

## AGRÁRIA

Revista Brasileira de Ciências Agrárias  
ISSN (on line): 1981-0997  
v.6, n.3, p.419-426, jul.-set, 2011  
Recife, PE, UFRPE. www.agraria.ufrpe.br  
Protocolo 989 – 13/06/2010 \*Aprovado em 27/04/2011  
DOI:10.5039/agraria.v6i3a989

Andréa C. da Silva<sup>1</sup>

Sarita Leonel<sup>2,5</sup>

Adilson P. de Souza<sup>1</sup>

Marco A. da S. Vasconcelos<sup>3</sup>

João D. Rodrigues<sup>4,5</sup>

Carlos Ducatti<sup>4,5</sup>

# Alocação de fotoassimilados marcados e relação fonte-dreno em figueiras cv. Roxo de Valinhos. 2. Tempo de alocação

## RESUMO

Este trabalho foi realizado para avaliar a translocação e o tempo de alocação dos fotoassimilados, utilizando-se o marcador carbono-13, em plantas no estágio reprodutivo da espécie *Ficus carica* L. cv. Roxo de Valinhos. Uma folha considerada adulta foi enriquecida com <sup>13</sup>CO<sub>2</sub> por 30 minutos em atmosfera controlada e as respectivas plantas foram arrancadas após 6, 24, 48, 72, 120, 168 e 360 horas de enriquecimento. Após estes períodos foram avaliadas as partes das plantas (meristema apical, folhas, ramos, caule e sistema radicular) para a caracterização isotópica natural e do enriquecimento em espectrômetro de massas de razão isotópica. Naturalmente, a planta apresentou valores de enriquecimento relativo de  $\delta^{13}\text{C}$  -27,92‰ (referência isotópica). A planta apresentou crescimento vegetativo e fase reprodutiva concomitantes, existindo predominância na alocação de <sup>13</sup>C nas partes meristemáticas, seguidas pelos órgãos reprodutivos, sendo o sistema radicular o principal órgão de reserva.

**Palavras-chave:** *Ficus carica* L., isótopo estável, reservas de carboidratos, translocação de <sup>13</sup>C.

## Allocation of marked photoassimilated and source-sink dynamics in fig trees cv. Roxo de Valinhos. 2. Allocation time

## ABSTRACT

The work evaluated the translocation and allocation period of the photosynthates, using the carbon-13 stable marker, in *Ficus carica* L. cv. Roxo de Valinhos plants in the reproductive stage. A fig tree leaf considered adult was enriched with <sup>13</sup>CO<sub>2</sub> for 30 minutes in a controlled atmosphere and the respective plants were collected after 6, 24, 48, 72, 120, 168 and 360 hours of enrichment. After the specified times, the plants parts (apical meristem, leaves, shoots, stem and root system) were evaluated to characterize the natural and enrichment isotopes in a mass spectrometer of isotopic reason. Naturally, the plant presented values of relative enrichment of  $\delta^{13}\text{C}$  -27.92‰ (isotopic reference). The plant presented concomitant vegetative growth and reproductive stage, showing predominance in the <sup>13</sup>C allocation in the meristems areas, followed by the reproductive organs, having the root system as the main reserve organ.

**Key words:** *Ficus carica* L., stable isotope, carbohydrate reserves, <sup>13</sup>C-translocation.

<sup>1</sup> Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT), Instituto de Ciências Agrárias e Ambientais, Campus de Sinop, Distrito Industrial, CEP 78550-000, Sinop-MT, Brasil.

Fone: (066) 3531-1663. E-mail: andcar@fca.unesp.br; adilsonpacheco@ufmt.com.br

<sup>2</sup> Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Faculdade de Ciências Agronômicas, Rua José Barbosa de Barros, 1780, Fazenda Lageado, CEP 18610-307, Botucatu-SP, Brasil. Fone: (14) 3811-7203. E-mail: sarinel@fca.unesp.br

<sup>3</sup> Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ), Instituto de Agronomia, Departamento de Fitotecnia, BR 465 Km 7, Campus Universitário, CEP 23851-970, Seropédica-RJ, Brasil. Fone: (21) 3787-3755 Ramal: 221. Fax: (21) 3787-3755. E-mail: masv@ufrj.br

<sup>4</sup> Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Instituto de Biociências, Distrito de Rubião Júnior, S/N. CEP: 18618-970, Botucatu-SP, Brasil. E-mail: mingo@ibb.unesp.br; ducatti@ibb.unesp.br

<sup>5</sup> Bolsista de Produtividade em Pesquisa do CNPq

## INTRODUÇÃO

O estudo de translocação e alocação de fotoassimilados em plantas iniciou-se na década de 60, com o uso do carbono radioativo  $^{14}\text{C}$  (Koch & Schrader, 1984; Kagawa & Wong, 1985; Xavier et al., 2007), contudo, problemas relacionados à legislação e risco de contaminação humana limitaram o uso dessa técnica. Nesse contexto, a utilização dos isótopos estáveis, por serem de ocorrência natural no ambiente, substituiu o uso do radioisótopo  $^{14}\text{C}$  e passou a ser uma das ferramentas usadas nos estudos com marcadores naturais para a indicação de processos metabólicos (Ruan et al., 2004; Alonso et al., 2005; Dewez et al., 2009; Comparot-Moss et al., 2010).

A economia de carboidratos para a produção de espécies hortícolas é pouco estudada e é de grande importância, particularmente em frutíferas, devido ao potencial de modificação na alocação de carbono na planta, com reflexos no aumento ou diminuição da produção de frutos comerciais. Estas alterações são diretamente influenciadas pelas práticas culturais que causam efeitos significativos na translocação e alocação de carbono fixado durante o processo fotossintético.

Como os frutos da figueira são comercializados também na forma *in natura*, a sua qualidade interna e externa assume grande importância. Dessa forma, maiores conhecimentos sobre os parâmetros fisiológicos direta ou indiretamente relacionados com a produção e qualidade dos frutos, como por exemplo, a atividade fotossintética, as relações fonte-dreno e alocações de carbono da planta, são fundamentais.

Desse modo, o trabalho teve por objetivo determinar a translocação e o tempo de alocação dos fotoassimilados da figueira 'Roxo de Valinhos' em condições de campo, usando o  $^{13}\text{C}$  isótopo estável como traçador.

## MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido na área experimental do pomar do Departamento de Produção Vegetal/Horticultura da Faculdade de Ciências Agrônômicas, FCA/UNESP, campus de Botucatu-SP. As coordenadas geográficas locais são: 22° 52' 47" S e 48° 25' 12" O e altitude de 810 m. O tipo climático predominante no local, baseado no sistema Internacional de Köppen, está incluído no tipo Cfa, caracterizado como temperado quente (mesotérmico) com chuvas no verão e seca no inverno, e precipitação e temperatura média anual de 1530 mm e 21°C, respectivamente (Cunha & Martins, 2009).

O solo da área onde as plantas de figueira 'Roxo de Valinhos' estavam instaladas foi classificado como Nitossolo Vermelho (Embrapa, 1999). Essa área experimental foi implantada em setembro de 2001, no espaçamento de 3 x 2 m. As plantas receberam tratamentos culturais, como poda de formação, frutificação e desbrotas, com a finalidade de adquirirem a conformação de 6 a 9 ramos produtivos, bem como adubações e correções de pH, com base na análise do solo e em recomendações técnicas de Campo Dall'Orto et al. (1996).

Determinou-se previamente, através das trocas gasosas, com um medidor aberto portátil de fotossíntese IRGA, modelo LI-6400 (LI-COR), a principal folha fotossinteticamente ativa, sendo a quarta folha completamente expandida a contar do ápice do ramo, totalmente exposta à radiação solar, no período das 9 h às 11 h da manhã (Silva et al., 2010).

Essa folha foi colocada em uma câmara de acrílico com as seguintes dimensões: 28,0 cm de comprimento x 35 cm de largura x 4,0 cm de altura x 0,5 cm de espessura, perfazendo um volume de 4000 cm<sup>3</sup>. Nesta câmara ocorreu a injeção do gás enriquecido através de um dispositivo que regula o direcionamento do fluxo de um cilindro de  $^{13}\text{CO}_2$  para uma seringa e, posteriormente, da seringa para a câmara, introduzindo-se 8,0 ml de  $^{13}\text{CO}_2$ , a 99 átomos %. Isto significa que de cada 100 átomos de  $\text{CO}_2$  deste gás, 99% dos átomos são formados por  $^{13}\text{C}$  e 1% de  $^{12}\text{C}$ , que propiciaram um  $\delta^{13}\text{C}$  de 35.693,27‰ de  $^{13}\text{C}$  (29,19 átomos % de  $^{13}\text{C}$  em excesso). O tempo de alimentação da folha com o gás foi de 30 minutos, e após este período, a câmara foi retirada.

A câmara de acrílico era completamente vedada e, para mantê-la desta forma, o pecíolo da folha foi envolto em pomada vaselina, de forma a ocupar todo o espaço entre o pecíolo da folha e a câmara, para evitar que houvesse difusão do ar enriquecido da câmara para o ambiente.

No campo, as folhas foram colocadas na câmara entre os horários de 09h00min e 11h00min, para maior eficiência fotossintética, de forma que a câmara não recebesse as maiores taxas instantâneas de radiação solar global diária, que provocaria a inibição da fotossíntese com a elevação da temperatura. A temperatura interna foi medida com a introdução de um termômetro dentro da câmara.

As plantas de figueira foram arrancadas após o tempo (em horas) da alimentação com o gás contendo  $^{13}\text{C}$ , sendo que todas as partes (folhas, brotações, frutos, meristema, ramos, caule e sistema radicular separados em radículas, raiz primária, secundária e terciária) foram imediatamente mergulhadas em nitrogênio líquido (-196°C), para a morte celular. As amostras seguiram para o laboratório do Centro de Isótopos Estáveis Ambientais, do Instituto de Biociências da Unesp, Campus de Botucatu-SP e foram colocadas em estufas com circulação de ar forçada a 65°C por 72 horas, para secagem.

Realizou-se a moagem com o moinho criogênico (Spex-Modelo 6700), onde as amostras foram colocadas em tubos individualizados, imersas em nitrogênio líquido para a obtenção de um material com finíssima granulometria, permitindo perfeita homogeneização. Em seguida foi retirada de cada amostra uma alíquota de 50-70 µg que foi acondicionada em cápsulas de estanho com 6 x 4 mm (Modelo D1106-Elemental Microanalysis Limetd).

As amostras foram colocadas no analisador elemental (Carlo Erba EA 1108 – Fisons, Milão – Itália) que, através da combustão das amostras, libera  $\text{CO}_2$  e  $\text{N}_2$  separados na coluna de cromatografia. Neste caso, o  $\text{CO}_2$  foi transferido para o ConFlo (Finnigan Mat – Alemanha) para o ajuste da altura, em volts da amostra e do padrão. Após este ajuste, a amostra seguiu para o espectrômetro de massas para razões isotópicas (IRMS) (Modelo Delta S - Finnigan Mat – Alemanha), no qual

a razão  $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$  foi determinada e expressa em  $\delta$ , notação relativa ao padrão PDB, dada pela Equação 01.

$$\delta^{13}\text{C} = \frac{R_{\text{AMOSTRA}} - R_{\text{PADRÃO}}}{R_{\text{PADRÃO}}} \times 10^3 \quad (\text{eq. 01})$$

em que: R é a razão isotópica obtida entre o isótopo pesado sobre o isótopo leve ( $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ) da amostra e do padrão, respectivamente. Como os valores numéricos das diferenças são pequenos, costuma-se multiplicar a expressão por 1000, obtendo-se a terminologia em *delta per mil* [ $\delta\%$ (amostra, padrão)].

Para a avaliação da variação natural isotópica, consideraram-se ramos originários da mesma seção podada, possuindo, em média,  $1,470 \pm 0,071\text{m}$  de comprimento e  $36,50 \pm 2,21$  entrenós. O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado, com avaliação dos seguintes tratamentos: T1-6 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; T2-24 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; T3-48 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; T4-72 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; T5-120 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; T6-168 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ ; e T7-360 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ . Foram avaliadas quatro plantas (repetições) com quatro ramos cada. Os valores obtidos na variação natural foram considerados como referência, e as diferenças entre médias nas demais partições foram comparadas pelo teste Duncan a 5% de probabilidade.

Como medida comparativa de referência da translocação, o limite mínimo do  $\delta^{13}\text{C}$  foi obtido considerando as propriedades básicas de intervalos de confiança (Devore, 2006):

$Lm = \text{Média do } \delta^{13}\text{C} - \text{IC}$

em que: Lm – valor limite mínimo do  $\delta^{13}\text{C}$ ; IC – valor do intervalo de confiança, ao nível de 1% de probabilidade.

O valor de Lm obtido foi:  $Lm = -29,13\% - (-0,88\%) = -28,25\%$

Como a precisão do espectrômetro de massa  $^{13}\text{CO}_2$  utilizado era de  $\pm 0,2\%$ , o limite mínimo determinado de  $\delta^{13}\text{C}$  seria de  $-28,25\% - (0,2\%) = -28,05\%$ . Porém, como o menor valor do enriquecimento natural de  $\delta^{13}\text{C}$  obtido nas determinações das amostras avaliadas no experimento foi de  $-28,12\%$  (não apresentado por ser valor absoluto de uma amostra), sendo, portanto  $0,13\%$  inferior ao limite mínimo calculado, o limite mínimo de  $\delta^{13}\text{C}_{\text{PDB}}$  considerado para maior segurança na identificação do enriquecimento em  $^{13}\text{C}$  será:  $-28,05\% - (-0,13\%) = -27,92\%$ .

Dessa forma, o valor do limite mínimo foi a referência para a determinação do enriquecimento ou não das amostras em  $^{13}\text{C}$ , permitindo inferir que amostras que apresentam valores maiores que  $-27,92\%$  indicam estarem mais ricas em  $^{13}\text{C}$ , que é o padrão, sendo este enriquecimento reflexo da translocação e alocação dos fotoassimilados enriquecidos em  $^{13}\text{C}$  produzidos pelas folhas marcadas (Figura 1).

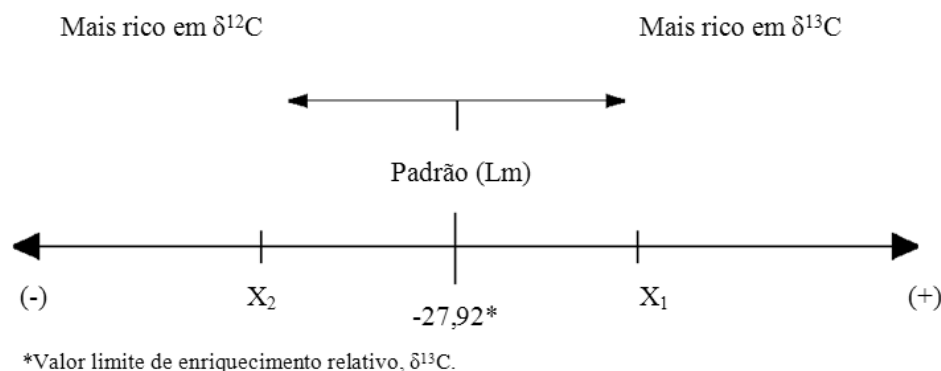


Figura 1. Régua isotópica, indicando os sentidos do enriquecimento em  $^{13}\text{C}$ , em relação ao padrão numérico Lm, em que  $X_1$  representa as amostras comparadas ao padrão Lm

Figure 1. Isotopic ruler, indicating the directions of the enrichment in  $^{13}\text{C}$ , in relation to the Lm numerical standard, in which  $X_1$  represents the samples compared to the Lm standard

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

O indicador do processo de assimilação de carbono como um todo é a razão isotópica entre  $^{13}\text{C}$  e  $^{12}\text{C}$  na matéria seca das plantas, registrada em partes por mil, tendo por referência um padrão. O  $^{13}\text{CO}_2$  é encontrado em uma concentração de aproximadamente 1,1% em relação ao  $^{12}\text{CO}_2$  na atmosfera. A ocorrência do  $^{13}\text{C}$  na massa vegetal é baixa, porque durante a carboxilação, o  $^{12}\text{C}$  é favorecido pelas enzimas. A Rubisco favorece mais fortemente o  $^{12}\text{C}$ , discriminando mais o  $^{13}\text{C}$ , quando comparada com a PEP-carboxilase ( $-28\%$  e  $-9\%$ ,

respectivamente), comparando enzimas de plantas  $C_3$  e  $C_4$  (Farquhar et al., 1989; Lanigan et al., 2008).

As plantas empregadas neste estudo foram enriquecidas nos dias 11, 12 e 13 de março de 2008, sendo ambos os enriquecimentos efetuados no período matutino, entre 08:30 e 11:00 horas. Os dados de temperatura do ar e radiação solar global, medidos a cada 15 minutos no ambiente externo à câmara de enriquecimento, são apresentados na Figura 2.

Dentro da câmara de enriquecimento, foram verificadas temperaturas médias de 23,4; 23,4; 27,00; 27,0; 27,1; 25,1 e 22,1°C, durante o período em que as plantas foram alimentadas

com  $^{13}\text{C}$ , com variação de 5,0; 4,1; 3,5; 3,0; 6,0; 5,5 e 4,0°C entre o início e o fim do enriquecimento, para o estudo dos tempos de translocação de 6, 24, 48, 72, 120, 168 e 360 horas após o enriquecimento, respectivamente. Em média, a temperatura dentro da câmara foi 2,9; 4,2; 4,8; 3,9; 3,7; 3,2 e 1,8°C superior à temperatura ambiente externa, para os mesmos tempos de translocação acima. Já a radiação solar global variou entre 0,1 e 0,4  $\text{W m}^{-2}$  durante os enriquecimentos, favorecendo essas variações de temperatura entre as diferentes alimentações.

Às 6 horas após o enriquecimento, a partição gema apical do ramo 1 continha o maior valor isotópico dentre todas as gemas vegetativas (Tabela 1). Como todas as partições do mesmo ramo estavam enriquecidas, o sentido de translocação dos fotossintatos-13 foi direcionado para as demais gemas (meristemas apicais) da planta. O tempo de seis horas após o enriquecimento pode ser considerado como um pequeno intervalo de tempo, porém foi suficiente para a observação da translocação na figueira cultivada com quatro ramos nas condições brasileiras, corroborando o encontrado por Simkhada et al. (2007) para o caqui. Plantas de clima temperado seguem padrões específicos de deposição e uso de carboidratos por toda planta de acordo com a estação (Kramer & Kozłowski, 1979; Xu et al., 2006). Esses padrões são modificados segundo as espécies (Loescher et al., 1990).

Entre 6 e 24 horas após a alimentação com o gás  $^{13}\text{C}$ , o sinal isotópico decresceu 92,4% nas gemas vegetativas, evidenciando o compartilhamento dos fotoassimilados com os demais tecidos e órgãos da figueira.

Às 48 horas depois do enriquecimento, apesar do brusco decréscimo do sinal isotópico, ainda foi constatado que a gema apical do ramo 1 apresentava sinais de enriquecimento. No entanto, em 72 horas, pôde ser observado um novo fluxo de demanda de fotoassimilados pela partição, havendo elevação do sinal em todos os ramos. Em 120 horas, o sinal ficou positivo novamente apenas no ramo 1, caindo para -14,45% às 168 horas, com tendência a variação natural com

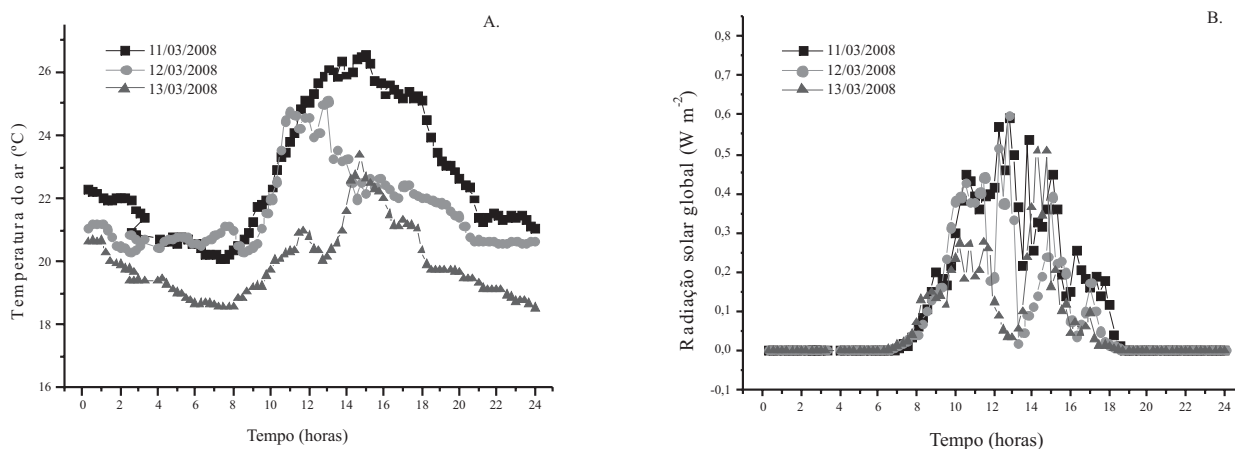
360 horas (-25,07%). Por conseguinte, o órgão ainda estava com um valor 10,2% mais rico em fotossintatos-13 do que o limite de confiança (Figura 1), exigindo que houvesse a renovação de todos os fotoassimilados-13 com uma exposição de mais 10,8 horas de assimilação do  $\text{CO}_2$  atmosférico.

As gemas apicais dos demais ramos estavam enriquecidas 6 horas após a alimentação, no entanto, foram verificados valores próximos ao valor limite da variação natural do restante dos intervalos de tempo estudados. Apenas a gema apical do ramo 4 recebeu novo fluxo de fotossintatos ricos em carbono-13 após 360 horas (-26,29%). Simkhada et al. (2007) também encontraram diferenças nos padrões da partição do  $^{13}\text{C}$  em direção aos órgãos de caqui com respeito ao tempo depois da alimentação.

As folhas jovens da planta foram as partições (tecidos vegetais), onde se evidenciaram os maiores sinais isotópicos dentre todas as partições estudadas (excluindo-se a folha alimentada), porém, após 24 horas, restava apenas 28,14% do valor isotópico do primeiro tempo estudado (6 horas). Não obstante, com 48 horas, o sinal continuava em queda, evidenciando a entrada de novas taxas de  $\text{CO}_2$  atmosférico.

Um novo fluxo de seiva foi observado após as 72 horas para as folhas jovens, visto que estes órgãos apresentavam contínuo crescimento em detrimento à fase reprodutiva da planta, alcançando a sinalização positiva dentro da régua isotópica com valor de 24,25%. Este sinal ainda decresceu após as 120 horas (Tabela 1), elevou-se novamente para 7,55% às 168 horas e decaiu no tempo de 360 horas para valores negativos, contudo, ficando bem acima dos valores da variação natural da planta, permitindo identificar as folhas jovens como órgãos ricos em fotossintatos-13 após 15 dias do enriquecimento.

As demais folhas jovens dos ramos 2, 3 e 4 apresentaram-se enriquecidas somente até 24 horas, não sendo mais evidenciado sinal de enriquecimento após 48 horas da alimentação. Com 72 horas, a média do sinal isotópico destas partições era de -27,70%, valor este muito próximo do limite



**Figura 2.** Valores instantâneos de temperatura (A) e radiação solar global (B), coletados nos dias 11, 12 e 13 de março de 2008. Fonte: Departamento de Recursos Naturais – FCA/ UNESP, Botucatu/SP

**Figure 2.** Instant values of temperature (A) and global solar radiation (B) collected on March 11, 12 and 13, 2008. Source: Departamento de Recursos Naturais – FCA/ UNESP, Botucatu, São Paulo, Brazil

**Tabela 1.** Valores de  $\delta^{13}\text{C}$  nas diferentes partições vegetativas de ramos de figueiras 'Roxo de Valinhos', sendo a 4ª folha alimentada, em função do tempo após enriquecimento. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008**Table 1.** Values of  $\delta^{13}\text{C}$  in the different vegetative partitions of branches of fig trees 'Roxo de Valinhos', being to 4<sup>a</sup> leaf fed, as a function of the period after enrichment. FCA/UNESP, Botucatu, São Paulo, Brazil, 2008

Partição	Ramo	Tempo (horas)						
		6	24	48	72	120	168	360
Gemaapical	1	164,29 a	12,45 a	-16,37 a	-2,18 a	2,00 a	-14,45 a	-25,07 a
	2	-25,93 b	-26,99 b	-28,31 b	-27,86 b	-28,27 b	-27,02 b	-27,85 b
	3	-26,80 b	-28,18 b	-28,15 b	-27,85 b	-27,94 b	-27,45 b	-27,63 b
	4	-24,21 a	-27,41 b	-28,47 b	-27,84 b	-28,25 b	-27,22 b	-26,29 b
Folhas jovens	1	300,65 a	84,64 a	-13,78 a	24,25 a	-8,64 a	7,55 a	-18,72 a
	2	-26,51 b	-26,84 b	-28,90 b	-27,76 b	-29,32 b	-26,95 b	-27,53 b
	3	-27,11 b	-26,76 b	-29,86 b	-27,67 b	-28,50 b	-27,90 b	-26,30 b
	4	-26,51 b	-26,84 b	-28,90 b	-27,76 b	-29,32 b	-26,95 b	-27,53 b
Folhas adultas acima da folha marcada	1	-23,52 a	-27,78 b	-29,54 b	-21,64 a	-20,28 b	-23,55 a	-24,14 a
	2	-27,40 b	-28,53 b	-29,25 b	-29,03 b	-29,41 b	-28,59 b	-29,19 b
	3	-27,87 b	-27,55 b	-29,58 b	-28,86 b	-29,44 b	-29,16 b	-28,53 b
	4	-28,31 b	-28,60 b	-29,41 b	-29,15 b	-29,49 b	-28,78 b	-28,31 b
Folha marcada	1	2273,97 a	175,92 a	33,02 a	5,01 a	15,05 a	18,05 a	21,05 a
	2	-26,77 b	-28,84 b	-29,54 b	-28,99 b	-28,40 b	-28,07 b	-29,05 b
	3	-28,41 b	-27,90 b	-28,64 b	-28,96 b	-29,32 b	-28,37 b	-29,11 b
	4	-28,14 b	-28,94 b	-29,29 b	-28,95 b	-29,23 b	-29,04 b	-27,88 b
Folhas adultas abaixo da folha marcada	1	-24,24 a	-28,29 b	-29,09 b	-28,70 b	-28,85 b	-27,44 b	-28,43 b
	2	-27,60 b	-28,29 b	-29,32 b	-28,63 b	-29,32 b	-28,58 b	-28,93 b
	3	-28,37 b	-27,33 b	-29,47 b	-29,31 b	-29,29 b	-28,67 b	-28,65 b
	4	-27,76 b	-28,87 b	-28,95 b	-28,95 b	-29,23 b	-28,44 b	-27,64 b
Brotações	1	-2,34 a	-29,21 b	-29,15 b	-28,49 b	-25,78 a	-28,15 b	-27,18 b
Frutos	1	-15,32 a	-24,21	-25,16 a	-26,80 b	-27,42 b	-27,78 b	-22,01 a
Parte apical do ramo	1	84,72 a	-13,63 a	-26,91 b	-26,92 b	-23,68 a	-23,32 a	-22,45 b
	2	-27,09 b	-28,04 b	-28,62 b	-27,94 b	-28,09 b	-27,52 b	-28,13 b
	3	-28,00 b	-27,78 b	-28,11 b	-28,64 b	-28,33 b	-27,97 b	-27,99 b
	4	-28,05 b	-28,09 b	-28,38 b	-28,51 b	-28,18 b	-28,01 b	-27,95 b
Parte mediana do ramo	1	52,60 a	-22,56 a	-26,67 b	-26,99 b	-26,81 b	-26,90 b	-24,89 a
	2	-27,63 b	-28,29 b	-28,60 b	-28,11 b	-28,16 b	-27,89 b	-28,38 b
	3	-27,85 b	-27,96 b	-28,15 b	-28,51 b	-28,31 b	-28,07 b	-28,32 b
	4	-28,03 b	-28,10 b	-28,34 b	-28,37 b	-28,13 b	-27,98 b	-28,35 b
Parte basal do ramo	1	20,92 a	-18,91 a	-27,18 b	-29,60 b	-27,59 b	-27,23 b	-25,30 a
	2	-27,62 b	-28,37 b	-28,72 b	-28,22 b	-28,79 b	-27,95 b	-28,38 b
	3	-27,90 b	-28,50 b	-28,33 b	-28,56 b	-28,08 b	-28,44 b	-28,35 b
	4	-27,84 b	-28,73 b	-28,80 b	-28,52 b	-28,68 b	-28,24 b	-28,39 b

Médias seguidas pela letra "b" na coluna não diferem dos valores da variação natural, pelo teste de Duncan ( $p < 0,05$ ).

de confiança da variação natural do  $\delta^{13}\text{C}$ . Entretanto, com 120 horas, essas partições não estavam enriquecidas, enquanto que, após 168 horas, foram verificados sinais de enriquecimento próximos ao limite estabelecido pela régua isotópica (Figura 2). Ou seja, no intervalo de 360 horas após a alimentação, as folhas jovens em franco desenvolvimento nos ramos 2, 3 e 4 renovaram a razão  $^{12}\text{C}/^{13}\text{C}$  de suas células, voltando ao valor padrão natural.

Os valores isotópicos de  $\delta^{13}\text{C}$  em ‰ da folha fonte adulta, que estava acima da folha fonte alimentada no ramo 1, encontraram-se levemente enriquecidos entre o tempo de 6 a

48 horas após a alimentação (Tabela 1). Um novo fluxo de translocação de fotoassimilados- $^{13}\text{C}$ , no período entre as 72 e 360 horas após a alimentação, também foi verificado para essa partição. Contudo, o maior valor isotópico dentre os tempos após a alimentação foi evidenciado às 120 horas (-20,28‰), sendo que essas folhas adultas permaneceram com presença de  $^{13}\text{C}$  em seus tecidos até 360 horas após a alimentação. As demais folhas adultas dos ramos 2, 3 e 4 na mesma posição não mostraram sinais de enriquecimento, estando seus valores sempre próximos do valor limite da variação natural, em média -27,83, -28,22, -29,41, -29, -29,44,

-28,84, -28,67‰, respectivamente às 6, 24, 48, 72, 120, 168 e 360 horas após a alimentação da folha adulta fonte presente no nó 4.

Assim como nas demais partições, o maior valor isotópico foi observado no tempo de 6 horas na folha alimentada, sendo este o valor mais elevado encontrado em todo o experimento, e esta partição manteve-se com valores positivos ao longo das 360 horas. Observou-se queda do sinal isotópico na ordem de 92,3%, no período de 24 horas após a alimentação, e o menor valor foi verificado às 72 horas (5,01 ‰) após o enriquecimento.

Nas demais folhas fontes dos outros ramos (2, 3 e 4), não foram verificados sinais de enriquecimento, exceto na quarta folha do ramo 2, que, possivelmente pela proximidade dos ramos, ficou enriquecida em relação ao padrão (-27,92 ‰) no tempo de 6 horas. Como são folhas fontes, houve elevada taxa de renovação do CO<sub>2</sub> atmosférico.

Constatou-se que a quantidade injetada de 8,0 ml do gás contendo <sup>13</sup>C dentro da câmara foi suficiente para que o <sup>13</sup>C fosse rastreado nas demais partes da planta, pois as folhas fontes escolhidas apresentavam as maiores áreas foliares e aparatos fotossintéticos em perfeitas condições fisiológicas. Apesar da alta especificidade da enzima Rubisco pela forma isotópica do <sup>12</sup>C, carbono este com menor de massa (44), a concentração de 2273,97‰ de <sup>13</sup>C não foi suficiente para saturar a enzima.

A partição das folhas fontes posicionadas abaixo da folha alimentada apresentaram enriquecimento relativo de fotoassimilados-13 no tempo de 6 horas em média -1‰ mais pobre em <sup>13</sup>C do que as folhas adultas e fontes posicionadas acima da folha alimentada, exportando mais carboidratos que a folha do nó 3, por exemplo. Nas folhas que se encontravam na mesma posição (quinto nó) nos demais ramos, não foram observados sinais de enriquecimento e as taxas de renovação de CO<sub>2</sub> possivelmente foram altas, havendo a troca do <sup>13</sup>C pelo <sup>12</sup>C.

Mantendo a tendência de enriquecimento no tempo de 6 horas após a alimentação, assim como as demais partições, a brotação apresentou valor isotópico de -2,34‰, não sendo observado sinal de enriquecimento nos tempos compreendidos entre 24 e 72 horas. Contudo, essa partição apresentou-se rica em fotossintatos-13 às 120 horas após a alimentação, com tendência da partição em igualar o seu valor isotópico ao da variação natural no período das 168 às 360 horas.

O valor de enriquecimento do fruto às 6 horas foi menor do que o valor isotópico da brotação para o mesmo tempo, entretanto, os frutos ainda estavam ricos em fotossintatos-13, nos tempos de 24, 48 e 72 horas após a alimentação, se mantendo estáveis nos tempos de 120 e 168 horas e enriquecidos novamente após as 360 horas da alimentação.

Nas primeiras 6 horas, o dreno foi considerado a brotação, pois ela se encontrou 6,5 vezes mais rica em <sup>13</sup>C do que o fruto, todavia, na competição entre drenos, os frutos foram caracterizados como drenos preferenciais, visto que ocorreram demandas de fotoassimilados por estes órgãos ao longo das 360 horas. Teng et al. (1999), alimentando pêra 'Nijisseiki' na primavera, encontrou <sup>13</sup>C em frutos, folhas e brotos novos e a quantidade de <sup>13</sup>C nos órgãos vegetativos das partes aéreas

aumentou muito rapidamente, atribuído ao rápido crescimento dos novos órgãos (folhas, novos brotos e pequenos frutos).

A parte superior do ramo, considerada como apical (onde se localizava a folha alimentada – 4ª folha), mostrou elevado valor isotópico no tempo de 6 horas, valor este acima dos evidenciados para as folhas acima e abaixo da folha alimentada, brotações e frutos. Isto se deve ao fato de que essa é uma partição de transporte dos fotoassimilados marcados e também pela grande quantidade de partições em franco desenvolvimento celular (gemas e folhas novas).

Após 24 horas da alimentação com <sup>13</sup>C, o valor isotópico alcançou a sinalização negativa, decrescendo até as 72 horas, com nova demanda de <sup>13</sup>C a partir das 120 horas em torno de -3,2‰. Todavia, permaneceu rico em <sup>13</sup>C em relação ao valor isotópico da variação natural após 360 horas. Não foram verificados sinais de enriquecimento nas partes apicais dos ramos 2, 3 e 4, pois os valores de  $\delta^{13}C$  se mantiveram próximos ou abaixo do limite de confiança caracterizado na régua isotópica.

A parte mediana do ramo 1 esteve 62% mais pobre em <sup>13</sup>C do que a parte apical do ramo 1, para o tempo de 6 horas. Foi observado um decréscimo do sinal no tempo de 24 horas, ficando estável em -26‰ das 48 às 168 horas após a alimentação. Neste caso, o fluxo de translocação foi retardado em relação à parte apical do ramo. A parte mediana dos ramos 2, 3 e 4 não apresentou sinal de enriquecimento em nenhum dos tempos estudados, tendo seus valores oscilando em torno de -27,09 ‰ a -28,06 ‰, próximos do valor limite de confiança da variação natural (-27,09 ‰).

O valor isotópico encontrado na parte basal do ramo 1 às 6 horas depois da alimentação com <sup>13</sup>C, apesar de positivo (20,92 ‰), ficou 75,3% e 60,2% abaixo dos valores encontrados na parte apical e mediana, respectivamente. Por conseguinte, a parte basal do ramo estava mais rica em fotossintatos-13 do que a parte mediana no tempo 24 horas, tendo sua taxa de CO<sub>2</sub> renovada com praticamente 48 horas, pois os valores isotópicos foram semelhantes aos da variação natural. Às 72 horas, nenhum sinal de enriquecimento relativo foi evidenciado, enquanto que, às 360 horas após o enriquecimento, observou-se valores que permitiam caracterizá-lo como enriquecido, mostrando o mesmo comportamento de estabilidade isotópica do <sup>13</sup>C observado na parte mediana no período das 48 às 168 horas. Nos demais ramos, essa partição apresentou a mesma tendência de não enriquecimento ao longo das 360 horas.

A quantidade de exportação de fotoassimilados depende da composição do ramo e tipo do ápice. A distância de translocação entre ramos e conexão dos feixes vasculares são mais simples em ramos mais jovens do que em galhos mais velhos (Teng et al., 2002), e os resultados encontrados confirmam estas afirmações, como mostrado pela alta quantidade de <sup>13</sup>C na parte mediana e apical, que são próximas ao local de exposição do <sup>13</sup>C no ramo.

Os novos órgãos com altas taxas de crescimento são referidos como centros de crescimento que governam a atividade relativa ou a capacidade da fonte. Estes diferentes centros de crescimento podem influenciar o padrão de assimilação e distribuição de fotoassimilados, corroborando os maiores valores de enriquecimento encontrados nas

partições apicais no menor tempo estudado (Quinlan & Weaver, 1970; Quinlan & Preston, 1971; Simkhada et al., 2007).

Os valores isotópicos encontrados nas partições, resíduos de poda, caule e sistema radicular da figueira 'Roxo de Valinhos', foram os menores evidenciados em toda a planta para os tempos testados (Tabela 2).

Nenhuma partição apresentou valores positivos, entretanto, houve sinal de enriquecimento no resíduo de poda às 6 horas, dado pela translocação de fotoassimilados entre os ramos, tendendo à variação natural em 24 horas, não sendo observado novo fluxo de translocação de fotoassimilados nesta partição.

Os órgãos caule, raiz primária e secundária mantiveram seus valores muito próximos ao da variação natural, nas primeiras 6 horas, não sendo observado neste mesmo tempo sinal de enriquecimento nas raízes terciárias, contudo,

havendo concentração de  $^{13}\text{C}$  após 48 horas, estando esta partição -4 ‰ acima do valor limite da variação natural. As radículas foram consideradas drenos constantes ao longo das 360 horas, corroborando Matsuura et al. (2001).

Observou-se uma forte demanda de fotoassimilados pelas partes vegetativas, pois o sinal isotópico das radículas tornou-se mais negativo nos tempos das 72 às 168 horas (Tabela 2), voltando a concentrar  $^{13}\text{C}$  às 360 horas após a alimentação. Informação semelhante foi encontrada por Teng et al. (1999) em que, do inverno para a primavera, ocorreu diminuição de  $^{13}\text{C}$  nas raízes, especialmente nas menores que 5 mm, em comparação com as partes aéreas. A redução da quantidade de  $^{13}\text{C}$  em raízes é provavelmente para os processos de respiração e/ou para a remobilização ascendente como substrato para novo crescimento das partes aéreas.

**Tabela 2.** Valores de  $\delta^{13}\text{C}$  nas diferentes partições lenhosas e no sistema radicular em figueiras 'Roxo de Valinhos', sendo a 4ª folha alimentada, em função do tempo após enriquecimento. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008

**Table 2.** Values of  $\delta^{13}\text{C}$  in the different woody partitions and in the root system in fig trees 'Purple of Valinhos', being to 4ª sheet fed, as a function of the period after enrichment. FCA/UNESP, Botucatu, São Paulo, Brazil, 2008

Partição	Tempo (horas)						
	6	24	48	72	120	168	360
Resíduo de Poda	-23,30 a	-27,67 b	-28,67 b	-28,75 b	-28,45 b	-28,02 b	-27,88 b
Caule	-27,12 b	-25,27 a	-	-29,03 b	-28,72 b	-28,70 b	-27,33 b
Raiz Primária	-27,39 b	-26,29 b	-	-28,05 b	-27,88 b	-28,02 b	-27,66 b
Raiz Secundária	-27,95 b	-27,83 b	-	-28,20 b	-28,02 b	-28,23 b	-27,31 b
Raiz Terciária	-28,20 b	-27,66 b	-23,69 b	-28,27 b	-28,58 b	-28,22 b	-28,01 b
Radicelas	-26,23 b	-27,80 b	-24,83 a	-27,82 b	-27,33 b	-27,07 b	-26,54 b

Médias seguidas pela letra "b" na coluna não diferem dos valores da variação natural pelo teste de Duncan ( $p < 0,05$ )

## CONCLUSÕES

Existe preferência na alocação de  $^{13}\text{C}$  para partes meristemáticas da planta, a partir de 6 horas de translocação, seguidas pelos órgãos reprodutivos, sendo o sistema radicular o principal órgão de reserva durante os tempos estudados.

## LITERATURA CITADA

Alonso, A.P.; Vigeolas, H.; Raymond, P.; Rolin, D.; Dieuaide-Noubhani, M.A. New substrate cycle in plants. Evidence for a high glucose-phosphate-to-glucose turnover from in vivo steady-state and pulse-labeling experiments with [ $^{13}\text{C}$ ] glucose and [ $^{14}\text{C}$ ] glucose. *Plant Physiology*, v.138, n.4, p.2220-2232, 2005. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.105.062083>  
 Campo Dall'Orto, F.A.; Cantarella, H.; Rajj, B.V.; Piza Júnior, C.T. Frutas de clima temperado: II. Figo, maçã, marmelo, pêra e pêssego em pomar compacto. In: RAIJ, B.V. et al. (Eds). *Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo*. 2.ed. Campinas: IAC, 1996. p.139-140.

Comparot-Moss, S.; Kotting, O.; Stettler, M.; Edner, C.; Graf, A.; Weise, S.E.; Streb, S.; Lue, W.L.; Maclean D.; Mahlow, S.; Ritte, G.; Steup, M.; Chen, J.; Zeeman, S.C.; Smith, A.M.A Putative phosphatase, LSF1, is required for normal starch turnover in arabidopsis leaves. *Plant Physiology*, v.152, n.2, p.685-697, 2010. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.109.148981>

Cunha, A.R.; Martins, D. Classificação climática para os municípios de Botucatu e São Manuel. *Irriga*, v.41, n.1, p.1-11, 2009.

Devore, J.L. Probability and statistics for engineering and the sciences. [tradução Joaquim Pinheiro Nunes da Silva]. 6.ed. São Paulo: Pioneira Thomson Learning, 2006. 692p.

Dewez, D.; Park, S.; Cerdán, J.G.G.; Lindberg, P.; Melis, A. Mechanism of REP27 Protein Action in the D1 Protein Turnover and Photosystem II Repair from Photodamage. *Plant Physiology*, v.151, n.1, p.88-99, 2009. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.109.140798>

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Embrapa. Centro Nacional de Pesquisas de Solos. Sistema Brasileiro de Classificação de Solos. Rio de Janeiro, 1999. 412p.

Farquhar, G.D.; Hubick, K.T.; Condon, A.G.; Richards, R.A. Carbon isotope fractionation and plant water-use efficiency.

- In: Rundel, P.W.; Ehleringer, J.R.; Nagy, K.A. (ed.) Stable isotopes in ecological research. New York: Springer-Verlag New York Inc., 1989. p.21-40.
- Kagawa, T.; Wong, J.H.H. Allocation and turnover of photosynthetically assimilated  $^{14}\text{CO}_2$  in leaves of *Glycine max* L. Clark. *Plant Physiology*, v.77, n.1, p.266-274, 1985. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.77.2.266>
- Koch, K.E.; Schrader, L.E.  $^{14}\text{C}$ -photosynthate partitioning and translocation. In: Soybeans during reproductive development. *Plant Physiology*, v.75, n.4, p.1040-1043, 1984. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.75.4.1040>
- Kramer, P.J.; Kozlowski, T.T. *Physiology of woody plants*. Academic Press. New York, 1979. p.258-281.
- Lanigan, G.J.; Betson, N.; Griffiths, H.; Seibt, U. Carbon isotope fractionation during photorespiration and carboxylation in *Senecio*. *Plant Physiology*, v.148, n.4, p.2013-2020, 2008. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.108.130153>
- Loescher, W.H.; Mccamant, T.; Keller, J.D. Carbohydrate reserves, translocation, and storage in woody plant roots. *HortScience*, v.25, n.1, p.274-281, 1990.
- Matsuura, K.; Tanabe, K.; Tamura, F.; Itai, A. Storage and translocation of  $^{13}\text{C}$ -photosynthates from 'Masui Daufine' fig (*Ficus carica* L.) leaves administrated  $^{13}\text{CO}_2$  in autumn. *Journal of Japanese Society for Horticultural Science*, v.70, n.1, p.66-71, 2001. <http://dx.doi.org/10.2503/jjshs.70.66>
- Quinlan, J.D.; Preston, A.P. The influence of shoot competition on fruit retention and cropping of apple trees. *Journal of Horticulture Science & Biotechnology*, v.46, n.4, p.525-534, 1971.
- Quinlan, J.D.; Weaver, R.J. Modification of pattern of the photosynthate movement within and between shoots of *Vitis vinifera*. *Plant Physiology*, v.46, n.4, p.527-530, 1970. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.46.4.527>
- Ruan, Y.L.; Xu, S.M.; White, R.; Furbank, R.T. Genotypic and developmental evidence for the role of plasmodesmatal regulation in cotton fiber elongation mediated by callose turnover. *Plant Physiology*, v.136, n.4, p.4104-4113, 2004. <http://dx.doi.org/10.1104/pp.104.051540>
- Silva, A.C.; Leonel, S.; Souza, A.P.; Domingos, J.R.; Ducatti, C. Trocas gasosas e ciclo fotossintético da figueira 'Roxo de Valinhos'. *Ciência Rural*, v.40, n.6, p.1270-1276, 2010. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782010000600005>
- Simkhada, E.P.; Sekozawa, Y.; Sugaya, S.; Gemma, H. Translocation and distribution of  $^{13}\text{C}$ -photosynthates in 'Fuyu' persimmon (*Diospyros kaki*) grafted onto different rootstocks. *Journal of Food, Agriculture & Environment*, v.5, n.1, p.184-189, 2007.
- Teng, Y.; Tamura, F.; Tanabe, K.; Nakai, T. Partitioning patterns of photosynthates from different shoot types in 'Nijisseiki' pear (*Pyrus pyrifolia* Nakai). *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, v.77, n.6, p.758-765, 2002.
- Teng, Y.; Tanabe, K.; Tamura, F.; Itai, A. Translocation of  $^{13}\text{C}$ -assimilates in the spring following fall assimilation of  $^{13}\text{CO}_2$  by 'Nijisseiki' pear (*Pyrus pyrifolia* Nakai). *Journal of Japanese Society for Horticultural Science*, v.68, n.2, p.248-255, 1999. <http://dx.doi.org/10.2503/jjshs.68.248>
- Xavier, A.M.; Lima, A.G.; Vigna, C.R.M.; Verbi, F.M.; Bortoleto, G.G.; Goraieb, K.; Collins, C.H.; Bueno, M.I.M.S. Marcos da história da radioatividade e tendências atuais. *Química Nova*, v.30, n.1, p.83-91, 2007. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-40422007000100019>
- Xu, R.Y.; Niimi, Y.; Han, D.S. Changes in endogenous abscisic acid and soluble sugars levels during dormancy-release in bulbs of *Lilium rubellum*. *Scientia Horticulturae*, v.111, n.1, p.68-72, 2006. <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2006.08.004>