, de 14,2%, aos 5 dias após a semeadura, a 25,0%, aos 25 dias (Tabela 2). Embora estatisticamente diferenças não tenham sido verificadas, é possível observar uma tendência de melhores resultados no meio M1 e com cortes laterais das sementes. No entanto, a germinação (com emissão de cotilédones e radícula) não foi observada em nenhum dos

tratamentos. Sementes com rompimento do tegumento são apresentadas na Figura 7A.

Tabela 2 – Porcentagem média de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra cv. Nobre em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Tratamentos	Rompimento do tegumento (%)				
	Dias após a semeadura				
	5	10	15	20	25
M1 - ½ MS	16,7 ^{ns}	23,3 ^{ns}	25,0 ^{ns}	31,7 ^{ns}	31,7 ^{ns}
M2 – MS completo	11,7	10,0	11,7	16,7	18,3
Semente c/ cortes	15,0 ^{ns}	20,0 ^{ns}	23,4 ^{ns}	33,3 ^{ns}	33,4 ^{ns}
Semente íntegra	13,4	13,4	13,4	15,0	16,7
Média	14,2	16,7	18,4	24,2	25,0
C.V. (%)	101,8	103,6	96,4	88,6	84,4

ns – não significativo a 5%.

A porcentagem de sementes com tegumento rompido em cada meio de cultura, e nos diferentes tratamentos do tegumento (com e sem cortes), se encontra na Figura 2.

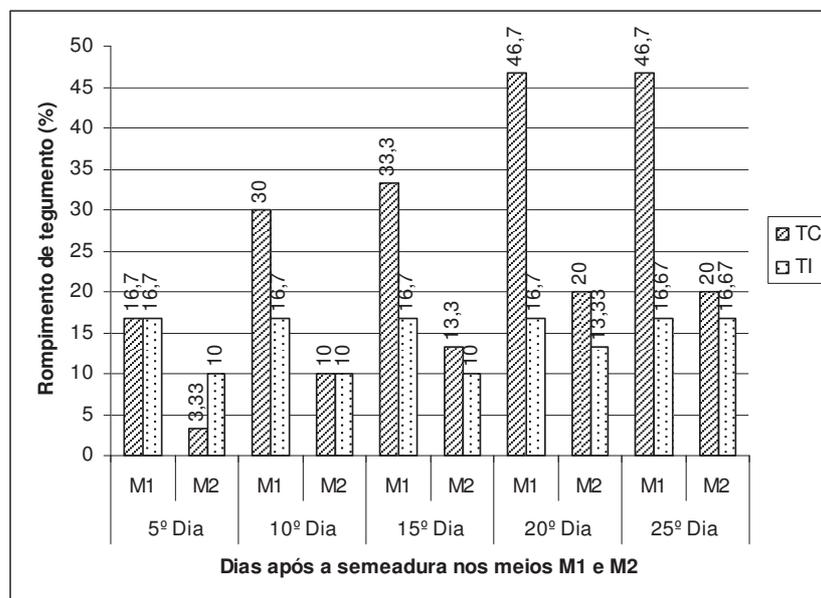


Figura 2 - Porcentagem de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra cv. Nobre em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Tratamentos no tegumento das sementes: TI = tegumento intacto; TC= tegumento cortado. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

A análise de regressão (Apêndice 3) demonstrou que houve, ao longo do período de 25 dias da semeadura, aumento significativo da porcentagem de tegumentos rompidos, de forma linear, apenas quando as sementes tiveram o tegumento submetido aos cortes e semeadas no meio M2 (Figura 3). Como pode ser observado na Figura 2, também no meio M1 houve uma tendência de acréscimo de tegumentos rompidos, contudo a análise de regressão não se mostrou significativa.

Como foi salientado anteriormente, o baixo índice de germinação das sementes de alcachofra pode estar associado ao tegumento muito duro, difícil de ser removido. A execução de cortes laterais no tegumento provavelmente permite que a água penetre e chegue ao embrião, possibilitando o início do processo germinativo. Contudo, uma vez que não houve a exposição da radícula e dos cotilédones, o processo não foi completo.

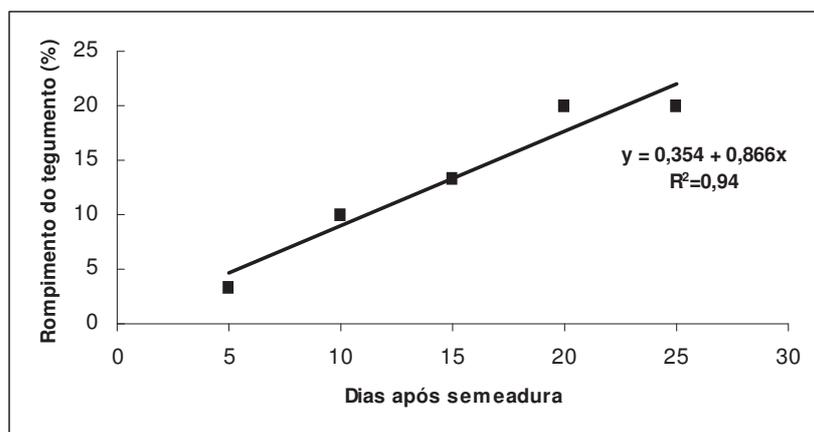


Figura 3 - Porcentagem de rompimento do tegumento de sementes de alcachofra cv. Nobre no meio de cultura M2, com corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

A porcentagem de contaminação, ao contrário da germinação, foi bastante elevada (Figura 7B). Conforme a análise de variância (Apêndice 4), não houve efeito dos meios de cultura e dos tratamentos de corte no tegumento sobre a porcentagem de sementes contaminadas em cada época avaliada (Tabela 3).

A porcentagem de contaminação das sementes, aos 25 dias, foi elevada, variando de 60%, nas sementes com corte do tegumento semeadas no meio M1, a 100%, no meio M2. Neste experimento a contaminação das sementes foi maior do que nos experimentos 1 e 2. Isso provavelmente deve ter ocorrido devido a diminuição na porcentagem de hipoclorito de sódio na realização da assepsia das sementes, de 8,3% para 5,7% de cloro ativo.

Tabela 3 – Porcentagem média de contaminação das sementes de alcachofra cv. Nobre em dois meios de cultura, com e sem o corte lateral do tegumento. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Tratamentos	Sementes contaminadas (%)				
	Dias após a semeadura				
	5	10	15	20	25
M1 - 1/2 MS	5,0 ^{ns}	28,3 ^{ns}	55,0 ^{ns}	65,5 ^{ns}	70,0 ^{ns}
M2 – MS completo	10,0	35,0	60,0	80,0	90,0
Semente c/ cortes	5,0 ^{ns}	31,7 ^{ns}	63,3 ^{ns}	80,0 ^{ns}	80,0 ^{ns}
Semente íntegra	10,0	31,7	51,7	65,0	80,0
Média	7,5	31,7	57,5	72,5	80,0
C.V. (%)	153,0	80,3	63,5	53,0	52,3

ns – não significativo a 5%.

A análise de regressão (Apêndice 5) demonstrou que houve, ao longo do período de 25 dias após a semeadura, para todas as combinações de tratamentos (M1 e M2 x com e sem corte do

tegumento), aumento linear significativo da porcentagem de contaminação (Figura 4).

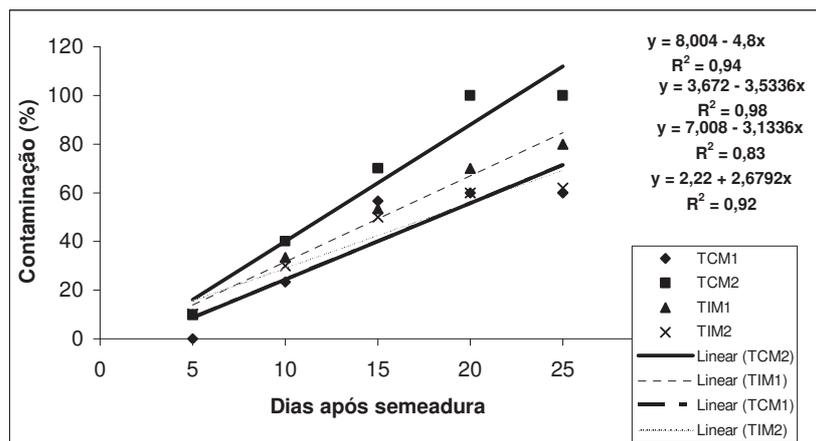


Figura 4 - Porcentagem de contaminação das sementes de alcachofra cv. Nobre nos meios de cultura M1 e M2, com e sem corte lateral do tegumento. Tratamentos no tegumento das sementes: TI = tegumento intacto; TC= tegumento cortado. Passo Fundo, RS, FAMV, 2006.

A contaminação das sementes nos meios de cultura foi ocasionada pelo aparecimento de bactérias e fungos. Segundo Donida (2004), o poder germinativo das sementes de alcachofra pode ser afetado pelos patógenos associados à mesma. Miccolis et al., apud Donida (2004), observaram a presença de *Rhizopus*, *Alternaria* e *Aspergillus* associados à semente. O tratamento das sementes com sulfato de 8-hydroxy quinona, thiran e captan melhoraram a germinação.

3.4 Experimento 4 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra em dois meios de cultura, com e sem o tegumento

Diante das dificuldades em obter germinação nos experimentos anteriores, foi testada neste experimento a remoção total do tegumento, para verificar se este realmente se constituía numa barreira física. As sementes foram mantidas no escuro, em função dos melhores resultados obtidos nos outros experimentos, e também para evitar a oxidação, ocasionada pela remoção total do tegumento.

Também, em relação ao Experimento 3, para elucidar dúvidas quanto ao efeito tóxico do cloro ativo, foi reduzida a concentração na assepsia das sementes de 5,7% para 2%. O tempo de imersão das sementes em água foi ampliado de 24 h para 48 h.

A análise de variância revelou efeito significativo do tratamento dado ao tegumento da semente sobre a porcentagem de germinação (Apêndice 6), que foi 77,5% com a remoção total do tegumento, enquanto as sementes com o tegumento mantido intacto não germinaram. Na Figura 8 é caracterizada a germinação das sementes sem tegumento.

Verificou-se, portanto, que o tegumento da semente de alcachofra possivelmente se constitui numa barreira física, possivelmente impedindo a adequada embebição do embrião com água, condição necessária para que ocorra a germinação. Contudo, a de se considerar, também, que com a remoção total do tegumento, foi possível melhor selecionar as sementes sadias, o que pode ter favorecido a maior porcentagem de germinação.

Os resultados concordam com Pinheiro et al. (2001), que na germinação *in vitro* da mangabeira (*Hancomia speciosa* G.), em diferentes meios de cultura, observaram que as sementes sem tegumento obtiveram maior percentagem de germinação, em todos os meios de cultura estudados. Itaya et al. (2005), estudando a germinação *in vitro* de aquênios de *Viguiera discolor* (Asteraceae), obtiveram 80% de germinação quando os envoltórios externos foram retirados. Lima et al. (2007) verificaram, na germinação *in vitro* de sementes de urucum (*Bixa orellana* L.), que a retirada do tegumento incrementou a porcentagem de germinação, apresentando-se como o melhor método para superar a dormência.

O meio de cultura não revelou efeito significativo sobre a germinação das sementes. Também não foi observado efeito desse mesmo fator e do tratamento dado ao tegumento sobre a porcentagem de contaminação (Apêndice 6), que foi baixa (em média 16,7%). Portanto, a assepsia das sementes com 2% de cloro ativo, utilizando Q-Boa como produto comercial, parece ter demonstrado ser um método eficiente para reduzir contaminações.

3.5 Experimento 5 - Germinação *in vitro* de sementes de alcachofra sem o tegumento, em dois meios de cultura

Este experimento foi realizado com o objetivo de confirmar o aumento da germinação das sementes de alcachofra quando submetidas à remoção total do tegumento, porém utilizando a

asepsia adotada nos Experimentos 1 e 2, com álcool 70% por 30 min + 8,3% de cloro ativo por 10 min.

A análise de variância mais uma vez não revelou efeito significativo dos meios de cultura sobre a porcentagem de rompimento do tegumento, de germinação (tegumento + radícula) e de contaminação (Apêndice 7), cujas médias foram, respectivamente, de 10,0%, 63,4% e 10,0%, respectivamente. Por outro lado, a taxa de emissão apenas de cotilédones foi significativamente maior no meio M2 (35,3%), em comparação com o meio M1 (14,4%). O meio M2, por ser mais concentrado, parece ter favorecido a emissão de cotilédones, o qual pode ser visualizado na Figura 9.

Portanto, como no experimento anterior, a remoção total do tegumento das sementes de alcachofra favoreceu a germinação e a redução da contaminação, porém, talvez o aumento de 2% para 8,3% cloro ativo possa ter sido a causa da diminuição da germinação de 77,5% para 63,4%, apesar da redução da contaminação de 16,7% para 10%.

4 CONCLUSÕES

a) A obtenção de plântulas saudáveis de alcachofra cv. Nobre, para utilização como fonte de explantes no cultivo *in vitro*, é viável a partir da germinação *in vitro* de sementes, que é maior quando desprovidas de tegumento (63,4% a 77,5%), semeadas em meio de cultura MS completo ou com concentração de sais reduzida à metade, mantidas em câmara de crescimento no escuro.

b) A assepsia das sementes com álcool 70% por 30 min e posterior imersão em solução contendo 2% de cloro ativo por 10 min é eficiente para reduzir contaminações em sementes sem tegumento.

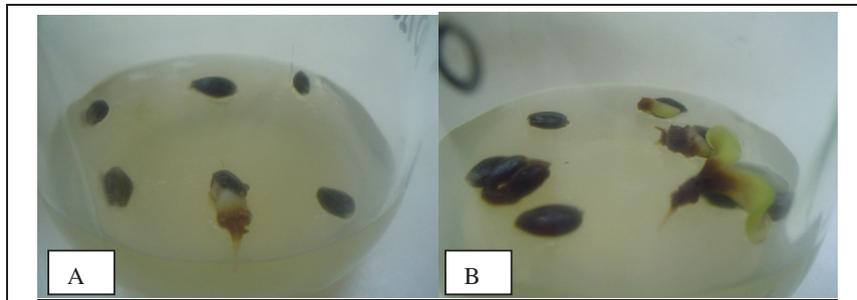


Figura 5 - Experimento 1: A) Rompimento do tegumento e emissão da radícula de sementes de alcachofra 'Nobre' no meio M2; B) Emissão dos cotilédones contaminados no meio M2.

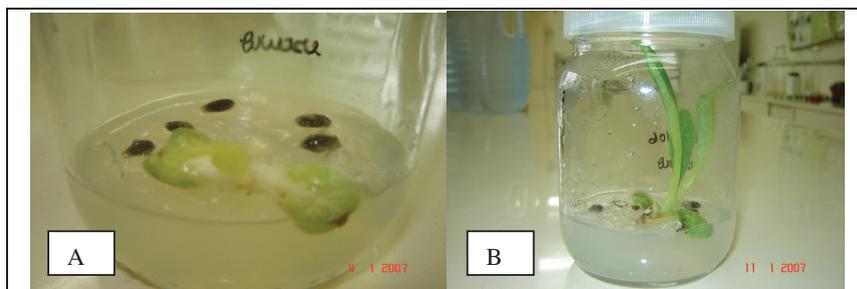


Figura 6 - Experimento 2: A) Emissão dos cotilédones no meio M2 de sementes de alcachofra 'Nobre' cortadas lateralmente e no escuro; B) Plântula germinada.

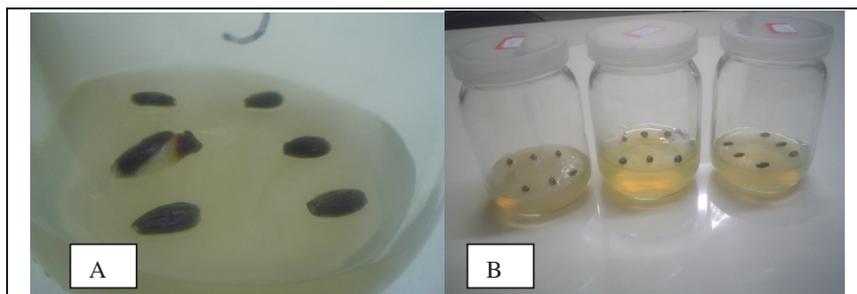


Figura 7 - Experimento 3: A) Rompimento do tegumento de sementes de alcachofra 'Nobre' no meio M1; B) Semente contaminada no meio M1.



Figura 8 - Experimento 4: Plântulas obtidas a partir de sementes de alcachofra 'Nobre' sem tegumento, germinadas no meio M1 e M2.



Figura 9 - Experimento 5: Germinação de sementes de alcachofra 'Nobre' sem tegumento, nos meios M1 e M2.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

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

ANCORA, G. Globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). In: BAJAJ, Y.P.S. (Ed.). *Biotechnology in agriculture and forestry*. Berlin/Heidelberg: Springer Verlag, v. 2, 1986. p. 471-484.

ANDRADE, M.W.; LUZ, J.M.Q; LACERDA, A.S.; MELLO, P.R.A. Micropropagação da aroeira (*Myracrodruon urundeuva* Fr. Allemão). *Ciência Agrotécnica*, Lavras, v. 24, n. 1, p. 174-180, jan./mar. 2000.

ANDRIOLO, J.L. *O cultivo de plantas com fertirrigação*. Santa Maria: UFSM, 1996. 47p.

ASPRELLI, P.; CRAVERO, V.; COINTRY, E. Evacuación de la variabilidad presente en una población de clones de alcaucil (*Cynara scolymus* L.). *Revista de Investigaciones de la Facultad de Ciencias Agrarias*, Universidad Nacional de Rosario, Zavalla, n. 1, 2001. 7p.

AUGUSTIN, L.; CALVETE, E.; GRANDO, M.F.; SUZIN, M. Micropropagação vegetal e sua importância econômica. In: BRAMMER, S.P.; IOCZESKI, E.J. (eds). *Aplicações em técnicas celulares e moleculares aplicadas ao melhoramento genético vegetal*. 1 ed. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2002, v. 1, p. 135-154.

AUGUSTIN, L.; GRANDO, M.F.; SUZIN, M.; PIVA, M.; DONIDA, B.; FLOSS, E. Micropropagação de uma cultivar de alcachofra para uso industrial. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 46, 2002, Passo Fundo. *Resumos...* Goiânia, 2006. 1 CD-ROM.

BACH, E.E.; CASTRO, O.L. Germinação de sementes de *Cattleya* sp. (Orchidaceae) em culturas de tecido visando produção de mudas. *Arquivo Instituto Biológico*, São Paulo, v. 71, p. 311-312, 2004. Suplemento. Disponível em: http://www.biologico.sp.gov.br/arquivos/v71_supl_raib/index.htm. Acesso em: 10 abr. 2007.

BAILEY, D.A.; NELSON, P.V.; FONTENO, W.C. *Substrates pH and water quality*. Raleigh: Nort Carolina State, University, 2000. Disponível em: <http://www.ces.ncsu.edu/depts/hort/floriculturae/plugs/ph.pdf>. Acesso em: 05 mar. 2007.

BALLESTER-OLMOS, J.F. *Substratos para el cultivo de plantas ornamentales*. Madrid: Saijen, 1993. 44p.

BARBA, M.; DI LERNA, G.; BABES, G.; CIRRULI, F. Produzione e conservazioni di germoplasma di carciofo di tipo romanesco esente da virus. Instituto Sperimentale per la Patología Vegetale, *Italus Hortus*, Roma, v. 11, n. 5, p. 5-10, 2004.

BARBOSA, W.; DALL'ORTO, F.A.C.; OJIMA, M. *Cultura de embriões in vitro para o melhoramento de pessegueiros precoces*. Disponível em: http://www.iac.sp.gov.br/Centros/Frucultura/Trabalhos%20Publicados/Resumos/cultura_de_embri%C3%B5es_in_vitro_pessego.htm. Acesso em: 05 abr. 2007.

BASNIZKI, Y.; ZOHARY, D. A seed-planted cultivar of globe artichoke. *HortScience*, Alexandria, v. 22, p. 678-679, 1987.

BASNIZKI, Y.; ZOHARY, D. Beating of seed-planted artichoke. In: JANIK, J.; WILEY, J.S. (eds.). *Plant Breeding Reviews*, Connecticut, v. 12, 1994. p. 253-269.

BASNIZKI, Y.; MAYER, A.M. Germination in *Cynara* seeds: effects of light and temperatura on the function of the endosperm. *Agronomie*, France, v. 5, p. 529-532, 1985.

BASNIZKI, Y; MAYER, A.M. A seed-planted cultivar of globe artichoke. *Plant Breeding Reviews*, Connecticut, v. 12, p. 253-269, 1994.

BASNIZKI, Y; GOLDSCHMIDT, E.E. Further examination of gibberellin A₃ effects on flowering of globe artichokes (*Cynara scolymus* L.) under controlled environment and field conditions. *Israel Journal of Plant Sciences*, Israel, v. 42, p. 159-166, 1994.

BEAL, A. P., MORES, A. J., NESPOLO, A. & KUREK, R. N. *O negócio da alcachofra na Cotrel: um estudo de caso de introdução de uma alternativa para diversificação de atividades em pequenas propriedades rurais*. Erechim: COTREL, 1999. 47p.

BELLÉ, S. *Uso da turfa "Lagoa dos Patos" (Viamão/RS) como substrato hortícola*. 1990. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1990. 143p.

BELLÉ, S.; KÄMPF, A.N. Produção de mudas de maracujá amarelo em substratos à base de turfa. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 28, n. 3, p. 385-390, 1993.

BELLÉ, S.; KÄMPF, A.N. Utilização de casca de arroz carbonizada como condicionador hortícola para um solo orgânico. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 29, n. 8, p. 1265-1271, 1994.

BENOIT, H.; DUCREUX, G. Etude de quelques aspects de la multiplication végétative *in vitro* de l'artichaut (*Cynara scolymus* L.). *Agronomie*, France, v. 4, p. 225-230, 1981.

BEWLEY JD; BLACK M. *Seeds: physiology of development and germination*. New York: Plenum, 1994. 445p.

BEZERRA, J.E.F.; LEDERMAN, I.E.; SILVA, M.F.F.; SOUSA, A.A.M. Enraizamento de estacas herbáceas de acerola com ácido indol-butírico e ácido alfa-naftaleno acético a baixas concentrações em duas épocas. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Cruz das Almas, v. 45, n. 1, p. 1-6, 1992.

BIANCO, V.V. Carciofo (*Cynara scolymus* L.) In: BIANCO, V.V.; PIRUPINI, F. (eds.). *Orticultura*. Bologna: Pátron, 1990. p. 209-251.

BIASI, R.; MARINO, G.; COSTA, G. Propagation of hay ward (*Actinidia deliciosa*) from soft and semihard-wood cuttings. *Acta Horticulturae*, Wageningen, n. 282, p. 243-250, 1990.

BIGOT, C.; FOURY, C. Multiplication *in vitro* d' artichaut (*Cynara scolymus* L.) `a partir de semences: Comparaison au champ de quelques clones `a la lignée dont ils sont issus. *Agronomie*, France, v. 4, p. 699-710, 1984.

BORDIN, I. et al. Enraizamento de estacas de acerola sob concentrações de ácido indolbutírico. *Ciencias Agrárias*, Londrina, v. 24, n. 2, p. 261-264, 2003.

BORREGO, J.V.M. Hortalizas aprovechables por sus inflorescencias: herbaceas especial. In: HORTICULTURA HERBACEAS ESPECIAL. 2. ed. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1986. p. 313-326.

BOSA N.; CALVETE, E.O.; NIENOW, A.A.; SUZIN, M. Enraizamento e aclimatização de plantas micropropagadas de gipsofila. *Horticultura Brasileira*, Brasília, v. 21, n. 2, p. 207-210, 2003.

BOTELHO, R.V.; MAIA, A.J.; PIRES, E.J.P.; TERRA, M.M.; SCHUCK, E. Efeitos de reguladores vegetais na propagação vegetativa do porta-enxerto de videira '43-43' (*Vitis vinifera* L. x *Vitis rotundifolia* L.). *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, v. 27, n. 1, p. 6-8, abr., 2005.

BRAATZ, J.A.; GROLLI, P.R. Cultivo de tagetes (*Tagetes patula*) 'Aurora Mix' em substratos a base de residuos industriais. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE SUBSTRATOS PARA PLANTAS, 1, 1999. Porto Alegre. *Resumos...* Porto Alegre: UFRGS/Sebrae/Aflori, p. 41-42, 1999.

BRAVO, A. *Cultivo de la alcachofra: situacion actual y perspectivas*. Santiago: Corporacion de Fomento de la Producción Gerencia de Desarrollo/Facultad de Agronomia de la Pontificia Catolica de Chile, Chile, 1983. p. 17-31.

BRUTTI, C.; APÓSTOLO, N.M.; FERRAROTTI, S.A.; LLORENTE, B.E.; KRYMKIEWICZ, N. Micropropagation of *Cynara scolymus* L. employing cyclodextrins to promote rhizogenesis. *Scientia Horticulturae*, France, n. 83, p. 1-10, 2000.

BUNT, A.C. Some physical and chemical characteristics of loamless pot-plant substrates and their relação to plant growth. *Plant and Soil*, The Hague, n. 38, p. 1954-1965, 1973.

CADINU, M.; REPETTO, A.; LEONI, S.; CARLETTI, M.G. Effetto esercitato da tempi diversi di permanenza in un substrato ad elevate concentrazioni di NAA e IAA, sulla iduzione rizogena in carciofo "Spinoso sardo" e "Masedu". *L'Informatore Agrario*, Cagliari, n. 33, p. 45-46, 1994.

CADINU, M.; REPETTO, A.; FRAU, A. Metodi di propagazione innovativi "La micropropagazione". In: GIORNATE NAZIONALI DI STUDIO SUL CARCIOFO. VIVAISMO E STRATEGIE DI SVILUPPO DEL CARCIOFO, 1., 2003, Samassi. *Anais...* Samassi: Ersat/Cras/Ministerio delle Politeche Agricole e Forestali., 2003. p. 17-21.

CALABRESE, N.; ELIA, A.; BIANCO, V.V. Época di raccolta e caratteristiche qualitative di capolini di carciofo (*Cynara scolymus* L.) fresco e surgeteto. *Agronomie*, France, n. 24, p. 192-196, 1990.

CALVETE, E.O. *Concentração de sacarose in vitro e seleção de substratos para aclimatização ex vitro de morangueiro cv. Campinas (Fragaria x ananassa Duch.)*. 1998. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1998. 108p.

CALVETE, E.O.; KÄMPF, A.N.; DAUT, R. Efeito do substrato na aclimatização ex vitro de morangueiro, cv. Campinas (*Fragaria x ananassa Duch*). In: KÄMPF, A.N.; FERMINO, M.H. (Ed.). *Substratos para plantas: a base da produção vegetal em recipientes*. Porto Alegre: Gênese, 2000. p. 257-264.

CAMARGO, L. S. *As hortaliças e seu cultivo*. 3. ed. Campinas: Fundação Cargill, 1992. 252p.

CARRIJO, O.A.; VIDAL, M.C.; REIS, N.V.B.; SOUZA, R.B.; MAKISHIMA, N. Produtividade do tomateiro em diferentes substratos e modelos de casas de vegetação. *Horticultura Brasileira*, Jaboticabal, Brasília, v. 22, n. 1, jan./mar., p. 05-09, 2004.

CASANOVA, C.F.; AUGUSTIN, L.; SUZIN, M. Viabilização do Processo de Micopropagação em *Cynara scolymus* L. In: MOSTRA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UNIVERSIDADE DE PASSO FUNDO, 12, 2002, Passo Fundo. *Resumos...* Passo Fundo, 2002. 1 CD ROM.

CÁSSERES, E. *Producción de hortalizas*. 3. ed. San José/Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, p. 161-164, 1984.

CASTRO, J.L. *Medicina vegetal: teoria e prática conforme neuropatia*. 2. ed. Lisboa: Publicações Europa-América, 1981. 375p.

CASTRO, L.O.; CHEMALE, V.M. *Plantas medicinais, condimentares e aromáticas: descrição e cultivo*. Guaíba: Agropecuária, 1995. 195p.

CASTRO, L.O.; BACH, E.E. *Germinação de sementes de Dendrobium sp. (Orchidaceae) e, cultura de tecido visando produção de mudas*. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 19. *Resumos...* São Paulo: RAIB. p. 114. Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/ARQUIVOS/V71_supl_raib/179.pdf>. Acesso em: 05 mar. 2007.

CASTRO, L.O.; COSTA, J.F.; RODRIGUES, C.C.D. *Germinação de sementes de Vriesia simplex (Bromeliaceae) in vitro, visando a produção de mudas*. In: REUNIÃO ANUAL DO INSTITUTO BIOLÓGICO, 19. *Resumos...* São Paulo: RAIB. p. 115. Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/biologico/v68_supl_raib/115.PDF>. Acesso em: 04 abr. 2007.

CERMEÑO, Z.S. *Prontuário do horticultor: mais de 10.000 dados úteis*. Trad. de Mário F. Bewnto Ripado. Lisboa: Litexa. Título original: *Prontuário del horticultor*, 1988. p. 45-52.

CERANA, M.M. Flower morphology and pollination in *Mikania* (Asteraceae). *Journal Flora*, Germany, v. 199, p. 168-177, 2004.

CHAVES, A.C.; SCHUCH, M.W.; ERIG, A.C. Estabelecimento e multiplicação *in vitro* de *Physalis peruviana* L. *Ciência Agrotécnica*, Lavras, v. 29, n. 6, p. 1281-1287, 2005.

CIUFOLINI, C. *Como cultivar a sua horta*. 1. ed. Lisboa: Presença, 1988. 247p.

CONOVER, C.A. Soil amendments for pot and field grown flowers. *Flower Grower*, Florida, v. 4, n. 4, p. 1-4, 1967.

CORRE, J.; FOURY, C.; GUIMBARD, F.; MARTIN, F.; MOULIN, C.; RICO, F. Les clones d'artichaut: Chamerys et Caribou. *Pepiniéristes Horticulteurs Maraichers*, Paris, v. 171, p. 13-19, 1976.

CORRÊA, A.D. *Plantas medicinais: do cultivo à terapêutica*. 2. ed. Petropolis: Vozes, 1998. 320p.

COTREL (Cooperativa Triticola de Erechim Ltda). Programa de cultivo da alcachofra. *Departamento Técnico*, av. Santo Dal Bosco, n. 560, Erechim, RS, Brasil, 2005.

CRAVERO, V.P.; ANIDO, F.S.L.; COITRY, E.L. Caracterización y selección de familias S₁ de alcaucil a través de técnicas de análisis multivariado. *Horticultura Brasileira*, Brasília, v. 20, n. 4, p. 619-625, 2002.

CUNHA, G.R. *Meteorologia: fatos e mitos*. Passo Fundo: Embrapa: CNPT, 1997. 268p.

CUSTÓDIO, C.C.; MACHADO-NETO, N.B.; CASEIRO, R.F.; IKEDA, M.; BOMFIM, D.C. Germinação de sementes de urucum (*Bixa ollerana* L.). *Revista Brasileira de Sementes*, Pelotas, v. 24, n. 1, p. 197-202, 2002. Disponível em: <<http://www.abrates.org.br/revista/artigos/2002/v24n1/artigo28.pdf>>. Acesso em: 12 jun. 2007.

DAMATO, G.; CALABRESE, N. Temperatura di germinazione, lavaggio e germinabilità degli hacheen di carciofo. In: CONGRESSO "II VIVAISMO ORTICOLO", 2., 1991, Foggia. *Anais...* Foggia, 1991, p. 195-199.

DAMATO, G.; SARLI, G. Ricerche sulla produzione e qualità del "seme" di carciofo. In: CONGRESSO "II VIVAISMO ORTICOLO", 2., 1991, Foggia. *Anais...*Foggia, 1991, p. 41-42.

DE BOODT, M.; VERDONCK, O. The physical properties of the substrates in horticulturae. *Acta Horticulturae*, Wageningen, n. 26, p. 37-44, 1972.

DELLACECCA, V.; MAGNIFICO, V.; MARZI, V.; PORCEDU, E.; ACARASCIA MUGNOZZA, G.T. Cor conoscenza delle varietà di carciofo coltivate nel mondo. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE DI STUDI SUL CARCIOFORO, 2., 1976, Bari. *Anais...* Bari: Miner Torino, 1976. p. 199-316.

DE MALACH, J.G. (De Angelis); SACHES, M.; ROTEM, R. Timing and optimal concentration of gibberellic acid treatments for forcing yield of globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). In: CONGRESSO INTERNAZIONALE DI STUDI SUL CARCIOFO, 2., Turino, 1969. *Anais...* Bari: Minerva Médica, 1969, p. 633-642.

DIDONÉ, M.L. *Aspectos econômicos da produção da alcachofra dos produtores da Cotrel*. Erechim: URI, 2005. (Especialização em Gestão em Agronegócios da Universidade Regional Integrada do Alto Uruguai e das Missões – URI, Campus de Erechim, 2005).

DI GIULIO, G. Falta pesquisa para aumentar produção de alcachofra no Brasil. Notícias BR do Brasil. *Ciência e Cultura*, São Paulo, v. 56, n. 2, 2004. Disponível em: <<http://www.cienciaecultura.bvs.br>>. Acesso em: 16 maio 2007.

DONIDA, B.T. *Produção e qualidade de sementes da alcachofra*. 2004. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de Sementes) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2004. 54p.

DUTRA, L.F.; KERSTEN, E.; FACHINELLO, J.C. Época de coleta, ácido indolbutírico e triptofano no enraizamento de estacas de pessegueiro. *Scientia Agricola*, Piracicaba/Brasília, v. 59, n. 2, p. 327-333, 2002. Disponível em: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0103-90162002000200019&lng=ptnrm=iso&thng=pt>. Acesso em: 22 mar. 2007.

EICH, J.; BAIER, C.; GRUN, M.; WAGENBRETH, D.; ZIMMERMANN, R. Artichoke leaves used for herbal drug production: Influence of nitrogen fertilization on yield and on pharmaceutical quality. *Acta Horticulturae*, Berlim, Germany, n. 681, p. 545-551, 2005.

ELIA, A.; CALABRESE, N.; LOSAVIO, P.P.; MANOLIO, G. Epoche di semina e produzione di quattro cultivar di carciofo propagate per seme. In: GIONARTE SCIENTIFICHE, 1., 1992, Ravello. *Anais...* Itália: Soc Ort Ital, 1992, p. 250-251.

FACHINELLO, J. C.; NACHTICAL, J. C.; KERSTEN, E. *Propagação de plantas frutíferas de clima temperado*. 2. ed. Pelotas: Ed. e Gráfica Universitária-UFPEL, 1995. 178p.

FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION, OF THE UNITED NATIONS). *Italy Agricultural*, Roma, Italy, 2004-2005.

FERREIRA, M.E.; CALDAS, L.S.; PEREIRA, E.A. Aplicações da cultura de tecidos no melhoramento genético de plantas. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. (Eds.). *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1998. p. 183-260.

FERMINO, M.H.; BELLÉ, S. Substratos Hortícolas. In: PETRY, C. (Org.). *Plantas ornamentais: aspectos para produção*. Passo Fundo: Ediupf, 2000. 155p.

FERMINO, M.H. O uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A.M.C.; BATAGLIA, A.C.; ABREU, M.F.; ABREU, C.A.; FURLANI, P.R.; QUAGGIO, J.A.; MINAMI, K. *Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas*. Campinas: Instituto Agrônomo, 2002. p. 29-37.

FERRI, M. G. *Fisiologia Vegetal*. v. 2. São Paulo: Ed. da Universidade de São Paulo, 1979. 392p.

FILGUEIRA, F. A. R. *Manual de olericultura: cultura e comercialização de hortaliças*. 2. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1982. 357p.

FONTENO, W.C.; CASSEL, D.K; LARSON, R.A. Physical properties of three container media and their effect on poinsettia growth. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, Alexandria, v. 106, n. 6, p. 736-741, 1981.

FONTENO, W.C. Growing media types and physical/chemical properties. In: REGD, D.W. (Ed.). *A growers guide to water, media and nutrition greenhouse crops*. Batavia: Ball, p. 93-122, 1996.

FOTI, S.; LA MALFA, G. Influenza di fattori termici, luminosi e chimici sulla emissione del capolino in *Cynara scolymus* L. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE CARCIOFO, 3., 1981, Bari, Laterza. *Anais...* Bari, 1981. p. 207-217.

FOTI, S; MAUROMICALE, G. Sul miglioramento del calendário di peoduzione del carciofo e delle caratteristiche di qualità del prodotto mediante la difusione di nuove varietà. *Sementi Elette*, Roma, n. 2, p. 19-29, 1994.

FOURY, C. Study of the floral biology of the artichoke (*Cynara scolymus* L.) with application to selection. Part I: Data on floral Biology. *Ann. de l'Amélior des Plantes*, Paris, v. 17, p. 357-373, 1967.

FOURY, C. Essai d'application d'acide giberéllique GA₃ sur une d'artichaut de printemps (*Cynara scolymus* L.) cultivar "Blanc Hyérois". *Ann Amélior Plant*, Paris, v. 27, p. 411-426, 1977.

FOURY, C. Quelques aspects du développement de l' artichaut (*Cynara scolymus* L.) issue de semences: analyse plus particulière de la floraison en conditions naturelles. 1987. Tese (Doutorado) – Etat. Université Pierre et Marie Curie, Paris, 1987.

FOURY, C.; MOULIN, J.C.; MARTIN, F. Possibilités d'utilisation de la gibbérelline pour hâter la récolte d'artichaut en régions méridionales. *PHM – Revue Horticole*, Paris, v. 234, p. 49-54, 1983.

FRANCO, E.T.H.; FERREIRA, A.G. Tratamentos pré-germinativos em sementes de *Didymopanax morototoni* (Aubl.) Dcne. et Planch. *Ciência Florestal*, Santa Maria, v. 12, n. 1, p. 1-10, 2002. Disponível em:

<<http://www.ufsm.br/cienciaflorestal/artigos/v12n1/A1V12N1.pdf>>.

Acesso em: 12 jun. 2007.

FRAU, A.; MALLICA, G.; BAGHINO, L.; CADINU, M.; REPETTO, A. La micropropagazione del carciofo spinoso sardo: un valido strumento per aumentare la produttività degli impianti. *Italus Hortus*, Roma, v. 11, n. 5, set./out., p. 38-41, 2004.

GAVILÁN, M.U. *Manual de cultivo sin suelo*. Almeria/Espanha: Universidad de Almeria, 1997. 323p.

GLOBO RURAL REPORTAGENS. *Flores que alimentam*. Disponível em: <http://globorural.globo.com/barra.asp?d=/edic/182/rep_alcachofra.htm>. Acesso em: 10 dez. 2006.

GRANJA PRODUTOS NATURAIS. *Alcachofra*. Online, n. 57. Disponível em: <http://www.granja57.com/index.php?main_page=product_info&products_id=7>. Acesso em: 12 maio 2007.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M.A. Micropropagação. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. (eds.). *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1998. p. 183-260.

GOÑI, I.; JIMÉNEZ-ESCRIG, A.; GUDIÉL, M.; SAURA-CALIXTO, F.D. Artichoke (*Cynara scolymus* L.) modifies bacterial enzymatic activities and antioxidant status in rat cecum. *Nutrition Research*, Cambridge n. 25, p. 607-615, 2005. Disponível em: <<http://www.elsevier.com/locate/nutres>>. Acesso em: 03 jun. 2005.

GROLLI, P.R. *Composto de lixo domiciliar urbano como condicionador de substratos para plantas arbóreas*. Porto Alegre, 1992. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1992. 125p.

GROLLI, P.R. Propagação de Plantas Ornamentais. In: PETRY, C. (Org.). *Plantas ornamentais: aspectos para produção*. Passo Fundo: Ediupf, 2000. 155p.

GRAU, L.A. *El cultivo de la alcachofra y del cardo*. Espanha: Editorial Sintesis S.A., 1982. 83p.

GRUSZNSKI, C. *Resíduo agroindustrial “Casca de Tungue” como componente de substrato para plantas*. 2002. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2002. 99p.

HANDRECK, K.; BLACK, N. *Growing media for ornamental plants and turf*. Sidney: University of New South Wales Press, 1999. 448p.

HARTMANN, H.; KESTER, D.E.; DAVIES JUNIOR, F.T. *Plant propagation: principles and practices*. 5. ed. Nova Jersey/Englewood Cliffs: Prentice Hall, 1990. 647p.

HINOJOSA, G. F. Auxinas. In: CID, L. P. B. (Ed.). *Introdução aos hormônios vegetais*. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2000. 205p.

ISECHI, K.; PAIVA, L.C.; MALUF, W. *Como plantar alcachofra*. 1 ed. Lavras: UFLA/Departamento de Agricultura/Grupo de Estudos de Olericultura, 1998. (Boletim técnico de hortalíça, 11). Disponível em: <<http://www2.ufla.br/~wrmaluf/bth011/bth011.html>>. Acesso em: 5 abr., 2005.

ITAYA, N.M.; VAZ, A.P.A.; KERBAUY, G.B.; FIGUEIREDO-RIBEIRO, R.C.L. Produção de frutanos em calos e plântulas clonadas *in vitro* de *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae). *Acta Botânica Brasileira*, São Paulo, v. 19, n. 3, 2005. 14p. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0102-33062005000300019>. Acesso em: 12 jun. 2007.

JOLY, A.B. *Botânica: introdução à taxonomia vegetal*. 12. ed., São Paulo: Companhia Editora Nacional, 1998. 777p.

KÄMPF, A.N. *Produção comercial de plantas ornamentais*. Guaíba: Agropecuária, 2000. 254p.

KÄMPF, A.N. JUNG, M. The use of carbonized rice hulls as horticultural substrate. *Acta Horticulturae*, Wageningen, n. 294, p. 271-283, 1991.

KOJI, I.; PAIVA, L.C.; MALUF, W.R. *Como plantar alcachofra*. 1. ed. Lavras: UFV/Grupo de Estudos de Olericultura/Departamento de Agricultura, 1998. 5p. (Boletim Técnico de Hortaliças).

LAFEPE medicamentos. *Alcachofra*. Disponível em: <<http://www.lafepe.pe.gov.br>>. Acesso em: 29 jul. 2005.

LANDIS, T.D. Containers and growing media, v. 2. In: RNGR. In: *The container tree nursery manual*. Washington: USDA Forestry Service, p. 41-85, 1990.

LAUZER, D.; VIETH, J. Micropropagation of seed-derived plants of *Cynara scolymus* L., cv. 'Green Globe'. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, Hague, v. 21, p. 237-244, 1990.

LEONEL, S.; RODRIGUES, J.D. Efeito da época de estaquia, fitorreguladores e ácido bórico no enraizamento de estacas de porta-enxertos de licheira. *Scientia Agricola*, Piracicaba, v. 50, n. 1, p.33-39, 1990.

LIMA, R.V.; LOPES, J.C.; SCHMILDT, E.R.; MAIA, A.R. Germinação *in vitro* de urucu. *Revista Brasileira de Sementes*, Pelotas, v. 29, n. 1, 2007. 12p. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-31222007000100024&lng=en.&nrm=iso&tlng=en>. Acesso em: 12 jun. 2007.

MACCARONE, E.; FALLICO, B.; FANELLA, F.; MAUROMICALE, G.; RACUIA, S.A.; FOTI, S. Possible alternative utilization of *Cynara* spp. II. Chemical characterization of their grain oil. *Industrial Crops and Products*, EUA, n. 10, p. 229-237, 1999.

MANFROI, V.; FRANCISCONE, A.H.D.; BARRADAS, C.I.N.; SEIBERT, E. Efeito do AIB sobre o enraizamento e desenvolvimento de estacas de Quiui (*Actinidia deliciosa*). *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 27, n. 1, p. 43-45, jan./mar., 1997.

MANGANO, G.; SIGNORELLI, P. Azione di trattamenti con acido gibberellico, in fasi diverse dell'accrescimento delle piante, sulla produzione del carciofo. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE DEL CARCIOFO, 3., 1981, Bari. *Anais...* Bari: Laterza, 1981, p. 565-579.

MANTELL, S. H.; MATTHEWS, J. A.; MCKEE, R. A. *Princípios de biotecnologia em plantas: uma introdução à engenharia genética em plantas*. Trad. de J. L. de Azevedo, M. L. R. Aguiar-Perecin e N. A. Vello. Ribeirão Preto: SBG, 1994. 344p.

MARZI, V.; DELLACECCA, V. Influenza dell'acido giberellico sull'anticipo di produzione del carciofo. *Scienza e Tecnica Agraria*, Bari, v. 8, p. 201-215, 1969.

MAUROMICALE, G. *La coltivazione del carciofo in Sicilia*. In: LA COLTIVAZIONE DEL CARCIOFO IN TOSCANA, 1., 1984, Venturina. *Anais...* Venturina: ETS, 1984, p. 35-69.

MAUROMICALE, G. Panorama varietale del carciofo e su prevedibile evoluzione. *L'Informatore Agrario*, Verona, n. 43, v. 4, p. 69-76, 1987.

MAUROMICALE, G.; BASNIZKI, J.; CAVALLARO, V. Primi risultati sperimentali sulla propagazione del carciofo (*Cynara scolymus* L.) per seme. *Rivista di Agronomia*, Itália, n. 23, p. 417-423, 1989.

MAUROMICALE, G. Influenza del genotipo e d'ambiente sul calendario di produzione del carciofo propagato per 'seme'. *L'Informatore Agrario*, Verona, v. 50, p. 61-65, 1994.

MAUROMICALE, G.; IERNA, A. Effects of gibberellic acid and sowing date on harvest time and yields of seed-grown globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Agronomie*, France, v. 15, p. 527-538, 1995.

MAUROMICALE, G.; MORELLO, N.; SANTOIEMMA, G.; IERNA, A. Speciale carciofo. Per aumentare il reddito: Nueve varietà per migliorare la cinaricoltura siciliana. *L'Informatore Agrario*, Verona, n. 26, p. 47-51, 2000.

MAUROMICALE, G.; IERNA, A. Speciale carciofo. Le attuali conoscenze: Panorama varietale e miglioramento genetico del carciofo. *L'Informatore Agrario*, Verona, n. 26, p. 39-45, 2000.

MAUROMICALE G.; LICANDRO P.; IERNA, A.; SCANDURRA, S.; MAUGERI, R. Nuove tecniche e metodologie per una possibile attività vivaistica del carciofo. In: GIORNATE NAZIONALI DI STUDIO SUL CARCIOFO: VIVAISMO E STRATEGIE DI SVILUPPO DEL CARCIOFO, 1., 2003, Samassi. *Anais...* Samassi: Cagliari, 2003. p. 37-41.

MEIRI, L.; DULBERGER, R. Stamen Filament Structure in the Asteraceae: The Anther Collar. *New Phytologist*, Cambridge, v. 104, n. 4, p. 693-701, 1986.

MELO, G.W.B.; BORTOLOZZO, A.R.; VARGAS, L. Substratos. In: *Produção de morangos no sistema semi-hidropônico*. Bento Gonçalves/RS: Embrapa Uva e Vinho/Sistemas de Produção, n. 15, dez., 2006. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MorangoSemiHidroponico/substratos.htm>>. Acesso em: 05 abr. 2007.

MICCOLIS, V.; ELIA, A; BIANCO, V.V. Timming field production in a germoplasm collection of artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Acta Horticulturae*, Wageningen, n. 267, p. 153-161, 1990.

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

MINDÊLLO-NETO, U.R. Estaquia herbácea de pessegueiro cv. Charme, em função de diferentes concentrações de ácido indolbutírico (AIB) e número de folhas. *Revista Brasileira Agrociência*, Pelotas, v. 12, n. 1, p. 27-29, 2006.

MINDÊLLO-NETO, U.R.; TELLES, C.A.; BIASI, L.A. Enraizamento de estacas lenhosas de ameixeiras tratadas com ácido indolbutírico. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 36, n. 2, p. 448-452, 2006.

MINDÊLLO-NETO, U.R.; IRANO, E.; TELLES, C.A.; BIASI, L.A. Propagação de abacateiro cv. Fuerte por estacas herbáceas. *Scientia Agraria*, Curitiba, v. 7, n. 1-2, p. 101-104, 2006.

MONCOUSIN, C. Multiplication végétative accélérée de *Cynara scolymus* L. I. Résultats préliminaires. *Revue Horticulture Suisse*, Suíça, v. 53, p. 149-154, 1980.

MONCOUSIN, C. Multiplication vegetative accelere et selection bacterienne de *Cynara scolymus* L. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE DI STUDI SUL CARCIOFO, 3, 1979, Bari. *Anais...* Bari: Ind. Gráfica Laterza, 1981. p. 219-229.

MONIZ E. *Influência de fatores ambientais no crescimento microbiano*. Cooperativa de Ensino Superior – CRL/Instituto Superior de Ciências da Saúde – Sul/Escola Superior de Ciências da Saúde Egas Moniz, Caparica, 2006. Disponível em: <<http://www.egasmoniz.edu.pt/ficheiros/alunos/microbiologia/teorica/Datashows-2006>>. Acesso em: 12 jun. 2007.

MONTARROYOS, A.V.V. Contaminação *in vitro*. *ABCTP Notícias*, Brasília, n. 36/37, p. 5-10, 2000.

MORZADEC, J.M.; HOURMANT, A. In vitro rooting improvement of globe artichoke cv. Camus de Bretagne by GA₃. *Scientia Horticulturae*, France, n. 72, p. 59-62, 1997.

MORTENSEN, E.; BULLARD, E. *Horticultura tropical y subtropical*. 2. ed. México/Buenos Aires: Centro Regional de Ayuda Técnica, 1998. 182p.

MOSSI, A.J.; ECHEVERRIGARY, S. Cultura de callus em alcachofra (*Cynara scolymus* L.). In: REUNIÃO ESTADUAL DE BIOTECNOLOGIA VEGETAL, 9, 1996, Porto Alegre. *Resumos...* Porto Alegre, 1996.p. 27-30.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, Copenhagen, v. 15, n. 3, p. 473-497, 1962.

MURAYAMA, S. *Horticultura*. 2. ed. Campinas, SP: Instituto Campineiro de Pesquisa Agrícola, 1983. 385p.

NASCHTIGAL, J.C. *Obenção de porta-enxertos 'Okinawa' e de mudas de pessegueiro (Prunus persica (L.) Batsch) utilizando métodos de propagação vegetativa*. 1999. Tese (Doutorado em Produção Vegetal), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal/SP, 1999. 165p.

NARVAÉS, E. Em el cultivo de alcahofa: la germinación de tecnologia das sus frutos. *Cultivos Controlados*, Equador, v. 4, n. 4, p. 20-22, 2002.

NIPRON. Núcleo Interdisciplinar de Estudos de Produtos Naturais. *Plantas Mediciniais*. Passo Fundo: Ediupf, 1997. 67p.

NOGUERA, P.; ABAD, M.; NOGUERA, V.; PURCADES, R.; MAQUIERA, A. Coconut coir waste, a new and viable ecologically-friendly peat substitute. *Acta Horticulturae*, Wageningen, n. 517, p. 279-286, 2000.

NOLDIN, V. F.; FILHO, V. C.; MONACHE, F. D.; BENASSI, J. C.; CHRISTMANN, I. L.; PEDROSA, R. C.; YUNES, R. A. Composição química e atividades biológicas das folhas de *Cynara scolymus* L. (alcahofra) cultivada no Brasil. *Química Nova*, São Paulo, v. 26, n. 3, p. 1-9, 2003.

NOLETO, L.G.; RIBEIRO, M.F.; SILVEIRA, C.E. *Germinação in vitro de sementes de Jacarandá Ulei Bureau e K. Schum (Bignoniaceae)*. In: CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, 54., 2007, Belém. *Anais...* Belém: SNB, 2007. Disponível em: <<http://www.adaltech.com.br/evento/museugoeldi/resumoshtm/resumos/R0666-1.htm>>. Acesso em: 05 mar. 2007.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. *Propagação vegetativa de espécies florestais*. Viçosa: UFV, 2001. 46p.

PALLA, F. Aspectos biológicos e agronômicos da alcachofra. Monografia (Graduação em Ciências Biológicas). 2006. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2006. 42p.

PANIZZA, S. *Plantas que curam: cheiro de mato*. São Paulo: IBRASA, 1997. 279p.

PLANETA. *Compostagem e Composto: definição e benefícios*. Disponível em: <<http://www.planetaorganico.com.br/composto.htm>>. Acesso em: 14 abr. 2007.

PÉCAUT, P. Globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). In: KALLO; BERGH, B.D. (eds.). *Genetic improvements of vegetable crops*. Oxford: Pergamon Press, p. 713-746, 1993.

PATOUREL, L.; FOURY, C. Quelques effects de la gibberelline sur l'artichaut: intérêt pour les cultures traditionnelles. *Bulletin Technique Informatif*, v. 369, n. 369, p. 273-285, 1982.

PÉCAUT, P.; MARTIN, P. Variation occurring after natural and in vitro multiplication of early Mediterranean varieties of globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Agronomie*, France, v. 13, p. 909-919, 1993.

PEÑA-IGLESIAS, A.; AYUSO, P. The elimination of viruses from globe artichoke (*Cynara scolymus* L.) by etiolated meristem tip culture. In: INTERNATIONAL HORTICULTURE CONGRESS, 19., 1974, Warsaw. *Proceedings...* Warsaw: International Horticulture Congress, 1974. p. 63.

PEREIRA, A.M.S. *Cultura de tecidos de plantas medicinais*. Disponível em: <<http://www.unaerp.br/bitecvegetal>>. Acesso em: 10 mar. 2007.

PENNINGSFELD, F. Kultursubstrate für den gartenbau besonders in Deutschland: ein kritischer überblick. *Plant and Soil*, The Hague, v. 75, p. 269-281, 1983.

PIERIK, R.L.M. *Cultivo in vitro de las plantas superiores*. Castelló/Madri: Ediciones Mundi-Prensa, 1990. 326p.

PINHEIRO, C.S.R.; MEDEIROS, D.N.; MACÊDO, C.E.C.; ALLOUFA, M.A.I. Germinação *in vitro* de mangabeira (*Hancornia speciosa* Gomez) em diferentes meios de cultura. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, v. 23, n. 2, ago., 2001. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452001000200043>. Acesso em: 02 abr. 2007.

POCHARD, E.; FOURY, C.; CHAMBONET, D. Il miglioramento genetics del carciofo. CONGRESSO INTERNATIONAL DI STUDI SUL CARCIOFO, 1, 1969, Bari. *Anais...* Bari: Ed. Minerva Medica, 1969. p.117-143.

PORCEDDU, E.; DELLACECCA, V.; BIANCO, V.V. Classificazione numérica di cultivar di carciofo. In: Atti...2° CONGRES. INT. DI STUDI SUL CARCIOFO, 2., 1976, Bari. *Anais...* Bari: Ed. Minerva Medica, 1976. p.1105-1119.

RAVEN, P.H.; CURTIS, H. Integración del crecimiento: fitohormônios. In: *Biología vegetal*. Barcelona: Omega, 1975. 716p.

ROBLES, R.F. *La alcachofra*: nueva alternativa para la agricultura peruana. Lima: Prompex, 2001. 42p.

ROCHA, S.C. et al. Propagação vegetativa de espirradeira pela técnica de estaquia. *Scientia Agraria*, Curitiba, v. 5, n. 1-2, p.73-77, 2004. Disponível em: <calvados.c3sl.ufpr.br/ojs2/index.php/agraria/article/view/1100/917>. Acesso em: 10 abr. 2007.

ROSA, M.F.; F.J.S.; MONTENEGRO, A.A.T.; ABREU, F.A.P.; CORREA, D.; ARAÚJO, F.B.S.; NORÕES, E.R.V. *Caracterização do pó da casca de coco verde usado como substrato agrícola*. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, maio, 2001. 6p. (Comunicado Técnico, 54).

ROSSI, V.; DE PAOLI, G. Micropropagazione per un carciofo di qualità. *L' Informatore Agrario*, Verona, n. 9, p. 207-209, 1990.

RYDER, E.J.; DE VOS, N.E.; BARI, M.A. The globe artichoke (*Cynara scolymus* L.). *HortScience*, Alexandria, v. 18, p. 646-653, 1983.

SALA, F.; CARPINTERO, C. *La alcachofra*. Madrid: Ministerio da Agricultura, 1967. 149p. (Manuales Técnicos, 40).

SÁENZ, F.C; CEVALLOS, F. *Los sustratos*. Disponível em: <<http://www.drcalderonlabs.com/index.html>>. Acesso em: 18 set. 2002.

SÁNCHEZ, F.P. Propriedades y características de los sustratos. Turba y fibra de coco. In: FERNÁNDEZ, M.F.; GÓMEZ, I.M.C. (Eds). *Cultivo sem suelo II*. Curso superior de especialización. p. 65-92. Almería, Espanha: Dirección Gen. de Investigación y Formación Agraria de la Junta de Andalucía/FIAPA/Caja Rural de Almería, 1999. 590 p.

SATO, A.Y.; MARIA, J.; SEDIYAMA, T.; BORÉM, A.; CECON, P.R.; JUNQUEIRA, C.S. et al. Influência do ácido abscísico na micropropagação da cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz). *Acta Scientiarum*, Maringá, v. 23, n. 5, p. 1235-1237, 2001.

SCHRADER, W.L. Growth regulator effects on earliness and yield in artichokes grown as annuals from seed. *Hortscience*, Alexandria, v. 6, p. 484-485, 1992.

SCHRADER, W.L.; MAYBERRY, K.S. Imperial star artichoke. *HortScience*, Alexandria, n. 27, p. 376-386, 1992.

SEXTO, P.A.S. *Cultivo in vitro e estaquia de Ginkgo biloba L.* 2005. Dissertação (Mestrado). 2005. Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2005. 179p.

SIMÕES, C.M. (Org.); SCHENKEL, E.P; GOSMANN, G.; DE MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. *Farmacognosia: da planta ao medicamento.* 2 ed. Porto Alegre/Florianópolis: Ed. UFRGS/ UFSC, 2000. 821p.

SNYDER, M.J.; WHELCH, N.C.; RUBATZKY, V.E. Influence of gibberellin on time of bud development in globe artichoke. *HortScience*, Alexandria, v. 27, p. 643 (Abstr), 1992.

SOUZA, M.P.; MATOS, M.E.O., MATOS, F.J.A. *Constituintes químicos ativos de plantas medicinais brasileiros.* Fortaleza: Edições UFC/Laboratório de Produtos Naturais, 1991. 416p.

SOUZA, F.X.; SOUZA, F.X.; CORRÊA, M.P.F.; ALMEIDA, F.A.G. Enraizamento de estacas de caule juvenil “Anão-precoce” (*Anacardium occidentale L.*). *Revista Brasileira de Fruticultura*, Cruz das Almas, v. 14, n. 3, p. 59-65, 1992.

SOUZA, F.X. Casca de Arroz carbonizada: um substrato para a propagação de plantas. *Revista Lavoura Arrozeira*, Porto Alegre, v. 46, n. 406, jan./fev., p. 11, 1993.

SOUZA, M.M.; LOPES, L.C.; FONTES, L.E.F. Avaliação de substratos para o cultivo de crisântemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat., Compositae). “White Polaris” em vasos. *Revista Brasileira de Horticultura Ornamental*, Campinas, v. 1, n. 2, p. 71-7, 1995.

SUZIN, M. *Microrganismos e sua relação com plantas.* 2004. Monografia (Especialização em Genética e Evolução Biológica) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2004. 68p.

TAVEIRA, J. A. *Substratos*: cuidados na escolha do tipo mais adequado. (Boletim Ibraflor, Informativo n.13, Dezembro, 1996). Disponível em: <<http://www.unb/flower/substratos.htm>>. Acesso em 13 maio 2005.

TEDESCO, M.J.; VOLWEISS, S.J.; BOHNEN, H. *Análise de solos, plantas e outros materiais*. Porto Alegre: Departamento de Solos da UFRGS, 1985. 188p. (Boletim Técnico).

TESI, R. Primi risultati del miglioramento genético nelle varietà Toscana di *Cynara cardunculus* v. *scolymus*. CONGRES. INTERNATIONAL DI STUDI SUL CARCIOFO, 2., 1976, Bari. *Anais...* Bari: Ed. Minerva Medica, 1976. p.747-763.

TESKE, M.; TRENTINI, A.M.M. *Compêndio de Fitoterapia*. 2. ed. Curitiba: Herbarium, 1995. 317p.

TREVISAN, R.; SCHWARTZ, E.; KERSTEN, E. Capacidade de enraizamento de estacas de ramos de pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch) de diferentes cultivares. *Revista Científica Rural*, Bagé, v. 5, n. 1, p. 29-33, 2000.

TRIGO-COLINA, I. Etude du comportement clonal de la population d' artichaut "Blanca de Espana" cultivée dans la vallée de L'Ebre. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE STUDI SUL CARCIOFO, 3., 1981, Bari. *Anais...* Bari: Industria Gráfica Laterza, 1981. p. 629-638.

VÁLIO, I.F.M. Auxinas. In: FERRI, M.G. *Fisiologia vegetal*. 2 ed. São Paulo: E.P.U., 1979. p. 39-79.

VANNELLA, B.; PORCEDU, E.; DE PACE, C. Applicazione di metodi analist numérica per il miglioramento genetico del carciofo. In: CONGRESSO INTERNAZIONALE DI STUDI SUL CARCIOFO, 3., 1981, Bari. *Anais...* Bari: Indústria Gráfica Laterza, 1981. p. 797-807.

VERDONCK, O.; VLEESCHAUWER, D.; DE BOODT, M. The influence of the substrate to plant growth. *Acta Horticulturae*, Wageningen, v. 126, p. 251-258, 1981.

VIDAL, W. N.; VIDAL, M. R. R. *Botânica – organografia; quadros sinóticos ilustrados de fanerógamos*. 4 ed. Viçosa: UFV, 2000. 124p.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H.N. *Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas*. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 166p.

WIKIPÉDIA, ENCICLOPÉDIA LIVRE. *Alcachofra*. Disponível em: <<http://pt.wikipedia.org/wiki/Alcachofra>>. Acesso em: 16 dez. 2006.

WILLADINO, L.; CAMARA, T. *Cultura de tecidos vegetais: cultivo in vitro de vegetais*. Pernambuco: UFP/Dapartamento de Química/Laboratório de Pesquisa/Cultura de Tecidos Vegetais. Disponível em: <<http://www.ufrpe.br/quimica/culttec.htm>>. Acesso em: 10 abr. 2007.

ZERO HORA ONLINE. *Os trunfos da alcachofra Nobre*. São Paulo: Instituto de Economia Agrícola (IEA). Disponível em: <<http://www.iea.sp.gov.br/OUT/verTexto.php?codTexto=6655>>. Acesso em: 10 dez. 2006.

APÊNDICES

Apêndice 1 - Resumo da análise de variância para o efeito da presença/ausência de luz, de dois meios de cultura e dois tratamentos do tegumento (com e sem corte), sobre o rompimento do tegumento e contaminação de sementes de alcachofra 'Nobre', 30 dias após a semeadura (Experimento 2). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação	GL	Quadrados médios	
		% Rompimento do tegumento	% Contaminação
Luz	1	0,0000025	62,5250
Resíduo a	8	83,3041712	86,7820
Lesão tegumento	1	999,5001625**	62,4750*
Meios de cultura	1	0,0000025	6,9306
Tegumento x Meios	1	27,7389025	173,5972
Resíduo b	27	100,7781980	117,0019
Total	39		
C.V. (%)		133,89	122,36

** significativo a 1 % pelo Teste F.

* significativo a 5 % pelo Teste F.

Apêndice 2 - Resumo da análise de variância para o efeito de dois meios de cultura e dois tratamentos do tegumento (com e sem corte), sobre o rompimento do tegumento de sementes de alcachofra 'Nobre', avaliado a cada 5 dias, no período de 25 dias após a semeadura (Experimento 3). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

		Quadrados médios				
Causas de variação	GL	% Rompimento do tegumento				
		Dias após a semeadura				
		5	10	15	20	25
Meios	1	125,0000	887,1120	887,1120	1125,0000	895,1220
Tegumento	1	13,7780	221,7780	500,0000	1678,1120	1394,4500
Meios x tegumento	1	13,7780	221,7780	221,7780	679,7780	895,1220
Resíduo	16	208,2923	298,8478	312,7080	458,1257	446,5255
Total	19					
C.V. (%)		101,7795	103,6404	96,3682	88,5555	84,4233

Apêndice 3 - Resumo da análise de regressão para o efeito de dois meios de cultura e dois tratamentos do tegumento [com corte (CC) e sem corte (SC)], sobre o rompimento do tegumento de sementes de alcachofra 'Nobre', avaliado a cada 5 dias, no período de 25 dias após a semeadura (Experimento 3). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação	GL	Quadrados médios			
		% Rompimento do tegumento			
		M1 (CC)	M2 (CC)	M1 (SC)	M2 (SC)
R. linear	1	2935,3122	937,4450**	0,0	138,4448
R. quadrática	1	99,1270	36,1441	0,0	35,7143
R. cúbica	1	5,5778	5,4450	0,0	0,0002
Desvios da reg.	1	133,6734	19,6355	0,0	3,1303
Resíduo	20	700,0342	116,6006	416,6670	116,7672
Total	24				
C.V. (%)		76,32	80,92	122,38	89,92

* significativo a 5 % pelo Teste F.

** significativo a 1 % pelo Teste F.

Apêndice 4 - Resumo da análise de variância para o efeito de dois meios de cultura e dois tratamentos do tegumento (com e sem corte), sobre a contaminação das sementes de alcachofra 'Nobre', avaliada a cada 5 dias, no período de 25 dias após a semeadura (Experimento 3). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação		GL	Quadrados médios				
			% Contaminação				
			Dias após a semeadura				
			5	10	15	20	25
Meios		1	125,5005	223,1120	125,0000	1125,0000	2000,0000
Tegumento		1	125,5005	0,0000	677,4480	1125,0000	0,0000
Meios x tegumento		1	124,5005	500,0000	346,1120	3125,0000	2000,0000
Resíduo		16	131,8893	645,5423	1333,4588	1478,9588	1750,0000
Total		19					
C.V. (%)			153,02	80,25	63,51	53,04	52,29

Apêndice 5 - Resumo da análise de regressão para o efeito de dois meios de cultura (M1 e M2) e dois tratamentos do tegumento [com corte (CC) e sem corte (SC)], sobre a contaminação das sementes de alcachofra 'Nobre', avaliada a cada 5 dias, no período de 25 dias após a semeadura (Experimento 3). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação	GL	Quadrados médios			
		% Contaminação			
		M1 (CC)	M2 (CC)	M1 (SC)	M2 (SC)
R. linear	1	12274,3112*	28800,0**	15607,9112**	8972,6408**
R. quadrática	1	2097,7463	1284,0006	321,4286	755,7143
R. cúbica	1	317,5873	450,0000	5,6448	32,1602
Desvios da reg.	1	1844,2890	64,8010	0,7498	10,5271
Resíduo	20	1844,2890	433,2004	1077,6560	1060,7338
Total	24				
C.V. (%)		107,37	32,52	66,54	76,80

* significativo a 5 % pelo Teste F.

** significativo a 1 % pelo Teste F.

Apêndice 6 - Resumo da análise de variância para o efeito de dois meios de cultura e dois tratamentos do tegumento (com e sem tegumento), sobre o rompimento do tegumento e contaminação de sementes de alcachofra 'Nobre', 7 dias após a semeadura (Experimento 4). Passo Fundo, RS, FAMV, 2006

Causas de variação	GL	Quadrados médios	
		% Germinação	% Contaminação
Tegumento	1	30039,0005**	680,9445
Meios de cultura	1	31,0005	588,6125
Tegumento x Meios	1	31,0005	780,0005
Resíduo	16	198,5768	293,0838
Total	19		
C.V. (%)		36,36	102,67

** significativo a 1 % pelo Teste F.

Apêndice 7 - Resumo da análise de variância para o efeito de dois meios de cultura sobre o rompimento do tegumento, emissão dos cotilédones, germinação e contaminação (Cont) de sementes de alcachofra 'Nobre', 21 dias após a semeadura (Experimento 5). Passo Fundo, RS, FAMV, 2007

Causas de variação	GL	Quadrados médios			
		Rompimento tegumento	Emissão cotilédones	Germinação	Contaminação
Meios cultura	1	110,2240	1086,1215*	111,5560	0,0000
Resíduo	8	208,1670	135,8548	41,8335	83,6670
Total	9				
C.V. (%)		144,28	46,88	10,21	91,29

* significativo a 5 % pelo Teste F.