

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS

INSTITUTO DE BIOLOGIA



VANESSA REBOUÇAS DOS SANTOS

**CRESCIMENTO, PROPAGAÇÃO, FLORAÇÃO E
COMPOSTOS DE RESERVA EM *Costus arabicus* L.**

Este exemplar corresponde à aprovação final da tese defendida pelo(a) candidato (a) <u>Vanessa Reboças dos Santos</u> <u>Lilian B. Zaidan</u> e aprovada pela Comissão orientadora.

Tese apresentada ao Instituto de
Biologia para obtenção do Título de
Doutor em Biologia Vegetal.

Orientadora: Dra. Lilian Beatriz Pentead Zaidan

Campinas, 2009

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA
BIBLIOTECA DO INSTITUTO DE BIOLOGIA – UNICAMP**

Sa59c

Santos dos, Vanessa Rebouças

Crescimento, propagação, floração e compostos de reserva em *Costus Arabicus* L. / Vanessa Rebouças dos Santos. – Campinas, SP: [s.n.], 2009.

Orientadora: Lilian Beatriz Penteado Zaidan.

Tese (doutorado) – Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia.

1. Carboidratos. 2. Brotos (Plantas). 3. Fotoperíodo. 3. Plantas ornamentais. 4. Rizoma. I. Zaidan, Penteado Lilian Beatriz. II. Universidade Estadual de Campinas. Instituto de Biologia. III. Título.

(scs/ib)

Título em inglês: Growth, propagation, flowering and its compounds in reserve *Costus arabicus* L.

Palavras-chave em inglês: Carbohidrates; Shoots (Plants); Photoperiod; Ornamentals plants; Ryzom.

Área de concentração: Biologia Vegetal.

Titulação: Doutor em Biologia Vegetal.

Banca examinadora: Lilian Beatriz Penteado Zaidan, Gláucia Moraes Dias Tagliacozzo, Catarina Carvalho Niévola, Jorge Vega, Clóvis José Fernandes de Oliveira Junior.

Data da defesa: 18/02/2009.

Programa de Pós-Graduação: Biologia Vegetal.

BANCA EXAMINADORA

Dra. Lilian Beatriz Penteado Zaidan (Orientadora)



Assinatura

Dra. Gláucia Moraes Dias Tagliacozzo



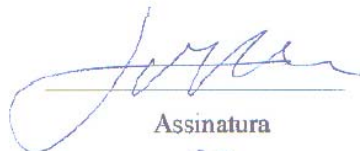
Assinatura

Dra. Catarina Carvalho Nievola



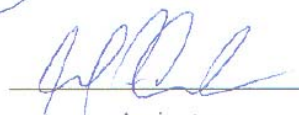
Assinatura

Prof. Dr. Jorge Vega



Assinatura

Dr. Clovis José Fernandes de Oliveira Junior



Assinatura

Profa. Dra. Marlene Schiavinatto



Assinatura

Dra. Vivian Tamaki



Assinatura

Dr. Armando Reis Tavares



Assinatura

*Aos meus pais, Suzana e Moisés,
em especial ao meu pai (in
memorian)*

AGRADECIMENTOS

À Universidade Estadual de Campinas.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP – por ter financiado este projeto com o auxílio financeiro.

Ao Instituto de Botânica de São Paulo.

À Dra. Lilian B. P. Zaidan agradeço pela oportunidade, orientação, apoio ao longo destes anos.

À Dra. Gláucia Moraes Dias Tagliacozzo pelas sugestões na pré-banca, participação na banca examinadora e pela amizade, incentivo desde a época da graduação.

À Dra. Maria Angela Machado de Carvalho pelas sugestões na pré- banca e colaboração no desenvolvimento deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Jorge Vega, pelas sugestões na pré-banca, participação e contribuição na banca examinadora.

Ao Dr. Clóvis José F. de Oliveira Junior e Dra. Catarina C. Niévola pela participação e contribuição na banca examinadora.

Aos Drs. Vivian Tamaki, Marlene A. Schiavinato e Armando R. Tavares, por participarem como suplentes da banca examinadora.

Aos meus pais Suzana e Moisés e aos meus queridos irmãos Silvana, Valério, Moésio, Veleda, meus sobrinhos Guilherme e João Gabriel, e aos meus cunhados Barrada e Vitória pelo amor, confiança, apoio e estímulo, sem vocês tudo seria mais difícil.

Ao Javier agradeço pelo apoio fundamental e incentivo na conclusão deste trabalho.

À minha amiga Rosana Cristina Carreira que sempre apoiou e colaborou quando eu precisei, agradeço pela amizade e carinho durante estes anos.

À minha amiga Dra. Márcia Débora agradeço pela amizade e o convívio durante os anos do IBt.

Às minhas amigas Ludmila, que nos presenteou com a ternura e beleza da sua filha, e Amanda que sempre me incentivaram agradeço pela amizade.

Aos amigos, Josimara, Denise, Vanessa Costa, Vanessa Oliveira, Paola, Ju Yura, Tate, Flavinho, Rodrigo, Roberta, as Fernandas, pelos bons momentos no laboratório.

Aos funcionários do Laboratório de Fisiologia e Bioquímica de Plantas do Instituto de Botânica, Dona Helena, Analice, Cida e em especial a Mary pelo constante apoio e amizade.

Aos meus colegas de trabalho da Seção de Ornamentais, Catarina, Shoey, Armando, Francismar, Silvia, Domingos, Ivomar, Cleonice, Luzia, Seu Geraldo, Jorge, e em especial a Vivian, pelo apoio e incentivo constante.

E a todas as pessoas que de alguma forma contribuíram para que este trabalho fosse realizado, meus agradecimentos!

ÍNDICE

LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE FIGURAS	x
RESUMO	xv
ABSTRACT	xviii
1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	13
2.1. Objetivo geral	13
2.2. Objetivos específicos	13
3. MATERIAL E MÉTODOS	14
3.1. Material vegetal	14
3.2. Cultivo e manutenção das plantas	14
3.3. Tratamentos fotoperiódicos e análise de crescimento	14
3.4. Propagação vegetativa	16
3.5. Análise da floração	17
3.6. Extração e análise de carboidratos	18
3.7. Determinação de massa fresca e seca	20
3.8. Análise estatística	20
4. RESULTADOS	21
4.1. Tratamentos fotoperiódicos e análise de crescimento	21
4.2. Propagação vegetativa	31
4.3. Análise da floração	52
4.4. Análise dos carboidratos de reserva	57

4.6. Massa fresca e seca	64
5. DISCUSSÃO	66
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	78
7. BIBLIOGRAFIA	79
8. ANEXO	92

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Floração em plantas de *Costus arabicus* L. em fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h, após um ano de tratamento. Letras comparam os diferentes tratamentos em cada parâmetro. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tuckey a 5% de probabilidade 53

Tabela 2. Floração de plantas de *Costus arabicus* L. provenientes de diferentes regiões do rizoma. Plantio em julho, novembro e março. Letras comparam as diferentes regiões do rizoma em cada parâmetro por época de plantio. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tuckey a 5% de probabilidade. ns = não significativo 54

Tabela 3. Massa fresca, massa seca e razão massa seca do rizoma e da parte aérea em plantas de *Costus arabicus* L. após um ano de cultivo sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h. Letras comparam fotoperíodos, Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 64

Tabela 4. Massa fresca (MF), massa seca (MS) e razão MF/MS, da parte aérea e do rizoma em plantas de *Costus arabicus* L. durante nove meses de cultivo, sob condições de casa de vegetação. Letras comparam cada variável na mesma coluna pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 65

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Aspecto geral de plantas de *Costus arabicus* L. Disposição espiralada das folhas (A). Detalhe da flor (B) 4
- Figura 2.** Identificação das regiões distal, mediana e proximal do rizoma de *Costus arabicus* L., conforme adotado no presente estudo 17
- Figura 3.** Número médio de brotos novos por rizomas em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 22
- Figura 4.** Número médio de hastes novas por rizomas em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 24
- Figura 5.** Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados por estação do ano (A). Dados anuais (B). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 26
- Figura 6.** Incremento médio em altura em plantas de *Costus arabicus* L. sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano de avaliação. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 28

Figura 7. Número médio de folhas novas em plantas de *Costus arabicus* L. durante um ano de avaliação. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 30

Figura 8. Número médio de brotos novos por rizoma mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 32

Figura 9. Número médio de brotos novos por rizoma por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 34

Figura 10. Número médio de brotos novos por rizoma anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 35

Figura 11. Número médio de hastes novas por rizoma mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 37

Figura 12. Número médio de hastes novas por rizoma por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 38

Figura 13. Número médio de hastes novas por rizoma anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 39

Figura 14. Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade..... 40

Figura 15. Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 42

Figura 16. Incremento médio em altura mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 44

Figura 17. Incremento médio em altura por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 45

Figura 18. Incremento médio em altura durante um ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 46

Figura 19. Número médio de folhas novas mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração 48

Figura 20. Número médio de folhas novas por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 50

Figura 21. Número médio de folhas novas anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 51

Figura 22. Caracterização do desenvolvimento floral de plantas de *Costus arabicus* L.. 56

Figura 23. Teor de carboidratos de reserva em rizomas de plantas de *Costus arabicus* L. sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas, após um ano de cultivo. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade 58

Figura 24. Teor de açúcar total aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão 59

Figura 25. Teor de açúcar redutor aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão 61

Figura 26. Teor de amido aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão 62

Figura 27. Teor de açúcar total, açúcar redutor e amido na região proximal do rizoma de plantas de *Costus arabicus* L. durante nove meses de cultivo. Barras indicam erro padrão da média 63

RESUMO

O mercado mundial da floricultura tem incentivado a introdução e produção de novas plantas tropicais, cujas formas inusitadas, exuberantes e coloridas têm alto potencial ornamental. No Brasil, o cultivo para a produção de flores tropicais vem aumentando, graças às condições ambientais favoráveis, à disponibilidade de terras, água e energia, além da mão de obra relativamente barata, que incidem diretamente na qualidade do produto e possibilitam custos competitivos nos mercados externos. Porém, existem limitações para a expansão de produtos novos, dentre elas, a falta de informação quanto às condições de cultivo intensivo de espécies potenciais e a sua conservação em condições tropicais. As espécies do gênero *Costus* (Costaceae) vêm despertando grande interesse ornamental devido às suas inflorescências que apresentam beleza e exotividade. O objetivo do presente trabalho foi estudar o crescimento, a propagação, a floração e os carboidratos de reserva em plantas de *Costus arabicus* L. cultivadas sob condições de casa de vegetação, com vistas a oferecer conhecimento fisiológico e informações técnicas para o cultivo dessa espécie como planta ornamental.

Plantas de *C. arabicus* foram transplantadas para vasos e mantidas sob condições de casa de vegetação. As plantas foram submetidas a tratamentos fotoperiódicos de 8, 12, 16 e 20 h, avaliando-se o crescimento vegetativo (brotações, hastes, altura e número de folhas) e a floração. Para o estudo da propagação vegetativa, os rizomas de *C. arabicus* foram divididos em suas regiões distal, mediana e proximal e cultivados em diferentes épocas: plantio realizado em julho (inverno), com as plantas matrizes em estágio prévio à floração; plantio realizado em novembro (primavera), com as plantas matrizes em floração; e plantio realizado em março (outono), com as plantas matrizes em estágio vegetativo. A floração foi avaliada

pelo aparecimento de botão floral, pela fase de desenvolvimento da inflorescência, número de flores desenvolvidas e tempo decorrido da antese até a senescência da flor.

Foram realizadas análises de amido e carboidratos solúveis (açúcares totais e redutores) do rizoma e foram registradas a massa fresca (MF) e a massa seca (MS) da parte aérea e do rizoma e calculada a razão MF/MS. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado. As médias dos tratamentos foram comparadas segundo Tukey com 5% de probabilidade.

Os resultados indicaram que as variáveis de crescimento analisadas foram influenciadas pelo fotoperíodo e favorecidas por dias longos. De modo geral, a capacidade propagativa do rizoma independe da região utilizada, porém a região proximal favoreceu a formação de brotos, principalmente no verão. Plantas de *C. arabicus* têm ciclo de desenvolvimento anual, com uma fase de crescimento vegetativo, latência no crescimento na época do inverno e floração entre novembro e abril. Botões florais foram observados em todos os tratamentos fotoperiódicos e, portanto, a indução floral não foi uma resposta qualitativa a esse fator ambiental. Contudo, a resposta de floração, com base nos diversos aspectos avaliados foi favorecida no fotoperíodo de 16 h e em termos quantitativos, fotoperíodo de 8 h foi desfavorável para a floração. A melhor época de plantio visando à floração foi no mês de julho, pois o processo de floração ocorreu após apenas quatro meses de cultivo das plantas, quando comparadas com as plantas obtidas de rizomas cultivados em novembro e março, que levaram aproximadamente 12 e 8 meses, respectivamente, para florescer. O amido foi considerado o principal carboidrato de reserva do rizoma e foi hidrolisado durante o processo de floração, enquanto os açúcares totais foram utilizados como fonte primária de energia para a brotação dos rizomas de plantas de *C. arabicus*.

Os resultados obtidos do crescimento, propagação vegetativa e floração permitem que as plantas de *C. arabicus* possam ser aproveitadas como plantas ornamentais, visto que suas características morfológicas, como a filotaxia em espiral, a inflorescência esverdeada, as flores brancas com labelo róseo, são aspectos interessantes para o mercado da floricultura.

ABSTRACT

The world market for floriculture is encouraging the introduction and production of new tropical plants, with their unusual forms, exuberant and colorful, with high ornamental potential. In Brazil, the cultivation for production of tropical flowers are increasing due to, favourable environmental factors, availability of land, water, energy and relatively cheap labour which reflects directly on the quality of the products and offers competitive costs in foreign markets. But there are limitations to the expansion of new products, including the misinformation about the conditions of intensive cultivation of new plant species and their potential conservation in tropical conditions. The species of the genus *Costus* (Costaceae) are attracting great interest because of their ornamental flowers with high beauty and exoticity. The objective of this work was to study propagation, growth, flowering and the reserve compounds in plants of *Costus arabicus* L. growing under glasshouse conditions, aiming to offer technical information and physiological knowledge for the cultivation of this species as an ornamental plant.

Plants of *C. arabicus* were transplanted to pots and kept under the conditions of a greenhouse. The plants were subjected to photoperiodic treatments of 8, 12, 16 and 20 h. Vegetative growth (shoots, stems, height and number of leaves) and flowering were evaluated. For vegetative propagation, rhizomes of *C. arabicus* were divided in their distal, middle and proximal regions and were grown in different seasons: planting held in July (winter), when the plants were in a stage prior to flowering; planting held in November (spring), when the plants were flowering and planting held in March (autumn), when the plant were in vegetative stage. Flowering was assessed by the appearance of floral buds, the developmental stage of the

inflorescence, the number of flowers developed and elapsed time from anthesis to senescence of the flower.

Analysis of soluble starch and carbohydrates (total and reducing carbohydrates) of rhizome were performed. Fresh mass (FM) and dry matter (DM) of the shoot and the rhizome were recorded to calculate the ratio FM/DM. The experimental design was a completely randomized. The averages were compared according to Tukey at 5% probability.

The results indicated that the growth of variables analyzed were influenced by photoperiod and favored by long days. In general, the ability of the rhizome to propagate not depends on the region used, but the proximal region favored vegetative growth development, formation of shoots, the development of rods, plant height and number of leaves, mainly on summer. Plants of *C. arabicus* have annual cycle of development, with a phase of vegetative growth, followed by latency of winter season and flowering between November and April.

Floral buds were observed in all photoperiodic treatments, and therefore floral induction was not a qualitative response to this environmental factor. However, the response of flowering, based on the various aspects assessed was favored in the photoperiod of 16 h in quantitative terms, photoperiod of 8 h was unfavorable for flowering.

The best season for flowering was when planting is in July, because the process of flowering occurred after only four months of cultivation of the plants, when compared with the plants obtained from rhizomes, cultivated in November and March, which brought about 12 and 8 months, respectively, to flower. Starch was considered the main carbohydrate reserve of rhizome and noted that it was hydrolyzed during the process of flowering, while the total sugar were used as a primary energy source for the sprouting of the rhizomes.

The results of growth, vegetative propagation and flowering allow the plants of *C. arabicus* can be used as ornamental plants since its morphological characteristics, such as spiral phytolaxy, the green inflorescence, and the white flowers with pink labelo, are interesting aspects to the market for floriculture.

1. INTRODUÇÃO

As plantas tropicais vêm ocupando uma parcela crescente no setor da floricultura, tanto no mercado nacional como no internacional, por apresentarem formas exuberantes e coloridas. Essas plantas constituem uma das maiores riquezas da nossa flora e são apreciadas no mercado externo por sua durabilidade e capacidade de gerar belas composições (Castro, 2002; Loges *et al.*, 2005). O mercado mundial tem-se mostrado saturado para as plantas ornamentais tradicionalmente utilizadas.

Os países desenvolvidos que possuem elevado consumo *per capita* apresentam, em sua maioria, limitações para o cultivo de flores tropicais devido às condições climáticas desfavoráveis ou à exigüidade de espaços (Lopes, 2001). Estes fatos vêm incentivando cada vez mais a produção de flores no Brasil, principalmente nas regiões Nordeste e Norte, graças ao clima favorável e à disponibilidade de terra, água, energia e mão de obra relativamente barata. Esse conjunto de fatores incide diretamente na qualidade do produto e possibilita custos de produção mais baixos e preços competitivos nos mercados externos (Junqueira & Peetz, 2002; Loges *et al.*, 2005).

Em 2007, o Brasil registrou um aquecimento do mercado interno na demanda nacional de flores e plantas (Junqueira & Peetz, 2008b), conquistando um novo recorde nas exportações de flores e plantas ornamentais com um valor de US\$ 35 milhões, resultado 9,18% superior ao obtido no ano de 2006. Apesar desse aumento, a participação nacional foi de apenas 0,3%, num mercado em que o fluxo no comércio internacional esteve na ordem de US\$ 6,7 bilhões anuais.

Segundo Ferreira *et al.* (2002), a produção de flores tropicais no Brasil é conduzida por pequenos produtores e estima-se que a atividade de floricultura passou a agregar 5.152 produtores cultivando uma área de 8.423 hectares. Desta maneira, a floricultura empresarial brasileira vem adquirindo notável desenvolvimento nos últimos anos, caracterizando-se como um dos mais promissores segmentos da horticultura intensiva no campo dos agronegócios nacionais (Junqueira & Peetz, 2008a). Esse novo panorama abre perspectivas para apoiar programas de auxílio em pesquisas que impulsionem a exportação de produtos de floricultura, uma vez que existem limitações para a expansão de produtos novos, além da falta de informação quanto às condições de cultivo intensivo de espécies potenciais da flora nativa e a sua conservação em condições tropicais.

Dentre as espécies, cuja importância econômica e interesse vêm crescendo no setor de plantas ornamentais, destacam-se as da ordem Zingiberales que abrange oito famílias de monocotiledôneas: Lowiaceae, Musaceae, Strelitzaceae, Heliconiaceae, Marantaceae, Cannaceae, Zingiberaceae e Costaceae (Cronquist, 1981; Dahlgren *et al.*, 1985; Kress, 1990; Simpson, 2006; Araújo & Oliveira, 2007). Dentre estas, a família Costaceae vem despertando grande interesse, não só ornamental como também medicinal. Esta família é constituída pelos gêneros *Costus*, *Monocostus*, *Dimerocostus* e *Tapeinochilos* (Tomlinson, 1962). Recentemente, foram acrescentados os gêneros *Cheilocostus*, *Chamaecostus* e *Paracostus*, com base em análise cladística de múltiplos dados moleculares e por aspectos morfológicos que refletem as relações filogenéticas (Specht & Stevenson, 2006).

O gênero *Costus* aparece com maior destaque, pois suas plantas apresentam beleza e exotividade podendo ser amplamente utilizadas desde em arranjos florais até em paisagismo,

resultando em composições originais e duráveis, devido às suas inflorescências que persistem por vários dias (Gonçalves *et al.*, 2005).

Algumas espécies de *Costus*, como *C. spiralis*, *C. spicatus* e *C. afer* têm sido utilizadas na medicina popular brasileira no tratamento de afecções urinárias, cálculos renais, processos de cicatrização, controle de excesso de líquidos corporais e controle de diabetes (Albuquerque, 1989; Viel *et al.*, 1999; Silva *et al.*, 1999; Antunes *et al.*, 2000; Lorenzi & Matos, 2002; Martins *et al.*, 2003; Medeiros *et al.*, 2004; Silva *et al.*, 2004). Porém, estudos fitoquímicos realizados em folhas de plantas de *C. spicatus* confirmaram a presença de flavonol diglicosídeo, que é um composto com potencial terapêutico de ação anti-inflamatória (Silva *et al.*, 2000), e constatou-se que esta e outras espécies de *Costus* são fonte de diosgenina, precursor potencial para síntese do hormônio esteroide, com potencial uso farmacológico (Lin *et al.*, 1996; Inoue *et al.*, 1996; Silva *et al.*, 1999; Silva *et al.*, 2000).

O gênero *Costus* compreende cerca de 200 espécies com distribuição pantropical e neotropical. Podem ser encontradas em áreas tropicais e subtropicais nas Antilhas e América do Sul, em florestas pluviais, matas ciliares, margem de rodovias e, em geral, ao nível do mar (Maas, 1972, 1976, 1990, 1997; Samparo, 1996; Gonçalves *et al.*, 2005; Stevenson & Stevenson, 2004). Este gênero foi estabelecido por Lineu em 1754, sendo composto por plantas herbáceas, não aromáticas e frequentemente pilosas. As folhas são simples, sem estípulas, curtamente pecioladas distribuídas em arranjos espirais, ao redor do caule (Fig. 1A).

As plantas de *Costus arabicus* L apresentam inflorescências racemosas em forma de espiga no ápice do caule, com brácteas coriáceas imbricadas, fechadas e sobrepostas, de cor verde na parte exposta e vermelha na coberta, cada uma protegendo uma flor. As flores são sésseis, bissexuadas, zigomorfas e com cálice tubuloso. Cálice vermelho-rosado, trilobado e raramente

excede as brácteas (Maas, 1997; Gonçalves *et al.*, 2005). A corola de coloração branca com a região basal do labelo papilada (Specht *et al.*, 2001) (Fig. 1B). O estame é petalóide, elíptico, apresentando anteras unidas no meio e raramente na base. O estigma é bilamelado e o ovário é trilocular de cor branca. Os frutos apresentam sementes pretas brilhantes com arilo grande. Apresentam rizomas com ramificação simpodial (Maas, 1997).



Figura 1. Aspecto geral de plantas de *Costus arabicus* L. Disposição espiralada das folhas (A). Detalhe da flor (B).

O padrão de floração anual para as espécies do gênero *Costus* é de quatro a cinco meses, entre novembro e abril, na estação chuvosa, com formação de frutos no final desta estação (Schemske, 1983; Newstrom *et al.*, 1994; Buzato *et al.*, 2000; Araújo & Oliveira, 2007).

Maas (1997) relata que a maioria das espécies de *Costus* propaga-se por divisão do rizoma. Neste sentido, Raunkiaer (1934) acrescentou que na evolução dos vegetais superiores, as gemas tornaram-se escondidas e protegidas propiciando a sobrevivência das plantas em condições ambientais desfavoráveis. Isto favoreceu a passagem gradual de sistemas caulinares

aéreos para subterrâneos e a redução gradativa dos entrenós levou à formação de rizomas, cormos e bulbos. Esses órgãos subterrâneos espessados acumulam compostos de reserva que constituem importante fonte de energia para as plantas durante um período de condição desfavorável e durante o desenvolvimento das gemas na fase de brotação (Ranwala & Miller, 2008).

Os rizomas são mais comuns entre as monocotiledôneas do que entre as dicotiledôneas e, em geral, se originam a partir da plúmula, constituindo um sistema monopolar de ramificação caulinar, em que a parte aérea é representada pelas folhas e pelo escapo floral. O rizoma é constituído por um eixo caulinar que cresce geralmente no interior do solo, recoberto por catafilos que formam folhas e flores aéreas. As raízes são formadas na região nodal, enquanto o caule é espessado e rico em reservas, provido de nós e entrenós marcantes, com gemas protegidas por catafilos. Podem ser de consistência carnosa, como a bananeira (*Musa* sp), ou de consistência suculenta como o gengibre (*Zingiber officinalis*), o inhame (*Colocasia esculenta*) ou a araruta (*Maranta arundinacea*) (Apezato-da-Glória, 2003).

Os rizomas das plantas do gênero *Costus* ampliam a rizosfera permitindo o armazenamento e a condução de água e nutrientes. Segundo Figueiredo-Ribeiro *et al.* (2004), estes órgãos podem desempenhar mais de uma função em determinadas fases do ciclo de vida da planta, portanto, atuam tanto como órgãos de propagação vegetativa, como órgãos de reserva. Geralmente, as plantas que possuem órgãos de reserva são herbáceas e perenes e sua parte aérea senesce ao final do período anual de crescimento, permanecendo apenas o órgão subterrâneo espessado. Estes órgãos podem rebrotar através do desenvolvimento de suas gemas e utilização das reservas acumuladas, segundo a influência de fatores ambientais ou endógenos, e deste modo, assegurando um novo período de desenvolvimento. Por tal motivo,

os órgãos espessados são importantes na propagação vegetativa, pois protegem as gemas das condições desfavoráveis às quais a parte aérea está mais sujeita (Almeida & Pereira, 2000; Figueiredo-Ribeiro *et al.*, 2004).

Assim como as sementes, os sistemas subterrâneos espessados, como tubérculos, bulbos e rizomas, também acumulam compostos de reserva que constituem depósitos energéticos envolvidos nos processos de crescimento e desenvolvimento das plantas, fornecendo energia para as atividades celulares, relações hídricas e na síntese de proteínas e lipídeos, entre outras (Beck & Ziegler, 1989; Priess, 1992; Rees, 1992; Smith *et al.*, 1995).

Os carboidratos de reserva podem ser constituídos na forma de sacarose, rafinose, oligossacarídeos e polissacarídeos, entre os quais sobressaem os amidos, os frutanos, glucanos, galactanos, mananos e seus derivados (Miller, 1992). Alguns órgãos de reserva apresentam outros polissacarídeos que podem ser armazenados nos vacúolos, em forma solúvel ou no seu estado coloidal. Entre as monocotiledôneas, os frutanos, o amido e os glucomananos, são as principais reservas em bulbos, tubérculos e rizomas de plantas da família das liliáceas e nas bases caulinares das gramíneas (Poaceae) (Meier & Reid, 1982; Beck & Ziegler, 1989; Pollock & Cairns, 1991; Hendry & Wallace, 1993; Lehninger *et al.*, 2002).

Segundo Figueiredo-Ribeiro *et al.* (1986), os principais constituintes de órgãos subterrâneos de reserva de 17 espécies nativas de Mata e de Cerrado do Estado de São Paulo, foram os carboidratos solúveis, amido e proteínas, cujas quantidades foram iguais ou superiores aos de plantas convencionalmente usadas como fontes desses compostos. A partir desses resultados, diversos estudos foram conduzidos com plantas que armazenam carboidratos de reserva nos seus órgãos subterrâneos, com o objetivo de relacionar o

metabolismo desses carboidratos com as fases fenológicas de desenvolvimento, crescimento e condições ambientais (Carvalho & Dietrich, 1993; Isejima & Figueiredo-Ribeiro, 1993; Carvalho & Dietrich, 1996; Carvalho *et al.*, 1997; Teixeira *et al.*, 1997; Moreira *et al.*, 1999; Carvalho & Figueiredo-Ribeiro, 2001; Cuzzuol *et al.*, 2003). Dessa forma, observou-se que em rizóforos de *Vernonia herbaceae*, uma espécie nativa do Cerrado brasileiro, a variação do conteúdo de frutanos, principal composto de reserva desta espécie, esteve mais relacionada com o estágio fenológico da planta do que com o tratamento de temperatura a que foram submetidas (Dias-Tagliacozzo *et al.*, 1999). Em raízes tuberosas de *Gomphrena macrocephala*, uma espécie herbácea perene que cresce espontaneamente no Cerrado, verificou-se que as condições fotoperiódicas, como dias curtos (8 h), proporcionaram acúmulo de polissacarídeos semelhante ao padrão de plantas em início de dormência e que dias longos (12 e 16 h) resultaram em menor conteúdo de frutanos, semelhante ao observado em plantas em fase de crescimento vegetativo (Moreira *et al.*, 1999).

Segundo Zeeman *et al.* (2004) o amido é um dos compostos de maior importância para o fluxo de energia nos ecossistemas no planeta, se constituindo como o carboidrato de reserva mais abundante nas plantas. O amido é um polímero constituído de unidades de glucose, organizadas em dois homopolissacarídeos, α -amilose e α -amilpectina. A α -amilose praticamente não apresenta ramificações, sendo que as unidades de glucose são unidas por ligações glucosídicas α (1 $\rightarrow$ 4). A α -amilpectina, uma das maiores biomoléculas conhecidas, é altamente ramificada, constituída de cadeias de unidades de glucose unidas entre si por ligações glicosídicas do tipo α (1 $\rightarrow$ 4) com pontos de ramificação α (1 $\rightarrow$ 6) a cada 24 a 30 resíduos (Lehninger *et al.*, 2002; Zeeman *et al.*, 2002).

O amido é insolúvel em água e pode ser armazenado nas células vegetais em grandes quantidades. Nos vegetais superiores é armazenado nos amiloplastos, parênquima de raízes e caules, tubérculos, endosperma ou cotilédones de sementes (Nelson & Pan, 1995; Smith *et al.* 2005). Mas também aparece transitoriamente, no cloroplasto das folhas, nos quais é produzido durante o período fotossintético e rapidamente metabolizado durante o período noturno (Beck & Ziegler, 1989).

O amido é mobilizado em plantas dormentes durante o inverno para a manutenção da respiração, durante os processos de germinação de sementes e na brotação de gemas nos órgãos vegetativos de reserva. Este é degradado pela ação de amilases e fosforilases produzindo glucose, que posteriormente será utilizada para o metabolismo na síntese da sacarose e translocada para o embrião ou para as outras gemas (Ogren, 2000; Taiz & Zeiger, 2004). Em situações adversas como pouca luminosidade ou baixas temperaturas, o amido pode ser utilizado como reserva de energia e convertido por hidrólise em açúcares solúveis, sendo a fonte primária para a rebrota dos órgãos aéreos (Duffus, 2000; Vaz *et al.*, 2004).

Com relação aos carboidratos não estruturais (açúcares solúveis e amido), quase não há dados disponíveis na literatura para plantas tropicais, no entanto, conhece-se que estes compostos são utilizados como uma importante fonte para a atividade reprodutiva (Chapin *et al.*, 1990; Barbaroux & Breda, 2002; Newell *et al.*, 2002; Wong *et al.*, 2003). Embora se conheça relativamente bem o metabolismo de carboidratos em muitas herbáceas de Cerrado com órgãos subterrâneos, pouco se sabe sobre o comportamento de espécies herbáceas de mata e seus compostos de reserva. Dentre os poucos estudos realizados, citam-se os de cinco espécies de inhame (*Dioscorea* sp) (Chu & Figueiredo-Ribeiro, 1991) e de orelha-de-elefante (*Xanthosoma sagittifolium*) (Graziano *et al.*, 2002).

A partição de carboidratos também pode ser influenciada pelo fotoperíodo (Isejima *et al.*, 1991; Thomas & Vince-Prue, 1997; Moreira *et al.*, 1999), e segundo Hewitt *et al.* (1985) em algumas espécies a taxa de acúmulo de amido nas folhas pode estar inversamente relacionada com o comprimento do dia. A ação da luz pode ser avaliada em termos quantitativos (intensidade luminosa ou densidade de fluxo de fótons), qualitativos (espectro da radiação eletromagnética azul e vermelha) e de sua duração (fotoperíodo) (Burbott & Loomis, 1967; Duriyaprapan *et al.*, 1986). Portanto, o comprimento relativo do dia ou da noite fornece uma informação de valor crucial em muitos estádios do desenvolvimento das plantas, como a floração e a dormência (Heide, 1994; Partanen *et al.*, 1998, 2005). Efeitos de outros fatores ambientais, como as variações diárias na temperatura, não são excluídos e necessitam ser avaliado para cada espécie e localidade (Rossi *et al.*, 2006).

Wu *et al.* (2004) salientam que o fotoperíodo é um dos fatores mais significativos e complexos de interação entre plantas e o ambiente em que vivem, definido como a resposta ao comprimento relativo do dia e da noite, que os capacita a se adaptar às mudanças sazonais. Nas respostas fotoperiódicas, a percepção dos sinais luminosos se dá pelos pigmentos do grupo do fitocromo que, por alterar sua conformação molecular, altera o tipo de resposta bioquímica da planta, possibilitando sua adaptação às alterações ambientais (Smith, 1994). Outros processos fisiológicos das plantas podem ser considerados respostas fotoperiódicas, dentre estes, a síntese de pigmentos, a tuberização, a germinação de sementes, a formação de órgãos de armazenamento, o crescimento vegetativo, a floração, a dormência e a brotação de gemas e a síntese de metabólitos secundários (Câmara, 1991; Adams & Langton, 2005).

Com o avanço das pesquisas, verificou-se que o controle das respostas fotoperiódicas em plantas não é feito durante o período de luz, mas sim no período de escuro (Thomas & Vince-

Prue, 1997). A indução floral, a iniciação e/ou os processos de desenvolvimento de muitas espécies de plantas são sincronizados temporalmente, durante o ano, de acordo com o comprimento da noite (Garner & Allard, 1920; Mattson & Erwin, 2005). A classificação das plantas de acordo com as respostas fotoperiódicas é usualmente baseada na floração, conforme foi demonstrado experimentalmente por Garner & Allard (1920), e que podem ser divididas em cinco grupos principais (Thomas & Vince Prue, 1997): 1- Plantas de Dia Curto (PDC): plantas que florescem quando o comprimento da noite excede um determinado número de horas; 2- Plantas de Dia Longo (PDL): plantas que florescem quando o comprimento da noite é mais curto do que um determinado número de horas; 3- Plantas de Dia Neutro (PDN): plantas que florescem independente das variações do fotoperíodo; 4- Planta de Dia Intermediário (PDI): a floração ocorre somente entre limites estreitos do fotoperíodo, permanecendo vegetativas quando expostas a dias mais curtos ou mais longos. Estas plantas também são chamadas plantas de dias médios ou estenofotoperiódicas (Heide, 2004); 5- Planta Ambifotoperiódica (PA): nas quais a floração somente ocorre em dias muito longos ou muito curtos, mas não em um fotoperíodo intermediário.

Apesar das regiões tropicais não apresentarem variações substanciais de fotoperíodo e temperatura durante o ano (Zaidan & Felipe, 1994), espécies como estêvia-doce (*Stevia rebaudiana*) (Zaidan *et al.*, 1980), hortelã-do-mato (*Hyptis brevipes*) (Zaidan *et al.*, 1991), *Viguiera discolor* (Isejima *et al.*, 1991), picão-do-cerrado (*Bidens gardneri*) (Klein *et al.*, 1992), *Viguiera robusta* (Ruggiero & Zaidan, 1997), folha-branca (*Miconia albicans*) e quaresmeira (*Schizocentron elegans*) (Carreira & Zaidan, 2003), são exemplos de espécies que respondem a diferentes tratamentos fotoperiódicos para florescerem, comportando-se como plantas de dia longo (PDL), plantas de dia curto (PDC) ou mesmo de dia intermediário.

O fotoperíodo também pode afetar o crescimento vegetativo das plantas. No entanto, pouca atenção tem sido dada à manipulação do fotoperíodo em benefício do crescimento vegetal (Adams & Langton, 2005), mas de modo geral, plantas submetidas a fotoperíodos de DL apresentam promoção do crescimento (Juntilla *et al.*, 1990), aumento na expansão foliar (Bertero, 2001), aumento no conteúdo de clorofilas e na fotossíntese (Langton *et al.*, 2003), e no incremento da massa de matéria seca de órgãos aéreos (Hay, 1990; Solhaug, 1991; Sinclair *et al.*, 2003; Adams & Langton, 2005). Nos grupos PDC e PDL há espécies que requerem determinados fotoperíodos para a floração, ou seja, somente florescem quando recebem luz por certo número de horas (exigência obrigatória ou qualitativa) e aquelas nas quais determinados fotoperíodos aceleram a floração, mas não são essenciais para que ocorra, pois há uma exigência facultativa ou quantitativa por determinados fotoperíodos (Thomas & Vince Prue, 1997; Mattson & Erwin, 2005).

As respostas fisiológicas para floração e dormência em muitas bulbosas ornamentais mostram que as condições ambientais exercem um papel importante nesses processos (Thomas & Vince-Prue, 1997). Deste modo, a manipulação do fotoperíodo para induzir ou inibir a floração é amplamente empregada no cultivo de plantas de interesse agrônomico ou horticultural. Assim, o controle do ambiente no cultivo dessas plantas tem possibilitado a obtenção de flores durante o ano inteiro, uma prática bastante utilizada por produtores de plantas ornamentais (Rees, 1992).

Embora, a floração tenha sido um dos processos fisiológicos mais estudados, ainda não está totalmente elucidado e muito do que agora é conhecido baseia-se em um número relativamente restrito de espécies, a maioria de clima temperado, sendo ainda limitado o conhecimento em plantas tropicais (Zaidan *et al.*, 1991). Estudos feitos com 18 espécies de

Costus, das quais nove com ocorrência natural no Brasil (*C. amazonicus* (Loesener) Macbride, *C. arabicus* L., *C. comosus* (Jacquin) Roscoes, *C. igneus* N.E. Brown, *C. juruanus* Schumann, *C. lanceolatus* O G. Petersen, *C. lasius* Loesener, *C. scaber* Ruiz & Pavon e *C. spiralis* (Jacquin) Roscoe) avaliaram o desenvolvimento das plantas em vasos, com vistas à obtenção de novas espécies para comercialização (Gonçalves *et al.*, 2005). No entanto, com respeito à biologia reprodutiva de *Costus* existem poucos estudos publicados. No Brasil, encontram-se dados sobre a fenologia, a biologia floral e os polinizadores de espécies de *Costus* no âmbito da Mata Atlântica (Sazima *et al.*, 1996; Buzato *et al.*, 2000). Os estudos revelam que as plantas destas espécies são polinizadas exclusivamente por abelhas ou beija-flores, e a polinização é realizada por um número limitado de polinizadores, indicando um alto grau de especialização. Algumas espécies podem ser ainda mais especializadas, com polinização específica por abelhas *Euglossini* ou beija-flores eremitas da sub-família *Phaethornithinae* (Stiles, 1981; Sazima *et al.*, 1995; Buzato *et al.*, 2000; Kay & Schemske, 2003).

Muitas espécies com potencial ornamental deixam de ser utilizadas pela ausência de informações adequadas sobre a sua multiplicação e cultivo, desta maneira, a comercialização destas espécies, sejam nativas ou exóticas, depende dos conhecimentos básicos da propagação sexuada e vegetativa. Com relação à propagação vegetativa é de fundamental importância ampliar os conhecimentos sobre a identificação e papel dos compostos de reserva, uma vez que a translocação desses compostos influencia a capacidade de propagação e o desenvolvimento vegetativo.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo geral

Estudar o crescimento, a propagação, a floração e os compostos de reserva em *Costus arabicus* L. sob condições de casa de vegetação, com vistas a oferecer conhecimento fisiológico e informações técnicas para o cultivo dessa espécie como planta ornamental.

2.2. Objetivos específicos

Avaliar o efeito do fotoperíodo no crescimento, no desenvolvimento e na floração em *Costus arabicus* L.

Avaliar a capacidade de propagação vegetativa utilizando diferentes partes do rizoma de *Costus arabicus* L., a fim de ampliar as informações sobre os métodos mais eficientes de reprodução da planta.

Determinar os carboidratos presentes nos rizomas de *Costus arabicus* L. como compostos de reserva e correlacioná-los com as diferentes fases do desenvolvimento das plantas.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Material vegetal

Foram utilizadas plantas de *Costus arabicus* L., provenientes da coleção de Costaceae do Instituto Agronômico de Campinas (IAC), SP. No IAC, os rizomas das plantas matrizes foram divididos e plantados diretamente em canteiros, sob o solo e mantidas em condições naturais a 60% de sombreamento. Após nove meses, as plantas foram levadas para o Instituto de Botânica de São Paulo (IBt) para a realização dos respectivos experimentos.

3.2. Cultivo e manutenção das plantas

No IBt, as plantas foram transplantadas para vasos contendo terra de Mata do IBt e cobertura de palha de arroz carbonizada. Esses vasos permaneceram em condições de casa de vegetação por dois meses até a transferência para canteiros sob telado com 60% de sombreamento, constituindo-se como as plantas de reserva que foram utilizadas para os experimentos em casa de vegetação. As plantas foram irrigadas diariamente com água corrente.

3.3. Tratamentos fotoperiódicos e análise de crescimento

O experimento teve início em janeiro de 2004 e foram utilizadas plantas obtidas a partir dos rizomas das plantas mantidas nos canteiros. As plantas foram submetidas a tratamentos fotoperiódicos de 8, 12, 16 e 20 h, sob condições de luz natural da casa de vegetação por 8 h (das 9 às 17 h), e complementando o período luminoso em câmaras individuais com

iluminação artificial proveniente de uma lâmpada incandescente de 100 watts e uma lâmpada fluorescente de 60 Watt, num total de $3,5 \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2}\text{s}^{-1}$ conforme foi comentado por Ruggiero & Zaidan (1997). Assim, durante o período de exposição à luz natural da casa de vegetação, as plantas de todos os tratamentos estavam expostas às mesmas temperaturas. A temperatura média registrada na casa de vegetação foi de $25^{\circ}\text{C} \pm 10$ (Vide Anexo 1), enquanto que a temperatura média nas câmaras fotoperiódicas foi de $22^{\circ}\text{C} \pm 3$. As temperaturas foram registradas diariamente utilizando termômetros de máxima e mínima.

Foram utilizadas seis plantas por tratamento, cada planta proveniente de um rizoma, nas quais, o crescimento foi avaliado observando-se as seguintes variáveis:

1. Formação de brotos novos por rizoma que emergiram do solo.
2. Formação de hastes novas por rizoma. Considerou-se haste quando a brotação apresentou a primeira folha expandida.
3. Porcentagem de brotos desenvolvidos em haste.
4. Altura da planta: medida na maior haste, da superfície do solo à última inserção foliar.
5. Folhas novas desenvolvidas.

O incremento em altura mensal foi calculado da seguinte maneira:

$$\Delta A_m = A_f - A_i$$

onde:

ΔA_m = incremento em altura mensal (cm)

A_f = altura final do mês (cm)

A_i = altura inicial do mês (cm)

O incremento em altura anual foi calculado da seguinte maneira:

$$\Delta A_a = A_f - A_i,$$

onde:

ΔA_a = incremento em altura anual (cm)

A_f = altura final de um ano (cm)

A_i = altura inicial do ano (cm)

Os resultados foram expressos em função do mês, das estações do ano e anualmente, da seguinte maneira:

- a. Mensalmente: referente ao valor registrado no período de um mês;
- b. Estação do ano: referente à soma dos valores mensais dos meses que constituem as respectivas estações do ano;
- c. Anual: referente ao valor registrado no período de um ano.

3.4. Propagação vegetativa

Com base no trabalho de Lopes *et al.* (2003), que divide em porções os rizomas de plantas de baicurú (*Limonium brasiliense*), o rizoma de plantas de *C. arabicus* com 12 meses de idade foi dividido em regiões, são elas, distal, mediana e proximal. Considerou-se a região proximal aquela que apresentava a gema apical e as regiões restantes foram divididas em região mediana e distal (Fig. 2).

Fragmentos de cada região foram cultivados individualmente em vasos contendo terra de mata do IBt e mantidos em casa de vegetação e estas regiões desenvolveram-se utilizando seus próprios compostos de reserva e os nutrientes do solo, já que não foram feitas adubações no decorrer da experimentação.

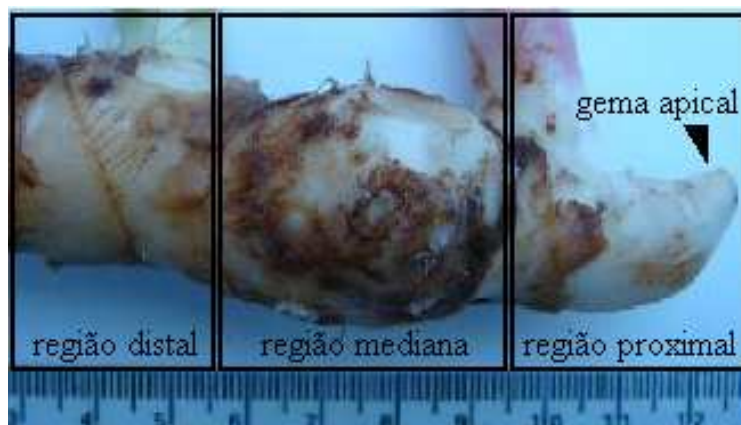


Figura 2. Identificação das regiões distal, mediana e proximal do rizoma de *Costus arabicus* L., conforme adotado no presente estudo.

Segundo a fenologia das plantas matrizes e visando obter maior crescimento e floração, realizou-se plantio das regiões dos rizomas a cada quatro meses, para determinar a melhor época de plantio, conforme segue:

1. Plantio em julho (inverno): os fragmentos de cada região do rizoma foram plantados no mês de julho e obtidos de plantas matrizes em estágio de repouso.
2. Plantio em novembro (primavera): os fragmentos de cada região do rizoma foram plantados no mês de novembro e obtidos de plantas matrizes em estágio de floração.
3. Plantio em março (outono): os fragmentos de cada região do rizoma foram plantados no mês de março e obtidos de plantas matrizes em estágio vegetativo.

3.5. Análise da floração

A floração das plantas submetidas aos tratamentos fotoperiódicos e de propagação vegetativa foram avaliadas pelas seguintes observações:

1. Número de hastes com botão floral.
2. Número de inflorescências desenvolvidas em relação ao número de hastes com botão floral.
3. Porcentagem (%) de inflorescências em relação ao número total de hastes.
4. Número de flores por inflorescência.
5. Dias decorridos para o aparecimento do primeiro botão floral.
6. Dias decorridos desde o aparecimento do botão floral até a senescência de uma flor.

3.6. Extração e análise de carboidratos

A extração e análise de carboidratos solúveis do rizoma foram realizadas segundo Carvalho *et al.* (1998) com pequenas modificações. Fragmentos de rizoma de aproximadamente 10 g foram triturados e fervidos em etanol 80% por três minutos para ocorrer a desnaturação enzimática. Em seguida, o material foi macerado em gral e almofariz, aquecido em banho-maria a 80°C por 15 min e centrifugado a 2000xg por 15 min à temperatura ambiente. O resíduo foi re-extraído mais duas vezes e submetido duas vezes à extração aquosa por 30 min a 60°C, seguindo-se homogeneização e filtração à vácuo, em tecido de algodão. Os sobrenadantes da fração etanólica e aquosa foram concentrados em rotoevaporador a 40°C e os extratos obtidos foram mantidos a -20°C para posterior análise quantitativa dos carboidratos. Todas as análises foram realizadas com três repetições (três plantas) e os resultados apresentados expressam a média dos valores obtidos.

Os açúcares totais foram quantificados pelo método do Fenol-sulfúrico (Dubois *et al.*, 1956), os açúcares redutores, pelo método de Somogyi-Nelson (Somogyi, 1945).

Os teores de carboidratos solúveis de reserva do rizoma foram avaliados no final do experimento de crescimento sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h, e mensalmente durante um período de nove meses na região do rizoma que apresentou os melhores resultados de crescimento. No experimento de propagação vegetativa, a avaliação foi realizada aos 0, 30 e 60 dias nas regiões distal, mediana e proximal, após o início dos plantios em julho, novembro e março.

A extração de amido no rizoma foi realizada utilizando-se o método enzimático adaptado a partir de Arêas & Lajolo (1980) e Amaral *et al.* (2007). Este método é rápido e sensível e apresenta alta especificidade e eficiência para qualquer tipo de amido.

Os resíduos provenientes da extração aquosa (sem açúcares solúveis) foram submetidos à reação enzimática, adicionando-se 500 µL de α -amilase T (110U/mL) (Megazyme ®) em tampão MOPS [ácido 3-(n-morfolino) propanosulfônico] 10 mM pH 6,5, incubando-se por 30 min a 75°C. Esse processo foi repetido por duas vezes. Posteriormente, foram adicionados 500 µL de α -amiloglicosidase (AMG) (30U/mL) do fungo *Aspergillus niger* (Megazyme ®) em tampão acetato de sódio 100 mM pH 4,5, incubando-se por 30 min a 50°C. Esse procedimento foi realizado por duas vezes. Posteriormente, adicionou-se ácido perclórico 0,1 N para a precipitação das enzimas e conseqüente paralisação da reação. A dosagem foi feita com GODPOD (Glicose PAP Liquiform/Centerlab), incubando-se a reação por 15 min a 30°C e utilizando-se glicose como padrão. A intensidade da coloração da mistura da reação foi determinada em espectrofotômetro a 490 nm.

Os teores de amido de reserva do rizoma foram avaliados no final do experimento de crescimento sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h, e mensalmente durante um período de nove meses, naquela região do rizoma que apresentou os melhores resultados de crescimento. No

experimento de propagação vegetativa, a avaliação foi realizada aos 0, 30 e 60 dias nas regiões distal, mediana e proximal, após o início dos plantios em julho, novembro e março.

3.7. Determinação de massa fresca e seca

Na última coleta de dados do experimento de fotoperíodo, foram feitos os registros de massa fresca (MF) e massa seca (MS). A planta foi dividida em parte aérea e rizoma. Cada região foi lavada, secada superficialmente e pesada para determinar a MF. Posteriormente, foi colocada para secagem em estufa a 70°C até massa constante para determinação da MS. Com estes dados calculou-se a razão MF/MS tanto da parte aérea como dos rizomas. A razão MF/MS é um indicador da quantidade de água no tecido, cujo acúmulo e distribuição variam nas diferentes fases de crescimento (Sasaki & Felipe, 1992). A razão parte aérea/rizoma foi calculada segundo Hunt (1982).

3.8. Análise estatística

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado no experimento de avaliação dos efeitos de fotoperíodos controlados com quatro tratamentos (8, 12, 16 e 20 h) e seis repetições (uma planta = uma repetição).

No experimento de propagação vegetativa, foram feitos três tratamentos (regiões proximal, mediana e distal do rizoma) com dez repetições para dados de crescimento e seis repetições para as análises de carboidratos. Para comparação entre as médias dos tratamentos utilizou-se o teste de Tukey com 5% de probabilidade (Bioestat 2.0). As barras nas figuras indicam o erro padrão das médias.

4. RESULTADOS

4.1. Tratamentos fotoperiódicos e análise de crescimento

As plantas de *C. arabicus* cresceram em condições de casa de vegetação sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h. A brotação foi uma das variáveis de crescimento analisadas nos diferentes fotoperíodos, na qual se obtiveram os seguintes registros: nos meses de setembro e janeiro de 2005 foram registrados os maiores números de brotos novos (6 a 8 brotos), enquanto nos meses de junho e agosto não se registraram brotos novos nas plantas avaliadas. Em todos os tratamentos, de modo geral, nos meses em que a temperatura foi mais baixa, houve uma redução na intensidade de brotação (Fig. 3A). No mês de outubro, que antecedeu a floração ocorrida em novembro, também não houve qualquer sinal de brotação nas plantas. Nos meses de novembro e dezembro, época da floração, as plantas apresentaram em média um broto novo.

Durante as estações do ano, houve uma diferença entre a resposta das plantas com relação a brotação sob os diferentes tratamentos fotoperiódicos. Observou-se que as plantas sob 8 h apresentaram os melhores resultados de brotação durante o verão de 2004, logo no início do tratamento, época de temperaturas mais altas, mas o resultado não se repetiu no verão seguinte, quando as plantas já se encontravam com um ano após o plantio e apresentaram aproximadamente 6 vezes menos brotos, quando comparado com o verão do ano de 2004 (Fig. 3B). Com relação às plantas submetidas aos tratamentos de 12 e 20 h, verificou-se que a brotação foi favorecida no outono.

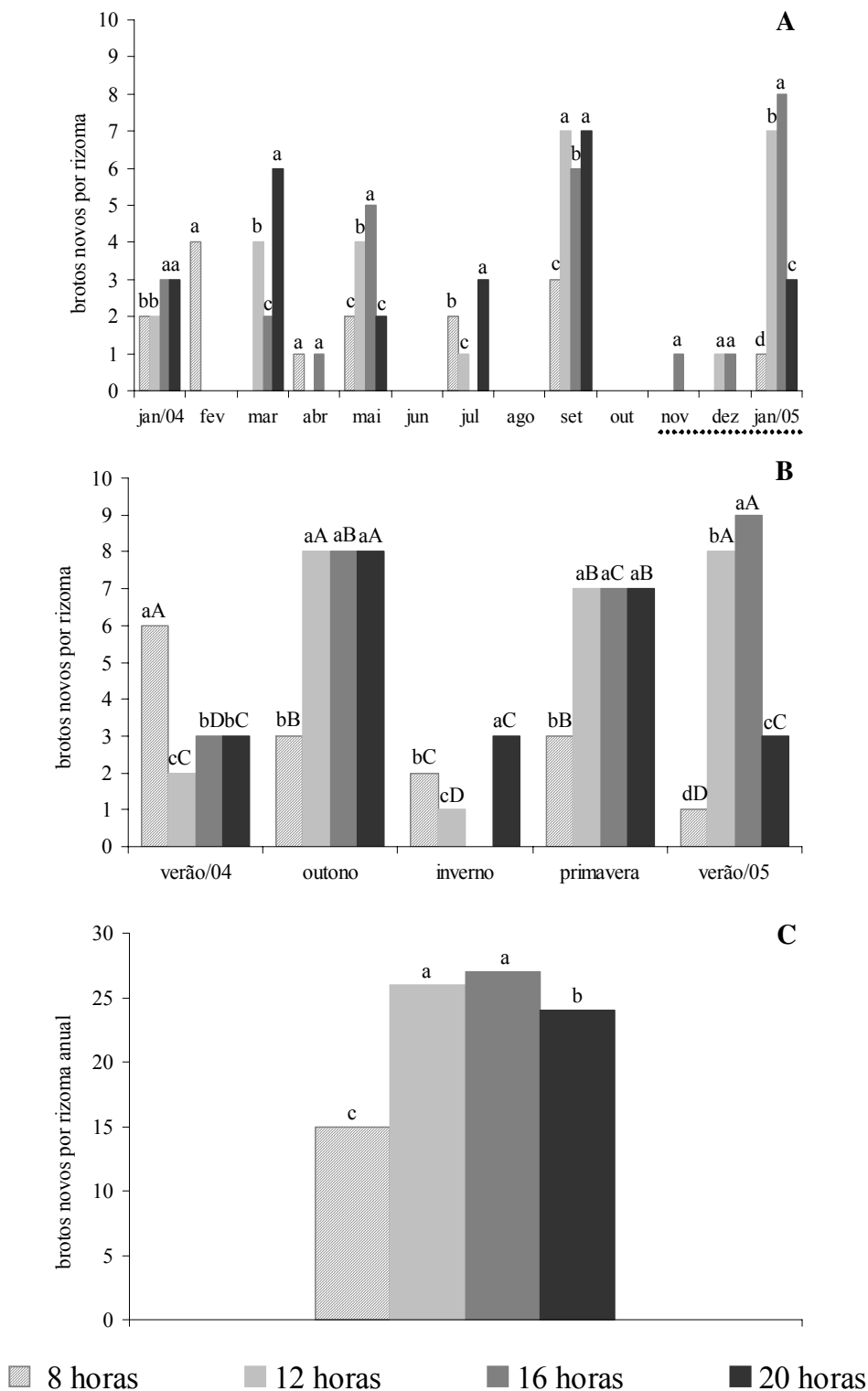


Figura 3. Número médio de brotos novos por rizomas em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

No verão de 2005, o maior número de brotos foi registrado nas plantas submetidas ao tratamento de 16 h, e no inverno, a brotação foi menor quando comparada com as demais estações, porém nas plantas sob fotoperíodo de 20 h, o número de brotos não houve diferença estatística quando se compara o verão de 2004 e o verão de 2005 (Fig. 3B).

O maior número de brotos ao final de um ano de experimento ocorreu em plantas sob fotoperíodos de 12 e 16 h, sendo que as plantas submetidas ao tratamento fotoperiódico de 8 h, ou seja, dias curtos, não favoreceram a brotação desta espécie (Fig. 3C).

Quando avaliado o desenvolvimento de hastes por mês, verificou-se que em setembro as plantas sob fotoperíodo de 20 h apresentaram o maior número de hastes novas, já em julho, foram registrados novas hastes nas plantas sob fotoperíodos de 16 h, enquanto em novembro, as plantas sob fotoperíodos de 8 e 20 h apresentaram hastes novas, sendo este o mês do início da floração algumas hastes já apresentavam botão floral. Assim, como observado na brotação, o desenvolvimento de novas hastes diminuiu nos meses mais frios e durante a época de floração, sendo que nos meses de abril, junho, agosto e outubro não foram registrados o aparecimento de hastes novas em nenhuma das plantas dos diferentes tratamentos fotoperiódicos (Fig. 4A).

Quando as hastes foram analisadas em relação à estação do ano, verificou-se que o maior número ocorreu na primavera em plantas sob fotoperíodo de 20 h. No entanto, para plantas submetidas a 16 h, os melhores resultados foram obtidos no outono. Em plantas sob fotoperíodo de 8 h não houve diferença entre as estações do verão de 2004 e outono. No inverno não houve registro de hastes novas nas plantas submetidas aos fotoperíodos de 8, 12 e 20 h, assim como não houve diferença significativa entre o inverno e o verão de 2005 para as plantas sob 16 h (Fig. 4B).

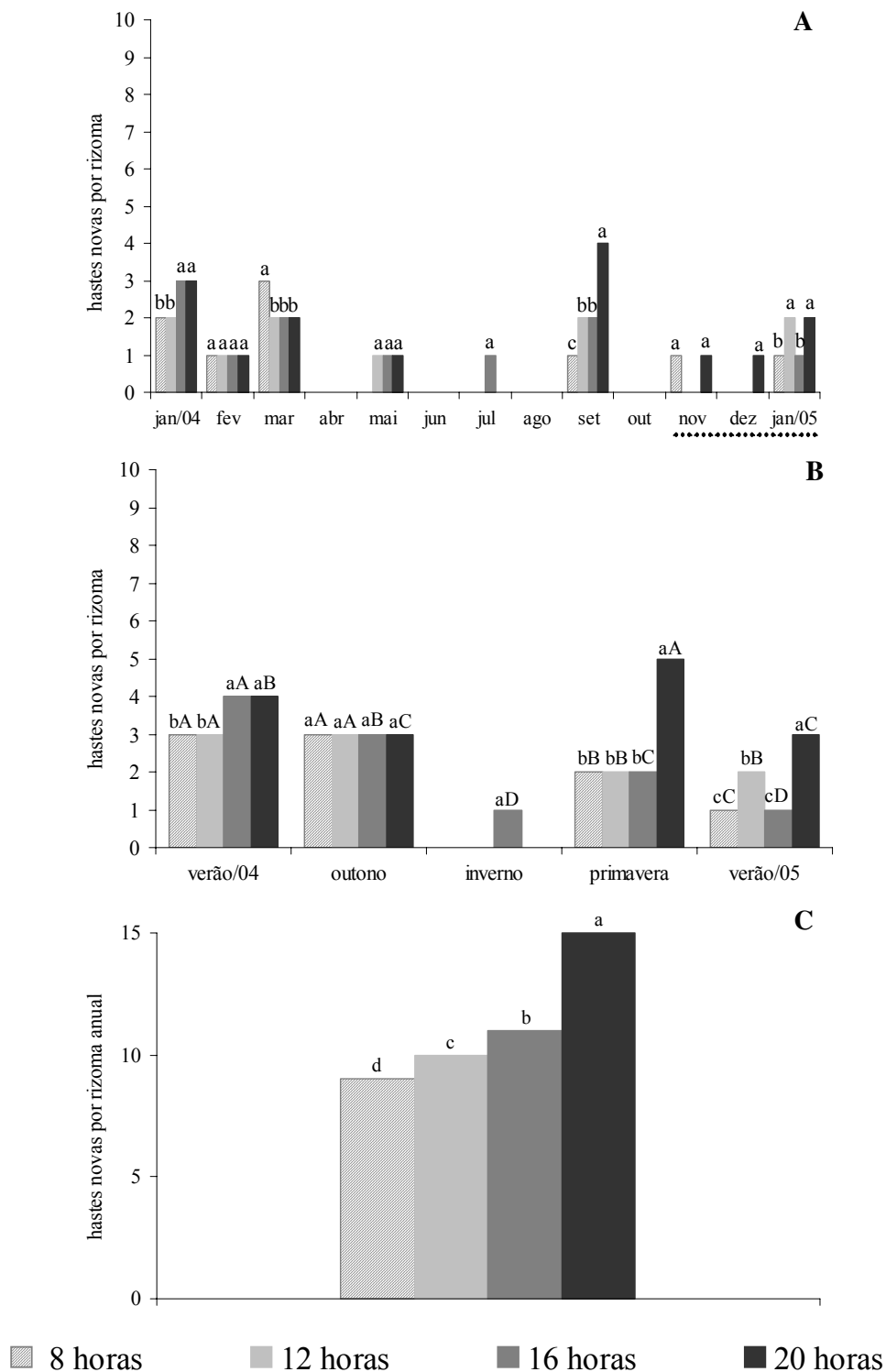


Figura 4. Número médio de hastes novas por rizomas em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

Ao final de um ano de avaliação, a duração do fotoperíodo influenciou o número e a produção de hastes. Observou-se que o maior número de hastes foi registrado nas plantas submetidas a fotoperíodos de 20 h, enquanto o menor número, em plantas sob fotoperíodos de 8 h (Fig. 4C).

De acordo com os resultados obtidos, verificou-se que nem todos os brotos desenvolveram-se em hastes e observou-se a influência do fotoperíodo nesta característica. Desta maneira, durante o período avaliado, verificou-se que o maior desenvolvimento de brotos em haste ocorreu no período do verão de 2004, quando as plantas estavam mais jovens. Isso ocorreu em todas as plantas sob os diferentes fotoperíodos avaliados, sendo que a maior porcentagem de brotos desenvolvidos em hastes foi obtida nas plantas sob 12 h, com 75% dos brotos desenvolvidos em hastes. No inverno, não houve registro de desenvolvimento de brotos em hastes nas plantas sob tratamentos fotoperiódicos de 8, 12 e 20 h, sendo que nas plantas submetidas a 20 h a porcentagem foi muito baixa, aproximadamente 5%. (Fig. 5A). Consequentemente, ao final de um ano de experimento, muitos brotos senesceram antes de completar seu desenvolvimento em hastes. Não houve diferença estatística entre as plantas sob fotoperíodos de 8 e 20 h que apresentaram cerca de 60% dos brotos desenvolvidos em hastes, enquanto nas plantas sob fotoperíodos de 12 e 16 h, aproximadamente 40% dos brotos desenvolveram em hastes. Portanto, fotoperíodos de 8 e 20 h promoveram a formação de hastes a partir da brotação do rizoma (Fig. 5B).

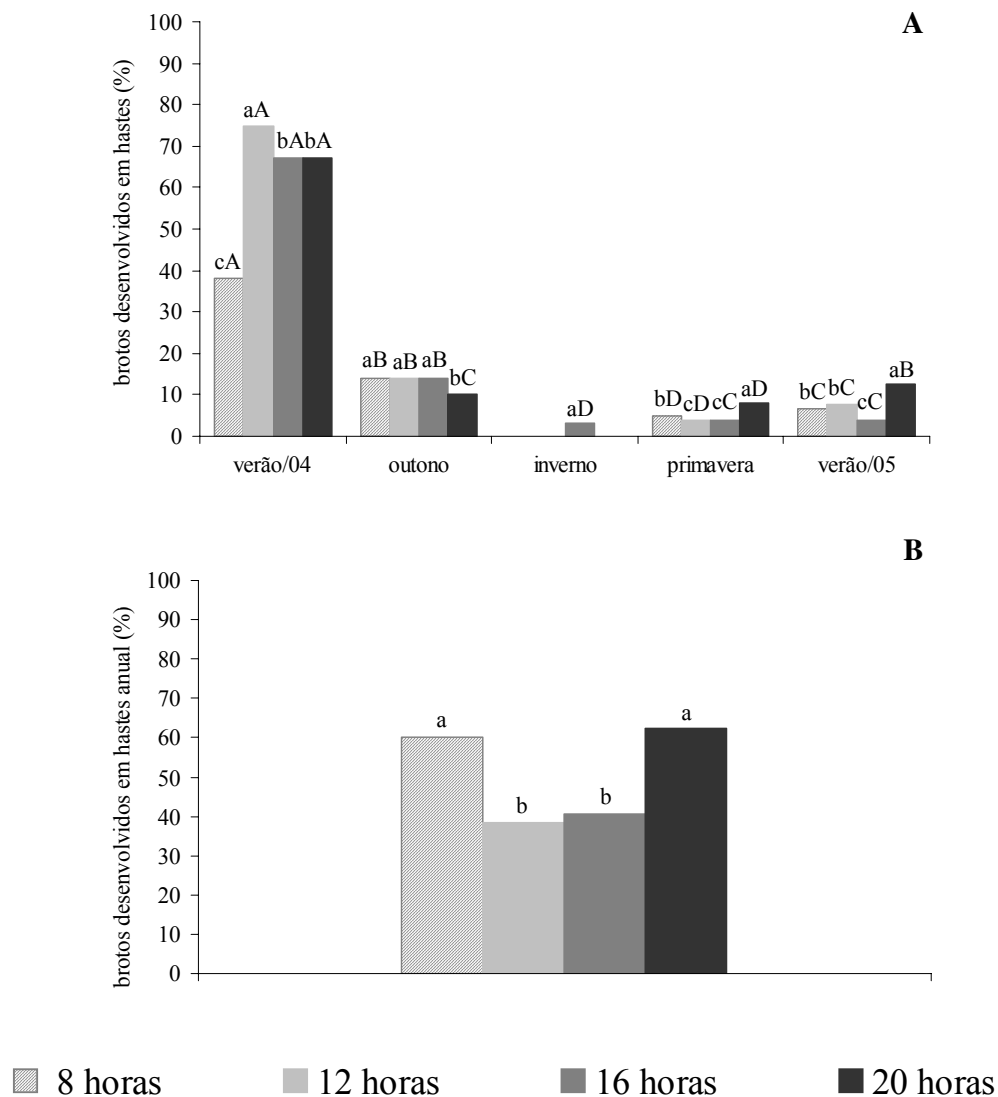


Figura 5. Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes em plantas de *Costus arabicus* L. mantidas sob fotoperíodos 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano. Dados por estação do ano (A). Dados anuais (B). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os resultados obtidos mostram que, embora a maior brotação ocorresse em plantas submetidas a 12 e 16 h, estes fotoperíodos não foram favoráveis ao desenvolvimento destes brotos e que, mesmo apresentando a menor brotação sob fotoperíodos de 8 h, a maior parte destes brotos (60%) desenvolveram-se em hastes.

Quando se avaliou mensalmente o incremento em altura das plantas, observou-se que um mês após o início do tratamento, em fevereiro, houve maior crescimento em todos os fotoperíodos avaliados. Em abril, um dos meses em que ocorreu maior variação de amplitude entre as temperaturas máximas e mínimas (Vide Anexo 1), as plantas sob fotoperíodos de 16 h apresentaram maior crescimento, quando comparadas aos outros fotoperíodos. Nos meses de julho a setembro, as plantas aumentaram em média 2 cm por mês. No período da floração, entre os meses de novembro e janeiro de 2005, o maior incremento em altura ocorreu nas plantas sob 20 h, seguida das plantas a 12 h e 8 h, e o menor incremento foi registrado nas plantas sob 16 h (Fig. 6A).

O maior incremento em altura foi registrado no outono em plantas sob 16 h de fotoperíodo. No verão de 2004 o crescimento em altura foi favorecido nas plantas sob fotoperíodos de 12 h. Não houve diferença estatística de crescimento no inverno e na primavera, quando as plantas apresentaram menor crescimento (Fig. 6B).

No final de um ano de avaliação, observou-se que o maior incremento em altura ocorreu em plantas sob fotoperíodos de 20 h, e o menor crescimento sob fotoperíodo de 8 h (Fig. 6C).

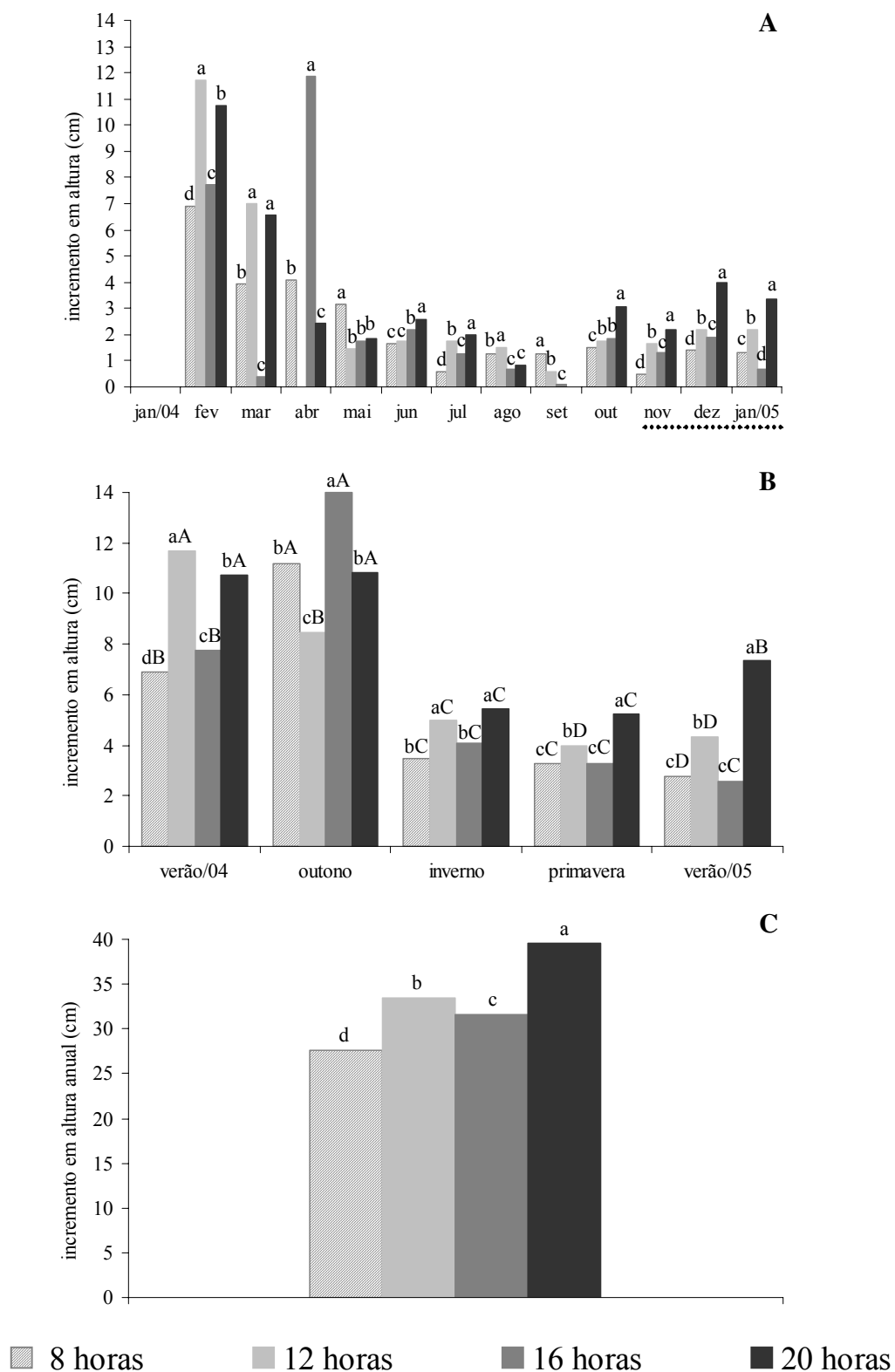


Figura 6. Incremento médio em altura em plantas de *Costus arabicus* L. sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas no período de um ano de avaliação. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

Com relação à quantidade de folhas novas a cada mês, observou-se que em setembro as plantas sob fotoperíodo de 16 h apresentaram maior número, enquanto sob fotoperíodo de 12 h não foram registradas folhas novas. Nos meses de junho e agosto não foram registradas folhas novas em nenhuma das plantas sob os diferentes fotoperíodos. Em maio e junho, somente as plantas submetidas a fotoperíodo de 20 h apresentaram novas folhas, enquanto em novembro, no início da floração, somente as plantas sob 12 h de fotoperíodo apresentaram novas folhas (Fig. 7A).

O desenvolvimento de folhas novas foi favorecido na primavera em plantas sob fotoperíodos de 8, 16 e 20 h, porém o maior número de folhas foi registrado nas plantas sob fotoperíodo de 16 h. No inverno, o desenvolvimento de folhas foi observado somente nas plantas sob fotoperíodos de 20 h, não havendo registro para as plantas dos demais tratamentos (Fig. 7B). Em condições naturais, assim como em casa de vegetação, no período do inverno, época com temperaturas mais baixas, as folhas e hastes das plantas apresentaram sinais de senescência, ou seja, tornaram-se amareladas e secaram completamente.

As plantas sob fotoperíodos de 20 h apresentaram maior número de folhas após um ano de tratamento, seguidas das plantas submetidas a 16 h. A menor quantidade de folhas foi registrada nas plantas submetidas aos fotoperíodos de 12 h (Fig. 7C).

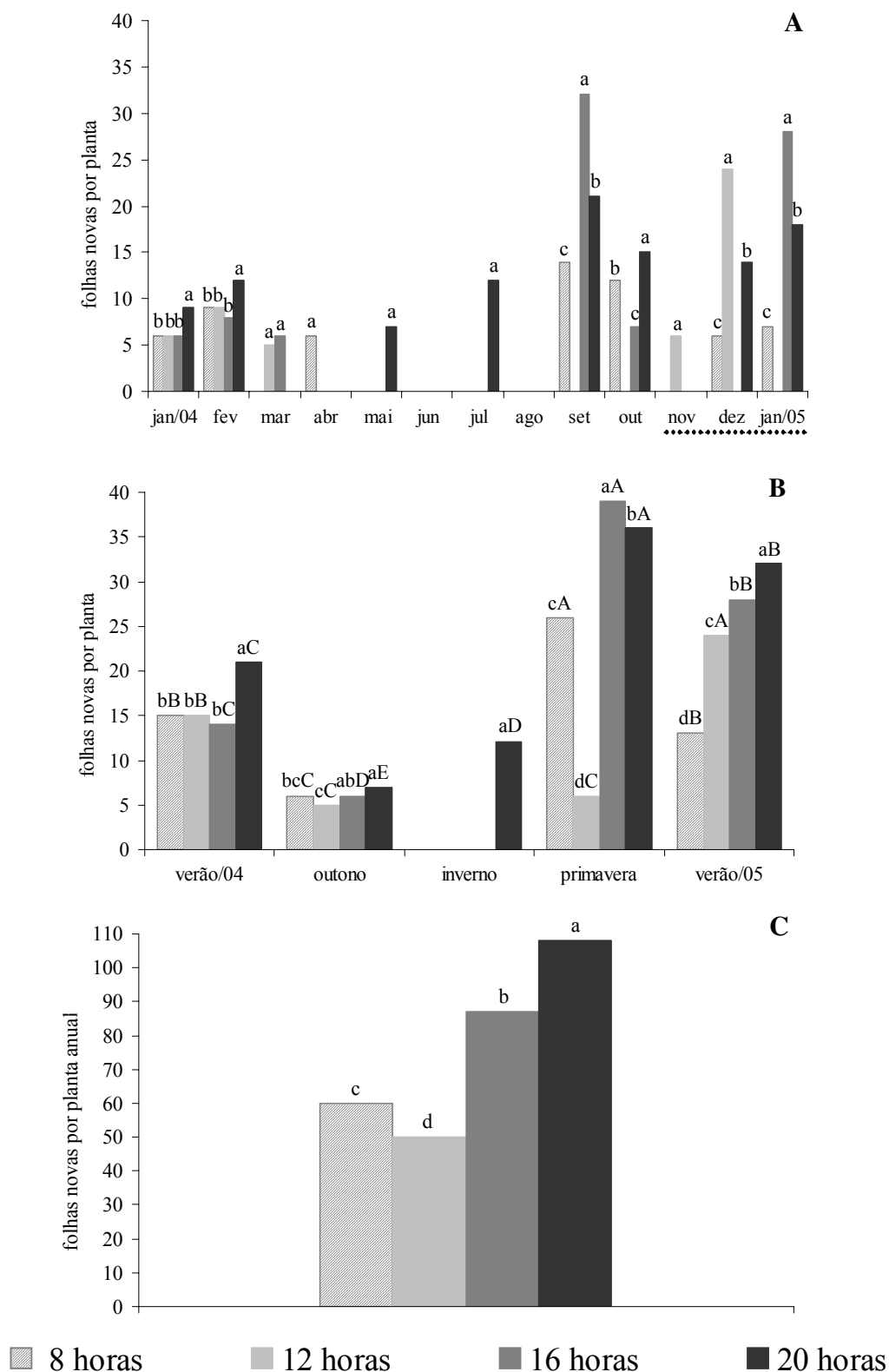


Figura 7. Número médio de folhas novas em plantas de *Costus arabicus* L. durante um ano de avaliação. Dados mensais (A). Dados por estação do ano (B). Dados anuais (C). Letras minúsculas comparam os diferentes tratamentos fotoperiódicos em cada época. Letras maiúsculas comparam as estações do ano em cada fotoperíodo. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

Nos resultados apresentados por estação do ano, observou-se que o número de folhas e o incremento em altura tiveram uma correlação negativa, sendo que o coeficiente de correlação obtido para o fotoperíodo de 8 h foi de -0,275; para 12 h foi de -0,839; para 16 h foi de -0,599 e para 20 h foi de -0,651, ou seja, enquanto diminuiu o incremento em altura, o número de folhas aumentou.

4.2. Propagação vegetativa

A brotação em todos os plantios teve início um mês após o cultivo dos rizomas. Esse resultado evidenciou que as gemas do órgão subterrâneo de *C. arabicus* não apresentaram nenhum tipo de dormência, já que foram capazes de brotar após a sua coleta, independente da época do plantio. No plantio em julho, o número máximo de brotos novos foram dois e a floração ocorreu a partir do mês de novembro, ou seja, 4 meses após o plantio. Houve diferença estatística entre as porções utilizadas nos meses de setembro, novembro, dezembro, junho e julho de 2005 (Fig. 8A). No cultivo em novembro, as regiões mediana e proximal do rizoma originaram no máximo três brotos novos em fevereiro e março, sendo que a floração ocorreu após um ano do plantio, igualmente no mês de novembro (Fig. 8B).

No cultivo em março, todas as regiões do rizoma deram origem no máximo três brotos novos, registrados no último trimestre de avaliação. A floração ocorreu em novembro, aos oito meses após o cultivo. Na maior parte do ano não houve diferença significativa no aparecimento de brotos novos entre as regiões distal, mediana e proximal do rizoma. (Fig. 8C).

A análise da brotação em função das estações do ano mostrou que, no plantio em julho a época mais favorável à brotação em todas as regiões do rizoma foi o outono, sem diferença estatística entre as regiões distal e mediana, para as quais foram registrados os maiores números de brotos novos.

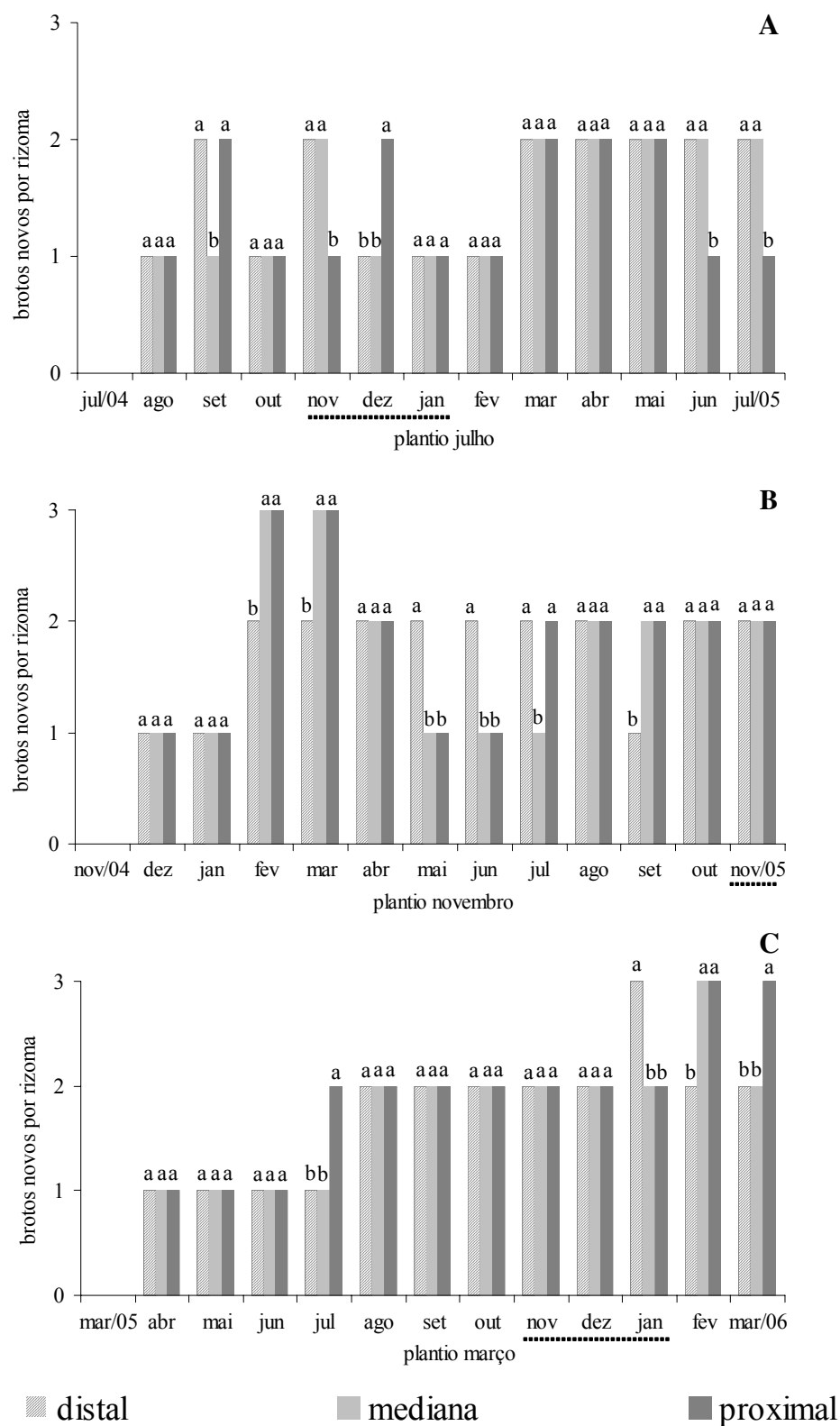


Figura 8. Número médio de brotos novos por rizoma mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

No verão e na primavera, não houve diferença no número de brotos novos, nem entre as regiões analisadas e, no inverno, a brotação foi reduzida neste período (Fig. 9A). No plantio em novembro, a brotação foi favorecida no verão nas regiões mediana e proximal do rizoma, e no outono, na região distal. Porém, no inverno a redução no número de brotos nas regiões mediana e proximal não foi menor do que o número registrado para estas mesmas regiões no outono (Fig. 9B). No plantio em março, o surgimento de brotos novos em todas as regiões foi favorecido no verão, não havendo diferença significativa entre os tratamentos. Porém, a menor intensidade de brotação ocorreu no outono (Fig. 9C).

Com relação à produção de brotos durante o período de um ano, observou-se que não houve diferença estatística entre as plantas originadas das porções distal, mediana e proximal do rizoma, independente da época de plantio e a quantidade ao final do período avaliado variou entre 19 e 22 brotos (Figs. 10A, 10B e 10C).

Com relação às hastes novas, observou-se, em geral, que o desenvolvimento destas ocorreu dois meses após o plantio e um mês após o surgimento dos brotos, independente da época de plantio (julho, novembro ou março) e da região do rizoma. Não houve diferenças no padrão de desenvolvimento de novas hastes na época da floração (que ocorreu a partir de novembro), nos plantios realizados em novembro e março nas diferentes regiões do rizoma.

No plantio em julho, foram desenvolvidas até duas hastes novas por mês, com exceção dos meses de fevereiro e entre abril e junho, em que não houve desenvolvimento de hastes (Fig. 11A). No plantio em novembro foi registrada, no máximo, uma haste nova nas plantas oriundas das três regiões do rizoma sem diferença significativa entre elas e não ocorreu desenvolvimento de hastes novas nos meses de julho, setembro e outubro (Fig. 11B). No plantio em março, houve em geral, uma haste nova por mês, com exceção do mês de agosto, em que se registraram duas hastes provenientes da região proximal do rizoma. Em julho, somente as plantas oriundas da região mediana apresentaram hastes novas. Não houve registro de hastes novas em outubro e março de 2006 (Fig. 11C).

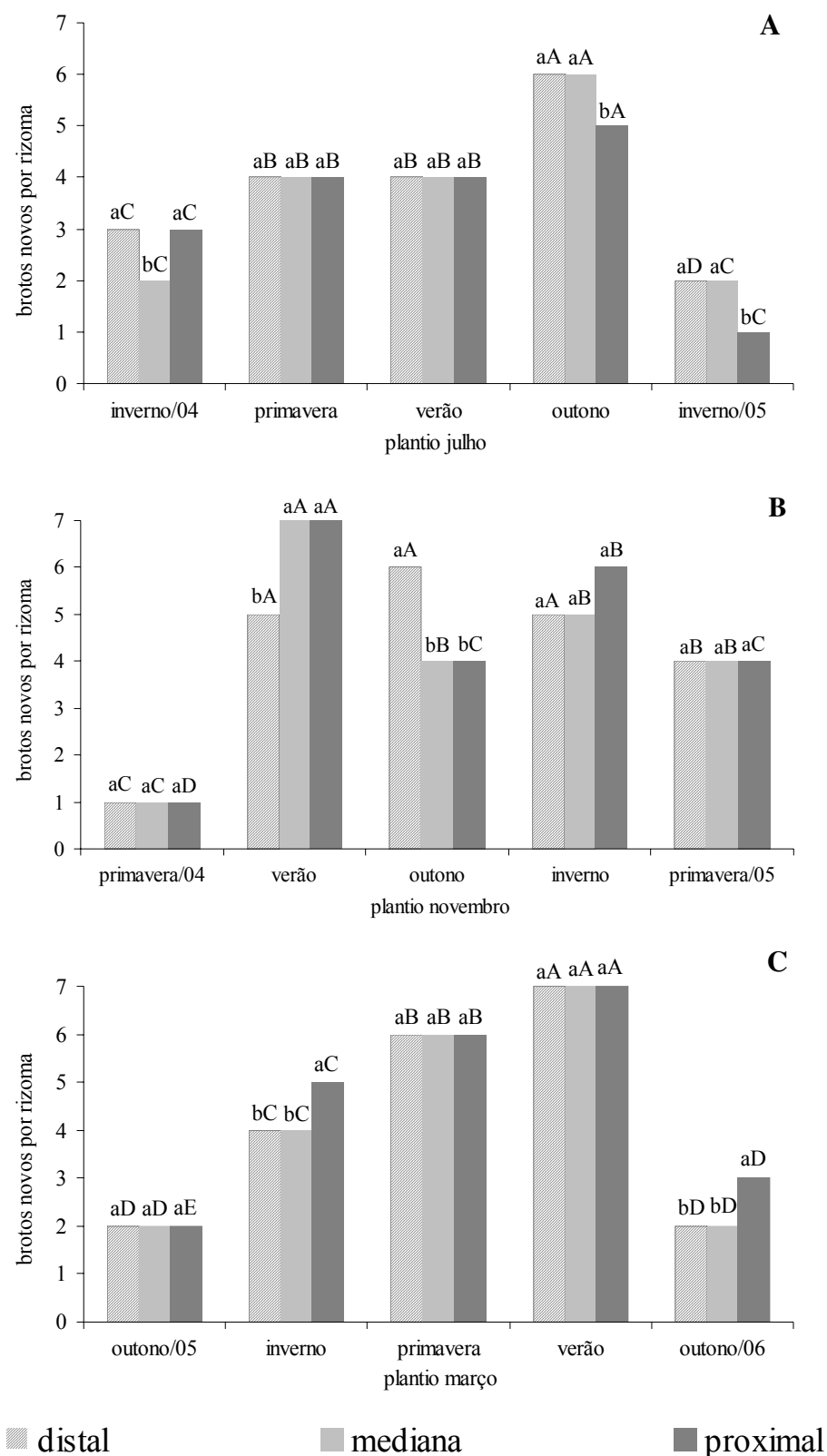


Figura 9. Número médio de brotos novos por rizoma por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

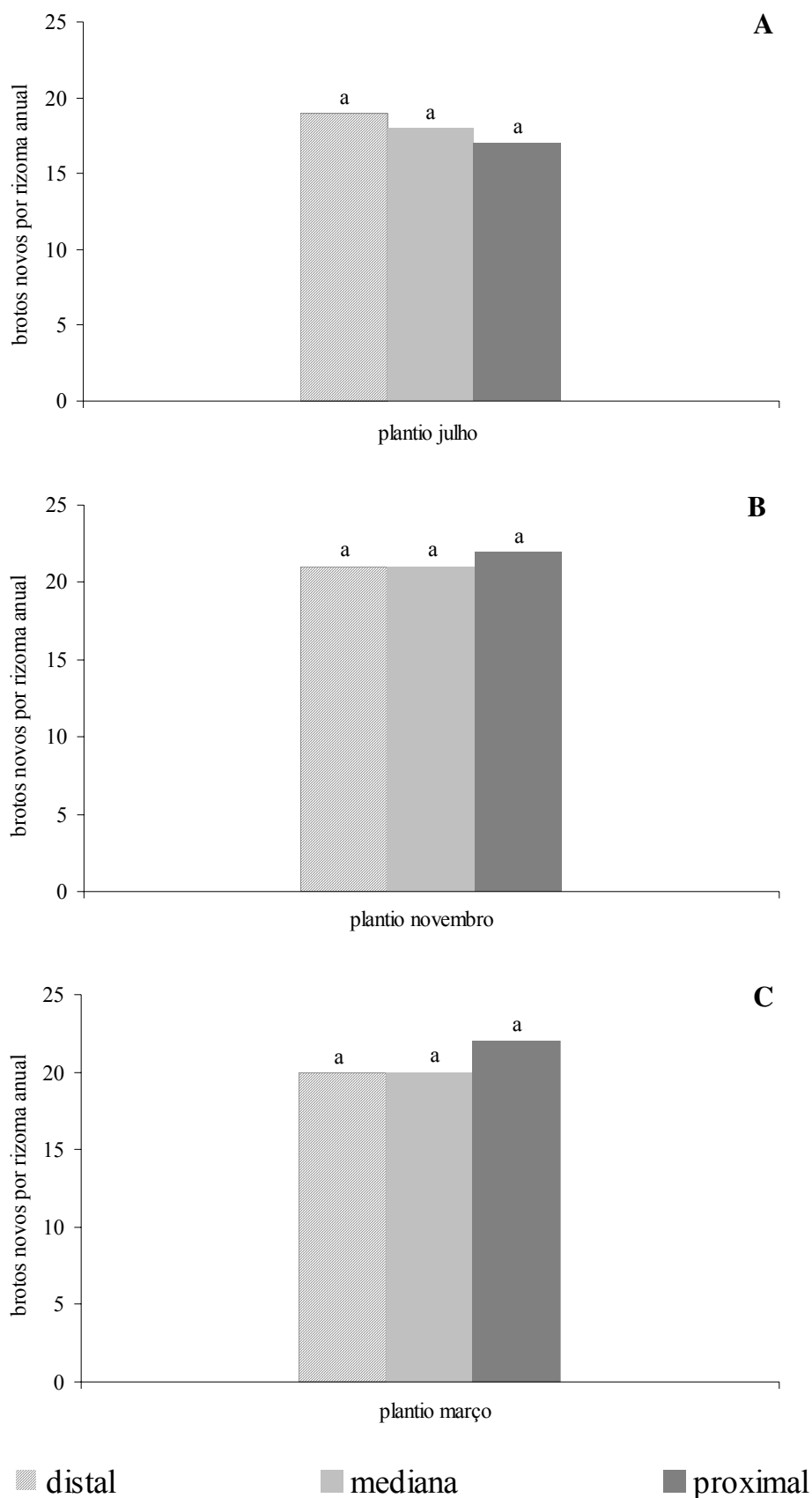


Figura 10. Número médio de brotos novos por rizoma anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Em função das estações do ano, observou-se que nas plantas originadas do plantio em julho, o desenvolvimento de hastes novas foi favorecido na primavera, que foi a estação que se seguiu ao plantio, sendo maior nas plantas provenientes de brotação nas regiões mediana e proximal do rizoma, enquanto no outono não houve registro de novas hastes (Fig. 12A). No plantio em novembro, o maior registro de hastes novas ocorreu no verão subsequente, nas plantas crescidas a partir das regiões mediana e proximal do rizoma, enquanto o outono favoreceu o desenvolvimento de hastes nas plantas originadas da região distal do rizoma (Fig. 12B). No plantio em março, o maior número de hastes novas foi registrado no inverno para a região proximal (Fig. 12C).

No final do experimento, após um ano de observações, no plantio em julho registrou-se o maior número de hastes novas para a região mediana do rizoma (Fig. 13A), enquanto no plantio em novembro não houve diferença entre as regiões (Fig.13B), porém, para o plantio em março, o maior número de hastes correspondeu à região proximal (Fig.13C).

Observou-se que nem todos os brotos se desenvolveram em hastes, deste modo, quando foi avaliado o desenvolvimento de brotos em hastes nas plantas originadas do plantio em julho verificou-se que na primavera, as plantas da região mediana desenvolveram 60% dos brotos em hastes, enquanto as da região distal somente 40% (Fig.14A).

No plantio feito em novembro, verificou-se que no outono as plantas originadas das regiões distal e proximal, apresentaram 50% dos brotos desenvolvidos em hastes, enquanto as plantas oriundas da região mediana apresentaram 40% no verão (Fig.14B).

No plantio em março, verificou-se que as plantas originadas da porção distal e mediana apresentaram 50% de brotos desenvolvidos em hastes no outono de 2005. Para as plantas originadas da porção proximal, a melhor época de desenvolvimento foi o inverno, com aproximadamente 60% (Fig.14C).

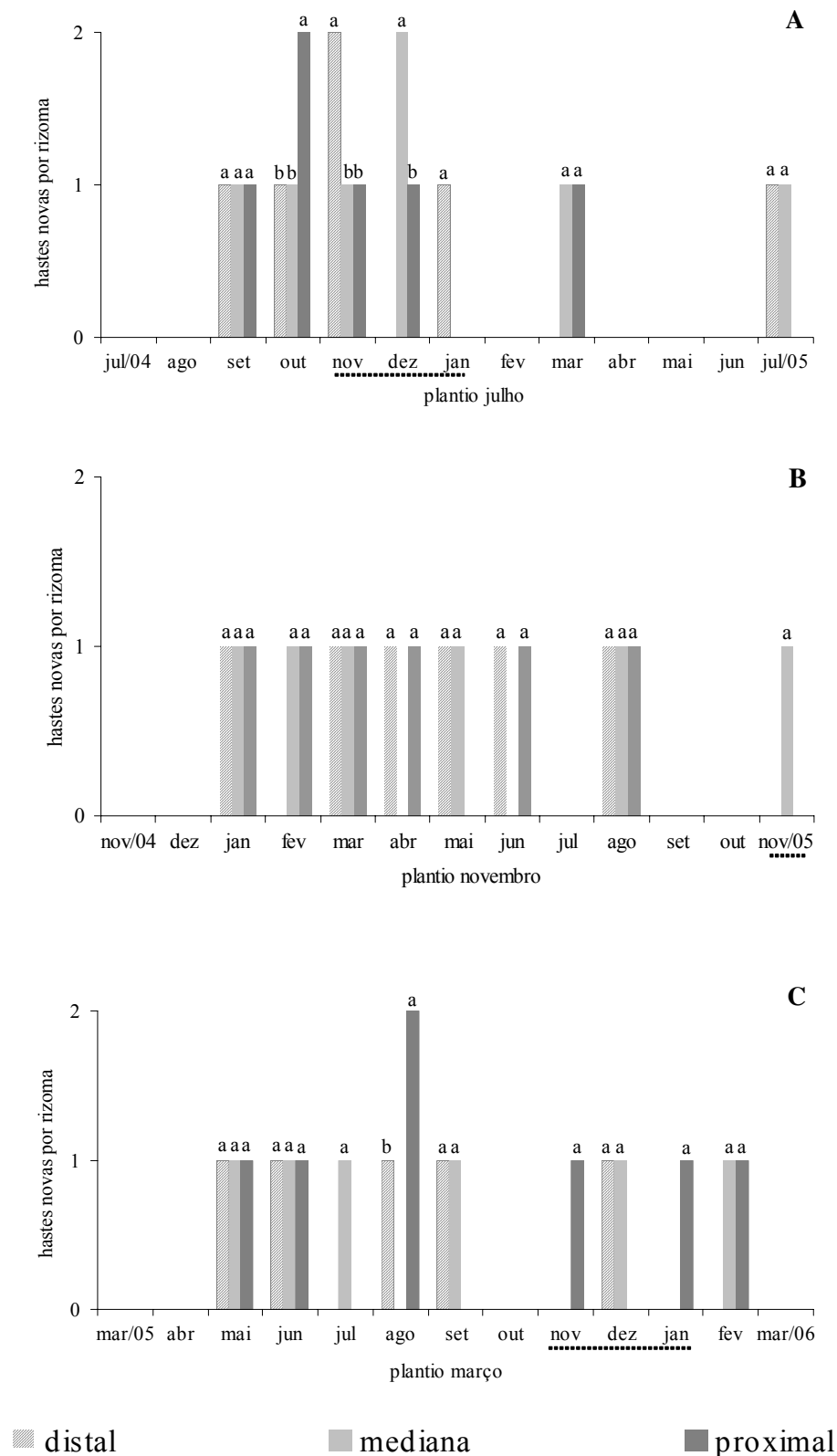


Figura 11. Número médio de hastes novas por rizoma mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

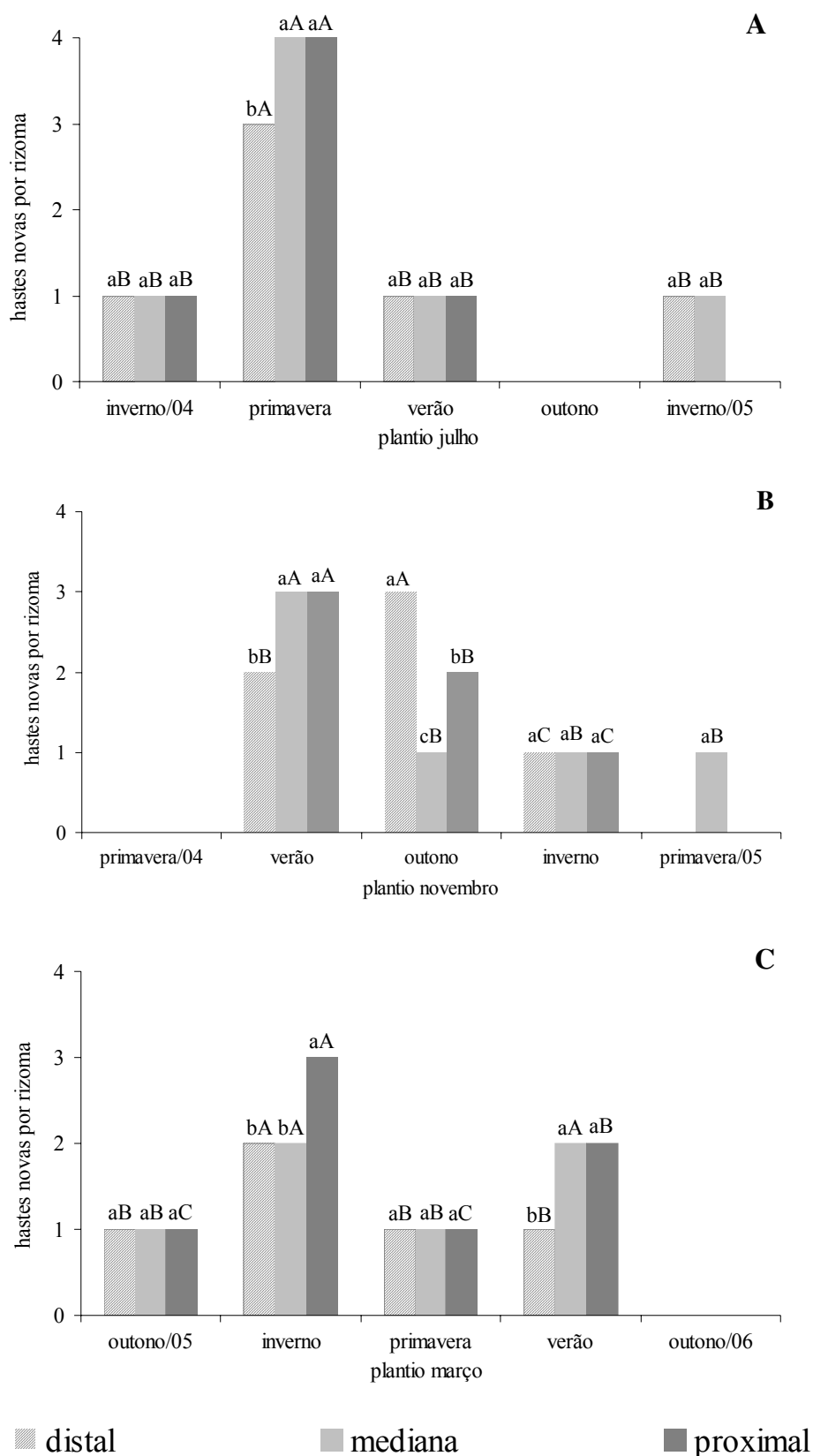


Figura 12. Número médio de hastes novas por rizoma por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

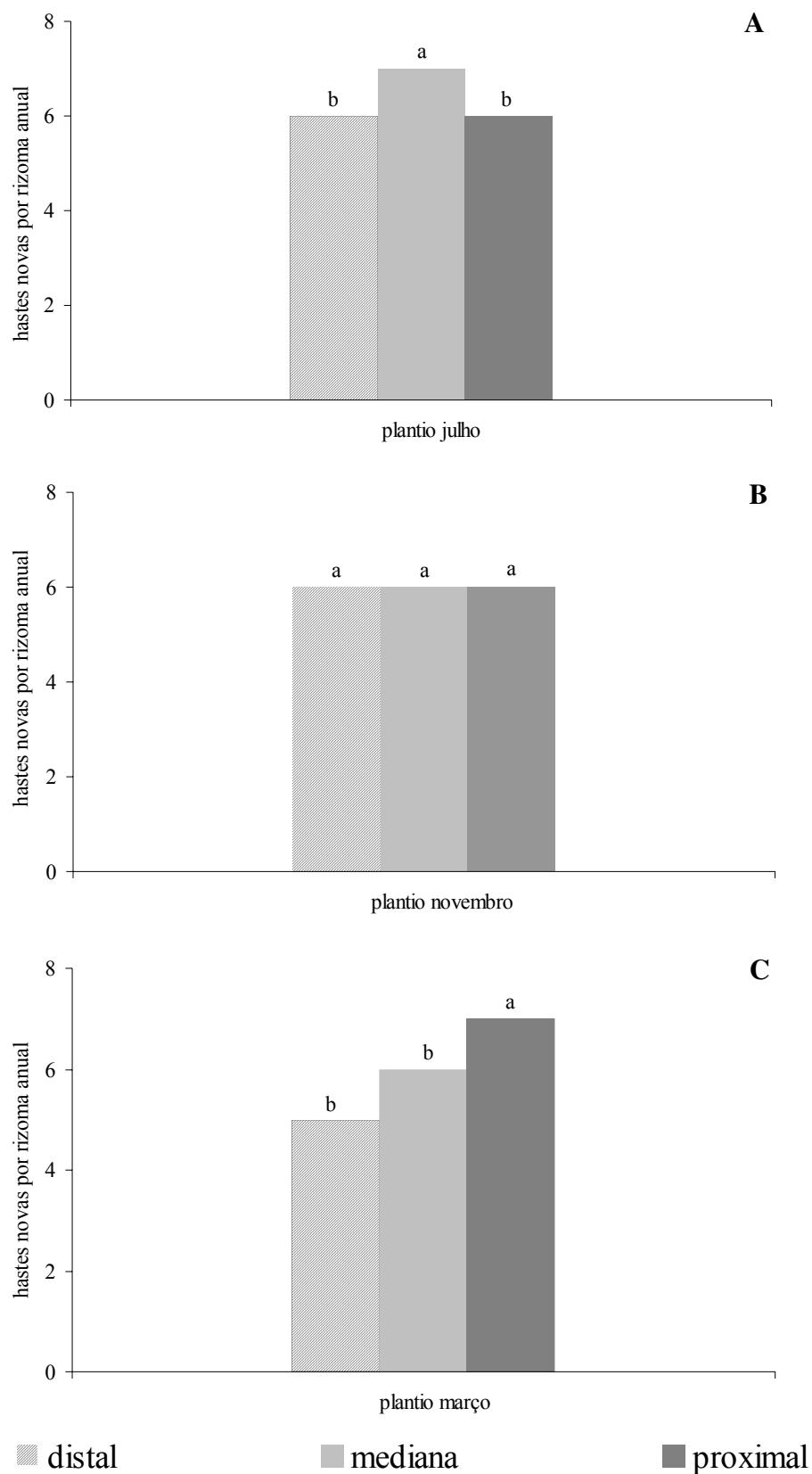


Figura 13. Número médio de hastes novas por rizoma anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

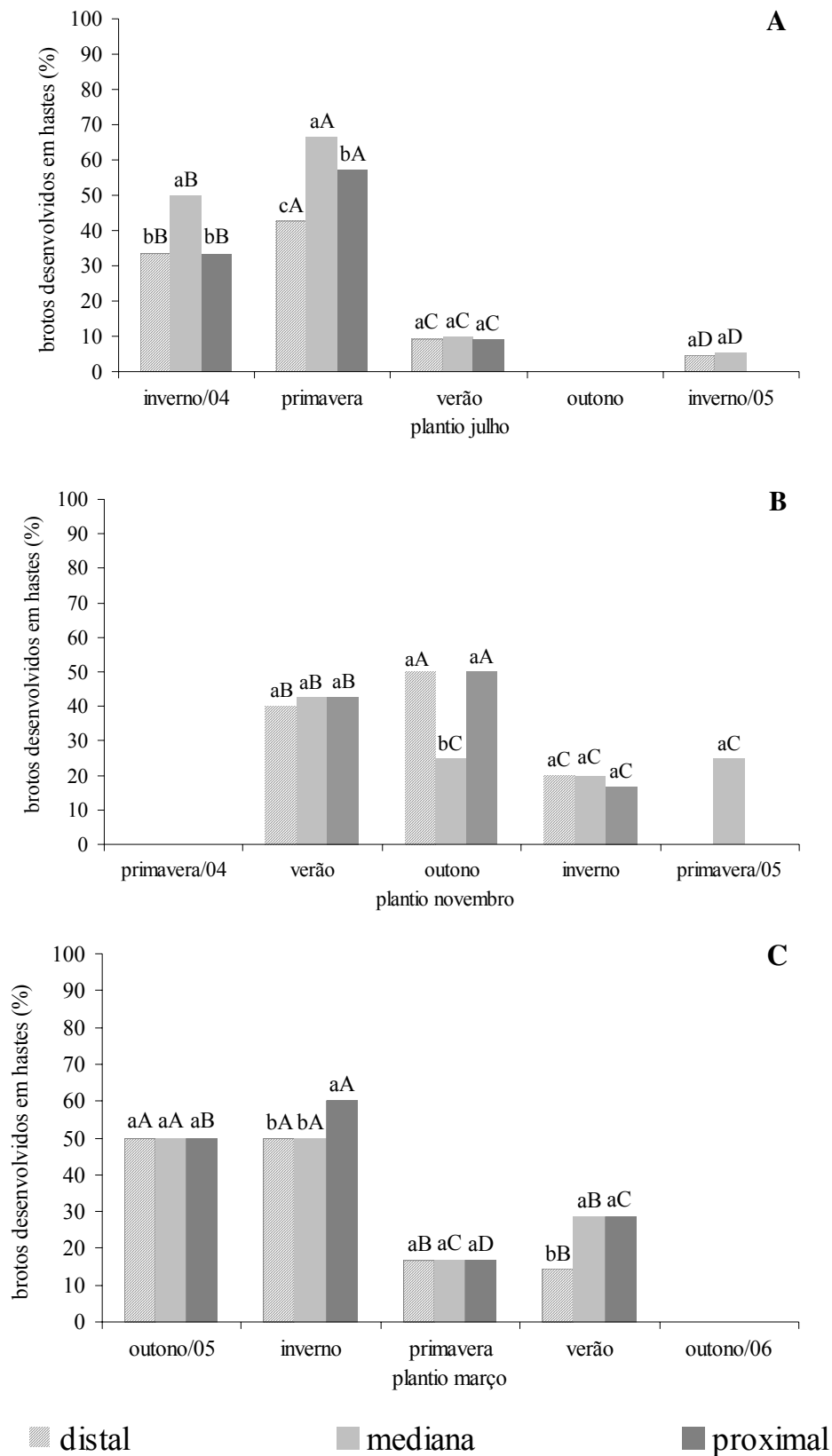


Figura 14. Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Ao final de um ano de avaliação, observou-se que a porcentagem de brotos desenvolvidos em hastes foi relativamente baixa, independente da época de plantio. Nos rizomas do plantio em julho, 37% das brotações provenientes da região mediana do rizoma se desenvolveram em hastes, enquanto as de origem da região proximal e distal corresponderam a 32% e 29%, respectivamente (Fig.15A).

No plantio feito em novembro, 29% dos brotos desenvolveram-se em hastes nas plantas originadas das três regiões do rizoma sem diferença significativa (Fig.15B).

No plantio feito em março, aproximadamente 32% dos brotos da região mediana e proximal desenvolveram-se em hastes, enquanto na região distal foi de 25% (Fig. 15C).

O maior crescimento em altura, para o plantio em julho ocorreu em outubro, mês que antecedeu a floração. Posteriormente o incremento em altura diminuiu e se manteve relativamente baixo entre maio e julho de 2005 nas plantas provenientes das três regiões do rizoma (Fig. 16A).

No plantio em novembro, o maior crescimento registrou-se em janeiro, mantendo-se baixo na maior parte do ano (Fig. 16B).

No plantio em março, o maior crescimento foi registrado em agosto e no mês de julho, o crescimento foi reduzido em todas as plantas, independente de sua origem da região do rizoma (Fig. 16C). Observou-se que não houve um padrão no crescimento em altura com relação às diferentes épocas de plantio, porém, houve uma similaridade no crescimento entre as plantas das diferentes regiões do rizoma na maior época do ano.

No plantio em julho, o crescimento foi favorecido na época da primavera, independente da região do rizoma e não houve diferença estatística entre as regiões distal e proximal, enquanto no inverno de 2005, as plantas registraram o menor crescimento (Fig. 17A).

No plantio em novembro, o crescimento foi favorecido no verão em todos os tratamentos, sendo maior nas plantas originadas a partir da região proximal do rizoma (Fig. 17B).

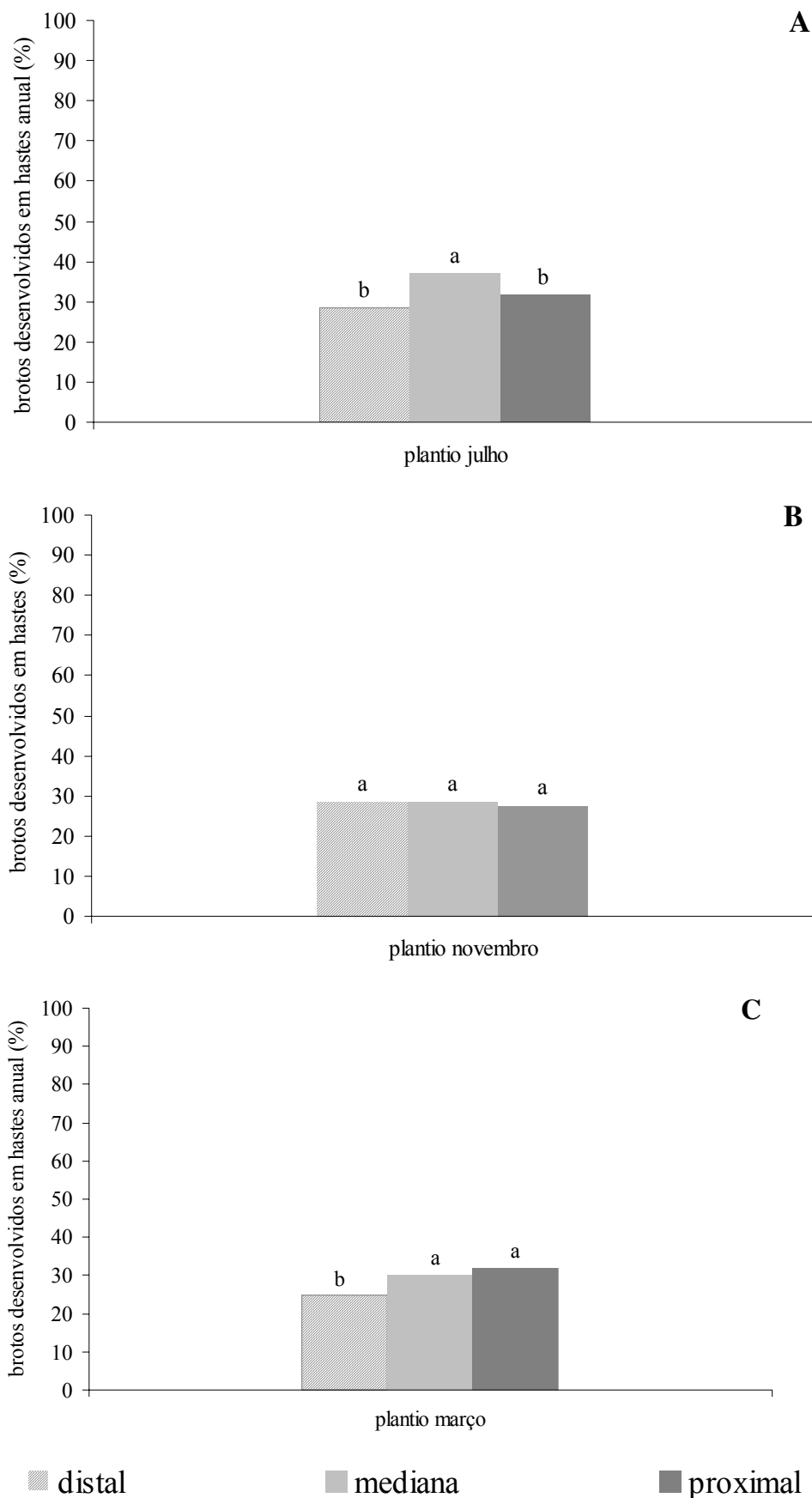


Figura 15. Porcentagem média de brotos desenvolvidos em hastes anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

No plantio em março, o crescimento foi favorecido no inverno e na primavera, em plantas originadas da região mediana e proximal. O crescimento das plantas originadas da região distal foi favorecido durante o verão, enquanto no outono registrou-se o menor crescimento (Fig. 17C).

No final do experimento, após um ano de observações, verificou-se que as plantas originadas das regiões distal e proximal do rizoma registraram as maiores alturas no plantio em julho (Fig. 18A).

No plantio em novembro, a maior altura foi registrada para as plantas originadas na região proximal (Fig. 18B). No plantio em março, não houve diferença significativa na altura das plantas originadas das regiões mediana e proximal (Fig. 18C).

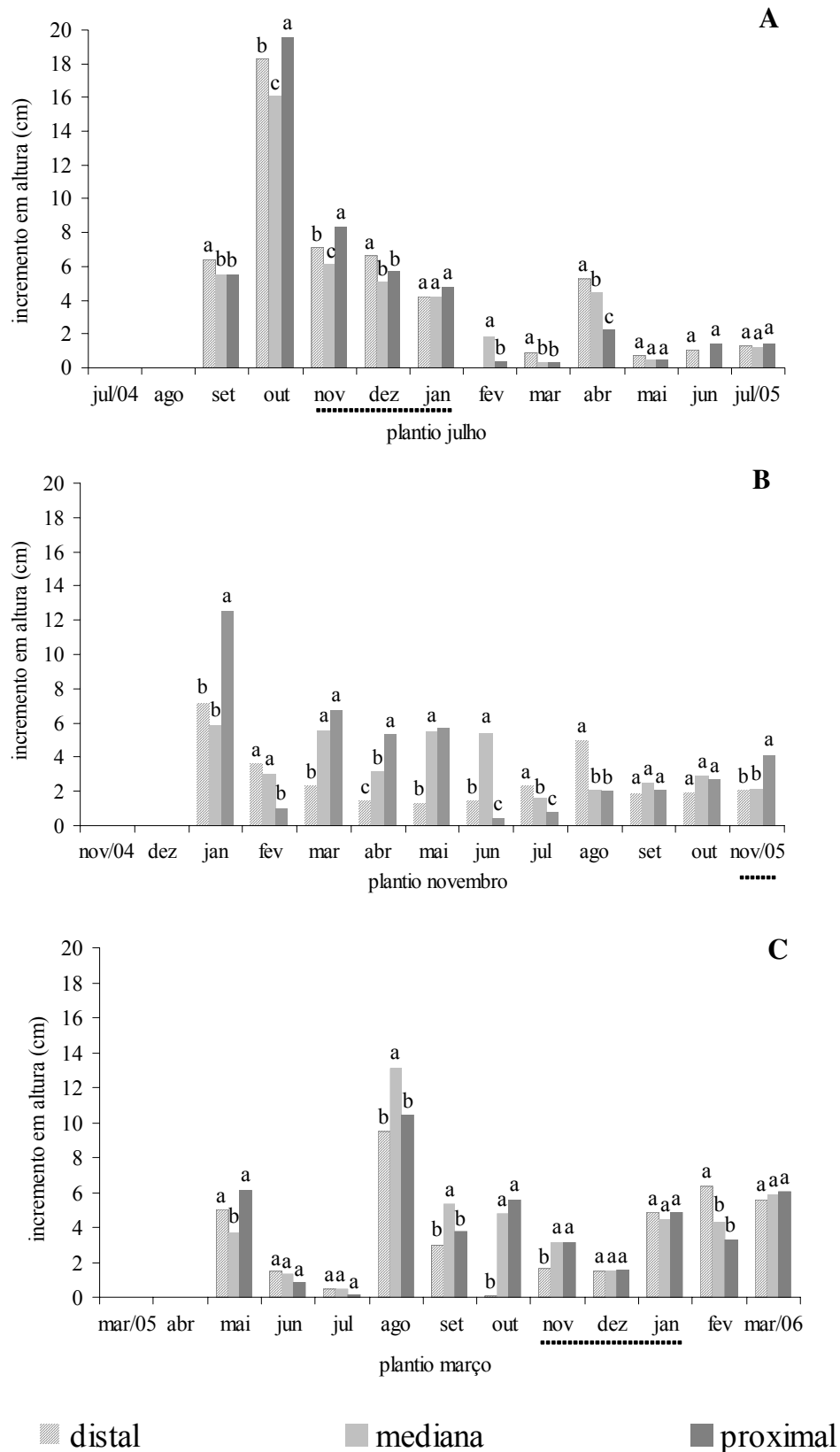


Figura 16. Incremento médio em altura mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

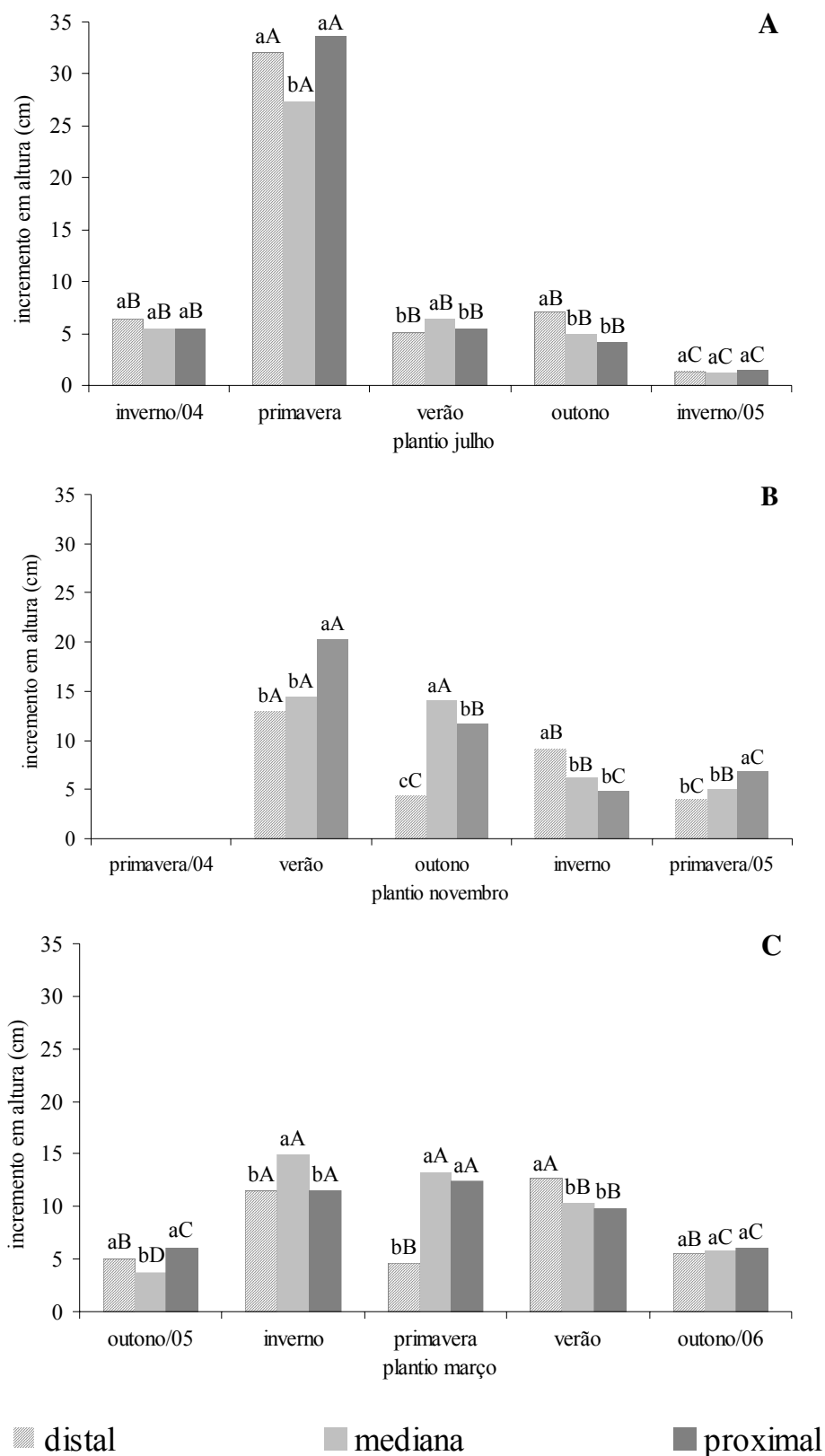


Figura 17. Incremento médio em altura por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

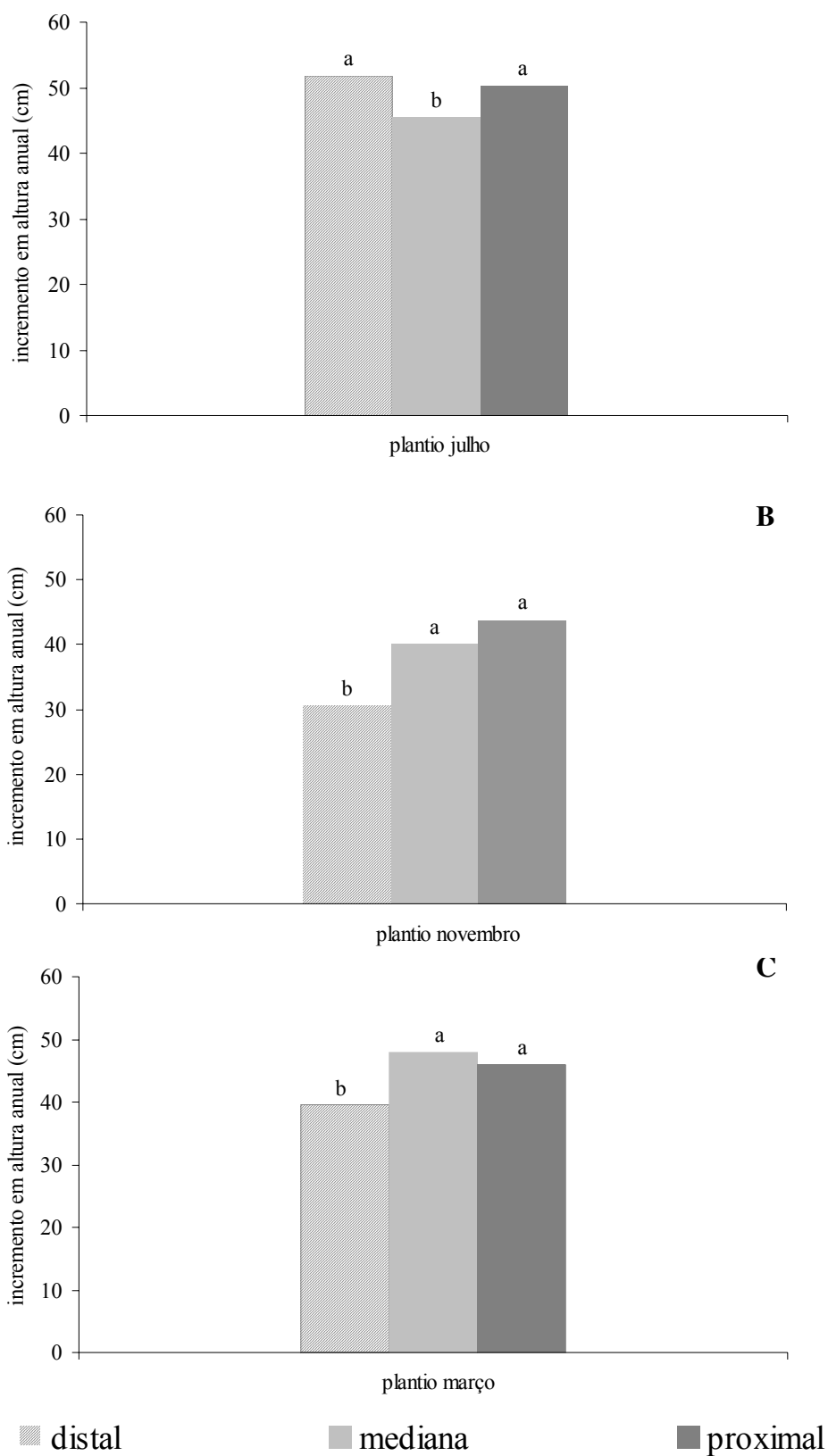


Figura 18. Incremento médio em altura durante um ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Com relação à produção de folhas observou-se que no plantio em julho, as plantas da região distal apresentaram em média 8 folhas novas no período que antecedeu a floração (outubro) e durante a floração (novembro e dezembro). Posteriormente, o número de folhas novas diminuiu e nos meses de fevereiro e março não houve registro de folhas novas. Em abril, mês que começa a emissão de folhas, observou-se a maior produção, registrando até 14 folhas por planta. As plantas da região mediana apresentaram em média 6 folhas novas por mês no período da floração (entre novembro e janeiro) e em julho, a maior produção de folhas.

As plantas da região proximal apresentaram uma grande produção de folhas novas em outubro, mês que antecedeu a floração. A partir deste mês, houve uma redução na emissão de folhas novas, sendo que nos meses de fevereiro e março não houve registro e somente em julho ocorreu a retomada de produção de novas folhas (Fig. 19A).

Nas plantas originadas do plantio em novembro, a produção de folhas durante o ano foi baixa. As plantas da região distal, inicialmente apresentaram baixa produção de folhas novas e durante todo o período em que a temperatura foi mais baixa, não houve registro de folhas novas. A retomada da produção ocorreu somente a partir de agosto. Com relação às plantas da região mediana, a produção de folhas novas ocorreu nos meses de janeiro, fevereiro, março e maio, nos demais meses não houve registro de novas folhas. As plantas da região proximal apresentaram a mesma tendência das plantas originadas da região mediana, porém em junho estas produziram novas folhas (Fig. 19B).

No plantio em março, as plantas da região mediana e proximal apresentaram, em setembro, um pico de produção de folhas, enquanto nas plantas originadas da região distal isto não foi observado. Não houve registro de folhas novas nos meses de julho e janeiro em todas as plantas independente da sua origem (Fig. 19C).

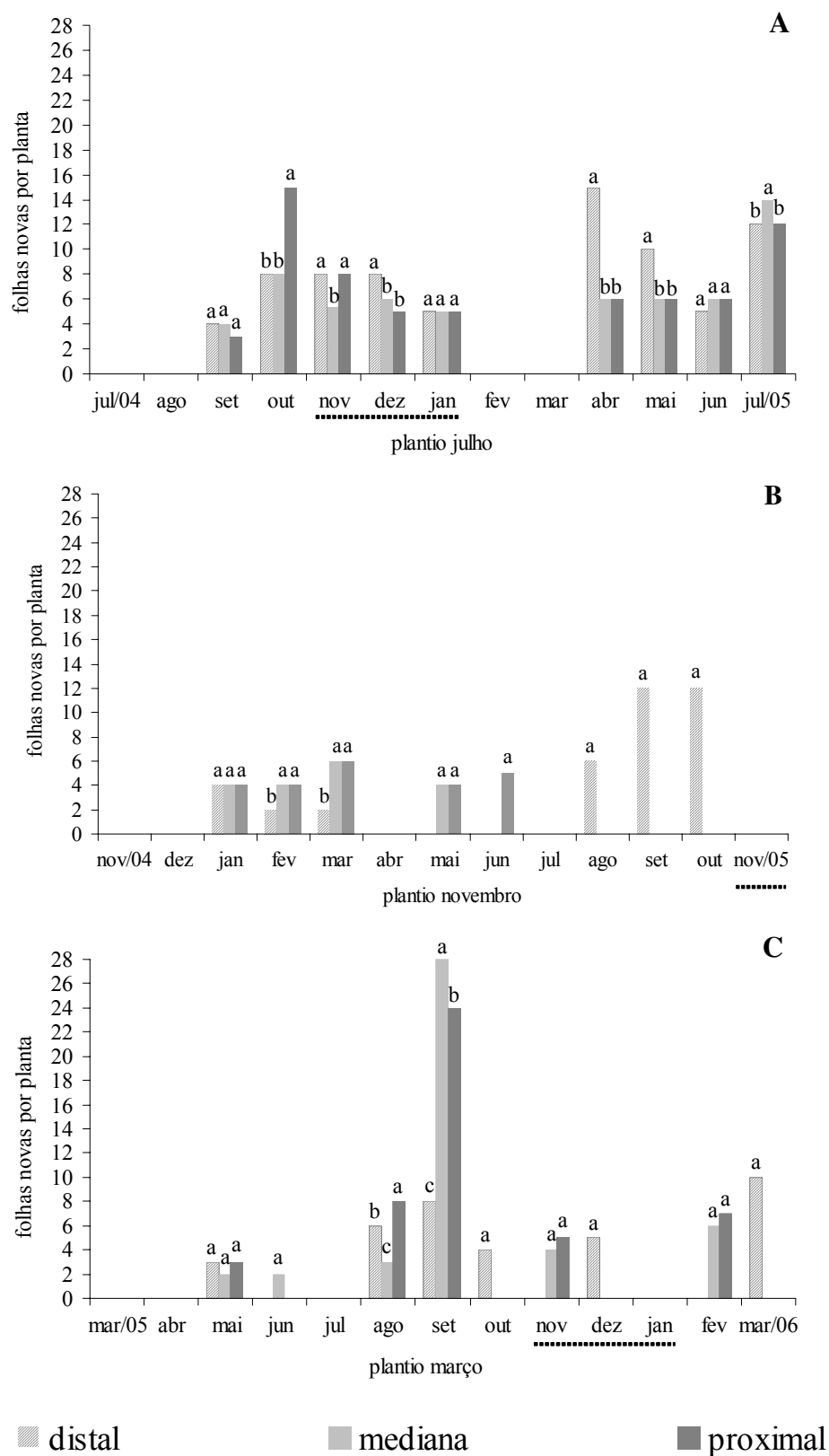


Figura 19. Número médio de folhas novas mensal em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Linha tracejada indica a época da floração.

No plantio em julho, observou-se que na primavera seguinte ao plantio, registrou-se o maior número de folhas novas de plantas originadas da região mediana e proximal, enquanto nas plantas originadas da região distal, o maior número de folhas novas foi registrado no outono. No inverno e no verão de 2004, as plantas apresentaram a menor produção de folhas novas (Fig. 20A).

Nas plantas originadas do plantio em novembro, a produção de folhas foi irregular, sendo que somente no verão subsequente, as plantas originadas das três regiões do rizoma apresentaram folhas novas. Nas demais estações do ano, como inverno e primavera de 2005, somente as plantas originadas da região distal do rizoma apresentaram folhas novas (Fig. 20B).

No plantio em março, o maior número de folhas novas foi registrado na primavera, destacando-se as regiões mediana e proximal, enquanto no outono de 2005 e inverno, houve redução na quantidade de folhas novas (Fig. 20C).

No final do experimento, após um ano de observações, o número de folhas novas nas plantas no plantio em julho e em novembro foi maior nas plantas originadas da região distal (Figs. 21A e 21B). Nas plantas originadas do plantio em março, não se registraram diferença significativa entre as regiões mediana e proximal (Fig. 21C).

Com relação à época de plantio, as plantas que apresentaram maior produção de folhas foram as originadas do plantio em julho, enquanto a menor produção foi encontrada nas plantas com plantio feito em novembro.

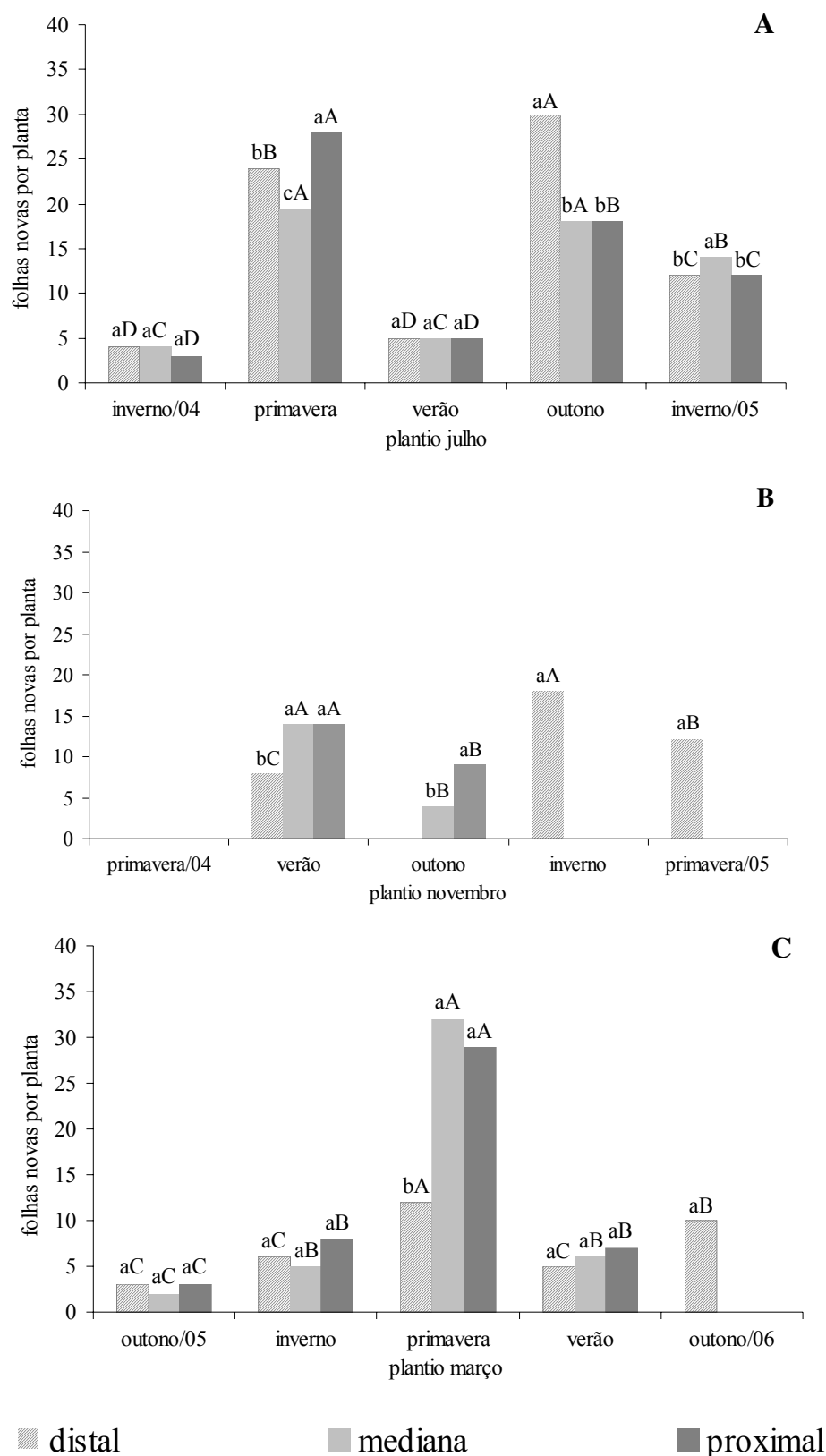


Figura 20. Número médio de folhas novas por estação do ano em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras minúsculas comparam as diferentes regiões do rizoma em cada estação do ano. Letras maiúsculas comparam as diferentes estações do ano em cada região do rizoma. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

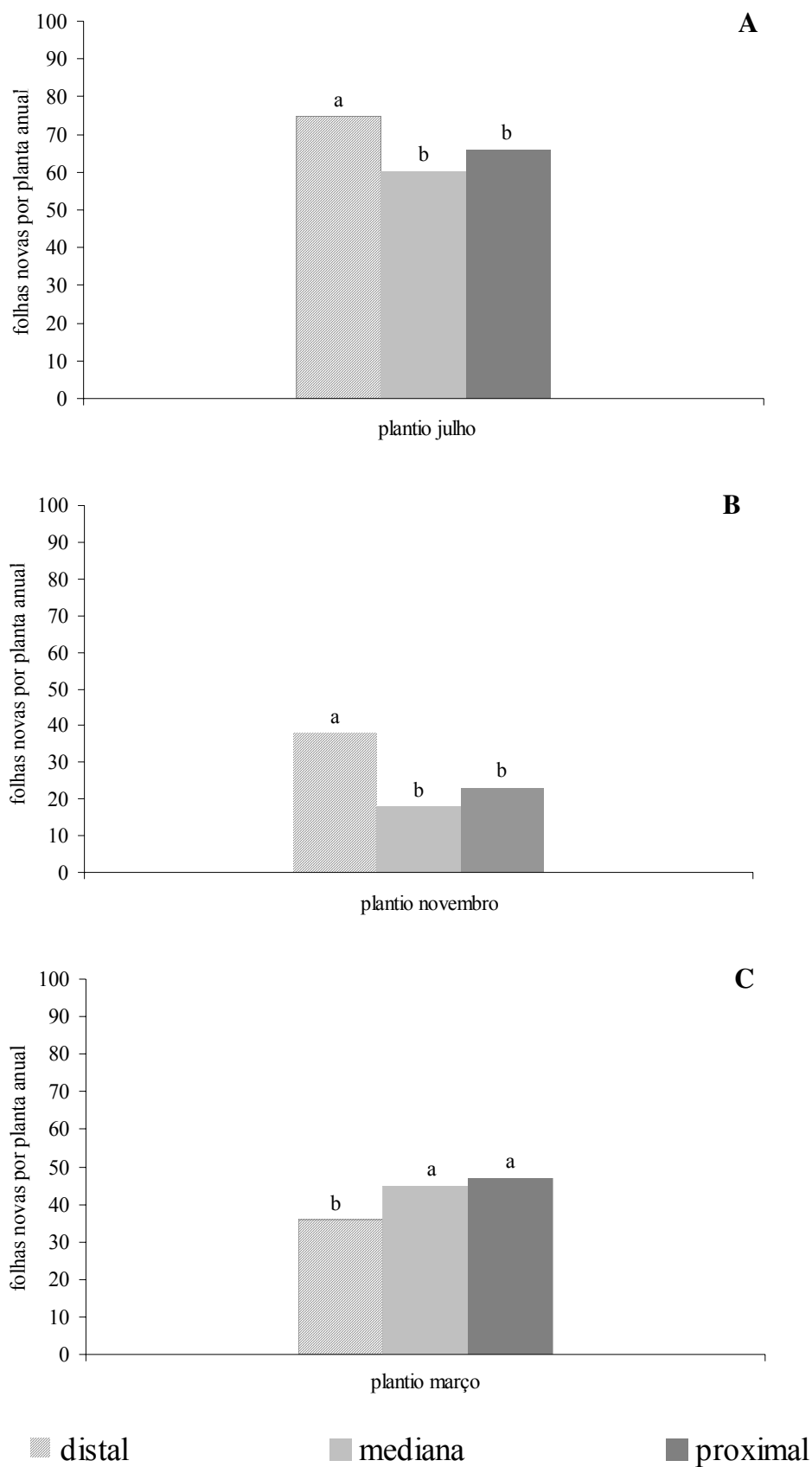


Figura 21. Número médio de folhas novas anual em plantas de *Costus arabicus* L. obtidas a partir das regiões distal, mediana e proximal do rizoma. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Letras comparam os diferentes tratamentos em cada época. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

4.3. Análise da floração

A floração de plantas de *C. arabicus* crescidas durante um ano sob condições de casa de vegetação sob fotoperíodos controlados ocorreu entre novembro e janeiro, quando se encerraram as avaliações. O início da floração, no mês de novembro, coincidiu com a floração observada em condições naturais, que se estende até o mês de abril.

Observou-se que o número de hastes com botão floral foi maior nas plantas sob fotoperíodos de 20 h, porém, o maior número de inflorescências desenvolvidas em relação ao número de hastes com botão floral ocorreu nas plantas sob fotoperíodos de 16 h, seguida das plantas sob 20 h. Quando se avaliou a porcentagem de inflorescências em relação ao número total de hastes formadas, o melhor resultado foi obtido nas plantas sob 16 h. Não houve diferença no número de flores por inflorescências entre as plantas sob fotoperíodos de 12, 16 e 20 h.

As primeiras plantas que apresentaram botão floral foram aquelas sob fotoperíodos de 12 h, aos 279 dias. Em plantas sob 8 e 20 h, não houve diferença no número de dias para visualização do botão floral, que ocorreu aos 300 dias. De acordo com os parâmetros avaliados, as plantas sob os fotoperíodos mais longos (16 e 20 h) apresentaram melhor resposta de floração (Tab. 1).

A floração das plantas originadas das diferentes regiões do rizoma e nas três épocas do plantio também se estendeu de novembro a abril. No plantio em julho, as plantas originadas da região mediana e proximal do rizoma apresentaram o maior número de hastes com botão floral, porém, as plantas oriundas da região proximal apresentaram a maior porcentagem de inflorescências e o maior número de flores por inflorescência.

Tabela 1. Floração em plantas de *Costus arabicus* L. em fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h, após um ano de tratamento. Letras comparam os diferentes tratamentos em cada parâmetro. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tuckey a 5% de probabilidade.

	8 horas	12 horas	16 horas	20 horas
Número de hastes formadas	9	10	11	15
Número de hastes com botão floral	2d	7c	8b	12a
Inflorescências desenvolvidas em relação ao número de hastes com botão floral (%)	50a	29c	50a	42b
Inflorescências em relação ao número total de hastes (%)	11,1d	20c	36,4a	33,3b
Nº de flores por inflorescência	2b	3ab	4a	3ab
Dias para o aparecimento do 1º botão floral	300c	279a	289b	300c
Nº de dias decorridos desde o aparecimento do botão floral até a senescência da primeira flor	30a	26b	27b	29a

Os primeiros botões florais foram visualizados aos 96 dias após o plantio, nas plantas originadas da região mediana e, aos 102 dias nas demais plantas (Tab. 2).

A floração das plantas provenientes do plantio em novembro ocorreu aos 350 dias, indiferente da origem da região do rizoma. Nesta época de plantio, as plantas originadas da região mediana do rizoma foram as que apresentaram melhor resposta a floração desenvolvendo o maior número de hastes com botão floral e a maior porcentagem de inflorescências em relação ao número total de hastes avaliadas (Tab. 2).

A floração das plantas provenientes do plantio em março ocorreu 240 dias após o plantio, indiferente da origem da região do rizoma. Não houve diferença entre as plantas originadas das regiões mediana e proximal em relação ao número de hastes com botão floral, porém, a porcentagem mais alta de inflorescência em relação ao número total de hastes foi encontrada nas plantas provenientes da região proximal do rizoma. Nos demais parâmetros avaliados não houve diferença significativa entre os tratamentos (Tab. 2).

Tabela 2. Floração de plantas de *Costus arabicus* L. provenientes de diferentes regiões do rizoma. Plantio em julho, novembro e março. Letras comparam as diferentes regiões do rizoma em cada parâmetro por época de plantio. Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tuckey a 5% de probabilidade. ns = não significativo.

	Plantio julho			Plantio novembro			Plantio março		
	distal	mediana	proximal	distal	mediana	proximal	distal	mediana	proximal
Número de hastes formadas	6	7	6	6	6	6	5	6	7
Nº de hastes com botão floral	2b	3ab	4a	3b	6a	3b	1b	2ab	3a
Inflorescências desenvolvidas em relação ao número de hastes com botão floral (%)	50c	67b	75a	33c	50b	67a	100a	50c	67b
Inflorescências em relação ao número total de hastes (%)	16,7c	28,6b	50a	16,7c	50a	33,3b	20b	16,7c	28,6a
Nº de flores por inflorescência	3c	4b	6a	3c	8a	6b	2ns	2ns	3ns
Dias para o aparecimento do 1º botão floral	96a	102b	96a	350ns	350ns	350ns	240ns	240ns	240ns
Nº de dias decorridos desde o aparecimento do botão floral até a senescência	27ns	28ns	28ns	29ns	29ns	30ns	28ns	29ns	29ns

De acordo com os resultados da resposta de floração nas diferentes épocas do ano, verificou-se que 96 dias correspondeu ao menor período para se visualizar o início da floração e ocorreu nas plantas cujo plantio foi em julho. Quando o plantio foi realizado em novembro, este tempo, foi de aproximadamente um ano, e quando o plantio foi realizado em março, o tempo foi de 8 meses, com a particularidade de que as plantas apresentaram menor número de flores quando comparadas com às demais plantadas nas outras épocas. A duração média da fase de floração, desde a visualização do botão floral até a senescência foi de 28 dias.

Com relação aos aspectos morfológicos e ao desenvolvimento da inflorescência de *C. arabicus*, distinguiram-se as seguintes fases (Fig. 22):

Fase 1. Entumescimento da região apical da haste.

Fase 2. Desenvolvimento de um folíolo na parte apical da haste, indicando o início do desenvolvimento do botão floral.

Fase 3. Botão floral.

Fase 4. Botão floral em início de desenvolvimento.

Fase 5. Brácteas coriáceas visíveis.

Fase 6. Brácteas desenvolvidas.

Fase 7. Pétalas visíveis.

Fase 8. Flor desenvolvida, ainda fechada.

Fase 9. Antese da primeira flor da inflorescência.

Fase 10. Senescência da primeira flor e antese da 2ª flor.

Foram observados o aspecto da frutificação que ocorre após a senescência das flores e os frutos desenvolvidos dentro das brácteas. A maturação dos frutos ocorre em espiral, de baixo para cima.



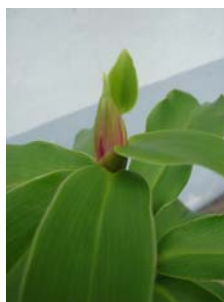
Fase 1



Fase 2



Fase 3



Fase 4



Fase 5



Fase 6



Fase 7



Fase 8



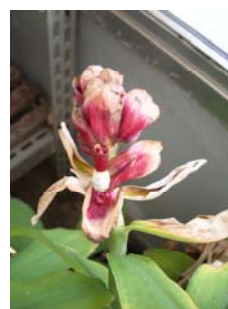
Fase 9



Fase 10



Frutificação



Frutificação

Figura 22. Caracterização do desenvolvimento floral e frutificação de plantas de *Costus arabicus* L.

Verificou-se que algumas hastes apresentaram botão floral que não completaram seu desenvolvimento e não produziram flores. Porém, a maior parte dos botões florais não desenvolvidos alcançaram as fases 5 e 6., cujas características principais são as brácteas coriáceas visíveis e desenvolvidas.

4.4. Análise dos carboidratos de reserva

Ao final de um ano de cultivo sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h, observou-se que o amido foi o carboidrato de reserva mais abundante nos rizomas de plantas de *C. arabicus*. O acúmulo de amido foi favorecido em plantas sob fotoperíodo de 16 h com 150 mg g MS^{-1} , ou seja, 15% em relação à massa seca. Não houve diferença estatística entre os demais tratamentos (Fig. 23).

Os teores de açúcares totais foram maiores nos rizomas das plantas sob fotoperíodos de 20 h, com aproximadamente 170 mg g MS^{-1} e não houve diferença significativa entre os demais tratamentos. No entanto, os rizomas das plantas sob fotoperíodos de 8 h apresentaram os maiores teores de açúcares redutores, com aproximadamente 70 mg g MS^{-1} e não foram observadas diferenças entre os fotoperíodos de 12 e 16 h, enquanto os rizomas das plantas sob 20 h de fotoperíodo apresentaram os menores teores de açúcares redutores (Fig. 23).

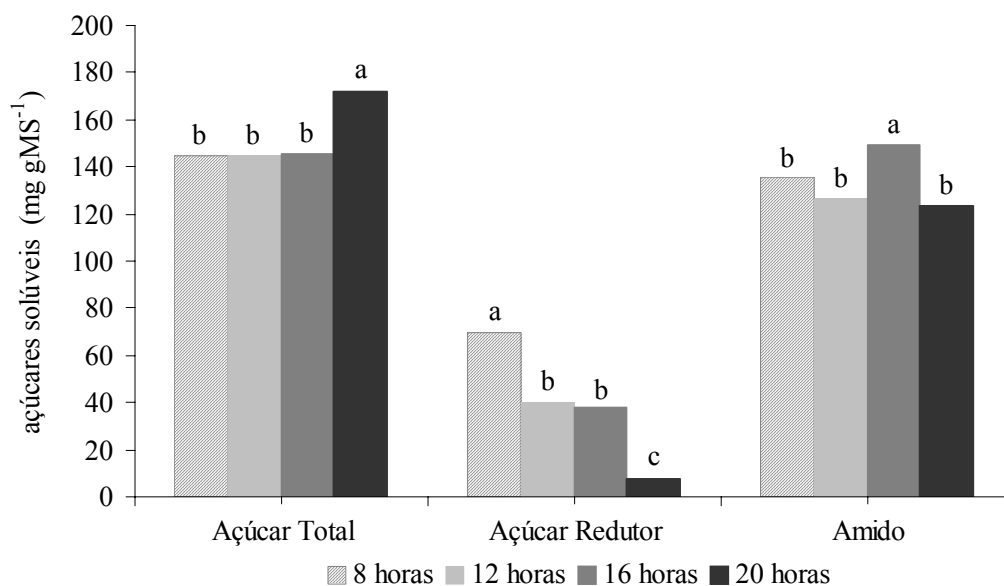


Figura 23. Teor de carboidratos de reserva em rizomas de plantas de *Costus arabicus* L. sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 horas, após um ano de cultivo. Letras iguais não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Com relação aos carboidratos solúveis em função das épocas de plantio, observou-se que nas plantas cultivadas em julho os teores de açúcares totais das diferentes regiões do rizoma foram semelhantes, o teor de açúcar total foi reduzido aos 30 dias e após esse período houve uma queda acentuada (Fig. 24A).

No plantio realizado em novembro, a concentração de açúcar total variou entre as regiões do rizoma, sendo maior na região distal no início (dia 0) e aos 60 dias. Posteriormente o teor de açúcar diminuiu no período inicial entre 0 e 30 dias, e após este período aumentou até os 60 dias. A porção mediana apresentou menor quantidade de açúcares totais (Fig. 24B).

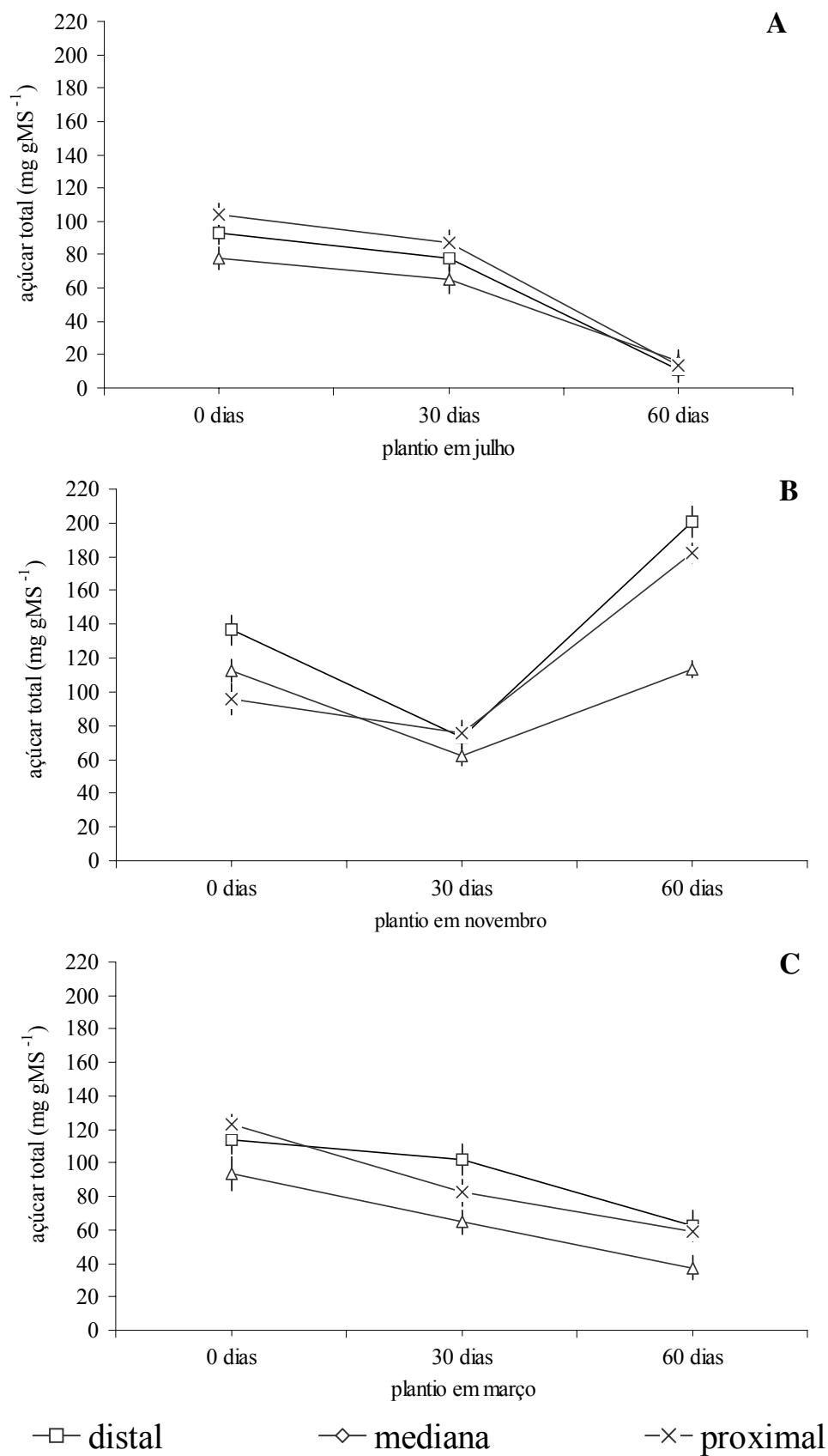


Figura 24. Teor de açúcar total aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão.

O teor de açúcar total dos rizomas com plantio realizado em março foi semelhante ao observado no plantio em julho, nos quais ocorreu uma progressiva redução na quantidade de açúcar total de 0 a 60 dias, no entanto, o teor de açúcar total na região distal do rizoma, apresentou um leve aumento nos primeiros 30 dias (Fig. 24C).

No plantio de julho, a concentração de açúcar redutor não apresentou variações significativas durante o período avaliado e observou-se que não houve diferença estatística entre as regiões do rizoma. Porém, a pouca variação do teor de açúcar redutor foi observada somente nesta época de plantio (Fig. 25A).

O teor de açúcar redutor na região distal do rizoma, no plantio em novembro, teve uma redução nos primeiros 30 dias e, após este período, manteve-se constante até os 60 dias. Já a região mediana do rizoma apresentou aumento no início e, posteriormente, manteve-se com valores constantes até os 60 dias (Fig. 25B). A região proximal do rizoma apresentou teores constantes nos primeiros 30 dias e dobrou a concentração nos 30 dias seguintes (Fig. 25C).

No plantio em julho, verificou-se que o teor de amido foi mais elevado na região proximal do rizoma até 30 dias de cultivo, de 30 até 60 dias, o teor de amido aumentou na região distal do rizoma, enquanto nas regiões mediana e proximal a concentração diminuiu (Fig. 26A).

No plantio em novembro, observou-se que a região mediana apresentou o maior teor de amido, quando comparada com os teores encontrados nas regiões distal e proximal (Fig. 26B).

No plantio em março, não houve diferença entre os teores de amido nas regiões mediana e proximal, cujos teores foram os maiores. A redução nos teores de amido nos primeiros 30 dias de cultivo foi observada em todas as regiões do rizoma (Fig. 26C).

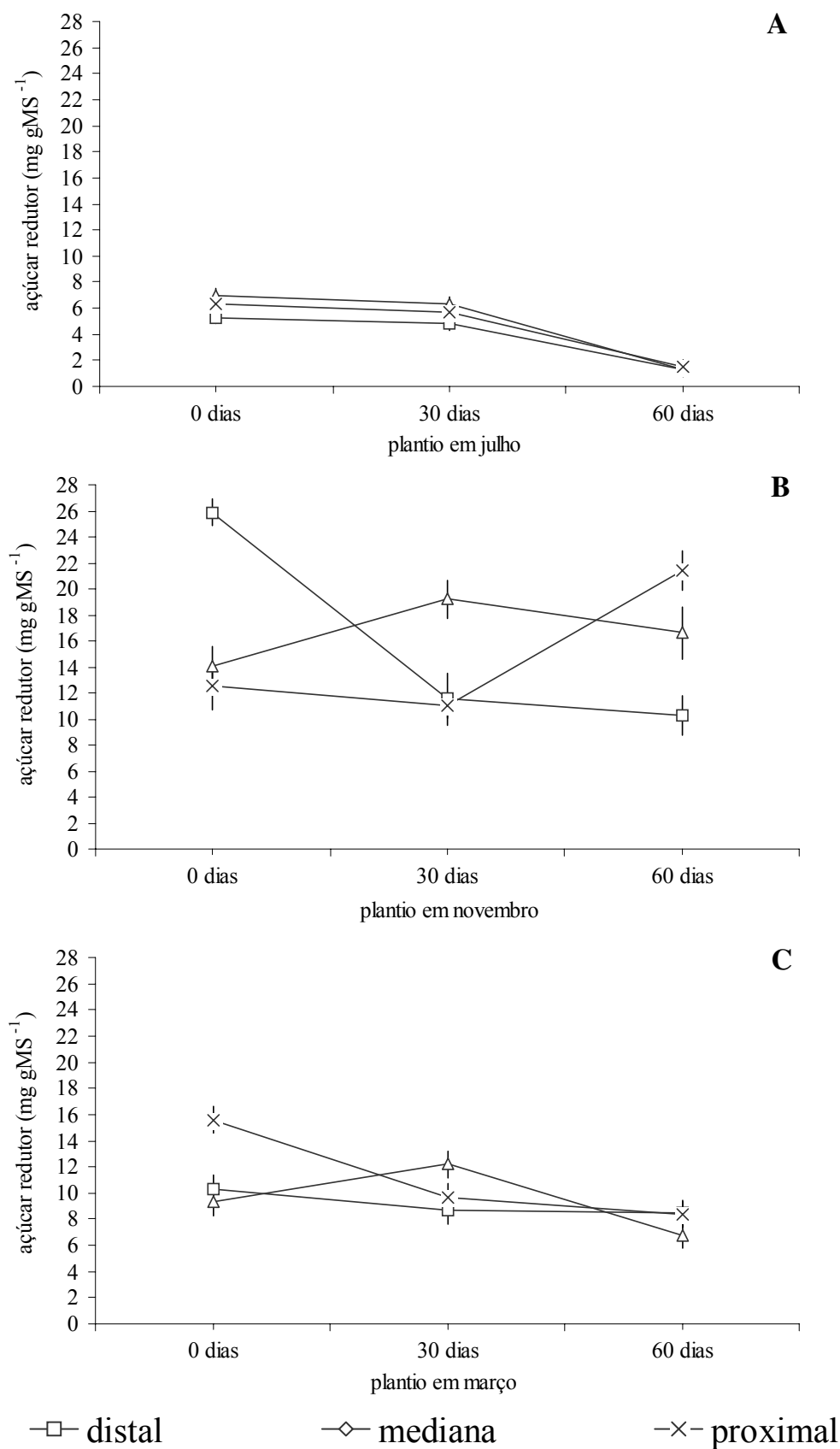


Figura 25. Teor de açúcar redutor aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão.

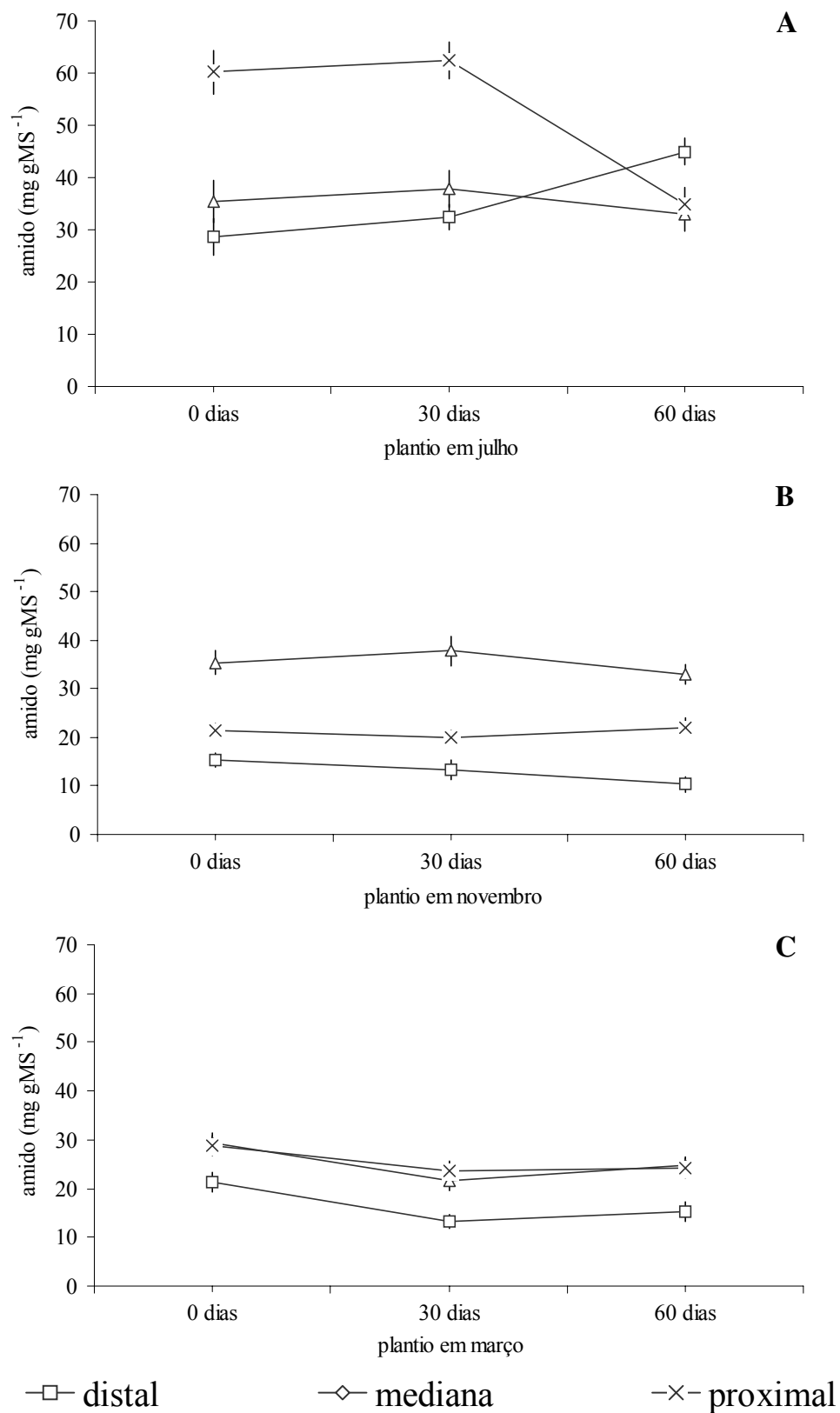


Figura 26. Teor de amido aos 0, 30 e 60 dias de cultivo das regiões distal, mediana e proximal do rizomas de *Costus arabicus* L. Plantio em julho (A). Plantio em novembro (B). Plantio em março (C). Barras indicam erro padrão.

Visto que a região proximal do rizoma foi a que promoveu o maior desenvolvimento vegetativo em plantas de *C. arabicus*, a avaliação dos teores carboidratos nesta região durante nove meses mostrou que teor de açúcar total diminuiu gradualmente desde o início do experimento, em julho, até novembro. Posteriormente, o conteúdo de açúcar total aumentou, permanecendo mais ou menos constante, embora com valores relativamente menores que os iniciais (Fig. 27).

Com relação aos teores de amido, observou-se a ocorrência de dois picos, o maior deles observado em setembro, e o outro, em janeiro. Os menores teores registrados foram nos meses de novembro e fevereiro (Fig. 27).

Com relação aos teores de açúcares redutores, observou-se aumento entre os meses de setembro e novembro, e, redução no conteúdo até janeiro. O teor de açúcar total diminuiu entre os meses de julho e novembro, a partir daí ocorreu um aumento e o teor foi mantido nos meses seguintes (Fig. 27).

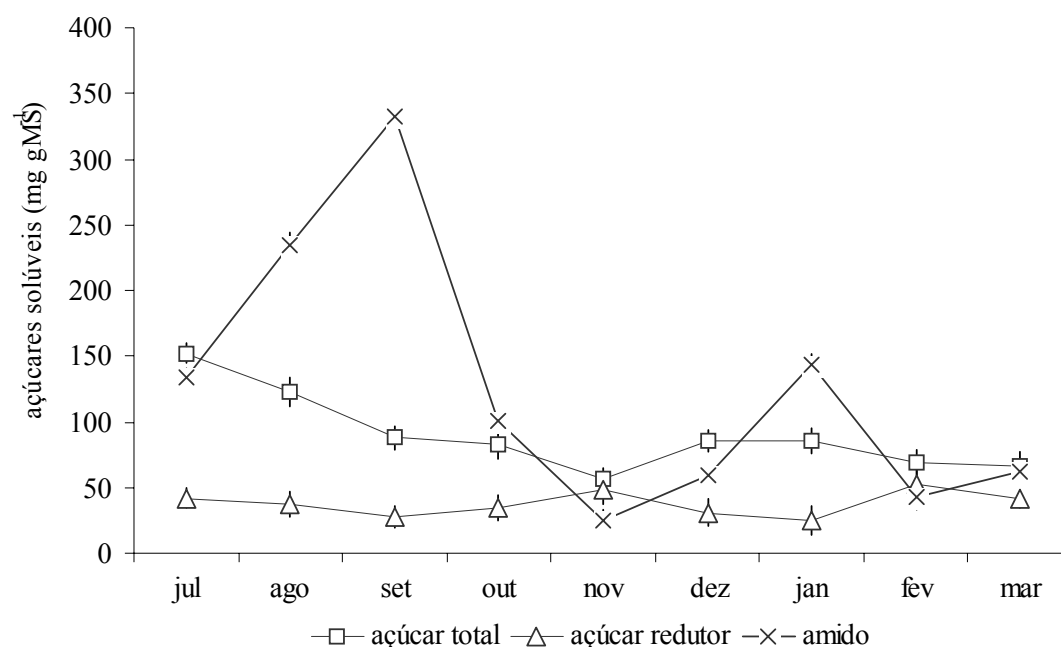


Figura 27. Teor de açúcar total, açúcar redutor e amido na região proximal do rizoma de plantas de *Costus arabicus* L. durante nove meses de cultivo. Barras indicam erro padrão da média.

4.6. Massa fresca e seca

Os tratamentos de fotoperíodos influenciaram o acúmulo de MF e MS nos rizomas e na parte aérea das plantas de *C. arabicus*. A quantidade total de MS acumulada pelos rizomas mostrou valores significativamente maiores nos tratamentos com fotoperíodos de 16 e 20 h e que a MF, tanto do rizoma como da parte aérea foi maior nas plantas sob fotoperíodo de 20 h. Observou-se que as diferenças entre os tratamentos fotoperiódicos foram mais evidentes em termos de MF do que de MS no rizoma. A MS do rizoma parece ter sido favorecida pela alocação de fotoassimilados ou mesmo pela síntese e acúmulo sob fotoperíodos longos, já que não houve diferenças significativas entre os fotoperíodos de 16 e 20 h (Tab. 3).

Tabela 3. Massa fresca, massa seca e razão massa seca do rizoma e da parte aérea em plantas de *Costus arabicus* L. após um ano de cultivo sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h. Letras comparam fotoperíodos, Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

	Rizoma		Parte aérea		Razão Massa seca
Fotoperíodo	Massa fresca (g)	Massa seca (g)	Massa fresca (g)	Massa seca (g)	Parte aérea / rizoma
8 horas	82,26 c	9,20 b	197,70 b	15,86 b	1,72 c
12 horas	74,92 d	9,14 b	193,59 b	17,10 b	1,87 b
16 horas	101,49 b	10,08 a	193,73 b	16,73 b	1,66 d
20 horas	108,87 a	9,90 a	243,21 a	19,98 a	2,02 a

Com relação à MS da parte aérea de *C. arabicus*, foi observado maior acúmulo nas plantas sob fotoperíodos de 20 h (Tab. 3). Desta maneira, o aumento na produção de MS foi encontrado em plantas crescidas em dias longos, mesmo que o tratamento de luz suplementar tenha fornecido pouca energia fotossinteticamente ativa.

As variações na massa de matéria fresca (MF), seca (MS) e razão MF/MS, da parte aérea e do rizoma, indicaram que em agosto e setembro, um e dois meses após o plantio, respectivamente, ocorreu o direcionamento preferencial de assimilados para os rizomas, obtidas pelas razões PA/Rizoma cujos valores corresponderam a 0,67 e 0,5, respectivamente. No mês de outubro, que antecede a floração e durante o período de floração, verificou-se o maior direcionamento de fotoassimilados para a PA, principalmente em novembro, quando a razão PA/Rizoma foi de 7,55, cujo valor correspondeu ao mais alto do período avaliado (Tab. 4). Nesta época, verificou-se uma redução na massa seca dos rizomas.

Tabela 4. Massa fresca (MF), massa seca (MS) e razão MF/MS, da parte aérea e do rizoma em plantas de *Costus arabicus* L. durante nove meses de cultivo, sob condições de casa de vegetação. Letras comparam cada variável na mesma coluna pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

	Parte aérea (PA)			Rizoma			PA/Rizoma
	MF (g)	MS (g)	Razão MF/MS	MF (g)	MS (g)	Razão MF/MS	Razão MS
Ago/06	4,26 g (±0,6)	0,2 e (±0,05)	20,3 a (±1,2)	5,6 d (±1,0)	0,3 c (±0,4)	17,6 a (±2,5)	0,67 d (±0,05)
Set/06	14,1 f (±1,3)	0,7 d (±0,08)	20,1 a (±1,6)	7,0 d (±2,5)	1,4 b (±0,8)	5,1 c (±1,2)	0,5 d (±0,08)
Out/06	45,6 e (±2,2)	3,7 c (±1,2)	12,5 c (±1,8)	10,0 c (±3,8)	1,1 b (±0,3)	9,5 b (±1,2)	3,63 b (±1,4)
Nov/06	97,6 c (±3,8)	6,8 b (±2,3)	14,4 b (±1,4)	11,7 c (±2,2)	0,9 c (±0,5)	13,6 a (±2,3)	7,55 a (±2,8)
Dez/06	90,4 c (±3,7)	5,7 b (±2,4)	15,9 b (±1,4)	15,6 c (±3,7)	1,6 b (±0,5)	9,8 b (±3,0)	3,56b (±0,9)
Jan/07	63,1 d (±3,4)	4,1 c (±1,1)	15,6 b (±3,1)	25,6 b (±5,5)	2,9 b (±0,9)	8,7 b (±2,5)	1,41c (±0,5)
Fev/07	170,3 a (±6,2)	11,4 a (±3,2)	15,0 b (±1,9)	62,0 a (±4,1)	8,6 a (±2,2)	7,2 b (±1,8)	1,32c (±0,4)
Mar/07	116,5 b (±5,6)	8,7 a (±2,6)	13,4 c (±2,15)	56,5 a (±4,2)	7,2 a (±1,7)	7,9 b (±2,6)	1,86c (±0,7)

5. DISCUSSÃO

O padrão de desenvolvimento das plantas de *C. arabicus* variou em função do fotoperíodo. Deste modo, plantas de *C. arabicus* sob fotoperíodos de 8, 12, 16 e 20 h apresentaram um ciclo de desenvolvimento anual com fases fenológicas caracterizadas como: fase de crescimento vegetativo; fase de redução no crescimento durante o período mais frio e seco do ano, correspondente à época do inverno e fase de floração entre novembro e março.

Na época do inverno observou-se que as plantas de *C. arabicus*, sob diferentes fotoperíodos apresentaram senescência de algumas folhas e hastes, que se tornaram amareladas e secas, mesmo mantendo-se presa ao rizoma. Algumas espécies de Mata, desenvolvidas sob condições naturais, que não estão expostas a uma estação seca definida apresentam comportamento semelhante ao observado em plantas do Cerrado, cujo período da seca coincide com os fotoperíodos mais curtos e temperaturas mais baixas (Sano & Almeida, 1998), o que provoca diminuição no número de folhas nas plantas.

No mês de setembro, a brotação dos rizomas de *C. arabicus* é retomada, desenvolvendo-se em hastes e folhas, porém, antes da floração (que teve início em novembro), houve redução no crescimento destas plantas, que pode ser interpretado como uma preparação para o florescimento e que foi evidenciada pela utilização das reservas de carboidratos, representada pela variação no conteúdo de açúcar total e no teor de amido. Para algumas espécies as condições do ambiente, como o comprimento do dia e a temperatura, podem influenciar a brotação de gemas de órgãos subterrâneos (Figueiredo-Ribeiro *et al.* (2004), causando a dormência das gemas ou promovendo o processo de brotação. Neste sentido, Ruggiero & Zaidan (1997) observaram que em plantas de *Viguiera robusta*, uma Asteraceae do Cerrado, fotoperíodos de 8 h promoveram maior intensidade de brotação. Blumenthal & Harris (1998) verificaram que o desenvolvimento de brotações em *Lotus uliginosus* foi favorecido por DC. No entanto, Moreira *et al.*, (1999) verificaram em plantas de *Gomphrena macrocephala* que

dias mais longos favoreceram o aparecimento de brotações, como também ocorreu em plantas ou plantas de água (*Calathea allouia*), crescidas sob fotoperíodos longos de 16 e 20 h que, nestas condições, apresentaram maior intensidade de brotação (Bueno & Weigel, 1983). A maior brotação de plantas de *C. arabicus*, ao final de um ano de avaliação, ocorreu nos fotoperíodos de 12 e 16 h, sendo que as plantas sob fotoperíodos de 8 h apresentaram o menor número de brotos.

Em plantas de *C. arabicus*, a brotação foi favorecida no outono sob fotoperíodos de 12 e 20 h e no verão, nas plantas sob 8 e 16 h. Blumenthal & Harris (1998) observaram entre três populações de *Lótus uliginosus*, que todas foram favorecidas por dias curtos. No entanto, duas destas populações apresentaram maior brotação no outono e na outra população, o maior número de brotos foi registrado no inverno.

O maior incremento em altura total foi observado nos fotoperíodo de 20 h, resultado que concorda com o que ocorre em plantas de algumas espécies perenes do Cerrado, como *Viguiera discolor* (Isejima *et al.*, 1991), *Vernonia cognata* (Cesarino, 1996), *Viguiera robusta* (Ruggiero & Zaidan, 1997), *Diplusodon virgatus* (Cesarino *et al.*, 1998), *Gomphrena macrocephala* (Moreira *et al.*, 1999), e com os resultados encontrados por Kuehny *et al.* (2002) em plantas de *Curcuma cordata*, *C. petiolata*, *C. thorelii* e *C. alismatifolia* que cresceram sob fotoperíodos de 16 e 20 h. Estes últimos autores verificaram que em plantas do gênero *Kaempferia* não houve diferença entre os fotoperíodos de 12, 16 e 20 h. Porém, nem sempre fotoperíodos longos favorecem o crescimento e, neste sentido, Almeida & Pereira (2000) mostraram que plantas de *Kohleria* sp, de ambiente de florestas úmidas e sombreadas, o maior crescimento foi registrado sob fotoperíodo de 8 h.

Os resultados obtidos com plantas de *C. arabicus* mostraram que no outono as plantas sob fotoperíodos de 8, 16 e 20 h apresentaram maior desenvolvimento em altura, possivelmente pelas temperaturas amenas desta época. Já no período do inverno, a diminuição no

crescimento está influenciada pela redução da temperatura nesta época do ano. Sassaki *et al.* (1999), observaram que no outono, plantas de *Dalbergia miscolobium* sob fotoperíodos de 12 e 16 h, tiveram caule mais alongado em relação às plantas sob fotoperíodos de 8 h. Roncancio *et al.* (1996) mostraram que no outono-inverno houve aumento do comprimento de caule em plantas de *Solidaster luteus* mantidas sob fotoperíodos de 16 h, enquanto no verão-outono o maior crescimento ocorreu nas plantas sob fotoperíodos de 20 h.

Com relação ao número de folhas, observou-se que em plantas de *C. arabicus*, no outono ocorreu diminuição no número de folhas novas em todos os tratamentos fotoperiódicos, sendo que no inverno, somente as plantas sob (20 h) apresentaram folhas novas. Este resultado mostra que neste período as plantas apresentaram uma fase de repouso no crescimento, provavelmente devido às temperaturas mais baixas. Encontra-se uma diversidade de trabalhos com resultados que dependem da espécie e da estação do ano. Desta maneira, Roncancio *et al.* (1996), mostraram que no outono-inverno as plantas de *Solidaster luteus* mantidas em fotoperíodos de até 16 h apresentaram maior número de folhas, do que as plantas mantidas sob fotoperíodos mais longos do que 16 h. Porém no verão-outono não houve diferença significativa entre os fotoperíodos de 16 h e o de 20 h.

Kuehny *et al.* (2002) observaram que plantas de *Curcuma alismatifolia*, *C. cordata* e *C. petiolata* que cresceram sob fotoperíodos de 16 e 20 h apresentaram maior número de folhas novas do que aquelas crescidas sob 12 e 8 h. Porém, estes mesmos autores verificaram que estes fotoperíodos não influenciaram o aparecimento de folhas novas em plantas de *C. thorelii*. Castro & Alvarenga (2002) verificaram que o aumento do fotoperíodo de 8 para 16 h promoveu o aumento do número de folhas em plantas de confrei (*Synphytum officinale*), contudo, a extensão do fotoperíodo de 16 para 20 h proporcionou uma diminuição no número de folhas.

Sassaki *et al.* (1999) observaram que não houve diferença entre o número de folhas em plantas de *Dalbergia miscolobium* mantidas sob fotoperíodos de 8, 12 e 16 h e Almeida &

Pereira (2000) verificaram que em plantas de *Kohleria* sp o número de folhas não foi diferente entre os tratamentos de fotoperíodos de 16 h (DL) e fotoperíodos de 8 h (DC). Moreira *et al.* (1999) mostraram que em *Gomphrena macrocephala* ocorreu menor produção de folhas nos fotoperíodos de 8 e 16 h e sugerem que fotoperíodos aquém ou além da faixa natural de variação podem constituir uma condição desfavorável para o crescimento de algumas espécies. Carreira & Zaidan (2003) verificaram que o número de folhas em plantas de *Miconia albicans* não diferiu entre os fotoperíodos de 10, 14 e 16 h, e em plantas de *Schizocentrum elegans* só houve diferença ao final de quatro meses de cultivo nos fotoperíodos de 10 e 18 h.

De acordo com os resultados obtidos em plantas de *C. arabicus* os fotoperíodos mais longos foram favoráveis para esta espécie. Embora esta espécie encontra-se naturalmente em áreas tropicais nas quais, não ocorrem grandes variações de temperatura nem de fotoperíodo no decorrer do ano, foi demonstrado que algumas espécies podem ser sensíveis a pequenas oscilações ambientais, como observado em plantas de hortelã-do-mato (Zaidan *et al.*, 1991), *Viguiera discolor* (Isejima *et al.*, 1991) e picão-do-cerrado (Klein *et al.*, 1992).

De modo geral, as gemas dos rizomas de *C. arabicus* não apresentaram nenhum tipo de dormência, pois foram capazes de brotar após a sua coleta, independente da região do rizoma utilizada e da época do plantio (julho, novembro ou março), uma vez que a brotação ocorreu um mês após o plantio em todos os tratamentos. Portanto, diferente de algumas espécies que necessitam de um período de descanso, como rizomas de *Curcuma* sp, que só brotaram após passar algum tempo sob temperatura baixa (Roh *et al.*, 2006).

Com relação à época de plantio houve diferença no desenvolvimento do rizoma de *C. arabicus*, uma vez que os rizomas cultivados em julho desenvolveram plantas mais altas e com maior número de folhas quando comparadas àquelas originadas dos plantios em novembro e março. As plantas com menor crescimento e menor número de folhas foram aquelas desenvolvidas a partir de rizomas do plantio em novembro. O verão foi a melhor

época para o desenvolvimento vegetativo, como foi constatado na formação de brotos e no número de folhas, nos plantios em novembro e março. Porém, quando o plantio foi realizado em julho, o crescimento em altura e o desenvolvimento de hastes foram maiores na primavera, coincidindo com a época da floração.

A brotação dos rizomas em plantas de *C. arabicus* durante o período do inverno foi maior nas plantas sob condições de luz natural em casa de vegetação do que nas plantas sob tratamentos fotoperiódicos. Isto, porque a amplitude da temperatura máxima registrada durante o dia (32°C), e temperatura mínima registrada durante a noite (10°C), poderia ter influenciado a brotação e assim explicar as diferenças encontradas. Poucos são os estudos que relacionam o desenvolvimento vegetativo com as diferentes regiões do rizoma em função da temperatura. No entanto, Pressman *et al.* (2006) indicaram que temperaturas noturnas de 10°C e temperaturas moderadas de 25°C durante o dia no período de inverno causaram um atraso no crescimento, como menor número de folhas e menor brotação em plantas de pimenta (*Capsicum annum*) cultivadas em casa de vegetação, do que naquelas crescidas sob condições de grande variação entre temperaturas diurnas e noturnas. Por outro lado, temperaturas entre 25°C e 30°C favoreceram a brotação do rizoma em espécies de *Kohleria* sp, enquanto sob temperaturas superiores a 35°C, as regiões do rizoma permaneceram dormentes e, temperaturas abaixo de 25°C atrasaram o processo de brotação (Almeida & Pereira, 2002).

A região do rizoma de *C. arabicus* que melhor promoveu o desenvolvimento vegetativo depende da época do plantio, do parâmetro analisado e do objetivo final de uso desta espécie. Não houve, portanto, uma região do rizoma que deu melhor resultado de crescimento em todos os parâmetros analisados.

Com relação à brotação não foi observado diferença estatística entre as plantas originadas das porções distal, mediana e proximal do rizoma, em qualquer época de plantio, o que demonstra que as gemas independentes da região do rizoma utilizado brotam com a mesma

eficiência. Lopes *et al.* (2003) comentam que em rizomas de baicurú, o desenvolvimento vegetativo das plantas originadas da região apical do rizoma foi maior do que o das outras regiões. Os mesmos autores enfatizaram que pode ser devido ao tecido meristemático que é menos lignificado na região apical do rizoma e às suas maiores reservas nutricionais. Puiatti *et al.* (2003) comentam que em rizomas de taro (*Colocasia esculenta*), a presença da gema apical, associada a maiores quantidades de reservas em relação a outras regiões do rizoma, pode ter favorecido a altura nas plantas provenientes dessas regiões. No entanto, Almeida & Pereira (2002) verificaram que qualquer porção do rizoma de *Kohleria* sp pode brotar, não havendo necessidade do órgão intacto, porém, os autores indicam que o tamanho da porção do rizoma influenciou a brotação. Isto também foi observado por Heredia *et al.* (2000) em plantas de cará (*Dioscorea* sp) cujo plantio de porções diferentes em relação à massa do rizoma influenciou o crescimento posterior das plantas.

A diferença de idade entre as plantas utilizadas para os tratamentos de fotoperíodo e as plantas obtidas a partir de rizomas na propagação vegetativa em plantas de *C. arabicus* foi uma variável que influenciou o desenvolvimento de brotos em hastes, pois os brotos que se desenvolveram em hastes a partir das regiões do rizoma foi em média 30% em condições de luz natural de casa de vegetação. O fotoperíodo natural em São Paulo varia entre 10,5 e 13,5 h (Vianello & Alves, 1991), respectivamente nos meses de junho e dezembro, coincidindo com as estações seca e chuvosa. Já nas plantas com sistema subterrâneo já desenvolvido, esta média foi de 77% para os tratamentos de 8 e 20 h de fotoperíodo. No tratamento de 12 h, o que mais se aproxima das condições de casa de vegetação, esta porcentagem foi de 40%.

No presente estudo, avaliando o efeito do fotoperíodo na floração de *C. arabicus* observou-se que o aparecimento do botão floral ocorreu em todos os tratamentos. Isto sugere que, a indução floral não foi uma resposta qualitativa ao fotoperíodo, porém, os primeiros sinais de botão floral foram visualizados em plantas sob fotoperíodo de 12 h e posteriormente, sob fotoperíodos de 16 h. Em termos quantitativos, fotoperíodos de 8 h foram desfavoráveis para

a floração. Isto porque o maior número de hastes com botão floral ocorreu em plantas sob 20 h de fotoperíodo, mas a maior porcentagem de inflorescências em relação ao número total de hastes foi registrada em plantas sob fotoperíodos de 16 h, portanto, este fotoperíodo foi o que melhor favoreceu a floração.

Islam *et al.* (2005) constataram que o fotoperíodo requerido para a iniciação do botão floral pode diferir do fotoperíodo ótimo para o desenvolvimento floral, como foi observado em lisianto (*Eustoma grandiflorum*), espécie classificada como planta facultativa de DL. Contudo, em plantas de *Kohleria* sp, a floração pode ocorrer indiferente ao fotoperíodo (Almeida & Pereira, 2000), assim como em plantas de *Aphelandra squarrosa*, nativa do Brasil, na qual a floração não é dependente do fotoperíodo, mas sim da intensidade luminosa e da temperatura (Poole & Rünger, 1985).

A floração ocorreu a partir dos 96 dias, nas plantas cujo plantio foi feito em julho. Esse resultado mostra a necessidade da planta para passar por condições indutoras. Neste caso, a planta matriz já havia sido submetida a condições de temperaturas mais baixas e fotoperíodos mais curtos, como o que ocorre no período do inverno, em condições naturais. Estes fatores podem ter favorecido o florescimento precoce das plantas originadas destes rizomas, o que não aconteceu com as plantas cujo plantio foi feito em novembro, já que estas precisaram passar por este período frio para que florescessem o que ocorreu um ano após o plantio. Igualmente as plantas provenientes de rizomas cujo plantio foi feito em março necessitaram passar por essas condições indutoras, desenvolvendo flores oito meses após o plantio, em novembro.

A floração em *C. arabicus* em qualquer das condições de experimentação ocorreu sempre em novembro. No entanto, Araújo & Oliveira, (2007) verificaram que plantas de *C. spiralis*, no Brasil, mostraram as primeiras inflorescências a partir de dezembro, começando a liberar as primeiras flores no início de janeiro, com pico de floração nos meses de janeiro e fevereiro podendo se estender até maio. Criley (2000) comenta que a floração em *C. cuspidatus*, no

Havai, ocorreu no meio do verão, enquanto a floração em *C. speciosus*, *C. spicatus* e *C. spiralis*, na Índia, aconteceu no início do verão.

De acordo com os resultados obtidos, verificou-se que a floração está mais relacionada com as condições ambientais do que com exigências de parâmetros de crescimento, como altura e número de folhas, uma vez que houve variação na altura e número de folhas nas plantas floridas. As flores de *C. arabicus* se caracterizam por não exalar odor e segundo Araújo & Oliveira (2007), a recompensa floral para os insetos visitantes é o néctar. No período experimental observou-se a visita de abelha-cachorro (*Trigona fulviventris*) nas flores de *C. arabicus*.

As condições fotoperiódicas são capazes de afetar o desenvolvimento das plantas interferindo no comportamento fenológico e no acúmulo de carboidratos em órgãos subterrâneos de reserva, como acontece nas raízes tuberosas e rizomas (Graziano *et al.*, 2002). Segundo Figueiredo-Ribeiro *et al.* (1986), os carboidratos solúveis são os principais constituintes dos órgãos subterrâneos de reserva de cerca de 20 espécies nativas de Cerrado e da Mata do sudeste do Brasil. Estes autores destacaram que os rizomas de *Asterostigma lividum* (Araceae) apresentaram 45% de amido, correspondente à maior quantidade dentre as espécies estudadas. Graziano *et al.* (2002) consideraram os rizomas de taioba (*Xanthosoma saggitifolium*) como uma estrutura de reserva, pois o amido apresentou teores de até 60% e Puiatti *et al.* (2003) também determinaram que o principal composto de reserva em rizomas de taro (*Colocasia esculenta*) foi o amido.

O maior acúmulo de amido encontrado nos rizomas de *C. arabicus* correspondeu a plantas crescidas sob fotoperíodos de 16 h, e isto pode estar relacionado com o maior número de folhas desenvolvidas por haste sob este fotoperíodo. Desta maneira, os fotoassimilados produzidos pelas folhas seriam translocados para os rizomas e armazenados na forma de amido. Neste sentido, Wolf *et al.* (1991) comentam que a sacarose translocada das folhas para os tubérculos em batata foi usada principalmente para a síntese de amido.

Castro *et al.* (2001) observaram que o acúmulo de amido nas raízes de confrei foi favorecido sob fotoperíodos de 8 h, e Lorenzen & Ewing (1992) confirmam que o acúmulo de amido em batata foi direcionado para o desenvolvimento de tubérculos, principalmente sob condições de dias curtos de 8 h.

Nos rizomas das plantas de *C. arabicus* provenientes do plantio em julho foram encontradas as maiores concentrações de amido, enquanto os rizomas das plantas cultivadas em novembro apresentaram os teores mais baixos. Essa diferença deve-se ao fato de que os rizomas das plantas matrizes possuíam maior conteúdo de reserva na época (julho), uma vez que, neste período a influência dos fatores climáticos (temperatura e luminosidade) reduziu o crescimento das plantas e os fotoassimilados produzidos foram armazenados no rizoma. Estes resultados concordam com as observações de Carvalho *et al.* (2001) em colmos de *Cynodon* sp, cujas concentrações de carboidratos não estruturais foram maiores durante os meses correspondentes ao inverno, e com valores mais baixos durante o verão.

Deste modo, o amido pôde ser armazenado para atender às demandas energéticas do período de floração, como foi observado em plantas de *C. arabicus* que floresceram 96 dias após o plantio, isto, pode ser interpretado como uma preparação para o florescimento, evidenciado pela utilização das reservas de carboidratos e, representada pela diminuição no conteúdo de açúcar total nas diferentes regiões do rizoma plantados em julho, indicando, possivelmente, que foram mobilizados e translocados para a formação de novos brotos e, para a floração, o que não ocorreu com as plantas provenientes dos plantios de novembro e março. Nestas últimas plantas, a mobilização de amido deve ter ocorrido para a formação de novas brotações, visando ao desenvolvimento vegetativo.

Segundo Newell *et al.* (2002), em condições tropicais as plantas normalmente apresentam folhas durante todo o inverno, de tal forma que o processo fotossintético continua ocorrendo e os fotoassimilados produzidos, quando não necessários, são armazenados na forma de amido, nos órgãos subterrâneos, este fato também foi observado nos rizomas de *C. arabicus*, pois os

dados indicaram que houve um processo de síntese e degradação de amido durante o ciclo fenológico, servindo como fonte de reserva quando existia demanda.

Segundo Marquis (1992), uma parte significativa dos recursos necessários para a produção de flores em caisimón-de-anís (*Piper areianum*) foram acumulados e armazenados previamente, entre um e três meses antes da floração. A mesma tendência foi observada por Carvalho & Dietrich (1993) em rizóforos de *Vernonia herbacea*, cujas reservas foram utilizadas como fonte de energia para o crescimento da parte aérea e o desenvolvimento floral. Para as plantas de *C. arabicus*, o aumento nos teores de açúcares redutores entre setembro e novembro sugeriu que estes não foram utilizados e que possivelmente foram armazenados para serem mobilizados, posteriormente, pois neste mesmo período está ocorrendo degradação de amido para o processo da floração (ver Fig. 27), e conforme Marquis *et al.* (1997) a reserva de energia necessária para o processo reprodutivo seria acumulada antes e não durante ou após a floração e a frutificação.

Ao contrário do que foi observado para as plantas de *C. arabicus* do plantio em julho, o incremento nos teores de açúcares totais sugere que a necessidade para utilizar estes compostos não foi imediata para a floração, o que significa que os açúcares totais foram utilizados como reserva para a brotação e não para a floração que ocorreu um ano após o plantio. Desta maneira, a diminuição dos açúcares totais entre a brotação e a floração (entre julho e novembro) e o aumento de açúcares redutores entre setembro e novembro, sugere mobilização dos açúcares para fornecer a energia para a brotação. Os resultados também mostraram que durante a floração (a partir de novembro) não cessou a produção de brotos, mas diminuiu o desenvolvimento de hastes, dessa forma, a energia da reserva que foi utilizada para o processo reprodutivo igualmente foi investida para a formação de folhas novas e desta maneira ampliar a captação de luz e aumentar a produção de fotoassimilados.

Os resultados anteriores também foram evidenciados no plantio realizado em julho, quando a variação do conteúdo dos açúcares solúveis e amido no início do crescimento e

formação da parte aérea, indicou um acúmulo 30% de amido. Estes resultados sugerem que as reservas de amido foram mobilizadas para a parte subterrânea, atuando como dreno, após as condições tornarem-se favoráveis. Com a parte aérea estabelecida, os rizomas disponibilizaram suas reservas, para o período da floração que ocorreu logo em seguida a partir do mês de novembro, atuando dessa forma como fonte, resultado evidenciado no declínio destes teores antes da emissão dos botões florais, em novembro.

Segundo Fank-de-Carvalho & Orthen (2003) os carboidratos solúveis e amido em *Gomphrena arborescens*, foram fonte primária para rebrota do sistema aéreo e para a expansão dos órgãos aéreos. Os autores confirmam que o desenvolvimento e a maturação das estruturas reprodutivas nesta espécie não dependeram das reservas subterrâneas. Igualmente, Moreira *et al.* (1999), observaram que no final da dormência de plantas de *G. macrocephala* ocorreu aumento nos teores de polissacarídeos concomitante à redução nos teores de oligossacarídeos para o desenvolvimento da parte aérea destas espécies. Estes resultados concordam com os observados nos rizomas de *C. arabicus*, quando o amido e os açúcares solúveis foram utilizados inicialmente para a rebrota e posteriormente para a floração. A variação no conteúdo do amido em rizomas *C. arabicus* também foi acompanhada pela variação inversa ocorrida nos teores de açúcares totais e redutores, evidenciando que a degradação do amido reflete-se no aumento dos teores de açúcares redutores. Neste sentido, Wong *et al.* (2003) comentam que os teores de açúcares solúveis aumentam com o declínio dos teores de amido, antes da mobilização para as atividades de crescimento e floração.

Segundo Clemente Filha (1996), a duração do fotoperíodo desempenha papel importante na adaptação ecológica das plantas, possibilitando maior atividade fotossintética e, conseqüentemente, aumento na síntese dos produtos do metabolismo, favorecendo o maior crescimento e aumento na produção de biomassa.

Moreira *et al.* (1999) observaram que o maior acúmulo de MF foi encontrado sob fotoperíodo de 16 h nas raízes tuberosas de plantas de *Gomphrena macrocephala*, no

entanto, os autores mencionam que a MS foi muito semelhante aos fotoperíodos de 8, 12 e 16 h. Do mesmo modo, Macháková *et al.* (1998) observaram que plantas de batata sob tratamento de dias longos apresentaram maior produção de fitomassa. Não obstante, Sassaki *et al.* (1999) verificaram, em plantas de *Dalbergia miscolobium*, que não ocorreram diferenças estatísticas no acúmulo de MS sob fotoperíodos de 12 e 16 h e Martin & Harris (1998) verificaram maior produção de MS em rizomas de *Lotus uliginosus* sob fotoperíodos menores que 14 h.

A razão parte aérea/rizoma em plantas de *C. arabicus* indicou que o acúmulo de biomassa aérea também foi influenciado pelo fotoperíodo, sendo que a maior razão foi observada em 20 h (ver Tab. 3). Resultados semelhantes foram encontrados por Ruggiero & Zaidan (1997) em *Viguiera robusta*, em que fotoperíodos mais longos favoreceram a biomassa aérea, já que o aumento na produção de MS freqüentemente está associado a plantas crescidas em dias longos. Por outro lado, Castro & Alvarenga (2002) comentam que em plantas de confrei, o fotoperíodo influenciou tanto o acúmulo de MS total, quanto a particionada entre parte aérea e rizomas, havendo uma resposta linear das plantas com o aumento do fotoperíodo. Heide *et al.*, 1985 e Junttila *et al.* (1990) verificaram em plantas herbáceas, o aumento da MS em fotoperíodos mais longos, mesmo com radiação de baixa intensidade. Deste modo, os autores concluem que os maiores teores de MS foram relacionados aos fotoperíodos mais longos. Segundo Adam & Langton (2005), o aumento na produção de MS é freqüentemente encontrado em plantas crescidas em dias longos, mesmo que o tratamento de luz suplementar forneça pouca energia fotossinteticamente ativa. Resultados que também foram observados em plantas de *C. arabicus*.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerando os diversos aspectos analisados, do ponto de vista prático, não se justifica utilizar estruturas sofisticadas, como câmaras de fotoperíodos, para o cultivo de *C. arabicus*, uma vez que os resultados obtidos em condições de luz natural em casa de vegetação foram bastante satisfatórios.

A capacidade de propagação desta espécie independe da época de plantio e da região do rizoma utilizada como material de origem das plantas, o que vem ser uma vantagem para o cultivo.

A indução floral de plantas de *C. arabicus* não é uma resposta qualitativa ao fotoperíodo, embora o tratamento fotoperiódico de 16 h apresentou melhores resultados.

A melhor estratégia de produção visando ao menor tempo para floração foi realizando o plantio em julho e utilizando-se a região proximal do rizoma. Nestas condições, o primeiro botão floral pode ser visualizado após 96 dias de cultivo, no mês de novembro. As plantas cultivadas em novembro e março, o primeiro botão floral será visualizado após 12 e 8 meses, respectivamente, sempre no mês de novembro.

Comprovou-se que os rizomas de *C. arabicus* foram importantes órgãos de reserva e agem como fonte ou dreno, dependendo das condições em que a planta está exposta.

O principal carboidrato de reserva encontrado nos rizomas de *C. arabicus* foi o amido que, juntamente com os açúcares solúveis, foram mobilizados quando necessários para o desenvolvimento e floração desta espécie.

As plantas de *C. arabicus* apresentam características de interesse para serem utilizadas como planta ornamental, tanto pelas flores, como pela disposição das folhas que formam uma bela composição em jardins.

7. BIBLIOGRAFIA

- Adams, S.R. & F.A. Langton, 2005. Photoperiod and plant growth: a review. *J. Hort. Sci. Biotech.* 80:2-10.
- Albuquerque, J.M. 1989. Plantas medicinais de uso popular. Associação Brasileira de Educação Agrícola Superior (ABEAS). Ministério da Agricultura – Secretaria Geral. Brasília.
- Almeida, J.A. & M.F. Pereira, 2000. Multiplicação vegetativa em plantas de *Kohleria* sp. *Rev. Bras. Hort. Orn.* 6:47-52.
- Almeida, J.A. & M.F. Pereira, 2002. Brotação do rizoma de *Kohleria* sp. *Braz. J. Plant. Physiol.* 14:45-50.
- Amaral, L.I.; M.Gaspar; P.M. Costa; M.P. Aidar & M.S. Buckeridge, 2007. Novo método enzimático rápido e sensível de extração e dosagem de amido em materiais vegetais. *Hoehnea* 34:425-431.
- Antunes, A.S.; B.P. Silva & J.P. Parente, 2000. Flavonoid glycosides from leaves of *Costus spiralis*. *Fitoterapia* 71:507-510.
- Apezatto-da-Glória, B. 2003. Morfologia de sistemas subterrâneos: histórico e evolução do conhecimento no Brasil. Ribeirão Preto. 80p.
- Araújo, F.P. & P.E. Oliveira, 2007. Biologia floral de *Costus spiralis* (jacq.) Roscoe (Costaceae) e mecanismos para evitar a autopolinização. *Rev. Bras. Bot.* 30: 61-70.
- Arêas, J.A. & F.M. Lajolo, 1980. Determinação enzimática específica de amido, glicose, fructose e sacarose em bananas pré-climatéricas e climatéricas. *Ann. Farm. Quim.* 20:307-319.
- Barbaroux, C. & N. Breda, 2002. Contrasting distribution and seasonal dynamics of carbohydrate reserves in stem wood of adult ring-porous sessile oak and diffuse-porous beech trees. *Tree Physiology* 22:1201-1210.

- Beck, E. & P. Ziegler, 1989. Biosynthesis and degradation of starch in higher plants. *Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant Mol. Biol.* 40:95-117.
- Bertero, H.D. 2001. Effects of photoperiod, temperature and radiation on the rate of leaf appearance in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) under field conditions. *Ann. Bot.* 87:495-502.
- Blumenthal, M. J. & C.A. Harris, 1998. Effects of photoperiod and temperature on shoot, root and rhizome growth in three *Lotus uliginosus* Schkuhr populations. *Ann. Bot.* 81:55-59.
- Bueno, C.R. & P. Weigel, 1983. Armazenamento de tubérculos frescos de ariá (*Calathea allouia* (Aubl.) Lindl.). *Acta Amazônica* 13:7-15.
- Burbott, A.J. & W.D. Loomis, 1967. Effects of light and temperature on the monoterpenes of Peppermint. *Plant Physiol.* 42:20-28.
- Buzato, S.; M. Sazima & I. Sazima, 2000. Hummingbird-pollinated floras at three atlantic Forest sites. *Biotropica* 32:824-841.
- Câmara, G.M. 1991. Efeito do fotoperíodo e da temperatura no crescimento, florescimento e maturação de cultivares de soja (*Glycine max*). Tese de Doutorado. Fitotecnia. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.
- Carreira, R.C & L.B. Zaidan, 2003. Estabelecimento e crescimento inicial de *Miconia albicans* (Sw.) Triana e *Schizocentron elegans* Meissn., sob fotoperíodos controlados. *Hoehnea* 30:155-161.
- Carvalho, M.A. & S.M.C., Dietrich, 1993. Variation in fructans content in the underground organs of *Vernonia herbacea* (Vell.) Rusby at different phenological phases. *New Phytol.* 123:735-740.
- Carvalho, C.G.S.C & S.M.C., Dietrich, 1996. Carbohydrates in tuberous roots of *Cochlospermum regium* (Mart. & Schr.) Pilger at different stages of development. *Rev. Bras. Bot.* 19:127-131.

- Carvalho, M.A.M. & R.C.L. Figueiredo-Ribeiro, 2001. Frutanos: ocorrência, estrutura e utilização, com ênfase em plantas do Cerrado Brasileiro. IN: (M.A.M. Carvalho & R.C.L. Figueiredo-Ribeiro, eds.). Fibra dietética en Ibero-América: tecnología y salud obtención, caracterización, efecto fisiológico y aplicación en alimentos. 2001. São Paulo, Livraria Varela, pp77-89.
- Carvalho, M.A.M.; L.B. Zaidan & S.M. Dietrich, 1997. Growth and fructan content of plants of *Vernonia herbaceae* (Asteraceae) regenerated from rhizophores. *New. Phytol.* 136:153-161.
- Carvalho, M.A.M.; M. M. Pinto & R.C.L. Figueiredo-Ribeiro, 1998. Inulin production by *Vernonia herbacea* as influenced by mineral fertilization and time of harvest. *Rev. Bras. Bot.* 21:275-280.
- Carvalho, C.A.; S.C. Silva; A.F. Sbrissia; J.L. Fagundes; R.A. Carnevalli; L.F. Pinto & C.G. Pedreira, 2001. Carboidratos não estruturais e acúmulo de forragem em pastagens de *Cynodon* spp. sob lotação contínua. *Sci. Agric.* 58:667-674.
- Castro, C.E. 2002. Estrutura da produção: Caracterização de propriedades e avanços tecnológicos. *Rev. Bras. Hort. Orn.* 8:9-56.
- Castro, A.H. & A.A. Alvarenga, 2002. Influência do fotoperíodo no crescimento inicial de plantas de Confrei (*Symphytum officinale* L.). *Ciênc. Agrot.* 26:77-86.
- Castro, A.H.; M.C. Young; A.A. Alvarenga & J.D. Alves, 2001. Influence of photoperiod on the accumulation of Allantoin in comfrey plants. *Rev. Bras. Fisiol. Veg.* 13:49-54.
- Cesarino, F. 1996. Crescimento de *Vernonia cognata* Less., uma espécie herbácea do Cerrado. Tese de Mestrado, Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Cesarino, F.; J.E. Araújo & L.B. Zaidan, 1998. Germinação de sementes e crescimento de plantas de *Diplusodon virgatus* Pohl, Lythraceae. *Acta Bot. Bras.* 12:349-356.
- Chapin, F.S.; E.D. Schulze & H.A. Mooney, 1990. The ecology and economics of storage in plants. *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 21:423-447.

- Chu, E.P. & R.C.L. Figueiredo-Ribeiro, 1991. Native and exotic species of *Dioscorea* used as food in Brazil. *Econ. Bot.* 45:467-479.
- Clemente Filha, A.C. 1996. Aspectos fisiológicos e fitoquímicos de *Bauhinia forficata* Link e *Plantago major* L. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- Criley, R.A. 2000. Zingiberaceae and Costaceae. IN: (H.A. Halevy, ed.). Hand Book of flowering. CRC press. IV: 542-544.
- Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press, New York.
- Cuzzuol, G.R.; M.A. Carvalho; C.J. Barbedo & L.B. Zaidan, 2003. Crescimento e conteúdo de frutanos em plantas de *Vernonia herbacea* (Vell.) Rusby submetidas à adubação nitrogenada. *Rev. Bras. Bot.* 26:81-91.
- Dahlgren, R.M.; H.T. Clifford & P.F. Yeo, 1985. The families of the monocotyledons. Springer-Verlag, Berlin.
- Dias-Tagliacozzo, G.M.; R.C.L. Figueiredo-Ribeiro; M.A.M. Carvalho & S.M. Dietrich, 1999. Fructan variation in the rhizophores of *Vernonia herbaceae* (Vell.) Rusby, as influenced by temperature. *Rev. Bras. Bot.* 22:267-273.
- Dubois, N.; K.A. Gilles; J.K. Hamilton; A.H. Halevy; P.A. Kebers & F. Smith, 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Ann. Chem.* 28:350-356.
- Duffus, C.M. 2000. Polysacharide degradation in higher plants. IN: (D.W. Newman & G.W. Kenneth, eds.). Models in plant physiology and biochemistry. Vol. 1, 149p.
- Duriyaprapan, S.B.; E.J. Britten & K.E. Basford, 1986. The effect of temperature on growth, oil yield and oil quality of Japanese mint. *Ann. Bot.* 58:729-736.
- Fank-de-Carvalho, S.M. & B. Orthen, 2003. Conteúdo e caracterização parcial dos carboidratos solúveis de *Gomphrena arborescens* L.F. (Amaranthaceae) em estágios fenológicos sucessivos. *Braz. J. Plant Physiol., Supl.*: 48.

- Ferreira, A.; I.C. Souza; S.C. Albuquerque & H.S. Brasil, 2002. Diagnóstico da floricultura em Pernambuco. IN: (SEBRAE, Serie Agronegócio). Floricultura em Pernambuco. Recife. pp21-59.
- Figueiredo-Ribeiro, R.C.L.; S.M. Dietrich; E.P. Chu; M.A. Carvalho; C.C. Vieira & T.T. Graziano, 1986. Reserve carbohydrates in underground organs of native Brazilian plants. *Rev. Bras. Bot.* 9:159-166.
- Figueiredo-Ribeiro, R.C.L.; E.P. Chu & V.P. Almeida, 2004. Tuberização. IN: (G.B. Kerbauy, ed.). Fisiologia Vegetal, Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 452p.
- Garner, W.W. & H.A. Allard, 1920. Effect of relative length of day and night and others factors of the environment on growth and reproduction in plants. *J. Agric. Res.* 18:553-606.
- Gonçalves, C.; C.E.F. Castro; J.A.A. Filho & G.M. Dias-Tagliacozzo, 2005. Evaluation of *Costus* species and their use as indoor potted-plants. *Acta Hortic.* 683:319-325.
- Graziano, T.T.; S.M. Dietrich & R.C. Figueiredo-Ribeiro, 2002. Characterization of starch of the underground system of *Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott (Araceae) during plant development. *Rev. Bras. Fisiol. Veg.* 4:7-10.
- Hay, R.K. 1990. Tansley Review No. 26. The influence of photoperiod on the dry-matter production of grasses and cereals. *New Phytol.* 116:233–254.
- Heide, O.M. 1994. Control of flowering and reproduction in temperate grasses. *New Phytol.* 128:347-362.
- Heide, O.M. 2004. Dual induction rather than intermediate daylength response of flowering in *Echinacea purpurea*. *Physiol. Plantarum* 20:298-302.
- Heide, O.M.; R.K.M., Hay & H. Baugierod. 1985. Specific daylength effects on leaf growth and dry matter production in high-latitude grasses. *Ann. Bot.* 55:579-586.
- Hendry, G.A.F. & R.K. Wallace, 1993. The origin, distribution and evolutionary significance of fructans. IN: (M. Suzuki, N.J. Chatterton, eds.). Science and Technology of Fructans, CRC Press, Boca Raton, FL, pp119-139.

- Heredia, N.A.; M.C. Vieira & A. Minuzzi, 2000. Produção de cará (*Dioscorea* sp) em diferentes densidades de plantio. *Ciênc. agrotec.* 24:387-391.
- Hewitt, J.D.; L.L. Casey & R.W. Zobel, 1985. Effect of day length and night temperature on starch accumulation and degradation in Soybean. *Ann. Bot.* 56:513-522.
- Hunt, R. 1982. Plant growth curves. The functional approach to plant growth analysis. Edward Arnold, London, 248p.
- Inoue, K.; K. Shimomura; S. Kobayashi; U. Sankama & Y. Ebizuka, 1996. Conversion of furostanol glycoside to spirostanol glycoside by β -glucosidase in *Costus speciosus*. *Phytochemistry* 41:725-727.
- Isejima, E.M.; R.C.L. Ribeiro-Figueiredo & L.B. Zaidan, 1991. Fructan composition in adventitious tuberous roots of *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae) as influenced by daylength. *New Phytol.* 119:149-154.
- Isejima, E.M. & R.C.L. Ribeiro-Figueiredo, 1993. Fructan variations in tuberous roots of *Viguiera discolor* Baker (Asteraceae): the influence of phenology. *Plant Cell Physiol.* 34:723-727.
- Islam, N.; G.G. Patil & H.R. Gislerod, 2005. Effect of photoperiod and light integral on flowering and growth of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Scientia Hortic.* 103:441-451.
- Jermyn, M.A. 1956. A new method for the determination of ketohexoses in presence of aldohexoses. *Nature* 117:38-39.
- Junqueira, A.H. & M.S. Peetz, 2002. Os pólos de produção de flores e plantas ornamentais do Brasil: uma análise do potencial exportador. *Rev. Bras. Hortic. Ornam.* 8:25-47.
- Junqueira, A.H. & M.S. Peetz, 2008a. Mercado interno para os produtos da floricultura brasileira: características, tendências e importância socioeconômica recente. *Rev. Bras. Hortic. Ornam.* 14:37-52.
- Junqueira, A.H. & M.S. Peetz, 2008b. Exportações de flores e plantas ornamentais superam US\$ 35 milhões em 2007: recorde e novos desafios para o Brasil - Análise conjuntural da

evolução das exportações de flores e plantas ornamentais do Brasil no período de janeiro a dezembro de 2007. São Paulo. <http://www.hortica.com.br>. (Acesso em 10 de julho de 2008).

Juntilla, O.; M.M. Svenning & B. Solheim, 1990. Effects of temperature and photoperiod on frost resistance of white clover (*Trifolium repens*) ecotypes. *Physiol. Plantarum* 79:427-434.

Kay, K.M. & D.W. Schemske, 2003. Pollinator assemblages and visitation rates for 11 species of Neotropical *Costus* (Costaceae). *Biotropica* 35:198-207.

Klein, A.; L.B. Zaidan & G.M. Felipe, 1992. Flowering and heterophylly in *Bidens gardneri* Baker. *Rev. Bras. Bot.* 15:139-144.

Kress, W.J. 1990. The phylogeny and classification of the Zingiberales. *Ann. Missouri Bot. Garden* 77:698-721.

Kuehny, J.S., M.J. Sarmiento & P.C. Branch, 2002. Cultural studies in ornamental Ginger. *Trends in new crops and new uses*. 477-482.

Langton, F.A., Adams, S.R. & Cockshull, K.E. 2003. Effects of photoperiod on leaf greenness of four bedding plant species. *J. Hortic. Sci. & Biotech.* 78:400-404.

Lehninger, A.L.; D.L. Nelson & M.M. Cox, 2002. Carboidratos. IN: (A.L. Lehninger, D.L. Nelson & M.M. Cox, eds.). *Princípios de bioquímica*. 3º ed. São Paulo, Sarvier, pp222-241.

Lin, R.C.; B. Hanquet & M.A. Lacaille-Dubois, 1996. Aferoside A, A steroidal saponin from *Costus afer*. *Phytochemistry* 43:665-668.

Loges, V.; M.C. Teixeira; A.C. Castro & A.S. Costa, 2005. Colheita, pós-colheita e embalagem de flores tropicais em Pernambuco. *Hort. Bras.* 23:699-702.

Lopes, M.S.; E.R. Stumpf & F.I. Carvalho, 2003. Efeito do substrato na reprodução assexuada da *Limonium brasiliense* (Boiss.) O. Kuntze. *Rev. Bras. Agrociência* 9:421-424.

Lorenzen, J.H. & E.E., Ewing, 1992. Starch accumulation in leaves of potato (*Solanum tuberosum* L.) during the first 18 days of photoperiod treatment. *Ann. Bot.* 69:481-485.

Lorenzi, H. & F.J.A. Matos, 2002. Plantas Medicinais no Brasil. Instituto Plantarum. São Paulo, pp507-508.

- Maas, P.J. 1972. Monograph N° 8. Costoideae (Zingiberaceae). New York. Flora Neotropica, v.8, pp1-139.
- Maas, P.J. 1976. Monograph N° 18. Costoideae (Zingiberaceae). New York. Flora Neotropica 18:163-213.
- Maas, P.J. 1990. Notes on New World Zingiberaceae: IV. Some new species of *Costus*. Notes from the Royal Botanic Garden. Edinburgh. 46:307-320.
- Maas, P.J. 1997. Two new species of *Costus* (Costaceae) from Costa Rica. *Brittonia* 49:274-279.
- Machácková, I.; T.N. Konstantinova; L.I. Sergeeva; V.N. Lozhnikova; S.A. Golyanovskaya; N.D. Dudko; J. Eder & N.P. Aksenova, 1998. Photoperiodic control of growth, development and phytohormone balance in *Solanum tuberosum*. *Physiol. Plant.* 102:272-278.
- Marquis, R.J. 1992. A bite is a bite is a bite: constraints on response to folivory in *Piper areianum* (Piperaceae). *Ecology* 73:143-152.
- Marquis, R.J.; E.A. Newell & A.C. Villegas, 1997. Non-structural carbohydrate accumulation and use in understorey rain-forest shrub and relevance for the impact of leaf herbivory. *Funct. Ecol.* 11:636-643.
- Martin, J.B. & C.A. Harris, 1998. Effects of photoperiod and temperature on shoot, root and rhizome growth in three *Lotus uliginosus* Schkuhr populations. *Ann. Bot.* 81:55-59.
- Martins, E.R., D.M., Castro, D.C., Castellani & J.E., Dias, 2003. Plantas medicinais. Edt UFV, Viçosa.
- Mattson, N., & J.E. Erwin, 2005. The impact of photoperiod and irradiance on flowering of several herbaceous ornamentals. *Scientia Hort.* 104:275-292.
- Medeiros, M.F.; V.S. Fonseca & R.H. Andreato, 2004. Plantas medicinais e seus usos pelos sitiantes da Reserva do Rio das Pedras, Mangaratiba, RJ, Brasil. *Acta Bot. Bras.* 18:391-399.

- Meier, H. & J.S.G. Reid, 1982. Reserve polysaccharides other than starch in higher plants. IN: (F.A. Loewus & W. Tanner, eds.). *Encyclopedia of Plant Physiology. Plant Carbohydrates I, New Series*, v.13A, Springer-Verlag, Heidelberg, pp.418-471.
- Miller, W.B. 1992. A review of carbohydrate metabolism in geophytes. *Acta Hortic.* 325:239-246.
- Moreira, M.F.; C.C. Vieira & L.B. Zaidan, 1999. Efeito do fotoperíodo no crescimento e no padrão de acúmulo de frutanos em plantas aclimatizadas de *Gomphrena macrocephala* St. Hill. (Amaranthaceae). *Rev. Bras. Bot.* 22:397-403.
- Nelson, O & D. Pan, 1995. Starch synthesis in maize endosperms. *Annu. Rev. Plant Physiol and Plant Mol. Biol.* 46:475-496.
- Newell, E.A.; S.S. Mulkey & S.J. Wright, 2002. Seasonal patterns of carbohydrate storage in four tropical tree species. *Oecologia* 131:333-342.
- Newstrom, L.E.; G.W. Frankie & H.G. Baker, 1994. A new classification for plant phenology based on flowering patterns in lowland tropical rain forest trees at La Selva, Costa Rica. *Biotropica* 26:141-159.
- Ogren, E. 2000. Maintenance respiration correlates with sugar but not nitrogen concentration in dormant plants. *Physiol. Plant.* 108:295-299.
- Partanen, J.; V. Koski & H. Hänninen, 1998. Effect of photoperiod and temperature on the timing of bud burst in Norway spruce (*Picea abies*). *Tree Physiol.* 18:811-816.
- Partanen, J.; H. Hänninen & R. Häkkinen, 2005. Bud burst in Norway spruce (*Picea abies*): preliminary evidence for age-specific rest patterns. *Trees* 19:66-72.
- Pollock, C.J & A.J. Cairns, 1991. Fructan metabolism in grasses and cereal. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42:77-101.
- Poole, R.T. & Rünger, W. 1985. *Aphelandra squarrosa*. IN: (Halevy, A. H., ed.). *CRC Handbook of flowering* Boca Raton, CRC 1: 482-484.

- Pressman, E.; R. Shaked & N. Firon, 2006. Exposing pepper plants to high day temperatures prevents the adverse low night temperature symptoms. *Physiol. Plant.* 126:618–626.
- Priess, J. 1992. Regulation of the biosynthesis and degradation of starch. *Annu. Rev. Plant Physiol.* 33:431-454.
- Puiatti, M.; R. Katsumoto; F.H. Pereira & T.P. Barrella, 2003. Crescimento de plantas e produção de rizomas de taro ‘Chinês’ em função do tipo de muda. *Hortic. Bras.* 21:110-115.
- Ranwala, A.P. & Miller, W.B., 2008. Analysis of nonstructural carbohydrates in storage organs of 30 ornamental geophytes by high-performance anion-exchange chromatography with pulsed amperometric detection. *New Phytologist* 180:421-433.
- Raunkiaer, C. 1934. The life forms of plants and statistical plant geography. Oxford: Clarendon Press, 632p.
- Rees, A.R. 1992. Physiology. IN: (Rees, A.R., ed.). Ornamental bulbous, corms and tubers. C.A.B. international, U.K., pp61-93.
- Roh, M.S.; Lawson, R.; Lee, J.S.; Suh, J.K.; Criley, R.A. & Apavatjirut, P., 2006. Evaluation of *Curcuma* as potted plants and cut flowers. *J. Hort.Science & Biotechnology* 81:63-71.
- Roncancio, V.J.; L.E. Peres; L.B. Zaidan & M.F. Pereira, 1996. Influência do fotoperíodo em interação com a temperatura no desenvolvimento de plantas de *Solidaster luteus*. *Rev. Bras. Fisiol. Veg.* 8:131-138.
- Rossi, S.; A. Deslauriers; T. Anfodillo; M. Hubert; A. Saracino; R. Motta & M. Borghetti, 2006. Conifers in cold environments synchronize maximum growth rate of tree-ring formation with long day. *New Phytol.* 170:301-310.
- Ruggiero, P.G. & L.B. Zaidan, 1997. Estudos de desenvolvimento de *Viguiera robusta* Gardn., uma Asteraceae do Cerrado. *Rev. Bras. Bot.* 20:1-9.
- Samparo, E.V., 1996. Pesquisa Botânica Nordestina – Progresso e perspectivas. Recife. Soc. Bot. do Brasil/ Sec. Reg. de Pernambuco, 415p.
- Sano, S.M. & S.P. Almeida, 1998. Cerrado: ambiente e flora. Embrapa, Planaltina DF, 333p.

- Sassaki, R.M. & G.M. Felipe, 1992. Desenvolvimento inicial de *Dalbergia miscolobium* em casa de vegetação e em Cerrado. *Hoehnea* 19:75-83.
- Sassaki, R.M.; L.B. Zaidan; G.M. Felipe. & F. Cesarino, 1999. Efeito do fotoperíodo, tipo de solo e época do ano no crescimento inicial da espécie arbórea do Cerrado, *Dalbergia miscolobium*. *Rev. Bras. Bot.* 19:193-201.
- Sazima, I.; S. Buzato & M. Sazima, 1995. The saw-billed hermit, *Ramphodon naevius*, and its flowers in southeastern Brazil. *J. Ornith.* 136:195-206.
- Sazima, I.; S. Buzato & M. Sazima, 1996. An assemblage of hummingbird-pollinated flowers in a montane forest in southeastern Brazil. *Acta Bot.* 109:149-160.
- Schemske, D.W. 1983. Breeding system and habitats effects on fitness components in three neotropical *Costus* (Zingiberaceae). *Evolution* 37:523-539.
- Silva, B.P.; R.R. Bernardo & J.P. Parente, 1999. A furostanol glycoside from rhizomes of *Costus spicatus*. *Phytochemistry* 51:931-935.
- Silva, B.P.; R.R. Bernardo & J.P. Parente, 2000. Flavonol glycosides from *Costus spicatus*. *Phytochemistry* 53:87-92.
- Silva, B.P.; R.R. Bernardo & J.P. Parente, 2004. New steroidal saponins from rhizomes of *Costus spiralis*. *Zeitschrift für Naturforschung, Section C. J. Biosc.* 59:81-85.
- Simpson, M.G. 2006. Diversity and Classification of flowering plants. Plant Systematics. Elsevier Academic Press, 590p.
- Sinclair, T.R.; D.R. Jeffery; P. Mislevy & L.M. Premazzi, 2003. Growth of subtropical forage grasses under extended photoperiod during short-daylength months. *Crop Sci.* 43:618-623.
- Smith, A.M.; K. Denyer & C.R. Martin, 1995. What controls the amount and structure of starch in storage organs?. *Plant Physiol.* 107:673-677.
- Smith, A.M.; S.C. Zeeman & S.M. Smith. 2005. Starch degradation. *Ann. Rev. Plant Biol.* 56: 73-98.

- Solhaug, K.A. 1991. Influence of photoperiod and temperature on dry matter production and chlorophyll in temperate grasses. *Norw. J. Agric. Sci.* 5:365-383.
- Somogyi, M. 1945. A new reagent for the determination of sugars. *J. Biol. Chem.* 160:61-63.
- Specht, C.D. & D.W. Stevenson, 2006. A new phylogeny-based generic classification of Costaceae (Zingiberales). *Taxon* 55:153-163.
- Specht, D.C.; J.W. Kress; D.W. Stevenson & R. Dessale, 2001. A molecular phylogeny of Costaceae (Zingiberales). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 21:333-345.
- Stevenson, D.W. & J.W. Stevenson, 2004. Costaceae (*Costus* Family). IN: (N. Smith, S.A. Mori, A. Henderson, D.W. Stevenson & S.V. Heald., eds.). Flowering Plants of the Neotropics. Princeton University Press, Princeton, pp429-431.
- Stiles, F.G. 1981. Geographical aspects of bird-flower coevolution, with particular reference to Central America. *Ann. Missouri Bot. Garden* 68:323-351.
- Taiz, L. & E. Zeiger, 2004. Fisiologia Vegetal. 3º ed. Ed. Artmed. São Paulo, 719p.
- Teixeira, P.G.; M.A. Carvalho & L.B. Zaidan, 1997. Effect of mineral nutrients on growth and fructan content in plants of *Vernonia herbacea*. *Rev. Bras. Fisiol. Veg.* 9:89-96.
- Thomas, B. & D. Vince-Prue, 1997. Photoperiodism in plants. Academic Press, San Diego, California, pp341-353.
- Tomlinson, P.B. 1962. Phylogeny of the Scitamineae – morphological and anatomical considerations. *Evolution* 16:192-213.
- Vaz, A.P.; H.P. Santos & L.B. Zaidan, 2004. Floração. IN: (G.B. Kerbauy, ed.) Fisiologia Vegetal, Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 452p.
- Vianello, R.L. & Alves, A.R. 1991. Meteorologia básica e aplicações. Imprensa Universitária. Viçosa, 449p.
- Viel, T.A.; D.C. Domingos; A.P. Silva; M.T. Limalandman; A.J. Lapa & C. Souccar, 1999. Evaluation of the antiurolithiatic activity of the extract of *Costus spiralis* (Jacq.) Roscoe in rats. *J. Ethnopharmacology* 66: 93-198.

- Wolf, S.; A. Marani & J. Rudich, 1991. Effect of temperature on Carbohydrates metabolism in potato plants. *J. Exp. Bot.* 42:619-625.
- Wong, B.L.; K.L. Baggett & A.H. Rye, 2003. Seasonal patterns of reserve and soluble carbohydrates in mature sugar maple (*Acer saccharum*). *Can. J. Bot.* 81:780-788.
- Wu, Z., Skjelvåg, A.O. & Baadshaug, O.H, 2004. Quantification of photoperiodic effects on growth of *Phleum pratense*. *Ann. Bot.* 94:535-543.
- Zaidan, L.B. & G.M. Felipe, 1994. Flowering of Cerrado plants: experiments in semicontrolled enviromental conditions. *Flow. Newsletter* 18:4-11.
- Zaidan, L.B.; S.M. Dietrich & G.M. Felipe, 1980. Effect of photoperiod on flowering and stevioside content in plants of *Stevia rebaudiana* Bert. Japanese. *J. Crop Science* 49:569-574.
- Zaidan, L.B.; S.M. Dietrich & W.W. Schwabe, 1991. Effects of temperature and photoperiod on flowering in *Hyptis brevipes*. *Physiol. Plantarum* 81:221-226.
- Zeeman, S.C.; A. Tiessen; E. Pilling; L.K. Kato; A.M. Donald & A.M. Smith, 2002. Starch synthesis in *Arabidopsis*. Granule synthesis, composition and struture. *Plant Physiol.* 129:516-529.
- Zeeman, S.C.; S.M. Smith & A.M. Smith, 2004. The breakdown of starch in leaves. *New Phytologist* 163:247-261.

8. ANEXO

Médias das temperaturas máximas e mínimas mensais registradas na casa de vegetação da Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas do Instituto de Botânica no período de janeiro de 2004 a janeiro de 2005.

