

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU

**CRESCIMENTO, PRODUTIVIDADE E ALOCAÇÃO DE RESERVAS DA  
FIGUEIRA, EM DIFERENTES CONDIÇÕES DE CULTIVO**

ANDRÉA CARVALHO DA SILVA

Tese apresentada à Faculdade de Ciências  
Agronômicas da UNESP - Campus de Botucatu,  
para obtenção do título de Doutor em Agronomia  
(Horticultura).

BOTUCATU - SP

Janeiro - 2011

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU

**CRESCIMENTO, PRODUTIVIDADE E ALOCAÇÃO DE RESERVAS DA  
FIGUEIRA, EM DIFERENTES CONDIÇÕES DE CULTIVO**

**ANDRÉA CARVALHO DA SILVA**

Orientadora: Profa. Dra. SARITA LEONEL  
Co-Orientador: Prof. Dr. CARLOS DUCATTI

Tese apresentada à Faculdade de Ciências  
Agronômicas da UNESP - Campus de Botucatu,  
para obtenção do título de Doutor em Agronomia  
(Horticultura).

BOTUCATU - SP  
Janeiro - 2011

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Silva, Andréa Carvalho da, 1981-  
S586c Crescimento, produtividade e alocação de reservas da  
figueira, em diferentes condições de cultivo / Andréa  
Carvalho da Silva. - Botucatu : [s.n.], 2011.  
xiv, 126 f. : gráfs. color., tabs., fots. color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Fa-  
culdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011

Orientador: Sarita Leonel

Co-orientador: Carlos Ducatti

Inclui bibliografia.

1. Biomassa. 2. Carbono treze. 3. *Ficus carica* L. 4.  
Isótopo estável. 5. Fonte-dreno. 6. Fotoassimilados. I.  
Leonel, Sarita. II. Ducatti, Carlos. III. Universidade  
Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de  
Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"

FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS

CAMPUS DE BOTUCATU

**CERTIFICADO DE APROVAÇÃO**

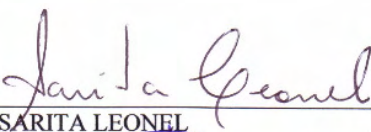
**TÍTULO: "CRESCIMENTO, PRODUTIVIDADE E ALOCAÇÃO DE RESERVAS DA  
FIGUEIRA, EM DIFERENTES CONDIÇÕES DE CULTIVO"**

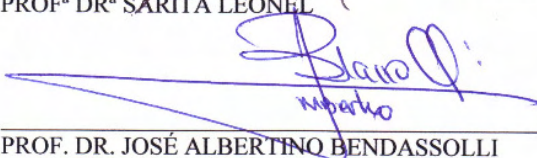
ALUNA: ANDRÉA CAVALHO DA SILVA

ORIENTADORA: PROFª DRª SARITA LEONEL

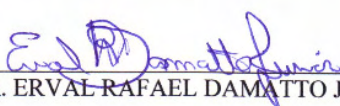
ORIENTADOR: PROF.DR. CARLOS DUCATTI

Aprovado pela Comissão Examinadora

  
\_\_\_\_\_  
PROFª DRª SARITA LEONEL

  
\_\_\_\_\_  
PROF. DR. JOSÉ ALBERTINO BENDASSOLLI

  
\_\_\_\_\_  
PROFª DRª CARMEN SILVIA FERNANDES BOARO

  
\_\_\_\_\_  
PROF. DR. ERVAL RAFAEL DAMATTO JÚNIOR

  
\_\_\_\_\_  
PROF. DR. ANTONIO EVALDO KLAR

Data da Realização: 31 de janeiro de 2011.

A Alderico Carvalho da Silva, *meu pai*, *Paulina Maria de Azevedo Silva*, *minha mãe*,  
A Wanderson Carvalho da Silva *meu irmão e*  
Adilson Pacheco de Souza, *meu amor*

DEDICO.

## AGRADECIMENTOS

À DEUS, por me amar a ponto de não ver minhas misérias, imperfeições humanas, e acima de tudo por continuar me amando mesmo nos momentos em que eu não o amei.

À meu pai, Alderico Carvalho da Silva, homem de fé, coragem e luta, luta esta a qual me ensinou a travar durante estes anos de pós-graduação, ponderando sempre que as maiores grandezas dessa vida são humildade, simplicidade e honestidade.

À Paulina Maria de Azevedo Silva, minha amada mãe por suas orações, carinho e afeto, eu jamais vou ter palavras para expressar o que sua personalidade e seu exemplo de vida fizeram por mim.

À Wanderson Carvalho da Silva, meu grande irmão e amigo pelo carinho, pelo sorriso, pela alegria de viver, por nunca deixar que o sentimento de solidão reina-se em mim, não tive a oportunidade de ver-te tornar-se um homem, mas sei que homem tornou-se.

*“...Manda dizer-te que foi porque teu exemplo convenceu.  
Houve alguém que venceu... e manda dizer-te que foi porque  
tuas lições permaneceram...” (autor desconhecido)*

À Adilson Pacheco de Souza, meu companheiro, amado, amigo pelo ombro, pelo afago, por recolher minhas lágrimas nos momentos mais difíceis e acima de tudo por lutar comigo lado a lado na conquista deste grande sonho.

*“...O teu olhar me acalma, o teu sorriso me alegra.  
Tua face encerra a certeza de novos dias...”*

À Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Sarita Leonel, onde encontrei apoio, zelo, amizade e orientação nos momentos de tomadas de decisão durante estes anos, levo de ti a certeza de que, não é o conhecimento que conduz o ser humano, mas sim um bom coração.

À Prof. Dr. Carlos Ducatti, pelos ensinamentos, pela dedicação, por deixar as portas do laboratório de isótopos estáveis abertas no mestrado e no doutorado, não é possível expressar o quanto aprendi durante estes anos.

À Marco Antonio da Silva Vasconcellos, por dar início a tudo isso, obrigado pelo estímulo, confiança, professor e amigo sempre.

Aos técnicos do laboratório do Centro de Isótopos Estáveis: Evandro Tadeu da Silva, Silvia e Sibeli, pela amizade, companheirismo, eficiência e competência.

Aos funcionários do Departamento de Horticultura, Pomar, Fazenda experimental São Manuel, levo os ensinamentos vividos com todos vocês.

Aos amigos e companheiros de trabalho **Adriana Aki Tanaka e Manoel Eusébio de Souza**, este trabalho só foi possível porque vocês o realizaram comigo, peço a Deus que os recompense por mim e deixo aqui expressa a minha sincera gratidão.

A amiga **Dayana Portes Ramos**, por me acolher e propiciar muitas risadas, confidências e tornar lindas as manhãs na Fazenda experimental São Manuel.

Aos amigos Emi Lorenzetti, Roselani Araldi, Thaise Ribeiro, Francine Vercese, Edvar de Sousa, Danila Monte Conceição e Simone Ciavatta pelos momentos de risadas e descontrações durante estes anos que muito colaborou em todas as etapas desta pesquisa.

*“Se alguma coisa me consome e me envelhece é que a roda furiosa da vida não me permite ter sempre ao meu lado, morando comigo, andando comigo, falando comigo, vivendo comigo, todos os meus amigos, e, principalmente os que só desconfiam ou talvez nunca vão saber que são meus amigos!”(Vinicius de Moraes)*

À Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu pelo apoio em todas as atividades desenvolvidas durante o período de experimentação.

Aos Colegas do Ministério Universidades Renovadas: Flavinha, João, Capitu, Leonardo, Meire, Maila, Nadja, Nicolas e tantos outros pela força, oração e continuidade da caminhada rumo ao céu.

Aos amigos da pós-graduação, pela grande e sincera amizade, companhia, pelos risos, abraços, pelas palavras de apoio! Cada um seguirá o seu caminho, talvez em direções opostas... Em mim permanece a certeza de que a vida nos proporcionará muitos reencontros!

A todos aqueles que anonimamente ajudaram para que este trabalho fosse concluído, meus sinceros agradecimentos e que o Senhor Jesus recompense de maneira graciosa todo o empenho disponibilizado.

*“Aos que se tornaram familiares, aos que nasceram familiares  
e aos que conheci antes de ontem;  
Aos que me deixaram louco e aos que enlouqueci;  
Aos que me criticaram em tudo e a um ou outro que aturou minha “chatura”;  
Aos amigos que passaram e aos que se estagnaram em mim;  
Aos que me consideram muito e aos que com razão fizeram pouco;  
Aos que conhecem o que penso e aos que só conhecem o que faço;  
Aos que passam o dia todo comigo e aos que estão o tempo todo em mim.  
Este trabalho é a soma de todos vocês. E se não é melhor, é por falta de memória,  
mas não por falta de amigos”.*  
(Efraim Rodrigues)

***Meus sinceros agradecimentos.....***



## SUMÁRIO

|                                                                                                      | Página |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------|
| RESUMO.....                                                                                          | XI     |
| SUMMARY.....                                                                                         | XIII   |
| 1. INTRODUÇÃO.....                                                                                   | 1      |
| 2. REVISÃO DE LITERATURA .....                                                                       | 4      |
| 2.1. A figueira.....                                                                                 | 4      |
| 2.2. Ecofisiologia da Figueira.....                                                                  | 8      |
| 2.3. Fotossíntese e Reserva.....                                                                     | 10     |
| 2.4. Translocação de fotoassimilados .....                                                           | 17     |
| 2.5. Isótopos e sua Utilização .....                                                                 | 20     |
| 2.6. Fatores que afetam o crescimento das plantas.....                                               | 24     |
| 2.7. Estudos fenológicos .....                                                                       | 29     |
| 3. Capítulo I - CRESCIMENTO DA FIGUEIRA ‘ROXO DE VALINHOS’ EM<br>DIFERENTES SISTEMAS DE CULTIVO..... | 31     |
| 3.1. INTRODUÇÃO.....                                                                                 | 31     |
| 3.2. MATERIAL E MÉTODOS.....                                                                         | 33     |
| 3.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....                                                                    | 41     |
| 3.3.1. Dados meteorológicos e irrigação .....                                                        | 41     |
| 3.3.2. Análise de crescimento não destrutiva .....                                                   | 45     |
| 3.3.3. Análise de crescimento funcional e destrutiva .....                                           | 53     |
| 3.3.4. Desenvolvimento do sistema radicular.....                                                     | 62     |
| 3.3.5. Produção na fase de formação .....                                                            | 64     |
| 3.4. CONCLUSÕES .....                                                                                | 67     |
| 4. Capítulo II – CARBONO-13 EM FIGUEIRAS ‘ROXO DE VALINHOS’. .....                                   | 68     |
| 4.1. INTRODUÇÃO.....                                                                                 | 68     |
| 4.2. MATERIAL E MÉTODOS.....                                                                         | 70     |
| 4.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....                                                                    | 75     |
| 4.3.1. Enriquecimento relativo natural da razão $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ em figueiras.....      | 75     |

|                                                                                                                                                        |     |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| 4.3.2. Partição dos fotoassimilados marcados em função do tempo de translocação..                                                                      | 78  |
| 4.3.3. Partição dos fotoassimilados em função da época de enriquecimento com carbono-13 antes da poda das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’ ..... | 91  |
| 4.4. CONCLUSÕES .....                                                                                                                                  | 100 |
| 5. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....                                                                                                                          | 101 |
| 6. CONCLUSÕES .....                                                                                                                                    | 103 |
| 7. REFERÊNCIAS .....                                                                                                                                   | 104 |

## LISTA DE TABELAS

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                             | <b>Página</b> |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------|
| Tabela 1. Valores mensais dos principais elementos meteorológicos, entre outubro de 2009 e julho de 2010, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                                              | 34            |
| Tabela 2. Caracterização química do solo antes do transplântio da figueira ‘Roxo de Valinhos’. ....                                                                                                                                                                                                         | 35            |
| Tabela 3. Características químicas dos resíduos vegetais (bagacilho de cana-de-açúcar). ....                                                                                                                                                                                                                | 36            |
| Tabela 4. Umidade volumétrica ( $\text{cm}^3 \text{ cm}^{-3}$ ) em diferentes potenciais de água no solo e profundidades. ....                                                                                                                                                                              | 36            |
| Tabela 5. Equações dos dados primários do crescimento da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                               | 49            |
| Tabela 6. Percentual da massa seca em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’ aos 275 DAT, nas diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                            | 57            |
| Tabela 7. Coeficientes de regressão polinomial e de determinação para estimativa das taxas de crescimento relativo (TCR) e da cultura (TCC) da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo. ....                                                                                         | 61            |
| Tabela 8. Equações de estimativa do volume de solo explorado e da profundidade do sistema radicular da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo. ....                                                                                                                                 | 63            |
| Tabela 9. Distribuição das precipitações pluviométricas e lâminas de irrigação. ....                                                                                                                                                                                                                        | 66            |
| Tabela 10. Distribuição natural dos valores de $\delta^{13}\text{C}$ nas partes vegetativas dos ramos da figueira ‘Roxo de Valinhos’. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. ....                                                                                                                                    | 77            |
| Tabela 11. Distribuição natural do valor $\delta^{13}\text{C}$ nas partes lenhosas da figueira ‘Roxo de Valinhos’. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. ....                                                                                                                                                       | 78            |
| Tabela 12. Dados morfológicos médios de plantas enriquecidas com carbono-13 e coletas ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. ....                                                                                                                                                             | 79            |
| Tabela 13. Valores totais de massa seca (MS) e carbono total (CT) de plantas enriquecidas com carbono-13 e coletadas ao longo de 360 horas. ....                                                                                                                                                            | 82            |
| Tabela 14. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}_{\text{Massa seca}}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, utilizando como referência a variação natural geral da planta ( $\delta\text{‰} = -27,92$ ), ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. .... | 84            |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                      |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tabela 15. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}_{\text{Massa seca}}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, utilizando como referência a variação natural de cada parte da planta, ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008..... | 88 |
| Tabela 16. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}_{\text{Massa seca}}$ ) encontrados na figueira ‘Roxo de Valinhos’ ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. ....                                                                                    | 91 |
| Tabela 17. Dados morfológicos médios das plantas com e sem irrigação, enriquecidas com carbono-13, coletas em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010...                                                                                                       | 92 |
| Tabela 18. Massa seca e carbono total de diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, com e sem irrigação, em diferentes épocas de coleta, Botucatu-SP, 2010.....                                                                                                            | 96 |
| Tabela 19. Valores médios de carbono 13 (em $\delta$ ‰) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, com e sem irrigação e em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.....                                                                          | 98 |
| Tabela 20. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}_{\text{Massa seca}}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, com e sem irrigação e em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.....                                     | 99 |

## LISTA DE FIGURAS

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                   | <b>Página</b> |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------|
| Figura 1. Distribuição dos tratamentos referentes a análise de crescimento de plantas de figueira, na área experimental. CI: com irrigação; SI: sem irrigação.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                | 35            |
| Figura 2. Tensiômetros de decisão e de controle, instalados em cultivos de figueira sem cobertura morta (a) e com cobertura morta (b).....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                        | 37            |
| Figura 3. Avaliação do volume explorado pelo sistema radicular da figueira submetida a diferentes sistemas de cultivo.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                        | 39            |
| Figura 4. Valores diários da temperatura do ar (A), umidade relativa do ar (B), radiação global e no topo da atmosfera (C) e precipitação pluviométrica (D), entre 01/10/2009 e 19/07/2010, em Botucatu-SP.....                                                                                                                                                                                                                                                   | 42            |
| Figura 5. Valores dos potenciais de água no solo a 20cm (A) e 40cm (B) e da umidade volumétrica do solo a 20cm (C) e 40cm (D) para a figueira em diferentes sistemas de cultivo.....                                                                                                                                                                                                                                                                              | 43            |
| Figura 6. Lâmina de água aplicada para a figueira ‘Roxo de Valinhos’ com presença e ausência de cobertura morta. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                             | 44            |
| Figura 7. Curvas de crescimento da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                           | 46            |
| Figura 8. Valores das taxas de crescimento absoluto do ramo (TCAR), taxas de crescimento relativo do ramo (TCRR), taxa de crescimento absoluto em espessura caular do tronco da planta (TCAEC), taxa de crescimento absoluto em espessura do diâmetro do ramo (TCAER), taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca (TCAFF) e taxa de crescimento relativo em fitomassa fresca (TCRFF) da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo..... | 51            |
| Figura 9. Equações de estimativa do índice de área foliar da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                 | 54            |
| Figura 10. Curvas do acúmulo de massa seca da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                | 56            |
| Figura 11. Equações de estimativa da massa seca da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP. ....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                           | 58            |
| Figura 12. Valores das taxas de crescimento da cultura (TCC), taxas de crescimento relativo (TCR), taxa da assimilação líquida (TAL) da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.....                                                                                                                                                                                                                                       | 60            |

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                       |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figura 13. Evolução do volume de solo explorado (a) e da profundidade (b) do sistema radicular da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo.....                                                                                                                                                                                                                                                 | 62 |
| Figura 14. Perfil de distribuição equatorial e longitudinal do sistema radicular da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.....                                                                                                                                                                                                                                               | 64 |
| Figura 15. Produção média das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.....                                                                                                                                                                                                                                                                                          | 65 |
| Figura 16. Câmara de enriquecimento de $^{13}\text{CO}_2$ . FCA/UNESP, Botucatu-SP.....                                                                                                                                                                                                                                                                                                                               | 72 |
| Figura 17. Régua isotópica, apresentando os sentidos de enriquecimento em $^{13}\text{C}$ , em relação ao padrão numérico Lm, onde Xi representa as amostras comparadas ao padrão Lm.....                                                                                                                                                                                                                             | 76 |
| Figura 18. 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. ....                                                                                                                                                                                                               | 80 |
| Figura 19. Valores de carbono 13 (em $\delta\text{‰}$ e $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}_{\text{Massa seca}}$ ) de gema apical (A), folhas novas (B), folha marcada (C), frutos (D) e brotações (E) do ramo 1 e de radículas (F) da figueira ‘Roxo de Valinhos’, ao longo de 360 horas, utilizando como referência o enriquecimento natural geral ( $\delta\text{‰} = -27,92$ ). FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008. .... | 90 |
| Figura 20. Valores instantâneos da radiação global e da temperatura do ar nos diferentes períodos de enriquecimento com carbono-13 da figueira ‘Roxo de Valinhos’. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.....                                                                                                                                                                                                                  | 93 |

CRESCIMENTO, PRODUTIVIDADE E ALOCAÇÃO DE RESERVAS DA FIGUEIRA, EM DIFERENTES CONDIÇÕES DE CULTIVO. Botucatu, 2011. 126p. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade estadual Paulista.

Autor: ANDRÉA CARVALHO DA SILVA

Orientadora: SARITA LEONEL

Co-orientador: CARLOS DUCATTI

## RESUMO

No presente trabalho determinou-se no primeiro capítulo o crescimento através dos parâmetros: diâmetro do ramo, comprimento do ramo, número de folhas, número de entrenós e número de frutos a cada 21 dias, em plantas da figueira ‘Roxo de Valinhos’ utilizando cobertura morta, composta por bagaço de cana-de-açúcar triturado, e irrigação, na área experimental do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônômicas da UNESP, Campus de Botucatu-SP. E no segundo capítulo objetivou-se avaliar o tempo de translocação, a relação fonte-dreno nos diferentes órgãos bem como, saber em que órgão se encontraria o carbono-13 após determinados intervalos de tempo, em plantas em estágio reprodutivo e em formação da espécie *Ficus carica* L. Para tanto, uma folha da figueira considerada adulta através da caracterização fotossintética com um medidor portátil de fotossíntese IRGA-6400, foi colocada dentro de uma câmara de acrílico construída para este fim, e submetida a um ambiente com enriquecimento de  $^{13}\text{CO}_2$  por 30 minutos. No experimento tempo de alocação, as plantas de *Ficus carica* L. foram arrancadas ao longo das horas: 6, 24, 48, 72, 120, 168, 360. Após o tempo especificado as partes (meristema apical, folhas, ramos, caule e sistema radicular) das plantas em estudo foram coletados e imediatamente imersos em nitrogênio líquido ( $-196\text{ }^{\circ}\text{C}$ ), para evitar que os tecidos permanecessem vivos e conseqüentemente pudessem consumir os fotoassimilados no processo da respiração. As amostras, previamente identificadas foram secas em estufa de circulação forçada a  $65^{\circ}\text{C}$  por 72 horas, em seguida moídas em moinho criogênico, para que houvesse uma perfeita homogeneização, sendo posteriormente analisadas no espectrômetro de massas de razão isotópica, para a determinação do enriquecimento relativo de  $^{13}\text{C}$ . Naturalmente a

planta apresenta valores de enriquecimento relativo de  $^{13}\text{C}$  em relação ao  $^{12}\text{C}$  de -27,92‰, alocando acima de 90% da massa seca e do carbono total nas partes lenhosas. Os resultados indicam que a figueira ‘Roxo de Valinhos’ apresentou um maior crescimento dos diâmetros do caule e do ramo, bem como da altura com o uso da cobertura morta composta por bagaço de cana-de-açúcar e emprego da irrigação suplementar e no crescimento vegetativo e reprodutivo concomitantes, existe preferência na alocação de  $^{13}\text{C}$  partes meristemáticas, seguidas pelos órgãos reprodutivos, com uma atividade fisiológica que possibilita a renovação do  $^{13}\text{C}$  dentro de 24 horas, existindo novos ciclos de retranslocação entre 72 e 168 horas após o enriquecimento. A planta começou a alocar fotoassimilados marcados aos 47 e 26 dias antes da poda, quando irrigada e não irrigada.

---

Palavras chaves: Isótopo estável,  $^{13}\text{C}$ , *Ficus carica* L., fotoassimilados, fonte-dreno, biomassa.



GROWTH, PRODUCTIVITY AND ALLOCATION OF RESERVES THE FIG TREE IN DIFFERENT CONDITIONS OF CULTIVATION. Botucatu, 2011. 126p. Thesis (Doctor in Agronomy/Horticulture) – Faculty of Agronomic Sciences, State University of São Paulo.

Author: ANDRÉA CARVALHO DA SILVA

Adviser: SARITA LEONEL

Co-adviser: CARLOS DUCATTI

## SUMMARY

In this study determined the growth in the first experiment using the parameters: diameter branch, length branch, leaf number, number of internodes and number of fruit every 21 days, plant the fig tree 'Roxo de Valinhos' mulch using, composed of litter sugar cane, and irrigation in the experimental area in the Department of Plant Production, Faculty of Agronomic Sciences, State University of São Paulo. In the second experiment it planned be quizzed, the time of the translocation and allocation of fotoassimilados, as well as, evaluate the relation spring-drain in the different organs like well as, know in that organ would be found the carbon-13 after determined breaks of time, in plants in reproductive stadium of the sort *Ficus carica* L. A fig tree leaf considered adult through the photosynthetic with a portable meter of photosynthesis IRGA-6400 characterization. Was put inside a acrylic chamber, and submitted to an environment with  $^{13}\text{CO}_2$  enrichment for 30 minutes. In experiment time allocation, where the plants of *Ficus carica* L. were lurches to the long one of the hours: 6, 24, 48, 72, 120, 168, 360. After the time specified the studied plant parts (meristem, sheets, branches, stem and system roots) were collected and immediately immersed in liquid nitrogen (-196 °C), for avoid that the fabrics remained alive and consequently could consume the fphotosynthates in the breath trial. The samples, previously identified were droughts in of circulation forced to 65° C for 72 hours, right away ground in cryogenic mill, for that had a perfect homogenization, being subsequently analyzed in the mass spectrometry of isotopic reason, for the relative enrichment  $^{13}\text{C}$  determination. . Naturally the plant presents values of  $^{13}\text{C}$  relative enrichment of -27.92 ‰, allocating more than 90% of the dry mass and the total carbon in the woody part. The results obtained indicated that fig tree 'Roxo de Valinhos', showed a higher growth of stem diameter and branch, and height with the use of mulch composed of covered litter sugar cane and use of supplemental irrigation, the plant

presents vegetative growth and reproductive phase concomitant, existing preference in the  $^{13}\text{C}$  allocation in meristems areas, succession by reproductive organs, with an physiologic activity that enables the renewal of the  $^{13}\text{C}$  in 24 hours, existing new translocation cycles between 72 and 168 hours after the enrichment, the plant began to allocate photosynthates marked at 47 and 26 days for irrigation and no irrigation.

---

Keywords: stable isotope,  $^{13}\text{C}$ , *Ficus carica* L., photosynthates, source-sink, biomass.

## 1. INTRODUÇÃO

A figueira (*Ficus carica* L.) é uma das mais antigas frutíferas cultivadas no mundo. Por ser originária da Ásia menor e da Síria, na região mediterrânea, apresenta excelente adaptação aos diferentes climas, sendo cultivada tanto em regiões subtropicais quentes, como em regiões de clima temperado. Foi introduzida no Brasil, pela primeira expedição colonizadora no ano de 1532 (ABRAHÃO et al., 1990).

O figo é cultivado em cerca de 40 países, tendo como principais países produtores a Turquia, Egito, Irã, Argélia, Marrocos, Síria, Espanha, Estados Unidos e Itália. O Brasil possui o segundo maior rendimento em kg ha<sup>-1</sup> de figo *in natura* no mundo, superado apenas pelos EUA (VALLI, 2002; FAO, 2010; IBRAF, 2010).

No Brasil, a figueira é cultivada nativamente com a cultivar Roxo de Valinhos, caracterizada por apresentar grande valor econômico, rusticidade, elevado vigor e produtividade, além de boa adaptação às podas drásticas. Seus frutos podem ser utilizados tanto para consumo *in natura* como para a indústria (MAIORANO et al, 1997; PENTEADO, 1999).

A colheita brasileira do figo ocorre num período de entressafra da produção da fruta fresca no Hemisfério Norte e nos demais países do Mercosul. Assim, são amplas as possibilidades de exportação, pois o produto brasileiro entra no mercado internacional a partir de dezembro, logo após a safra dos países mediterrâneos (FRANCISCO et al., 2005).

Conforme dados do Ministério da Agricultura (2010), o Brasil produziu 22.565 toneladas de figos em 2008, numa área de 2.865 ha, resultando numa média de produtividade de 7,88 t/ha. Apesar do cultivo ser bastante antigo, o Brasil não apresenta boa produtividade e sua área colhida diminuiu em mais da metade, passando de 5 mil para pouco mais de 2 mil hectares, entre as décadas de 70 e 90 (IBGE, 1996).

Atualmente, os maiores estados produtores brasileiros são Rio Grande do Sul, São Paulo e Minas Gerais. No Estado de São Paulo, são produzidas cerca de 4,8 mil toneladas (IBRAF, 2010; MAIORANO, 2010), respondendo pela maioria das exportações brasileiras de figo maduro, as quais, na média dos últimos cinco anos, foram de 837 ton ano<sup>-1</sup> (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, 2010; IBGE, 2010). Na região de Campinas destaca-se, principalmente o município de Valinhos, onde a cultura se desenvolveu inicialmente no estado, concentrando mais de 80% da produção paulista de figo.

Apesar da figueira encontrar condições satisfatórias para o seu desenvolvimento, seu cultivo vem sendo feito de maneira tradicional, sem muitas inovações ou melhorias técnicas (GIACOBBO et al., 2007). Todavia, as perspectivas e possibilidades de expansão do cultivo da figueira no Estado de São Paulo são promissoras, com um potencial expansivo de produção no interior paulista, principalmente em função da boa adaptação da cultura e da proximidade do mercado consumidor, além das significativas exportações de figo ao natural.

Os estudos sobre a economia de carboidratos, para a produção de espécies hortícolas são de grande importância para a agricultura, particularmente de frutas, devido ao potencial de modificação na alocação de carbono na planta, com reflexos no aumento ou diminuição da produção de frutos comerciais. Essas alterações são diretamente influenciadas pelas práticas culturais, que causam efeitos significativos na translocação e alocação de carbono fixado durante o processo fotossintético. Esses efeitos visam a obtenção de frutos em quantidade e qualidade, sem alternância de produtividade.

Os estudos de fenologia geram dados concisos sobre a época da produção, duração dessa produção, bem como a relação massa vegetal foliar e peso produzido de fruto, além de dados morfológicos como altura de planta, diâmetro, volume de copa entre outros.

Os estudos da translocação e alocação de fotoassimilados em plantas iniciaram-se na década de 60, com o uso do carbono radioativo  $^{14}\text{C}$  (XAVIER et al., 2007; MAKKAR, 2008), contudo, problemas relacionados a legislação e risco de contaminação humana limitaram o uso dessa técnica. Nesse contexto, a utilização dos isótopos estáveis, por serem estáveis no ambiente substituíram o uso do radioisótopo  $^{14}\text{C}$  e passaram a ser uma boa ferramenta nos estudos, como marcadores naturais para indicação de processos metabólicos.

Como os frutos da figueira são comercializados na forma *in natura*, a sua qualidade interna e externa, assume grande importância. Dessa forma, maior conhecimento 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, este trabalho teve como objetivo avaliar o crescimento da figueira cv. Roxo de Valinhos em diferentes sistemas de cultivo e caracterizar a alocação de fotoassimilados, usando o isótopo estável  $^{13}\text{C}$  como traçador. Para atingir estes objetivos, o trabalho foi dividido em 2 capítulos, sendo o primeiro capítulo intitulado “CRESCIMENTO DA FIGUEIRA ‘ROXO DE VALINHOS’ EM DIFERENTES SISTEMAS DE CULTIVO” e o segundo capítulo intitulado “CARBONO-13 EM PARTIÇÕES DA FIGUEIRA ‘ROXO DE VALINHOS’”.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. A figueira

A figueira é chamada em espanhol de *higuera*, em francês de *figuier*; em árabe, *kerma*; em inglês, *common fig*; *fig* em italiano. É uma das frutas mais antigas de que se tem relato, visto que foi encontrada uma coleção de figos em uma pintura egípcia datada de 4500 anos A.C, pintura esta, que também menciona o Antigo Testamento da Bíblia Sagrada como sendo um dos quesitos de abundância da terra prometida. Assim como o óleo de oliva, os pães ázimos, o figo constitui um dos alimentos mais populares que sustentam a humanidade desde o começo de sua história (TOUS e FERGUSON, 1996).

Os figos foram provavelmente uma das primeiras frutas a serem secas e armazenadas pelo homem. O povo da cidade de Ática conhecida por seus figos considerava tal fruto como sendo sagrado, fato este que se difundiu para todos os países do Sudoeste da Ásia, no Egito na Grécia e na Itália (DOMINGUEZ, 1990).

No Brasil e provavelmente no estado de São Paulo, a figueira foi introduzida com o advento da primeira expedição colonizadora de Martin Afonso de Souza, no ano de 1532 (RIGITANO, 1955). Somente a partir de 1910, passou a ser cultivada comercialmente na região compreendida pelo antigo distrito de Valinhos, ainda pertencente na

época à cidade de Campinas. Hoje, o município de Valinhos é famoso e conhecido como a “Capital nacional do Figo Roxo”.

Penteado (1999) traz relatos de que o introdutor do Figo Roxo em Valinhos tenha sido o Sr. Lino Busatto, imigrante italiano, que chegou por volta de 1898, e teve a iniciativa de mandar vir de uma região da Itália, próxima ao Mar Adriático, algumas mudas de figueiras, que ao chegarem encontraram fácil adaptação; tratadas com cuidado, prosperaram e seus figos, de coloração roxo-escuro, tornaram-se desde então conhecidos como ‘Roxo de Valinhos’.

A figueira é uma planta de folhas caducas, nativa da região Mediterrânea, onde predomina o clima subtropical temperado, que permite uma boa adaptabilidade climática, sendo encontrada tanto nas regiões subtropicais quentes como nas regiões de clima bem temperado, contudo segundo Penteado (1999), as melhores condições para a cultura são o inverno frio, chuvas bem distribuídas e umidade atmosférica baixa.

A figueira comercialmente cultivada possui o nome botânico de *Ficus carica* L., apresenta um número diplóide ( $2n$ ) de cromossomos igual a 26 e pertence a família botânica, das Moráceas, que inclui 60 gêneros e mais de 2000 espécies de árvores, arbustos, trepadeiras e pequenas ervas. O gênero *Ficus* engloba cerca de mil espécies, sendo muitas destas largamente usadas como plantas ornamentais. Pertence ao subgênero *Eusyce*, que é caracterizado por apresentar flores unissexuais e por ginodioicismo (PAPADOPOULOU et al. 2002; SADDER e ATEYYEH, 2006).

Segundo Dominguez (1990), por ser uma espécie muito difundida e estar cultivada em distintas situações, pode existir uma ampla gama de variedades, com morfologia e aspectos de árvores diferentes quanto ao comportamento natural, podendo em zonas favoráveis alcançar de 8 a 10 metros de altura. Contrariamente, não passa de formas arbustivas em zonas consideradas desfavoráveis com invernos e secas prolongadas que condicionam o mau crescimento.

Em São Paulo, no entanto, as técnicas culturais utilizadas, especialmente as podas anuais de inverno, condicionam as plantas a um porte arbustivo, com longevidade econômica de cerca de 30 anos, longevidade esta, considerando um pomar bem manejado e sem a incidência de nematóides ou brocas.

Seus ramos, normalmente possuem um grande diâmetro nos países europeus, contudo no Brasil são considerados finos, estão cobertos por uma casca fina e sem rugosidades, que em princípio são verdes, tornando-se de coloração cinza pálida. Todas as partes verdes da planta contém um látex leitoso de coloração esbranquiçada, que se espessa quando em contato com o ar (KANG et al., 2000). Nesse látex existe uma enzima proteolítica denominada de ficina, que causa irritação na pele, quando em contato com a mesma, principalmente durante a desbrota e a colheita e embalagem dos frutos (KIM et al., 2003).

O sistema radicular da figueira caracteriza-se como fasciculado. Não havendo predominância de uma raiz principal, tendo várias em torno do tronco, com disposição radial e facilmente visível em exemplares adultos. As raízes são bastante superficiais, fibrosas, abundantes e muito frágeis, por volta de 80% delas se encontram nas profundidades entre 20 e 45 cm. Utilizando-se cobertura morta para a proteção do solo, podem apresentar raízes com comprimento superior a 8 metros (ATZMON e HENKIN, 1998). O sistema radicular da figueira é considerado um órgão de extrema importância, pois é ele quem armazena as reservas (carboidratos), durante o inverno, período em que a planta permanece em repouso vegetativo (MATSUURA et al., 2001).

O tronco possui formação muito variada e madeira pouco densa. A inserção dos ramos primários, secundários e ramos produtivos são grossos, com tendência a formar arcos, contudo são pouco visíveis no sistema de produção que exige podas drásticas.

As folhas da figueira são grandes, palmadas, alternas e com grandes estípulas. Inserem-se em um pecíolo largo e grosso. Seu contorno está marcado por um número de lóbulos interiores entre três e sete, profundamente marcados, que, segundo Dominguez (1990), servem de base para definir varietalmente uma planta.

Apresentam coloração verde intenso e brilhante, são ásperas ao tato por sua pilosidade rígida. Existem variedades praticamente isentas de aspereza, recordando as outras espécies de figueiras, dando por esse motivo bases para sua classificação varietal. As nervuras principais são também em forma palmadas, muito marcadas assim como as nervuras secundárias, a coloração é menos intensa do que a coloração da folha, porém contém a mesma aspereza (FERGUSON et al., 1990).

Para Condit (1947), as gemas frutíferas e vegetativas são grandes e muito pontiagudas, aparecem nos ramos, junto às axilas das folhas, durante a fase vegetativa



(crescimento), em geral as figueiras apresentam duas séries de gemas frutíferas em cada nó, o que pode resultar em duas colheitas distintas (principal e brebas) .

As flores da figueira apresentam características particulares, sendo unissexuadas (BERG, 2003). As flores femininas se encontram repartidas dentro de um receptáculo carnosos e lobular, cuja única saída para o exterior é o ostíolo onde se inserem as flores masculinas pomologicamente chamadas de sicônio, que nada mais é do que o próprio figo, havendo duas distintas formas de plantas, o caprifigo, que é monóico, e o figo, que é pistilado (DATWYLER e WEIBLEN, 2004). As flores do figo são pequenas, pediceladas, hipóginas e com perianto simples pentapartido. Existem três tipos de flores: as pistiladas (femininas) com estilo curto, as pistiladas femininas com estilo longo e as estaminadas (masculinas) (WEIBLEN, 2000).

De acordo com Pereira e Nachtigal (1999), ambas as flores pistiladas são simples, carpeladas e com um estigma bifido. As flores pistiladas (femininas) de estilo curto apresentam um ovário, aproximadamente, globoso e um estilo com cerca de 0,7 mm de comprimento, sendo adaptadas a ovoposição da vespinha-do-figo (*Blastophaga psenes*, Cavalini). As flores de estilo longo apresentam um ovário mais ou menos ovóide ou elipsóide e o estilo com 1,75 mm de comprimento, não adaptado a ovoposição da vespinha-do-figo.

O tipo de fruto é o sicônio, ou seja, um fruto carnosos agregado, no qual os ovários são originados de um aumento na cavidade do receptáculo (a fruta, comumente chamada de figo, não é, pois um fruto, mas uma infrutescência). Na parte terminal do fruto existe um orifício, que liga a cavidade do receptáculo com o exterior (SIMÃO, 1971).

Os frutos verdadeiros da figueira são os aquênios, que se formam pelo desenvolvimento dos ovários. Os aquênios normais apresentam um embrião envolvido pelo endosperma e pelo tegumento. Os figos não polinizados podem apresentar aquênios com o ovário esclerificado, porém oco. A parte succulenta do figo comestível consiste, principalmente, de tecido parenquimatosos dos órgãos florais, cujas células se tornam maiores e armazenam substâncias de reserva.

O cultivo desta importante fruteira, no Brasil baseia-se unicamente na plantação de um único material, a cultivar Roxo de Valinhos. É uma variedade muito cultivada e conhecida em outros países, com as seguintes denominações: San Piero, Borwn Turkey,

Negro Largo, Douro Blank, Negro d’Espagne, Aubique Nooire, Portugal, Albicone, Rubicone e Brunswick.

A cultivar Roxo de Valinhos é caracterizada como do tipo comum, formada partenocarpicamente, dispensando o estímulo da caprificação (polinização) e da formação de sementes. O figo é uma fruta de tamanho grande, quando destinada ao consumo “in natura”, podendo pesar de 70 a 100 gramas, formato piriforme alongado, com pedúnculo curto. Na parte basal do fruto fica o ostíolo, conhecido como “olho” do figo, muito aberto, podendo apresentar o inconveniente de facilitar a entrada de fungos e insetos.

Quando maduro, a coloração externa é roxo-escuro e a polpa, rosada-violácea, apresentando uma cavidade central ampla (RIGITANO, 1955). Os figos quando maduros são destinados ao mercado de mesa; o figo meio maduro, para a produção do doce de figo, os figos verdes pesando por volta de 20 a 30 gramas são empregados para produção de doces cristalizados ou compotas, para fins de industrialização, outros tipos como: “inchado”, constituído por figos já bastante desenvolvidos, pesando 40 a 50 gramas e apresentando início de coloração roxo-avermelhada.

Para Penteado (1999), a colheita deve ser realizada no estágio de maturação designado de verde-arroxado, porém fisiologicamente maduros, ou seja, quando se apresentam completamente inchados, com coloração verde-escuro modificada para roxo-bronzeado, estando na fase inicial de perda de consistência firme. O ‘Roxo de Valinhos’ quando maduro, deteriora-se com facilidade, principalmente quando amadurece em épocas chuvosas e quentes, por isso deve ser colhido logo que atinja o ponto de maturação, também designado “de vez”.

## **2.2. Ecofisiologia da Figueira**

Quanto à ecofisiologia da figueira pode-se dizer que é uma árvore pouco exigente em solos, cresce bem em lugares pedregosos, áridos e até em solos pouco profundos, no entanto prefere solos com boa permeabilidade, férteis e bem drenados, porém de maneira geral, os solos mais apropriados são os solos areno-argilosos, bem drenados e com bom teor de matéria orgânica (BOLIANI e CORRÊA, 1999). Para produzir frutos de

qualidade requer solos ricos em cálcio e que não sejam excessivamente úmidos. Desenvolve-se bem em solos arenosos de pH ligeiramente ácido a neutro (sendo o ideal para a cultura em torno de 5,6 a 6,8.) A figueira adapta-se bem a diversos tipos de solos,

Dominguez (1990) relata que a aeração dos solos é fundamental, pois a figueira é uma planta muito sensível às podridões radiculares, não suportando solos encharcados, porém é uma planta bastante resistente a salinidade, podendo em situações limites de produção suportar águas que contenham até 2 g de cloreto de sódio/litro de água.

O sucesso da cultura é limitado mais pelas baixas temperaturas de inverno que pelas altas temperaturas de verão, pois as plantas estão sujeitas aos danos causados pelas geadas, principalmente no estágio vegetativo, resistindo bem quando em dormência (SIMÃO, 1998).

Entre os fatores climáticos merecem destaque a temperatura, precipitação, vento, umidade relativa e luz. A figueira tolera temperaturas de 35 a 42 °C. Temperaturas acima de 40° C antecipam a maturação dos frutos, alterando também a consistência da casca, que fica dura e coriácea (SIMÃO, 1998).

Nos trópicos, as plantas se desenvolvem rapidamente, porém só produzem bem em altitudes entre 900 e 1500 m. Figs do tipo comum crescem bem em regiões subtropicais ou considerados semitemperadas. Simão (1998) reporta que a figueira adulta resiste bem a temperaturas até -1,5° C, entretanto os brotos são bastante sensíveis. A exigência em frio hibernar para quebra de dormência das gemas varia de 100 a 300 horas de frio (abaixo de 7,2° C). Apesar disso, há boa adaptação da figueira em regiões de clima quente, com a vantagem adicional de se poder produzir frutas durante o ano todo, visto que a irrigação e a poda condicionam a frutificação. Nas regiões quentes, as safras são maiores e os figos, mais doces.

A cultura exige, no período vegetativo, chuvas frequentes e bem distribuídas, sendo adequadas precipitações em torno de 1200 mm anuais. Antunes et al. (1997) relata que o emprego da cobertura morta do solo do pomar permite preservar a umidade do solo, fundamental para o bom desenvolvimento da figueira. Em locais com precipitações irregulares, pequenas estiagens são sentidas pelas plantas, causando a queda das folhas, com prejuízos à produção, sendo neste caso, necessário o emprego da irrigação. Por

outro lado, a alta umidade pode predispor as frutas ao ataque de doenças bem como causar rachaduras nas frutas quando estas se encontram no estágio de maturação (SIMÃO, 1998).

Com relação aos ventos, os mesmos não costumam causar danos à figueira, a não ser quando excessivamente fortes. Durante o desenvolvimento dos figos até a época de maturação, ventos fortes causam o contato das folhas com os frutos, produzindo nestes grandes escoriações, que os depreciam (PEREIRA, 1981). Nos locais muito sujeitos aos ventos fortes, pode-se recomendar a instalação de quebra-ventos.

A figueira em ambiente altamente iluminado, apresenta um crescimento vigoroso e produz frutos de excelente qualidade. A coloração e a forma dos frutos são afetados principalmente pelo clima (luz, temperatura, umidade) (SIMÃO, 1998).

### **2.3. Fotossíntese e Reserva**

Dos fatores envolvidos na produtividade agrícola, a fotossíntese é um dos mais determinantes. A elevação das taxas de fotossíntese depende, dentre outros fatores, do máximo aproveitamento da luz disponível, o qual pode ser obtido por tratos culturais e manejos. As formas de manejo influem no número de plantas da população adequadas ao objetivo da exploração, arranjos foliares mais erectófilos, disposição das linhas de plantio na direção norte-sul e técnicas de manejo da copa, tais como podas, desfolhamento e modificação da arquitetura da planta (JACKSON, 1980; BERNARDES, 1987; ESCUDERO et al., 2008).

A produtividade é influenciada por características morfológicas e fisiológicas da fonte (órgãos fotossintetizantes) e do dreno (órgãos consumidores dos metabólicos fotossintetizados e carboidratos principalmente). Toda produção de fitomassa depende da atividade fotossintética da fonte, sendo a assimilação do CO<sub>2</sub> um dos muitos fatores que influenciam o crescimento e desenvolvimento vegetal (FOYER e GALTIER, 1996; YANO et al., 2002). Desta forma, buscar mais informações sobre a fisiologia da fonte torna-se de fundamental importância, e uma forma muito utilizada para estudá-la é por meio de medidas de trocas gasosas.

Os açúcares provenientes da fotossíntese agem como substrato para o metabolismo energético e biossíntese de hidratos de carbono, fornecendo condições de

crescimento e desenvolvimento aos tecidos dreno. Além disso, os açúcares podem funcionar como mensageiros secundários assegurando que a planta continue a se desenvolver, mesmo após estresses bióticos ou abióticos (HAMMOND e WHITE, 2008).

O amido e a sacarose são fotossintatos de grande importância acumulados pelas plantas. O amido é o carboidrato de reserva mais abundante nas plantas e, é encontrado em folhas, diferentes tipos de hastes e raízes, assim como em flores frutos e sementes, onde é utilizado como fonte de energia durante períodos de dormência, estresse ou início de crescimento (LAPOINTE, 1998; ZHOU et al. 2001).

Alguns autores descrevem o amido como sendo a principal reserva de carbono utilizado na síntese de sacarose, um açúcar predominante em frutas após o amadurecimento (BERNARDES-SILVA et al., 2003). As conversões de amido para açúcar ocorrem em ocasiões de crescimento vegetativo intenso, quando as reservas são usadas para suportar a atividade meristemática de ápices caulinares e também o crescimento de frutos (PRIESTLEY, 1963). Em embriões de legumes a sacarose é o açúcar primário que é capturado por sistemas saturados e insaturados (ZAMSKI, 1995), sendo a sacarose, o principal fotossintato translocado (HARTT e KORTSHACK, 1964; HU et al., 2000), em plantas superiores a partir dos tecidos fonte para os tecidos drenos para promoção do desenvolvimento da planta (ECKARDT, 2003).

Os solutos translocados no floema são principalmente carboidratos, sendo a sacarose o açúcar mais comumente translocado. Nos drenos, os açúcares transportados, são alocados para os processos de crescimento ou reserva (COLL et al., 2001; KOZLOWSKI e PALLARDY, 1997; PIERRE et al., 2010). O transporte de fotoassimilados até os vasos transportadores é realizado em forma de sacarose, ou de compostos provenientes da rafinose, dependendo da espécie da planta e do tipo de carga e descarga do floema (via simplasto e apoplasto) (TOFIÑO et al., 2006).

A luz é importante para a produção de frutos, pois todas as fases do crescimento da planta e dos frutos e o desenvolvimento de gemas floríferas requerem carboidratos que são produzidos pela fotossíntese nas folhas (RAJAPAKSE et al., 1999; MARINI, 2002). Na transição para o florescimento ocorre aumento no suprimento de carboidratos nas gemas vegetativas pelo aumento da atividade fotossintética e hidrólise do

amido. A sacarose é acumulada no meristema para o fornecimento de energia para o processo de ativação mitótica (BODSON e OUTLAW JUNIOR, 1985; KLAGES, et al., 2001).

O sombreamento leva à redução da fotossíntese total da planta, pois, folhas sombreadas apresentam menores taxas fotossintéticas e assim contribuem menos ou negativamente para a produção da planta do que as folhas expostas ao sol. Folhas de sol caracterizam-se, entre outras, pelo maior teor de clorofila e rubisco, maior densidade estomática, menor área foliar e maior peso de folha por superfície (BERNARDES, 1987; LARCHER, 2000; ALMEIDA et al., 2004).

Em experimento realizado por Caetano et al. (2005) a penetração da radiação na copa das figueiras foi avaliada nas leituras do fluxo de fótons fotossintéticos ( $\mu\text{mol.m}^2.\text{s}^{-1}$ ), onde se observou redução linear no fluxo de fótons fotossintéticos ( $Y = -60.192 X + 2321$ ,  $R^2 = 0,94$ ) no interior da copa das plantas com o aumento do número de ramos produtivos conduzidos, o que indica a ocorrência de auto-sombreamento. O aumento do número de ramos conduzidos não elevou a produtividade de figos verdes de forma crescente, pois o auto-sombreamento proporcionado por uma estrutura de copa com mais ramos diminuiu o número de frutos formados. A maior produtividade observada de figos verdes foi obtida quando as plantas foram conduzidas com 24 ramos, sendo que, neste tratamento, a área foliar média de cada planta foi de  $6,2 \text{ m}^2$ .

A produção fotossintética não aumenta indefinidamente com o IAF (Índice de Área Foliar), sendo limitada pelo sombreamento que as folhas superiores exercem sobre as inferiores. O auto-sombreamento no dossel provoca decréscimo na taxa fotossintética média em função do aumento do IAF e reduz a formação de gemas reprodutivas (JACKSON, 1980; BERNARDES, 1987; LUCCHESI, 1987; KRUGER e VOLIN, 2006).

A poda insuficiente em fruteiras resulta em aumento da estrutura vegetativa da planta, este crescimento causa alto sombreamento e as gemas frutíferas param de se desenvolver. Desta forma, em poucos anos, as gemas frutíferas se desenvolverão somente no topo e laterais da planta onde há incidência da luz solar. Quando se poda uma larga porção das folhas e ramos dentro da copa, aumenta-se a penetração da luz solar, que promove o desenvolvimento de gemas frutíferas no interior da área da planta (KADIR, 2003). A

utilização da poda permite, portanto, adequar a copa da planta para obtenção de máxima produtividade e qualidade do produto colhido.

Os estômatos atuam como reguladores da perda de água pela transpiração, respondendo ao déficit hídrico com a alteração da abertura do poro a uma faixa crítica de valores do potencial hídrico foliar (LARCHER, 2000; McMURTRIE et al., 2008).

A condutância estomática varia com a espécie/cultivar, a idade da folha e com o pré-condicionamento das plantas (DAÍ et al., 1992). Essas variações afetam o uso da água, haja vista que a taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> e de transpiração respondem diferentemente à abertura dos estômatos (MACHADO e LAGÔA, 1994).

A transpiração resulta da difusão de vapores de água através dos estômatos abertos, mas quando estes estão fechados, se estabelece nas plantas certa resistência à perda de água, com reflexos sobre as atividades metabólicas (WARREN, 2006). Calbo e Moraes (1997) observaram que a transpiração de folhas de plantas de buriti (*Mauritia vinifera* Mart.) foi reduzida a 10%, após o sexto dia de suspensão da irrigação, e que a condutância estomática atingiu valor próximo de zero, indicando haver certa correlação entre essas variáveis biofísicas.

No caso das plantas frutíferas, o fruto é o dreno de importância econômica, de forma que a relativa partição de matéria seca direcionada para o fruto irá determinar, em parte, a sua qualidade final. Contudo, o potencial da quantidade de fotoassimilados que podem ser transportados para os drenos está diretamente ligado à atividade fotossintética de uma fonte produtora de fotoassimilados (ZAMSKI, 1996; HELLMANN et al., 2000).

Segundo Larcher (2000), em espécies lenhosas, a formação das flores, a frequência do florescimento, a quantidade de frutos e o amadurecimento das sementes são regulados por uma combinação de fatores nutricionais, alocação de assimilados e mecanismos endógenos de controle.

Toda produção de biomassa depende da fotossíntese. Plantas assimilam o CO<sub>2</sub> da atmosfera e reduzem ao nível de triose-fosfato, a qual pode então ser usada para produzir carboidratos, principalmente sacarose e amido. A assimilação fotossintética do carbono é apenas um dos fatores que influenciam o crescimento e desenvolvimento da planta. Outras etapas críticas são a síntese e transporte de sacarose, a

partir do mesófilo foliar, o carregamento do floema e a partição na planta (FOYER e GALTIER, 1996; ROITSCH et al., 2000).

Segundo Pimentel (1998) quando o carbono é fixado no cloroplasto, por plantas do ciclo fotossintético  $C_3$  cerca de 70 a 80% da triose-P formada é reciclada para a regeneração da enzima de carboxilação (ribulose-1,5 difosfato), sendo o restante utilizado para a síntese de amido (transitório) no cloroplasto e outros carboidratos solúveis no citossol ou vacúolo. Estes apresentam diferentes funções fisiológicas como armazenamento, translocação e utilização do carbono, além de promover a proteção da planta a vários tipos de estresses, como por exemplo, à salinidade, à seca e as altas e baixas temperaturas.

As fontes normalmente são órgãos que atingiram um grau de desenvolvimento que lhes permite absorver quantidades adequadas de água e nutrientes pela corrente transpiratória e ter uma fotossíntese líquida capaz de torná-los autotróficos, enviam fotoassimilados para drenos com os quais mantêm relações vasculares diretas (PRESTON, 1998).

Na transição da folha de um órgão dreno para fonte, mudanças ontogênicas ocorrem durante o desenvolvimento, como reflexo da interação da planta com as condições ambientais (BANCAL e SOLTANI, 2002). O início da fotossíntese, durante a ontogênese da folha, requer a coordenação de numerosos eventos, que são modificados por controles endógenos e ambientais. Dois eventos assumem importância primordial nas interações fonte-dreno: o primeiro está relacionado com desenvolvimento da capacidade fotossintética da folha e o segundo com os comportamentos como importadores ou exportadores dos tecidos, associados às mudanças no metabolismo dos carboidratos (MOHAPATRA et al., 2004).

O desenvolvimento da capacidade fotossintética está associado com a emergência da folha, que após a sua emergência, a folha intercepta a luz e muito rapidamente os pigmentos são sintetizados. Na ausência de luz não ocorre a síntese de pigmentos fotossintéticos. Embora exista considerável variação entre espécies, o máximo da capacidade fotossintética ocorre antes ou no momento da plena expansão da folha, freqüentemente antes do conteúdo máximo da clorofila ter sido atingido, podendo ser citado o exemplo da beterraba



onde suas folhas atingem o máximo de sua capacidade fotossintética quando apresentam apenas 22% de seu comprimento final (FOYER e GALTIER, 1996).

A maioria dos carboidratos acumulados nos sítios de estocagem é translocada durante a estação de crescimento e este fenômeno está associado à presença de drenos fortes. A sacarose é o carboidrato mais comumente translocado (pelo floema) entre as fontes, órgãos exportadores de C e os drenos, órgãos consumidores de C.

Em relação à fonte, de acordo com Pimentel (1998), as plantas que apresentam uma grande área foliar podem interceptar mais energia luminosa, porém também apresentarão uma grande superfície de transpiração, o que é indesejável principalmente para plantas  $C_3$  que têm baixa eficiência no uso da água. Como a energia luminosa não é um fator limitante para a agricultura em regiões tropicais, deve ser feita a seleção de plantas que apresentem menor área específica de folhas, ou seja, plantas com maior peso de folha por unidade de área. Como a atividade fotossintética é função do número de cloroplastos, seja disposta horizontalmente (maior área foliar) ou verticalmente (maior espessura e área específica), uma folha mais espessa e menos larga manterá com isso, alta atividade fotossintética por unidade de área, com menor superfície de transpiração, o que permitiria o adensamento de plantio.

Os fotoassimilados seguem pelo floema por fluxo de massa até a região do dreno. Existe uma pressão entre a fonte e o dreno, gerada pelo carregamento de sacarose na fonte e descarregamento no dreno (COLL et al., 2001; HOPKINS, 1995). O carregamento de sacarose na fonte provoca um aumento no potencial osmótico, levando à entrada de água, conseqüentemente aumento do potencial de pressão. No dreno, o descarregamento de sacarose leva a uma redução no potencial osmótico com a conseqüente saída de água e redução do potencial de pressão. Deste modo, forma-se um gradiente de pressão entre a fonte e o dreno que determina o transporte da seiva por fluxo de massa (TAIZ e ZEIGER, 2004). A importância relativa dos drenos muda ao longo do ciclo da planta de acordo com a distribuição espacial dos tecidos em crescimento, durante a fase vegetativa os meristemas apical e radicular são mais importantes, mas durante a fase reprodutiva os frutos se tornam os drenos preferenciais (HOPKINS, 1995).

Lai et al. (1988) relatam que não foi observada a translocação dos fotoassimilados produzidos pela folha do nó 19 em plantas de kiwi, que apresentavam 49% de

expansão da área foliar total, sugerindo que nesta fase de seu desenvolvimento esta folha não estaria atuando como uma folha fonte, e sim ainda como um possível dreno. Folhas com 64% de expansão total de sua área foliar já atuavam como exportadoras de fotoassimilados. Ainda os mesmos autores citando Watson e Bowers (1965), reportam que folhas da maioria das plantas tornam-se exportadoras de fotoassimilados a partir de 1/3 a 50% de seu pleno desenvolvimento final (tamanho). Contudo, em cerejeira (*Prunus cerasus* L.), Flore e Layne (1999) relataram que as folhas das brotações terminais só começaram a exportar fotoassimilados 17 dias após sua emergência, quando apresentavam 27% do total de peso de matéria seca da folha.

Matsuura et al. (2001) trataram folhas de figueira com  $^{13}\text{C}$  em diferentes alturas do ramo e fases de desenvolvimento dos frutos e verificaram que a maior parte dos fotoassimilados produzidos pelas folhas da base dos ramos foi armazenada nos frutos da axila dessas folhas e na base dos ramos, enquanto os produzidos pelas folhas da parte mais apical do ramo foram armazenados nas folhas e grande parte direcionados para os ápices dos brotos, indicando forte concorrência entre o crescimento vegetativo e a formação de frutos.

Nos tecidos fotossinteticamente ativos, como folhas maduras, a produção de carboidrato é maior do que a sua necessidade para manutenção do metabolismo e crescimento, desta forma, exportam excedentes, na forma de sacarose, para tecidos que são fotossinteticamente menos ativos ou inativos, como folhas jovens, raízes, frutos ou ramos (DANTAS et al., 2007).

Pigé et al. (2001) avaliaram os parâmetros de troca de carbono em folha e frutos de ramos de figueira com 1 ano de idade durante a estação primavera-outono e observaram que a taxa de fotossíntese líquida variou de 15 a 20  $\text{mmol CO}_2 \text{ d}^{-1} \text{ AGM}^{-1}$  sendo que também os frutos em sua fase inicial de desenvolvimento assimilaram uma pequena taxa de  $\text{CO}_2$ , evidenciando com isso sua contribuição na relação fonte-dreno. Os mesmos autores apontam valores de radiação fotossinteticamente ativa entre 750 e 800  $\mu\text{mol photons. m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , faixa na qual ocorreu a máxima assimilação líquida de  $\text{CO}_2$ .

Em trabalho realizado por Silva et al. (2008a) os valores das trocas gasosas e assimilação líquida de  $\text{CO}_2$  em Botucatu/SP, no mês de março de 2007, foram de 12 a 16  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , corroborando com os dados apresentados por Pigé et al. (2001). Sendo a

figueira uma planta de clima temperado, que adaptou-se muito bem ao clima da região não apresentando diferenças significativas de fotossíntese. A variação sazonal da taxa de fotossíntese e da condutância dos estômatos em espécies arbóreas, como a figueira nas regiões tropicais, está relacionada com as condições de déficit de pressão de vapor, temperatura do ar e principalmente, umidade do solo, além das características de cada estação do ano.

## **2.4. Translocação de fotoassimilados**

As interações fisiológicas existentes entre os órgãos vegetais capazes de exportar carboidratos (fontes) e os órgãos que demandam estes compostos (drenos) são conhecidas como relações fonte-dreno. Tais relações são importantes no desenvolvimento das plantas, pois influenciam na sua produção e no tamanho dos frutos (MINCHIN et al., 1997). Os principais carboidratos acumulados são amido e açúcares solúveis redutores e não redutores, sendo a sacarose o principal açúcar não redutor, mobilizado nos processos de transporte na direção fonte-dreno.

A maioria dos carboidratos acumulados nos sítios de estocagem é translocada durante a estação de crescimento e este fenômeno está associado à presença de drenos fortes. A sacarose é o carboidrato mais comumente translocado (pelo floema) entre as fontes (órgãos exportadores de C) e os drenos (órgãos consumidores de C) (JACKSON, 2003).

Em outras espécies frutíferas como as Rosáceas, Buckhout e Tubbe (1996) relatam que os carboidratos solúveis (frutose, glicose, sacarose e sorbitol) têm importância na regulação osmótica. A dinâmica da água nos tecidos está muito relacionada com a dinâmica dos carboidratos solúveis, embora a movimentação passiva destes também ocorra a pequenas distâncias por meio da difusão simples ou difusão facilitada por proteínas transportadoras da membrana. Eles podem ser estocados como a sacarose em quantidades importantes dentro dos vacúolos (YAMAKI, 1982).

Nas frutíferas temperadas como a pêra, o sorbitol é o açúcar de translocação mais importante (OLIVEIRA e PRIESTLEY, 1988). Este exerce o mesmo papel que a sacarose em outras espécies, como forma de transporte dos produtos da fotossíntese desde as folhas até outros órgãos através da seiva do floema (MOING et al., 1992), onde

podem estar em quantidades equivalentes ou superiores a sacarose (BIELESKI, 1982).

A temperatura exerce influência sobre o transporte no floema. A primeira resposta da planta às baixas temperaturas é a inibição do transporte, porém, a retomada do fluxo pode acontecer completamente mesmo sob a continuidade das baixas temperaturas. A ação da baixa temperatura no transporte, possivelmente, está relacionada com a alteração da viscosidade da solução de carboidratos. Após vários tratamentos com baixas temperaturas, algumas plantas podem se tornar insensíveis às variações térmicas impostas, tornando-se adaptadas às novas condições de crescimento. O resfriamento lento parece induzir mudanças na natureza do fluxo, causando re-direcionamento para vários drenos na planta (THORPE e MINCHIN, 1996).

De acordo com Rakngan (1995) nas gemas de pereiras do cultivar Nijisseiki houve aumento na concentração de açúcares quando as plantas entram em repouso e diminuem antes ou durante a brotação. Em experimento realizado por Herter et al. (2002) observou-se que os níveis de carboidratos em gemas floríferas de pereira japonesa submetidas à flutuação térmica durante o período de dormência não apresentaram diferenças, exceto quanto ao sorbitol, que foi considerado o principal açúcar de translocação em pereiras cv. Nijisseiki.

Assim como a figueira, o caquizeiro é uma espécie lenhosa que para Mowat e George (1994), apresenta alternância entre períodos de crescimento e dormência, de acordo com a sazonalidade climática nas diferentes regiões onde é cultivado. Na estação de crescimento, ocorre o alongamento das brotações e a expansão foliar, cujo desenvolvimento se completa pouco antes do florescimento. Durante o período de atividade fotossintética, o eventual excedente em compostos fotoassimilados produzidos pela planta fica também imobilizado na forma de carboidratos insolúveis em órgãos aéreos e subterrâneos da planta, sendo, então, mobilizados gradativamente em carboidratos solúveis durante o período de dormência (MOWAT e GEORGE, 1994).

Com o fim da dormência, essa mobilização é acelerada, sendo os carboidratos solúveis conduzidos para as gemas em brotação que, por sua vez, formarão novos ramos e folhas; posteriormente, as flores e os frutos são supridos, seguidos pelo câmbio, por novas gemas em formação e, finalmente, pelos tecidos que servem como depósito de carboidratos em órgãos subterrâneos e aéreos da planta (WARDLAW, 1990; LARCHER,

2000). O amido é o principal carboidrato de reserva do caquizeiro, sendo facilmente mobilizado para formas solúveis durante o seu desenvolvimento (MOWAT e GEORGE, 1994). A época da mobilização dos carboidratos presentes nos órgãos lenhosos da planta está diretamente ligada aos eventos climáticos, sobretudo à temperatura, tendo grande importância nos estudos de adaptação de frutíferas de clima temperado (HERTER et al., 2001). A intensidade dessa mobilização influencia, por sua vez, no desenvolvimento fenológico da planta, como no crescimento de ramos, no florescimento e na produção de frutos (LIU et al., 1999; LARCHER, 2000).

Embora, 25 dias depois do surgimento da brotação, novas brotações e raízes exibissem relativamente nos órgãos velhos (maduros) um elevado excesso de % átomos  $^{13}\text{C}$ , as novas raízes retiveram altos níveis de  $^{13}\text{C}$ , após 45 dias da pausa da brotação, embora o excesso de átomos (%)  $^{13}\text{C}$ , em ramos de 1 e 2 anos de idade e raízes de diâmetros maiores, drasticamente decresceram durante os primeiros 25 dias depois do rompimento da brotação.

Além disso, o decréscimo significativo nos níveis de átomos  $^{13}\text{C}$  no tronco e nas raízes de tamanho intermediário (médias) ocorreu entre 25º e 45º dia depois do surgimento das brotações. O excesso de átomos (%)  $^{13}\text{C}$  em novas brotações foi menor nas partes mais altas da planta do que em partes baixas, 45 dias depois da brotação. Neste caso, observou-se que o crescimento de novas brotações e raízes na primavera, dependeu principalmente das reservas de carboidratos dos ramos mais velhos e próximos a brotação e raízes de tamanhos maiores no mínimo 25 dias depois do rompimento da brotação. Subseqüentemente, para os próximos 20 dias, novos crescimentos contam com as reservas armazenadas no tronco e nas raízes de médio tamanho (MATSUURA, et al., 2001).

Nota-se nos dados de Matsuura et al. (2001), que o sistema radicular é um dos principais órgãos de reserva da planta, sendo o mesmo quem fornece o aporte de reservas necessárias para a brotação dos novos ramos e recuperação de todo o dossel do próximo ciclo, pois no sistema de produção brasileiro continuamente a planta se encontra em crescimento devido as podas anuais. Portanto, faz-se necessário dar condições de aeração adequada de solo, adubação equilibrada e irrigação para que as reservas acumuladas de sacarose, amido e outros garantam o surgimento de novos ramos, folhas e frutos.

Silva et al. (2008b), estudando a variação natural de carbono  $^{13}\text{C}$  constataram que as partes novas dos ramos do cultivar Roxo de Valinhos apresentaram valores

isotópicos médios de -28,41‰; -28,43‰ e -28,51‰, que indicaram maiores valores de  $\delta^{13}\text{C}$  nas folhas recém abertas, gema apical e frutos. O ramo 02 apresentou órgãos vegetais com valores isotópicos maiores quando comparado ao ramo 01, mostrando que este ramo possui uma idade fenológica maior entre a poda e época de coleta. Verificou-se que os frutos do ramo 2 apresentaram maiores valores de  $\delta^{13}\text{C}$  que as brotações, evidenciando tendências da relação fonte-dreno da planta. Considerando que a planta estudada possuía 7 anos de idade, ou seja, uma planta ainda jovem visto a idade que as figueiras podem alcançar, foi observado um pequeno gradiente da distribuição natural do valor  $\delta^{13}\text{C}$  com pequeno aumento nos tecidos novos (ramo – parte apical e radículas), entretanto, nos tecidos mais velhos da planta verificou-se predominância do  $^{12}\text{C}$ . Contudo, o valor isotópico médio  $-28,94 \pm 0,361\text{‰}$  observado nos resíduos de poda, diferiu destes valores, pelo fato do agrupamento equivaler a resíduos de tecidos vegetais de podas sucessivas dos últimos 5 anos.

## 2.5. Isótopos e sua Utilização

Os isótopos são elementos naturais que apresentam em sua constituição o mesmo número atômico, porém com números de massa diferentes, ou seja, apresentam o mesmo número de prótons e elétrons e diferentes números de nêutrons, ocupando o mesmo lugar na tabela periódica. Dessa forma, os isótopos apresentam as mesmas propriedades químicas, sendo classificados em radioativos ou estáveis.

Os elementos naturais que constituem os isótopos estáveis não possuem as propriedades de emissão de radiações e são caracterizados pela sua abundância natural, expressa na unidade átomos %. Exemplos:  $^{12}\text{C}$  (98,89%) e  $^{13}\text{C}$  (1,11%);  $^{14}\text{N}$  (99,6337) e  $^{15}\text{N}$  (0,3663%); e  $^{16}\text{O}$  (99,796%) e  $^{18}\text{O}$  (0,204%) e o  $^1\text{H}$  (99,8844%) e  $^2\text{H}$  (0,1156%). A terminologia comumente empregada na determinação isotópica em amostras naturais e enriquecidas expressa-se pela linguagem delta per mil e por átomos por cento, respectivamente (BARRIER e PROSSER, 1996), citados por Vasconcellos (2001).

Os isótopos radioativos  $^{14}\text{C}$ , foram descobertos em 1940, sendo inicialmente utilizados em estudos sobre datação em arqueologia (Xavier et al., 2007). A aplicação do  $^{14}\text{C}$  no estudo sobre a fisiologia de plantas ganhou impulso a partir das décadas

de 50 e 60, permitindo o conhecimento mais aprofundado sobre a fotossíntese, translocação e alocação dos fotoassimilados e das relações fonte-dreno, em diversas espécies de plantas. Esses isótopos radioativos ou radioisótopos emitem partículas e/ou radiações ( $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  e raios x), os quais se desintegram, transformando-os em átomos de outro elemento ou do mesmo elemento. Uma importante unidade dos elementos radioativos refere-se à meia-vida do átomo, a qual se define como o tempo requerido para que a metade da população de um átomo se desintegre.

A determinação dos valores isotópicos, ou sinal isotópico nas diferentes espécies de plantas é conseguido a partir de amostras do material orgânico da planta, que são analisadas pelo equipamento conhecido como espectrômetro de massas de razão isotópica (Isotope Ratio Mass Spectrometry - IRMS). Neste sistema, de acordo com Ducatti (2007), a amostra e o padrão são admitidos na forma de dióxido de carbono e após a passagem por uma fonte de ionização, os feixes dos íons gerados são separados por um campo magnético de acordo com as suas relações massa/carga. Basicamente, compara-se a razão do  $^{13}\text{CO}_2$  (massa 45)/  $^{12}\text{CO}_2$  (massa 44) com uma amostra padrão. O resultado em termo de enriquecimento relativo ( ) da amostra em relação ao padrão é expresso em partes per mil (‰), conforme equação 1.

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

em que:  $R_{\text{amostra}}$  e  $R_{\text{padrão}}$  são as razões isotópicas 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 pequenas, costuma-se multiplicar a expressão por 1000, obtendo-se a terminologia em *delta per mil* [ $\delta\text{‰}(\text{amostra, padrão})$ ].

Os isótopos estáveis do carbono ( $^{12}\text{C}$  e  $^{13}\text{C}$ ) tornaram-se uma ferramenta muito útil na pesquisa sobre aspectos relacionados à fisiologia de plantas, uma vez que as razões entre estes dois isótopos podem auxiliar diretamente no estudo da fotossíntese, determinação dos ciclos fotossintéticos, translocação e alocação de carbono e estresse hídrico,

além de indiretamente servirem de base no estudo sobre o melhoramento de plantas tolerantes ao estresse hídrico e mesmo para trabalhos relacionados ao desbaste ou poda de plantas, notadamente de fruteiras (EHLERINGER et al., 1993).

De acordo com Ludlow et al (1976) aproximadamente 99% de todo carbono na natureza está na forma do isótopo  $^{12}\text{C}$  e apenas 1% estaria na forma do isótopo  $^{13}\text{C}$ . Estes dois isótopos estáveis do carbono se comportam de forma diferente nas reações físicas e químicas devido a sua diferença de massa atômica, resultando em proporções variáveis destes isótopos nos diferentes materiais. Para Schimel (1993) os isótopos estáveis são usados para seguir movimentos e transformações químicas em sistemas biológicos e ambientais, podendo ser introduzidos na planta, solo ou sistemas aquáticos e monitorados com grande sensibilidade e precisão por espectrômetros de massa.

As plantas em sua maioria podem ser classificadas quanto ao ciclo fotossintético em dois grupos principais: plantas do ciclo  $\text{C}_3$  e  $\text{C}_4$ , existindo também espécies chamadas de CAM, que não podem ser classificadas pelos critérios padrões nem como  $\text{C}_3$  nem como  $\text{C}_4$ , por terem características de ambos os grupos. Ambos os grupos apresentam diferenças na razão entre o  $^{12}\text{C}$  e  $^{13}\text{C}$  presentes em suas folhas, sendo estas diferenças reflexos dos processos de fracionamento isotópico, que determinam uma discriminação, contra o  $^{13}\text{C}$ , ocorrido durante a fotossíntese. Basicamente, nas plantas  $\text{C}_3$  estas discriminações ocorrem na difusão do  $\text{CO}_2$  pelos estômatos até os cloroplastos, pela ação da enzima de carboxilação (rubisco) e pela diferença nas concentrações externas e internas de  $\text{CO}_2$ . Nestas, a discriminação isotópica ocorre em maior valor pela ação da enzima rubisco, sendo que nesta fase a discriminação é contra o  $^{13}\text{C}$ .

Como resultado, espécies de plantas do ciclo fotossintético  $\text{C}_3$  apresentam valores na razão isotópica que variam de -22 a -34 ‰, tendo como média, valores na ordem de -27‰ (Farquhar, 1982; O'Leary, 1988). As plantas do ciclo  $\text{C}_4$  apresentam além das etapas citadas para as plantas  $\text{C}_3$ , discriminação isotópica na formação do  $\text{HCO}_3^-$  e sua incorporação pela PEP-carboxilase, além do fator  $\phi$  (vazamento) que representa a taxa de  $\text{CO}_2$  que escapa das células da bainha e podem ser ou não ser reincorporadas, ocorrendo nestas fases, discriminações a favor do  $^{13}\text{C}$ .

Dessa forma, o resultado do enriquecimento isotópico relativo ( $\delta^{13}\text{C}$ ) nas espécies do ciclo  $\text{C}_4$  variam de -9 a -16 ‰, com valores médios de -14‰ e as plantas



CAM utilizam a via C<sub>4</sub>, porém de uma forma distinta das plantas C<sub>4</sub>. As plantas C<sub>4</sub> fazem uma separação espacial dos eventos, enquanto as plantas CAM fazem uma separação temporal, dependendo da condição ambiental em que se encontram assumem comportamento de plantas com ciclo CAM obrigatório que apresentam valores isotópicos comparáveis ao das plantas do ciclo C<sub>4</sub> (-9 a -16 ‰) ou facultativas que apresentam valores de -20 ‰ a -15‰. (FARQUHAR et al., 1989; O'LEARY, 1993). Diz-se, portanto que plantas do ciclo fotossintético C<sub>3</sub> são mais pobres em <sup>13</sup>C em relação às plantas do ciclo fotossintético C<sub>4</sub>. E essa variação na quantidade de <sup>13</sup>C nas diferentes espécies (C<sub>3</sub> e C<sub>4</sub>), faz com as mesmas possuam um valor isotópico próprio.

Segundo Vasconcellos (2001), assim como no uso de isótopos radioativos, pode ser realizado o enriquecimento da fonte em termos de seus isótopos estáveis. Por exemplo, plantas colocadas em ambiente controlado, enriquecido em <sup>13</sup>CO<sub>2</sub>, produzirão fotoassimilados enriquecidos em <sup>13</sup>C, conseqüentemente alterando seu sinal isotópico e possibilitando sua determinação (direção de translocação) onde quer que estejam alocados. Dessa forma, podem-se usar os isótopos estáveis como “traçadores” ou “marcadores” à semelhança dos isótopos radioativos.

Para uma determinação quantitativa da translocação e alocação dos assimilados nas diferentes partes vegetais utilizando isótopos radioativos ou estáveis, o equilíbrio entre os assimilados marcados e os não marcados deve ser obtido, de forma que o tempo necessário para que ocorra este equilíbrio varie conforme a metodologia utilizada (DELEÉNS et al., 1994).

O equilíbrio entre compostos enriquecidos naturais segue o fenômeno de troca, que está baseado na aplicação da lei de diluição isotópica, utilizados nos estudos das reações de troca isotópica. Uma reação de troca isotópica é uma reação segundo a qual dois átomos com o mesmo número atômico, mas com número de massa diferente substituem-se mutuamente. Deste modo, a quantidade de um elemento marcado fixado em um órgão ou tecido, em um dado período de tempo, fornece uma estimativa de troca, ou do modelo de partição do referido elemento. Porém, a medida desta estimativa requer condições específicas para uma determinação precisa e exata. Para tanto, uma análise das medidas do isótopo marcado nos diferentes órgãos, durante o período de enriquecimento, acompanhado de uma análise compartimental, permite a elaboração de um modelo a partir do qual o tamanho dos

compartimentos e os parâmetros de transferência possam ser avaliados. O tempo da diluição isotópica também é importante, pois enriquecimento por longo tempo permite obter um equilíbrio de troca entre a fonte enriquecida e os vários órgãos ou tecidos, de forma que o fluxo do elemento marcado será proporcional ao do elemento não marcado (DELÉENS et al., 1994).

## **2.6. Fatores que afetam o crescimento das plantas**

Para o sucesso da atividade agrícola, é necessário o conhecimento dos fatores do meio físico que afetam os processos fisiológicos e fenológicos das plantas.

Segundo Taiz e Zeiger (2004), o crescimento de plantas é definido como o aumento irreversível de volume, sendo a expansão celular o maior componente do crescimento vegetal, governada pela pressão de turgor, ou seja, durante este processo as células das plantas aumentam várias vezes em volume e tornam-se altamente vacuoladas.

Para Benincasa e Leite (2004) o crescimento de uma planta resulta da interação de mecanismos físicos e bioquímicos bastante complexos, a maioria dos quais pouco esclarecidos ou mesmo desconhecidos. O crescimento envolve sempre desenvolvimento, e este, por sua vez significa mudança (s), nas relações internas de células, tecidos órgãos da planta inteira, em consequência, as relações com o meio externo também se modificam.

O crescimento (desenvolvimento) é um dos estádios do ciclo vital da planta e, depende da absorção e processamento do material absorvido como: água, energia, CO<sub>2</sub> e nutrientes do solo. A forma e a direção do crescimento dependem das interações entre o potencial genético da planta e o ambiente. O metabolismo de cada parte de uma planta depende das relações internas interagindo com o meio, com o qual troca matéria e ou/energia (BENINCASA e LEITE 2004).

A análise de crescimento de plantas baseia-se no fato de que cerca de 90% da matéria seca (MS) acumulada ao longo do seu desenvolvimento resulta da atividade fotossintética e, o restante, da absorção de nutrientes minerais. Dessa forma, é possível avaliar o crescimento final da planta como um todo e a contribuição dos diferentes órgãos no crescimento total das plantas (BENINCASA, 2003; BARCELOS et al., 2007). O acúmulo de

MS e sua distribuição na planta são processos importantes na definição da produtividade de uma cultura (TEKALIGN e HAMMES, 2005a; SILVA et al., 2009). Portanto, a análise de crescimento e o estudo da partição da MS entre os órgãos da planta geram conhecimentos que podem facilitar a tomada de decisões relativas ao manejo da cultura (CONCEIÇÃO et al., 2005; TEKALIGN e HAMMES, 2005b; POHL et al., 2009).

A análise de crescimento é um método de grande utilidade para a avaliação das diferenças no comportamento de cultivares influenciadas por práticas agronômicas, efeitos de competição ou climáticos e por fatores intrínsecos associados à fisiologia da planta (ANDRADE et al., 2005; GUIMARÃES et al., 2008).

Os princípios e as práticas da análise de crescimento têm como objetivo descrever e interpretar o desempenho de determinada espécie em ambiente natural ou controlado (LIEDGENS, 1993; BENINCASA, 2003). Normalmente, a mensuração sequencial do acúmulo de matéria orgânica, considerando-se a massa das partes secas da planta (frutos, caule, folhas e outros), é o fundamento da análise de crescimento (FONTES et al., 2005). No entanto, vários índices fisiológicos também são utilizados nessa análise, como índice de área foliar, taxas de crescimento da cultura, de crescimento relativo e de assimilação líquida (COSTA et al., 2003; FONTES et al., 2005; PÔRTO et al., 2005; MONTE et al., 2009).

Os índices envolvidos, determinados na análise de crescimento, indicam a capacidade do sistema assimilatório das plantas em sintetizar (fonte) e alocar a matéria orgânica nos diversos órgãos (drenos) que dependem da fotossíntese, respiração e translocação de fotoassimilados dos sítios de fixação de carbono aos locais de utilização ou de armazenamento, onde ocorrem o crescimento e a diferenciação dos órgãos. Portanto, a análise de crescimento expressa as condições morfofisiológicas da planta e quantifica a produção líquida, derivada do processo fotossintético, sendo o resultado do desempenho do sistema assimilatório durante certo período de tempo. Esse desempenho é influenciado pelos fatores bióticos e abióticos à planta (LARCHER, 2000).

A disponibilidade de radiação solar é um dos fatores que mais limitam o crescimento e desenvolvimento das plantas. Toda energia necessária para a realização da fotossíntese, processo que transforma o CO<sub>2</sub> atmosférico em energia metabólica, é proveniente da radiação solar (TAIZ e ZIEGER, 2004). LARCHER (2000) afirma que para a planta, a radiação é fonte de energia e estímulo regulador do desenvolvimento e segundo MOTA

(1987), não só a qualidade espectral da energia solar, referente aos diferentes comprimentos de onda, mas também a sua intensidade, desempenham papel fundamental no desenvolvimento morfológico das plantas.

Quando as plantas recebem adequado suprimento de água e nutrientes a produção de fitomassa seca é controlada pela radiação solar disponível (MONTEITH, 1965). Entretanto, apenas uma parte dessa radiação incidente é aproveitada pelas plantas, sendo dependente de parâmetros físicos, biológicos e geométricos.

As respostas apresentadas pelas plantas à variação na disponibilidade de luz costumam envolver alterações nas características das folhas relacionadas à fotossíntese, como a razão clorofila a/b, espessura foliar, teor de nitrogênio, densidade estomática, e/ou alterações na proporção de tecidos fotossintetizantes em relação aos não fotossintetizantes, levando à modificação na distribuição de biomassa (POPMA e BONGERS 1991, OSUNKOYA *et al.* 1994).

O índice de área foliar e o coeficiente de extinção luminosa são os fatores que mais afetam a interceptação e o nível de atenuação da radiação (SHIBLES e WEBER, 1965). Em contrapartida, altas intensidades de radiação solar absorvidas pelas plantas podem levá-las a saturação luminosa, diminuindo a eficiência no uso da radiação (ADAMS e ADAMS, 1992; JIANG *et al.*, 2004).

A eficiência do uso de radiação (EUR) expressa a eficiência com que a radiação solar interceptada é transformada em fitomassa seca. Essa relação foi primeiramente observada por Monteith (1977) e vem sendo utilizada por diversos autores (CONFALONE e NAVARO, 1999; PENGELLY *et al.*, 1999; PEREIRA, 2002). Entretanto, nem sempre o aumento linear de fitomassa seca, em função da radiação interceptada, resulta em aumentos lineares de produtividade (SHIBLES e WEBER, 1965; SCHÖFFEL e VOLPE, 2001), mostrando que há outros fatores relacionados com a produtividade, como potencial genético e disponibilidade de água e nutrientes.

Uma forte redução no vulcanismo teria provocado uma sensível baixa nos níveis de CO<sub>2</sub> na atmosfera e uma aproximação aos níveis atuais (POSTEL, 1986), conjuntamente com o vapor d'água, o dióxido de carbono é um grande absorvedor das radiações solares capazes de aquecer a atmosfera. Em concentrações normais, longe de ser prejudicial, o CO<sub>2</sub> é fator primordial sob dois pontos de vista: *metabolismo das plantas e*

*equilíbrio climático global* (PACHECO e HELENE, 1990). A concentração de CO<sub>2</sub> na atmosfera aumentou 31% nos últimos 250 anos, alcançando os atuais 366 ppm (WATSON, 2001).

O carbono distribui-se na natureza da seguinte forma: 0,06% na atmosfera, oceanos, plantas e animais e 99,94% nas rochas e sedimentos oceânicos (BERNER e LASAGA, 1989). Os três principais reservatórios de carbono capazes de fazer trocas entre si e que compõem o ciclo biogeoquímico do carbono são: atmosfera, oceanos e biosfera terrestre (BAIRD, 2002).

O ciclo biogeoquímico do carbono é o nome dado ao conjunto de processos responsáveis por retirar carbono de um determinado reservatório e fazê-lo participar de compostos e reações em outros reservatórios e após algum tempo devolvê-lo ao reservatório de origem. As quantidades de carbono transferidas de um reservatório para outro por unidade de tempo, devido a processos físico-bio-geo-químicos, são conhecidas como fluxos de carbono (ROSCOE, 2003).

Em um processo natural, as plantas têm o privilégio de poder transformar diretamente em biomassa substâncias inorgânicas envolvidas no ciclo dos materiais (carbono, hidrogênio, oxigênio, etc.). Graças à fotossíntese, as plantas utilizam a energia luminosa — captada em nível de folha pelos cloroplastos — para transformar quimicamente o CO<sub>2</sub> da atmosfera — captado pelos estômatos — em substâncias ricas em energia, os açúcares. Estes açúcares são vitais ao metabolismo alimentar e conseqüentemente ao crescimento das plantas (PACHECO e HELENE, 1990; (SCHLESINGER, 1997; WIGLEY e SCHIMEL, 2000; ROSCOE, 2003).

Os vegetais, utilizando sua capacidade fotossintética, fixam o CO<sub>2</sub> atmosférico, biossintetizando na forma de carboidratos, sendo por fim depositados na parede celular (LARCHER, 2000). O sequestro de carbono e sua alocação em biomassa de plantas têm sido considerados ferramentas promissoras para a minimização dos problemas causados pelo efeito estufa (CEULEMANS et al. 1999; SCARASCIA-MUGNOZZA et al. 2001; BUCKERIDGE e AIDAR 2002; GRACE et al. 2006).

Segundo Hunt et al. (1991), plantas expostas à concentração elevada de CO<sub>2</sub> são, em geral, maiores do que as plantas crescidas em concentração ambiente; a magnitude do estímulo de crescimento é dependente de vários fatores, dentre eles o tipo de

mecanismo fotossintético da planta, força do dreno, plasticidade fenológica, estratégia de sobrevivência e adaptação estrutural da planta ao ambiente (DÍAZ, 1995).

Poorter e Navas (2003) revisando a literatura sobre o efeito da concentração elevada de CO<sub>2</sub> no crescimento de diversas espécies verificaram que plantas herbáceas e lenhosas com mecanismo fotossintético do tipo C3 apresentaram um acréscimo de 45% e 48%, respectivamente, no ganho de biomassa. Estes valores foram superiores aos encontrados em plantas C4 (12%) e naquelas que apresentam o metabolismo ácido das crassuláceas (CAM) (23%), e demonstram que, em resposta à exposição a níveis elevados de CO<sub>2</sub>, o ganho de biomassa é mais fortemente evidenciado em plantas C3 do que em plantas CAM ou C4, demonstrando que as plantas herbáceas e arbóreas não apresentam diferenças significativas quanto ao ganho de biomassa em resposta aos níveis elevados de CO<sub>2</sub>.

Estudos sobre alterações nos carboidratos estruturais de plantas submetidas à elevada concentração de CO<sub>2</sub> também são importantes, pois a celulose, um dos principais componentes da parede celular, é considerada um dos compostos de carbono mais abundantes na natureza e seu acúmulo tem sido considerado uma das principais formas de seqüestro de carbono pelas plantas (BUCKERIDGE e AIDAR, 2002). Estudando árvores de carvalho, Aranda et al. (2006) encontraram diferenças significativas no conteúdo de celulose em folhas, mas não observaram mudanças nos teores de lignina e hemiceluloses. Em folhas de *Arabidopsis* o aumento deste composto em plantas mantidas sob elevado CO<sub>2</sub> foi de 22% (TENG et al., 2006).

A importância da água para a vida provém das suas características físicas e químicas que por sua vez resultam da sua estrutura molecular (KRAMER e BOYER, 1995). A molécula de água é conhecida como o solvente que permite que gases, minerais e outras substâncias penetrem nas células e fluam entre as mesmas e entre os vários órgãos do vegetal. É também um reagente integrante em muitos processos fisiológicos, incluindo a fotossíntese e a hidrólise do amido em açúcar. Além do seu papel na turgescência da célula e, conseqüentemente, no crescimento do vegetal.

O suprimento de água para uma cultura resulta de interações que se estabelecem ao longo do sistema solo-planta-atmosfera. As influências recíprocas entre os componentes básicos tornam o sistema dinâmico e fortemente interligado, de tal forma que a condição hídrica da cultura dependerá sempre da combinação desses três segmentos. À

medida que o solo reduz o teor de umidade, torna-se mais difícil às plantas absorverem água, pois aumenta a força de retenção e diminui a disponibilidade de água no solo para as plantas. Entretanto, quanto maior for a demanda evaporativa da atmosfera, mais elevada será a necessidade de fluxo de água no sistema solo-planta-atmosfera (CARLESSO, 1995).

Para Santos e Carlesso (1998) o fluxo de água do solo para a planta e desta para a atmosfera depende da disponibilidade hídrica do solo e da condução da água pelos diferentes órgãos da planta até as folhas, onde ocorre a regulação do fluxo transpiratório. Para Matzenauer e Satili (1983) o consumo de água pela cultura depende das condições meteorológicas que determinam a demanda evaporativa da atmosfera; da tensão da água no solo; do solo e das características da planta, tais como: área foliar, sistema radicular e altura da planta. A senescência comparada com a expansão das folhas tem sido apresentada como processo menos sensível ao déficit hídrico durante o crescimento vegetativo (CARLESSO, 1995).

O déficit hídrico no solo afeta quase todos os processos fisiológicos. A resposta mais comum das plantas ao déficit hídrico, segundo Taiz e Zeiger (2004), consiste na redução da produção da área foliar, fechamento dos estômatos, aceleração da senescência e abscisão das folhas. Para McCree e Fernandez (1989), quando expostas ao déficit hídrico, as plantas, freqüentemente, exibem respostas fenológicas que resultam de modo indireto na conservação da água no solo como se estivessem economizando para períodos posteriores.

## **2.7. Estudos fenológicos**

A fenologia refere-se ao comportamento dos eventos biológicos vegetativos e reprodutivos das plantas tais como brotamento, abscisão foliar, formação de botões, flores, frutos e suas relações com mudanças no ambiente biótico e abiótico (FERRAZ, 1999). Os levantamentos fenológicos fornecem informações sobre padrões de florescimento e de frutificação de uma espécie que são a base para se compreender, tanto o processo, quanto o sucesso reprodutivo (FISCH et al., 2000).

Além disso, a avaliação do comportamento fenológico propicia o conhecimento e a definição das épocas em que ocorrem as diversas fases do período vegetativo das plantas, o que pode auxiliar na escolha das práticas culturais indicando, por

exemplo, a melhor época de colheita e de plantio para cada espécie (BERGAMASCHI, 2008). O conhecimento da dinâmica fenológica é, portanto, indispensável para a elaboração de estratégias de conservação e manejo de espécies (FALCÃO et al., 2003).

Para Larcher (2004) o conhecimento da fenologia é baseado nas observações de estádios de desenvolvimento externamente visíveis (fenofases), como, por exemplo, a germinação das sementes, desenvolvimento das folhas, floração, descoloração das folhas e senescência das herbáceas. Segundo Bencke e Morellato (2002) os estudos dos ciclos fenológicos de plantas tropicais envolvem observação direta da espécie utilizando dois métodos de avaliação: o método qualitativo, definindo apenas a presença ou ausência da fenofase considerada e o método semi-quantitativo, com a aplicação de categorias de quantificação que estimam a intensidade do evento fenológico em cada indivíduo.

A organização das datas fenológicas proporciona informações ecológicas importantes sobre a duração média das diferentes fenofases das distintas espécies em uma área, e sobre o local, e as diferenças determinadas pelo clima nas datas de início dessas fases (LARCHER, 2004). Além disso, o registro da variação das características fenológicas das espécies é de suma importância não só pela compreensão da dinâmica das comunidades florestais, mas também como indicador da resposta destes organismos às condições climáticas e edáficas de um determinado local ou região (FOURNIER, 1974 citado por NEGRELLE e MURARO, 2006).



### **3. Capítulo I - CRESCIMENTO DA FIGUEIRA ‘ROXO DE VALINHOS’ EM DIFERENTES SISTEMAS DE CULTIVO.**

#### **3.1. INTRODUÇÃO**

O uso de coberturas é uma das principais formas de manejo do solo em pomares, podendo ser utilizadas espécies vegetais de rápido crescimento para produção de fitomassa, ou outros materiais, tais como plástico preto, sombrite, serragem e acícula de pínus. O manejo adequado da cobertura pode proporcionar melhoria de atributos físicos, químicos e biológicos do solo (MEDEIROS, 1992; NEVES et al., 2006), o que auxilia na produção das fruteiras (RAGOZO et al., 2006).

A proteção do solo com cobertura morta promove incrementos na produção das plantas, aumenta a água disponível no solo, fornece nutrientes essenciais às plantas (CADAVID et al., 1998), reduz a perda de água por evaporação resultando em maior crescimento do sistema radicular na camada superficial e reduz a flutuação da temperatura na superfície do solo (GILL et al., 1996; RESENDE et al., 2005). A cobertura do solo além de protegê-lo contra a perda de umidade favorece também a formação de microclima úmido para o desenvolvimento dos primórdios vegetativos, serve de reservatório de água para as plantas em crescimento, favorece o desenvolvimento de microorganismos benéficos à frutificação e diminui o surgimento de ervas daninhas (STAMETS e CHILTON, 1983; ALVES et al., 1995).

Na escolha do tipo de cobertura morta deve se levar em consideração sua capacidade de retenção de água, porosidade, microbiota benéfica, servir como fonte de nutrientes para a cultura, pH adequado e estar livre de insetos, nematóides e microorganismos competidores (STAMETS e CHILTON, 1983). Para Flegg et al. (1985) a camada de cobertura deve favorecer a formação do gradiente de concentração de CO<sub>2</sub> e possuir composição de nutrientes diferenciada do substrato de cultivo. Hellwig et al. (2007) relata que o uso de cobertura morta reduziu a severidade de doenças que causam manchas foliares (*Cerotelium fici* e *Cercospora* sp.) em figueiras ‘Roxo de Valinhos’ na região de Pelotas-RS.

Depois de incorporada ao solo, a camada de cobertura morta aumenta a capacidade de água disponível do solo, a qual é determinada pela diferença entre a quantidade de água à capacidade de campo e ao ponto de murcha permanente (STEWART, 1994; CARVALHO et al. 2003). Souza et al. (2010) relatam que a taxa de decomposição dos resíduos culturais determina o tempo de permanência da cobertura morta na superfície do solo e quanto mais rápida for a sua decomposição, maior será a velocidade de liberação dos nutrientes, diminuindo, entretanto, a proteção do solo, permitindo que resíduos vegetais apresentem distintas taxas de decomposição em diferentes lâminas de irrigação.

O bagacilho de cana vem sendo largamente empregado como substrato na produção de mudas de frutíferas (ROSA, 2005; FILHO et al., 2001) em associação com compostos orgânicos na produção de hortaliças (VIDIGAL, 2010), sendo uma biomassa vegetal que apresenta fortes características para ser usada como cobertura morta na produção de plantas perenes.

Para Belini et al. (2010), o bagaço de cana-de-açúcar apresenta disponibilidade sazonal no período abril-dezembro, com preço indicado de venda de R\$ 10,00-35,00/t. O excedente de produção desse insumo nas usinas de açúcar e de álcool pode ser recomendado como cobertura morta na ficicultura paulista, devido à proximidade das usinas e o tradicional uso de cobertura vegetal na produção de figos.

Junqueira et al. (2004), estudando a influência de diferentes tipos de cobertura de solo no cultivo orgânico da figueira, concluíram que a produtividade da figueira não é afetada pelo tipo de cobertura de solo, sendo possível tanto a utilização de cobertura morta como a utilização de cobertura viva. Porém, considerando o alto custo de produção quanto da utilização de cobertura morta, é mais vantajosa a utilização de cobertura viva.

Quanto à utilização de cobertura morta, Almeida e Silveira (1997) relatam que a utilização de cobertura vegetal é utilizada para a conservação da umidade do solo e para evitar o desenvolvimento de plantas infestantes, que podem prejudicar as figueiras quanto a competição por água e nutrientes. Hernandez et al. (1994) demonstraram em trabalhos realizados com a figueira, tanto o excesso, como a falta de água é prejudicial ao bom desenvolvimento das plantas e que a produção de figos somente na dependência das chuvas resulta em baixa produção, bem como a aplicação de lâminas muito altas de irrigação não aumentam a produtividade.

Este trabalho objetivou avaliar as taxas de crescimento, com análises destrutivas e não destrutivas e a produtividade da figueira ‘Roxo de Valinhos’, utilizando cobertura morta e irrigação.

### **3.2. MATERIAL E MÉTODOS**

O presente trabalho foi conduzido em área experimental do Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrônômicas da UNESP, Campus de Botucatu-SP, localizado na latitude 22,85° S e longitude 48,45° W e com altitude de 786 m, no período de outubro de 2009 a julho de 2010. De acordo com Cepagri (2010), pela classificação de Köppen, o tipo climático é o Cwa, caracterizado como clima temperado quente (mesotérmico) com chuvas no verão e seca no inverno.

O dia mais longo (solstício de verão) tem 13,4 horas em dezembro, e o mais curto (solstício de inverno) tem 10,6 horas em junho. Os meses de maior e menor número de horas de brilho solar ocorrem em julho e fevereiro com totais de 251,4h e 177,4h respectivamente. Os meses de maior e menor nebulosidade ou fração de horas sem radiação direta em relação à radiação no topo da atmosfera ocorrem em janeiro e agosto com percentuais 60,7% e 27,0% respectivamente (Escobedo et al., 2011). Durante o período experimental também foi verificado esse comportamento (Tabela 1), pela redução dos níveis de radiação global nos meses de dezembro e janeiro, em conjunto ainda com o aumento das pressões parciais de vapor d’água.

Tabela 1. Valores mensais dos principais elementos meteorológicos, entre outubro de 2009 e julho de 2010, em Botucatu-SP.

| Meses    | Temperatura do ar (°C) |        |       | Umidade relativa do ar (%) | Radiação global (MJ m <sup>-2</sup> d <sup>-1</sup> ) | Radiação PAR (MJ m <sup>-2</sup> d <sup>-1</sup> ) | Precipitação pluviométrica (mm) |
|----------|------------------------|--------|-------|----------------------------|-------------------------------------------------------|----------------------------------------------------|---------------------------------|
|          | Mínima                 | Máxima | Média |                            |                                                       |                                                    |                                 |
| Out/2009 | 15,14                  | 26,76  | 20,94 | 62,92                      | 20,66                                                 | 10,10                                              | 141,80                          |
| Nov/2009 | 19,75                  | 27,35  | 24,63 | 59,15                      | 19,86                                                 | 9,71                                               | 289,00                          |
| Dez/2009 | 19,00                  | 26,92  | 22,96 | 63,38                      | 18,11                                                 | 8,85                                               | 331,60                          |
| Jan/2010 | 19,52                  | 27,54  | 23,53 | 69,65                      | 16,06                                                 | 7,85                                               | 350,45                          |
| Fev/2010 | 20,11                  | 29,44  | 24,78 | 53,84                      | 20,99                                                 | 10,26                                              | 179,90                          |
| Mar/2010 | 18,65                  | 28,40  | 23,53 | 57,30                      | 19,59                                                 | 9,58                                               | 134,55                          |
| Abr/2010 | 17,10                  | 26,36  | 21,73 | 55,57                      | 17,01                                                 | 8,32                                               | 71,70                           |
| Mai/2010 | 14,06                  | 24,31  | 19,18 | 57,30                      | 14,27                                                 | 6,98                                               | 39,45                           |
| Jun/2010 | 12,44                  | 25,52  | 17,52 | 38,16                      | 15,07                                                 | 7,37                                               | 22,80                           |
| Jul/2010 | 13,73                  | 26,27  | 20,00 | 48,16                      | 14,47                                                 | 7,08                                               | 55,25                           |

Fonte: Estação Meteorológica do Departamento de Ciências Ambientais, FCA-UNESP.

O solo da área onde estavam instaladas as plantas do experimento foi classificado como Nitossolo Vermelho, segundo critérios da Embrapa (2006). O transplântio das mudas da figueira da cultivar Roxo de Valinhos, na área experimental, foi realizado no dia 13 de outubro de 2009, com espaçamento de 3,0 x 2,0m, representando uma densidade de 1.660 plantas ha<sup>-1</sup> (PENTEADO, 1997).

O transplântio foi feito seguindo as curvas de nível do terreno, em covas com, largura, comprimento e profundidade de 40 x 40 x 60 cm, respectivamente. O solo foi adubado conforme resultados de análises de solo prévias (Tabela 2 e 3), seguindo as recomendações técnicas de Campo Dall’Orto et al. (1996). Dessa maneira, foram aplicados no plantio: 0,5 kg de superfosfato simples, 0,2 kg de cloreto de potássio e 0,7 kg de sulfato de amônio por planta, parcelados em 2 vezes, em setembro e outubro.

Tabela 2. Caracterização química do solo antes do transplântio da figueira ‘Roxo de Valinhos’.

| Amostra<br>(cm) | pH<br>CaCl <sub>2</sub> | M.O.<br>g/dm <sup>3</sup> | Al <sup>3+</sup><br>-----mmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> ----- | H+Al                           | K     | Ca       | Mg    | SB  | CTC | V% |
|-----------------|-------------------------|---------------------------|-------------------------------------------------------------------|--------------------------------|-------|----------|-------|-----|-----|----|
| 0-20            | 6,3                     | 27                        | 0                                                                 | 15                             | 2,8   | 84       | 20    | 107 | 122 | 88 |
| 20-40           | 6,4                     | 22                        | 0                                                                 | 14                             | 2,6   | 83       | 17    | 102 | 116 | 88 |
|                 | P <sub>resina</sub>     | Enxofre                   | Boro                                                              | Cobre                          | Ferro | Manganês | Zinco |     |     |    |
|                 |                         |                           |                                                                   | -----mg dm <sup>-3</sup> ----- |       |          |       |     |     |    |
| 0-20            | 130                     | 1,0                       | 0,39                                                              | 3,8                            | 10    | 4,6      | 4,2   |     |     |    |
| 20-40           | 114                     | 1,0                       | 0,36                                                              | 3,7                            | 19    | 10,0     | 3,0   |     |     |    |

Fonte: Laboratório de Fertilidade do Solo. DSC-FCA.

O arranjo experimental foi um esquema fatorial 2 x 2 (cobertura morta x irrigação), distribuído em blocos ao acaso com 4 repetições, sendo cada repetição constituída de 3 plantas úteis, com caracterização dos seguintes tratamentos: Tratamento 1 - sem irrigação e sem cobertura morta (SISC); Tratamento 2 - sem irrigação e com cobertura morta (SICC); Tratamento 3 - com irrigação e sem cobertura morta (CISC); Tratamento 4 - com irrigação e cobertura morta (CICC). A distribuição dos tratamentos na área experimental está apresentada na Figura 1. A avaliação da irrigação ocorreu em faixas para permitir melhor instalação e operação do sistema e as coberturas foram casualizadas ao longo das faixas.



Figura 1. Distribuição dos tratamentos referentes a análise de crescimento de plantas de figueira, na área experimental. CI: com irrigação; SI: sem irrigação.

Os tratamentos fitossanitários foram feitos na medida em que se fizeram necessários, seguindo as recomendações de Penteado e Franco (1997). Nos meses de temperatura e precipitações elevadas foi efetuado o controle da ferrugem da figueira (*Cerotelium fici*) com Cercobin® e Folicur®. O manejo de plantas daninhas foi realizado através de roçadas nas entrelinhas de plantio, enquanto ao redor da coroa das plantas foram realizadas capinas. As características químicas do bagacilho de cana-de-açúcar são apresentadas na Tabela 3.

Tabela 3. Características químicas dos resíduos vegetais (bagacilho de cana-de-açúcar).

| N                             | P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> | K <sub>2</sub> O | Um    | MO    | C     | C/N  | pH   |
|-------------------------------|-------------------------------|------------------|-------|-------|-------|------|------|
| ----- % na matéria seca ----- |                               |                  |       |       |       |      |      |
| 0,42                          | 0,12                          | 0,07             | 25,50 | 30,00 | 16,60 | 40/1 | 5,10 |

As curvas de retenção de água no solo foram obtidas experimentalmente (Tabela 4), com coletas de amostras de solo em anéis volumétricos e posterior obtenção através do método das placas porosas de Richards dos valores de potencial matricial e umidade do solo. Com os valores da densidade do solo (1,4822 g cm<sup>-3</sup> de 0 a 20cm; 1,3593 g cm<sup>-3</sup> de 20 a 40cm) de amostras indeformadas foram obtidos os níveis de umidade volumétrica para as respectivas amostras.

Tabela 4. Umidade volumétrica (cm<sup>3</sup> cm<sup>-3</sup>) em diferentes potenciais de água no solo e profundidades.

| Potencial (kPa) | Profundidade (m) |             |
|-----------------|------------------|-------------|
|                 | 0 - 0,20         | 0,20 - 0,40 |
| 10              | 0,2979           | 0,3296      |
| 30              | 0,2599           | 0,2745      |
| 50              | 0,2407           | 0,2690      |
| 300             | 0,2056           | 0,2272      |
| 500             | 0,1986           | 0,2258      |
| 1500            | 0,1928           | 0,2214      |

Entre os mais variados modelos experimentais que podem ser ajustados nessa correlação, Reichardt e Timm (2004) destacaram o de Van Genuchten (1980), baseado em parâmetros ajustados pelo método da minimização dos quadrados dos desvios. Essa equação é explicitada em termos de  $\theta$  ( $\psi$ ). Neste trabalho, as equações 2 e 3 foram ajustadas empregando a ferramenta de otimização Solver do Excel e apresentaram coeficientes de determinação ( $r^2$ ) de 0,9974 e 0,9930, para as profundidades de 0-20cm e 20-40cm, respectivamente.

$$\theta_{20} = 0,169 + \frac{0,437}{\left[1 + \left(2,8111 \frac{m}{m}\right)^{1,363}\right]^{0,2663}} \quad (02)$$

$$\theta_{40} = 0,210 + \frac{0,641}{\left[1 + \left(2,77 \frac{m}{m}\right)^{1,5044}\right]^{0,3353}} \quad (03)$$

O manejo da irrigação foi realizado através da técnica da tensiometria, com baterias de dois tensiômetros de mercúrio instalados em cada tratamento, em parcelas tomadas aleatoriamente (Figura 2). O primeiro tensiômetro, instalado a 20 cm de profundidade (em relação ao centro da cápsula porosa de 6 cm de comprimento), foi considerado como de decisão, pois com base nessas leituras foram realizadas as irrigações. O segundo tensiômetro foi considerado tensiômetro de controle e instalado a 40 cm de profundidade (em relação ao centro da cápsula porosa), para controle da lâmina aplicada.



(a)



(b)

Figura 2. Tensiômetros de decisão e de controle, instalados em cultivos de figueira sem cobertura morta (a) e com cobertura morta (b).

O sistema de irrigação adotado foi o de gotejamento, com o emprego de mangueiras gotejadoras MANARI®, a partir de uma mistura de resinas de polietileno e com espessura de parede de 250 micra, possuindo gotejador labirinto tipo plano, com vazão nominal de  $1,46 \text{ L h}^{-1}$  na pressão de 100 kPa e expoente de descarga ( $x$ ) igual a 0,461.

Como a medição de vazão de todos os gotejadores de uma unidade operacional demanda muito tempo, para simplificar e reduzir o trabalho na avaliação da uniformidade do sistema utilizou-se o método proposto por Keller e Karmeli (1975), que recomenda a obtenção de vazão em quatro pontos ao longo da linha lateral – no primeiro gotejador, nos gotejadores situados a 1/3 e a 2/3 do comprimento e no último gotejador. Neste caso, considerou-se a média dos gotejadores que contribuíam com a planta (dois gotejadores por planta). As linhas laterais selecionadas, ao longo da linha de derivação, foram as iniciais e finais das faixas irrigadas (Figura 1).

Os coeficientes de uniformidade de Christiansen (CUC), de uniformidade de distribuição de água (CUD) e de uniformidade estatístico (CUE), apresentaram percentuais de 80,37; 81,41 e 74,36, respectivamente. Merriam e Keller (1978) indicaram a seguinte classificação na interpretação dos valores do CUD: CUD maior que 90%, excelente; entre 80 e 90%, bom; 70% e 80%, regular, e menor que 70%, ruim. Ao longo do experimento foram realizadas avaliações da uniformidade a cada 2 meses e os percentuais encontrados não diferiram dos supracitados, permanecendo com operação considerada boa.

O tensiômetro apresenta funcionamento confiável até o intervalo de -80 kPa (KLAR, 1988), com as variações das leituras aumentam quando o potencial fica mais negativo. As leituras dos tensiômetros foram realizadas a cada dois dias e os valores da ascensão das colunas de mercúrio foram aplicados na equação 3 para obtenção do potencial matricial.

$$\psi_m = -12,6 h_1 + h_2 + h_3 \quad (04)$$

em que:  $h_1$  é a altura da coluna de mercúrio;  $h_2$  é a altura da cuba em relação ao nível solo (20 cm);  $h_3$  a profundidade de instalação do tensiômetro (20 e 40 cm).

O manejo baseou-se na permanência do potencial matricial do solo próxima a -30 kPa e/ou umidade volumétrica igual a  $0,2988 \text{ cm}^3_{\text{água}} \text{ cm}^{-3}_{\text{solo}}$ . Com os valores



de  $\psi_m$  verificados nas leituras, encontrou-se os respectivos níveis de umidade volumétrica e pela diferença entre as duas, verificou-se a necessidade de reposição dos volumes de água, respectivamente. Para tanto o volume de água aplicado dependia ainda do volume explorado pelo sistema radicular da planta, que neste caso, foi monitorado pela coleta dos sistemas radiculares para as avaliações destrutivas da análise de crescimento, que neste caso, apresentou medidas de comprimentos equatoriais e longitudinais tendo como referência o caule da planta e a profundidade atingida. Ainda foram verificadas as dimensões escavadas no arranquio das plantas (Figura 3).



Figura 3. Avaliação do volume explorado pelo sistema radicular da figueira submetida a diferentes sistemas de cultivo.

Foram avaliados os seguintes parâmetros fenológicos de crescimento: diâmetro do ramo e caule com uso de paquímetro digital, comprimento dos ramos, altura da planta, número de folhas, número de entrenós, massa fresca, massa seca, produtividade e número de frutos/planta a cada 21 dias. Para estabelecimento das taxas de crescimento foram realizadas amostragens destrutivas aos 7, 55, 76, 97, 114, 135, 156, 176, 198, 219, 240, 254 e 275 DAT (entre outubro de 2009 e julho de 2010), com retirada de uma planta por unidade experimental ou quatro repetições por tratamento. Foram particionados os diferentes órgãos da planta para obtenção de massa seca e fresca das partições isoladas. A área foliar ( $\text{cm}^2$ ) foi realizada através do aparelho integrador fotoelétrico modelo (LI-3000, LICOR).

Com base nessas informações, determinou-se as seguintes taxas de crescimento, conforme Silva et al. (2000) e Benincasa (2003).

- Taxa de crescimento absoluto do ramo (TCAR):

$$TCAR = \frac{L_2 - L_1}{t_2 - t_1} \quad (\text{cm dia}^{-1}) \quad (05)$$

em que:  $L_1$  e  $L_2$  são as medidas do comprimento do ramo nos tempos  $t_1$  e  $t_2$ , respectivamente.

-Taxa de crescimento relativo do ramo (TCRR):

$$TCRR = \frac{\ln L_2 - \ln L_1}{t_2 - t_1} \quad (\text{cm cm}^{-1} \text{ dia}^{-1}) \quad (06)$$

- Taxa de crescimento absoluto em espessura do diâmetro do ramo (TCAER):

$$TCAER = \frac{C_2 - C_1}{t_2 - t_1} \quad (\text{cm dia}^{-1}) \quad (07)$$

em que:  $C_1$  é o diâmetro caulinar mensurado no tempo  $t_1$  e  $C_2$  é o diâmetro caulinar mensurado no tempo  $t_2$ .

- Taxa de crescimento absoluto em espessura caulinar do tronco da planta (TCAEC):

$$TCAEC = \frac{C_2 - C_1}{t_2 - t_1} \quad (\text{cm dia}^{-1}) \quad (08)$$

- Taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca (TCAFF):

$$TCAFF = \frac{L_2 C_2^2 - L_1 C_1^2}{t_2 - t_1} \quad (\text{cm}^3 \text{ dia}^{-1}) \quad (09)$$

- Taxa de crescimento relativo em fitomassa fresca (TCRFF):

$$TCRFF = \frac{\ln L_2 C_2^2 - \ln L_1 C_1^2}{t_2 - t_1} \quad (10)$$

- Índice de área foliar (IAF), através da equação:

$$IAF = \frac{A_f}{S} \quad (\text{m}^2 \text{ de área foliar m}^{-2} \text{ área de solo}) \quad (11)$$

em que:  $A_f$  é a área foliar e  $S$  a área do solo correspondente à amostra.

-Taxa de crescimento da cultura (TCC):

$$TCC = \frac{dW}{dT} \quad (\text{g m}^{-2} \text{ área do solo dia}^{-1}) \quad (12)$$

em que: W representa a massa seca e T o tempo

- Taxa de crescimento relativo (TCR)

$$TCR = \frac{1}{W} \times \frac{dW}{dT} \quad (\text{g g}^{-1} \text{ dia}^{-1}) \quad (13)$$

- Taxa assimilatória líquida (TAL)

$$TAL = \frac{1}{A_f} \times \frac{dW}{dT} \quad (\text{g m}^{-2} \text{ área do solo dia}^{-1}) \quad (14)$$

Quando significativas, as regressões (com variável independente como o tempo de avaliação – DAT) foram ajustadas pelo pacote estatístico Sisvar e as representações gráficas realizadas no programa Origin 6.0. As diferenças entre médias foram submetidos à análise de variância, pelo teste F e comparadas pelo teste de Tukey, a 5 % de significância (PIMENTEL GOMES, 2009).

### 3.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.3.1. Dados meteorológicos e irrigação

As irrigações nos tratamentos com e sem cobertura morta e monitorados pelos tensiômetros, ocorreram em intervalos variáveis de acordo com a demanda atmosférica (Figura 4), principalmente variações das temperaturas e consequentemente do déficit de saturação, decorrentes das alterações das pressões de vapor d'água, que por sua vez provocaram a elevação da umidade relativa do ar no verão e a níveis próximos de 16% entre 252 e 256 dias após o transplântio - DAT (Figura 4b).

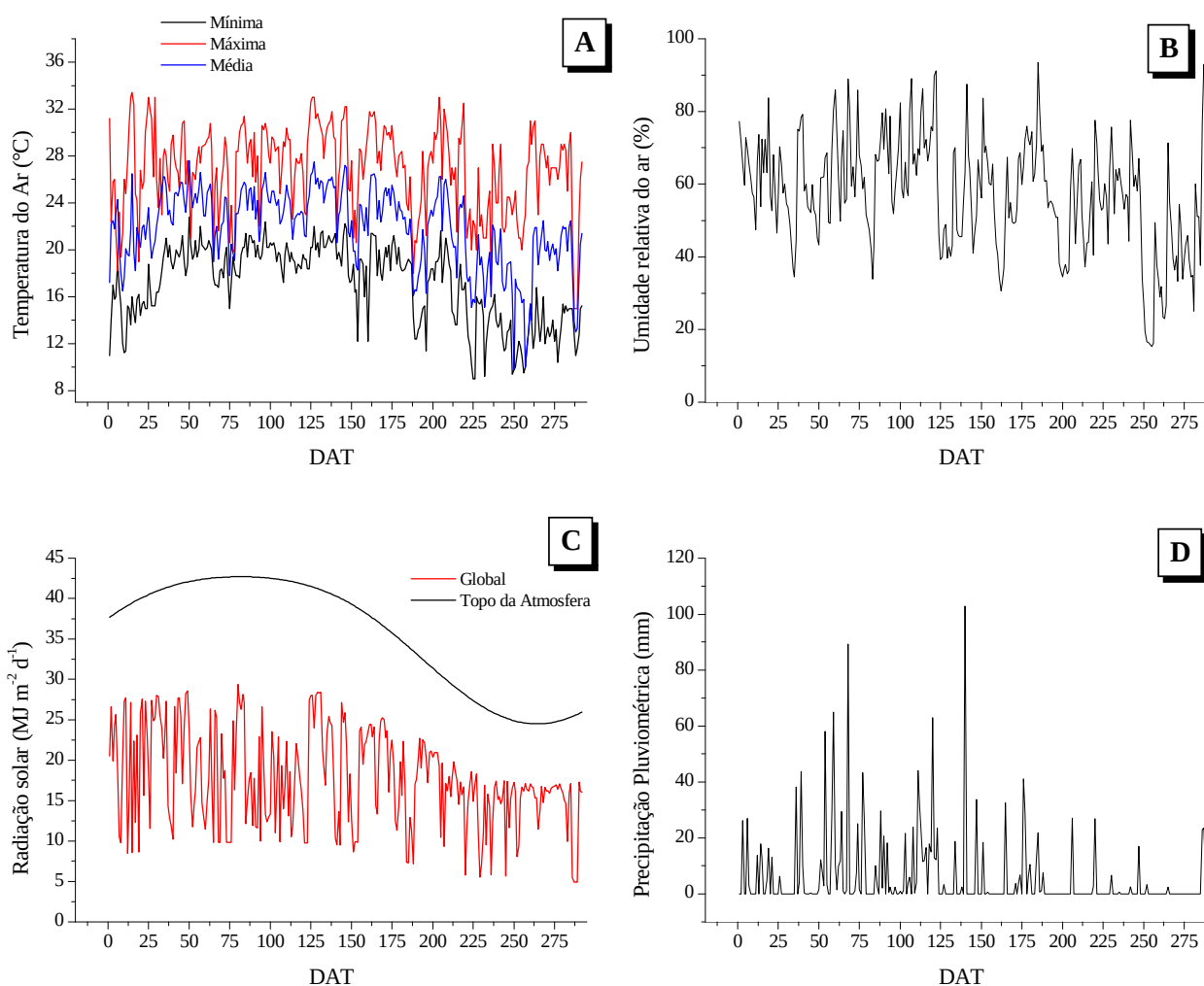


Figura 4. Valores diários da temperatura do ar (A), umidade relativa do ar (B), radiação global e no topo da atmosfera (C) e precipitação pluviométrica (D), entre 01/10/2009 e 19/07/2010, em Botucatu-SP.

Os valores da radiação global incidentes durante o período experimental (Figura 4c), encontram-se dentro dos intervalos observados por Codatto et al., (2008) e Escobedo et al., (2011). Segundo os mesmos autores, as variações verificadas no verão são decorrentes da diminuição da transmissividade atmosférica dada pelas nuvens e no inverno pela entrada de frentes frias na região. Durante os meses de verão, em função dos maiores níveis de precipitação acumulados (Figura 4d), o potencial de água no solo nas profundidades de 0,20 e 0,40m não diferiram entre os sistemas de cultivos (Figura 5). Após esse período, observou-se o efeito da irrigação e da cobertura morta, pois com base no manejo

de irrigação adotado, a umidade volumétrica se manteve próxima a capacidade de campo. A camada superficial (0-0,20m) apresentou maior variação do conteúdo de água nos sistemas CISC e CICC durante o período seco em decorrência da maior proximidade com a demanda atmosférica e da maior concentração do sistema radicular.

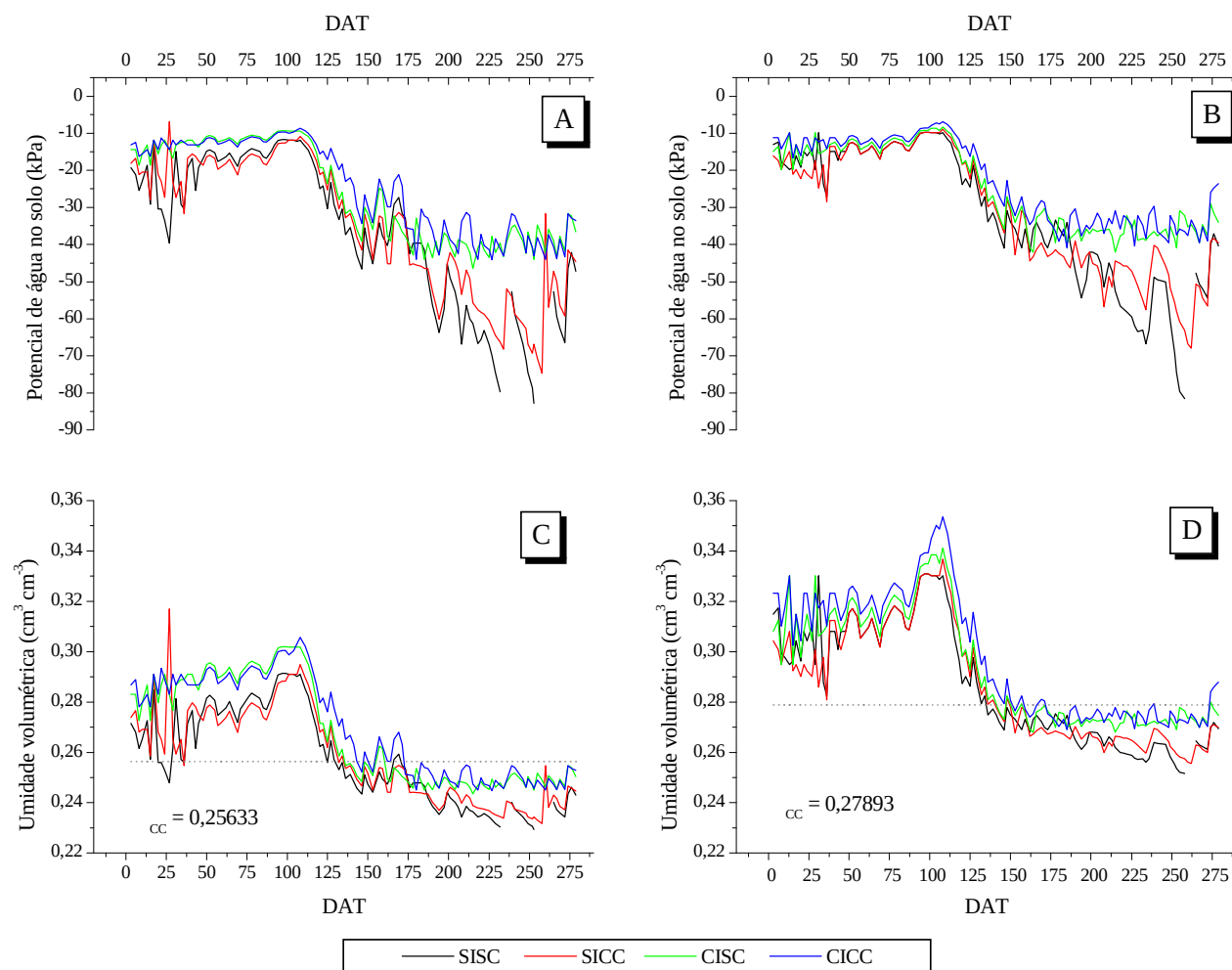


Figura 5. Valores dos potenciais de água no solo a 20cm (A) e 40cm (B) e da umidade volumétrica do solo a 20cm (C) e 40cm (D) para a figueira em diferentes sistemas de cultivo.

Nos tratamentos sem irrigação, o monitoramento do potencial de água no solo foi prejudicado em função do mau funcionamento dos tensiômetros em valores de  $\psi_m$  inferiores a -80 kPa. Segundo Silveira e Stone (2004) este equipamento tem capacidade para leituras de tensão até 0,80 bar (80 kPa), sendo que quando ocorrem tensões maiores do que o valor citado, entra ar nos poros da cápsula de cerâmica e para de funcionar, e proporciona

desempenho satisfatório para baixas tensões ocorridas nas camadas superficiais até 0,30m de profundidade e insatisfatório para as altas tensões ocorridas a partir de 0,60m de profundidade.

A Figura 6 apresenta as lâminas irrigadas para a figueira a cada suplementação. Os menores valores foram obtidos sempre pelo tratamento com a presença de cobertura morta. Durante o ciclo total, foram aplicados 340,28 e 243,37 mm, com acionamentos do sistema de irrigação por 116,53 e 83,35 horas, para CISC e CICC, respectivamente. O balanço hídrico é o somatório das quantidades de água que entram e saem de um volume de solo, em determinado intervalo de tempo, durante o ciclo de uma cultura. Torna-se necessário avaliar a umidade pelo menos na profundidade, ocupada por 80% do sistema radicular ativo (REICHARDT E TIMM, 2004).

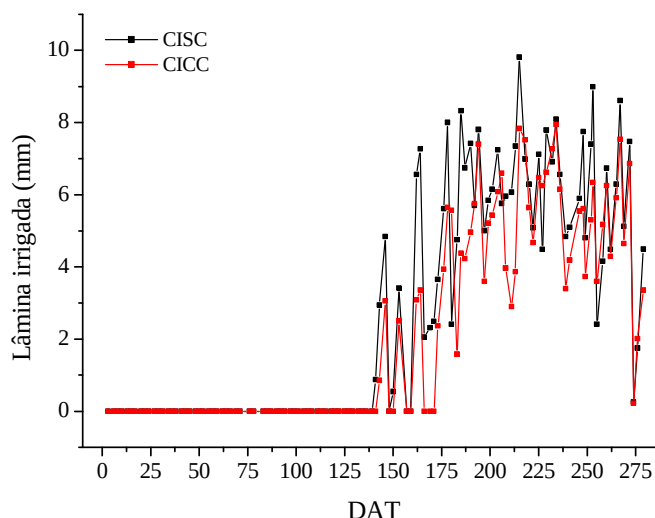


Figura 6. Lâmina de água aplicada para a figueira ‘Roxo de Valinhos’ com presença e ausência de cobertura morta.

Na literatura a grande maioria dos trabalhos com irrigação em figueiras abordou o manejo da irrigação em função da evapotranspiração de referência obtida pelo método do Tanque Classe A (HERNANDEZ et al., 1994; LEONEL e TECCHIO, 2008; LEONEL e TECCHIO, 2010), dificultando assim, comparações quanto ao volume de água aplicado, visto que essa metodologia não considera o volume de solo explorado pela planta. Lopes et al. (2004b), avaliando o manejo da irrigação por tensiometria e o balanço hídrico climatológico, baseado no Tanque Classe A, para a cultura do feijoeiro em sistemas de plantio convencional e direto, concluíram que ambos os métodos são possíveis de ser adotados, sendo

que o manejo por meio da tensiometria proporcionou economia de 15% na água de irrigação aplicada, sem afetar a produtividade em grãos.

### **3.3.2. Análise de crescimento não destrutiva**

O crescimento em diâmetro é dos muitos fenômenos biológicos que deve-se principalmente a atividade do câmbio vascular, o qual é fortemente influenciado tanto por fatores ambientais, como por fotoperíodo, pluviosidade, disponibilidade de nutrientes, espaço físico (LOJAN, 1968).

Os resultados evidenciaram que, com o uso da cobertura morta, ocorreu maior crescimento das plantas, em todas as épocas avaliadas (Figura 7a). Nota-se que o diâmetro do caule na presença da cobertura morta e com o uso suplementar da irrigação apresentaram os melhores resultados, tendo um incremento de aproximadamente 36,60 mm ao longo do período das avaliações. O uso da cobertura vegetal também foi efetivo no tratamento sem a suplementação com irrigação, onde o diâmetro do caule da planta apresentou crescimento (28,65 mm) superior ao tratamento com irrigação e sem cobertura (25,91 mm). O tratamento que apresentou os menores valores médios de crescimento do diâmetro do caule foi aquele sem a suplementação da irrigação e sem a cobertura morta, dado este que corrobora com o relato de Ezzatt et al. (1975), de que o déficit hídrico paralisa o crescimento das figueiras, e quando acentuado, pode provocar queda intensa de folhas.

Os menores valores do diâmetro do caule (22,47 mm) foram observados no tratamento sem a presença da cobertura vegetal e da irrigação, estes resultados enaltecem os benefícios já citados da cobertura morta no crescimento de plantas, pois reduz a perda de água por evaporação, resultando em maior crescimento do sistema radicular na camada superficial e reduz a flutuação da temperatura na superfície do solo, como descrito por Carvalho et al. (2001) em laranjais nordestinos onde ocorreu a melhoria da estrutura física dos solos na presença da cobertura vegetal, bem como diminuição da competição com plantas espontâneas como relatado por Pelizza et al. (2009) na implantação de um pomar e no crescimento de macieiras em Vacaria-RS.

A Figura 7b, apresenta o crescimento do diâmetro do ramo da figueira ‘Roxo de Valinhos’ onde efetivamente ocorre o surgimento dos frutos e consequentemente da

produção. Observa-se que o melhor tratamento foi aquele com suplementação de água e presença do bagacilho de cana na linha de plantio onde o mesmo apresentou 29,71 mm de diâmetro ao final do período de avaliação, semelhante ao parâmetro diâmetro do caule a presença da cobertura vegetal sem a irrigação apresentou bons resultados (25,40 mm) em relação aos tratamentos sem cobertura vegetal mesmo que suplementado com irrigação (24,10 mm), pois os menores incrementos no diâmetro do ramo foram também evidenciados nos tratamentos sem a cobertura morta e sem a irrigação (21,28 mm).

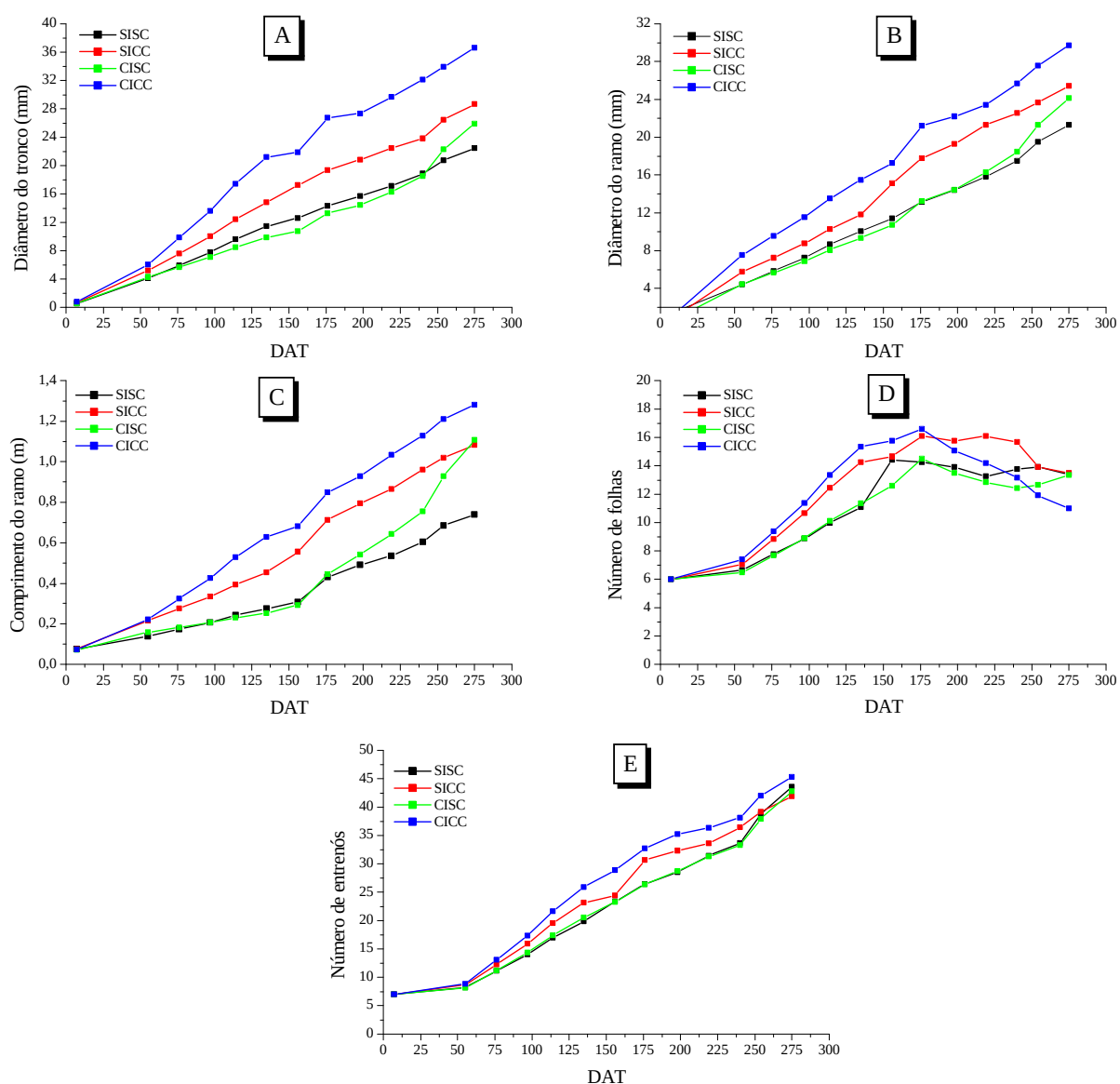


Figura 7. Curvas de crescimento da figueira 'Roxo de Valinhos' em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.



Pierre et al. (2010) avaliando características fisiológicas, morfológicas e agronômicas de 36 genótipos diferentes de trigo no México encontrou 83,8 cm para o comprimento do caule, 19,7 cm para o comprimento do internódio e 4,01 mm para o diâmetro do caule em regime sem estresse hídrico e 48 cm, 12,4 cm e 2,57 mm, respectivamente para plantas em regime de estresse hídrico, estes dados evidenciam a estreita relação das variáveis morfológicas e do fator ambiental interferindo no crescimento vegetal.

O comprimento do ramo das plantas de figueira 'Roxo de Valinhos' (Figura 8c) apresentou os maiores valores médios no tratamento com cobertura morta e irrigação, chegando aos 275 DAT com 1,28 m, apresentando comprimento de 0,54 m acima do tratamento sem cobertura e sem irrigação, e permaneceu 0,08 m acima do tratamento com irrigação e sem cobertura e 0,20 m acima do tratamento sem irrigação e com cobertura morta composta por bagacilho de cana-de-açúcar. Nota-se que durante o período de avaliação os valores de CISC foram menores que SICC, contudo ao final das avaliações os valores médios do comprimento do ramo da planta já eram semelhantes, com acentuado crescimento do ramo nesse tratamento a partir dos 175 DAT.

Os resultados encontrados neste trabalho estão de acordo com Leonel e Tecchio (2010), para a figueira em Botucatu-SP, nas safras 2004/2005 e 2005/2006 na condição de sem e com irrigação, verificaram valores médios de (0,96; 1,33 m) e (1,04; 1,44 m) para o comprimento médio dos ramos primários, respectivamente e ainda, (49,01; 60,32 mm) e (53,99; 61,15 mm) para o diâmetro médio dos ramos primários. Também El-Kassas (1975) observou maior diâmetro dos ramos e maior número e comprimento dos internódios, o que significa maior comprimento de ramos, em figueiras conduzidas sob irrigação, comparadas às não-irrigadas.

Segundo Norberto et al. (2001) e Gonçalves et al. (2006) o comprimento e diâmetro de ramos em figueiras é fator fundamental para uma boa produtividade, sendo o seu desenvolvimento influenciado por fatores como época de poda, sistema de condução e umidade do solo. Podas realizadas no inverno (15 de julho) com desbaste e umidade satisfatória (irrigação) favorecem os promotores de crescimento, além de elevar a atividade respiratória das plantas.

RUFATO et al. (2007) avaliando os efeitos de diferentes coberturas vegetais e algumas consorciações entre elas, no desenvolvimento inicial de pessegueiro

encontrou efeito positivo para as variáveis diâmetro do tronco, volume de copa e reduções significativas no comprimento dos ramos, com 21% em relação à testemunha.

O número de folhas das plantas em todos os tratamentos foi crescente até os 175 DAT, todavia, após esse momento houve uma queda do número de folhas, com maior número de folhas observado em CICC. Contudo ao final das avaliações este número caiu para os menores valores médios evidenciados no período experimental (11 folhas) quando comparado com os demais tratamentos (aproximadamente 14 folhas no final do experimento).

Os valores médios do parâmetro número de entrenós (Figura 8e) permaneceram constantes ao longo do período de avaliação do experimento, onde o tratamento com irrigação e cobertura morta apresentou os maiores valores médios com aproximadamente 45 entrenós e o tratamento que apresentou os menores valores médios de entrenós (41) foi o tratamento sem irrigação e com cobertura evidenciando a extrema relação do fator água com a expansão celular e crescimento dos órgãos vegetais Nicotra e Davidson (2010) enaltecem a intrínseca relação entre a área foliar vegetal com a condutância estomática, ou seja, em baixos regimes hídricos ocorre um maior fechamento estomático e em altos regimes hídricos uma maior abertura estomática consequentemente maior assimilação de CO<sub>2</sub> bem como maior acúmulo da biomassa.

Aos 240 DAT no tratamento sem irrigação e com cobertura foi observado a presença dos primeiros frutos e aos 254 dias o tratamento sem irrigação e sem cobertura (SISC) apresentava um valor médio de 0,25 frutos por planta. No tratamento SICC foi observado o maior valor médio de frutos (8,75 por planta), enquanto que para CISC foram 6,25 frutos por planta e para CICC foram 4,24 frutos por planta. Essas mesmas plantas apresentaram aos 275 DAT, a seguinte produção média: SISC - 1,25 frutos por planta; SICC - 11 frutos por planta; CISC - 10 frutos por planta; e CICC - 12,25 frutos por planta, evidenciando que a presença de água disponível e menores temperaturas as plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’, propicia um rápido desenvolvimento de frutos reflexo do maior crescimento em comprimento do ramo da planta.

A Tabela 5 apresenta os coeficientes das equações obtidas para os dados primários do crescimento: diâmetro do caule, diâmetro do ramo, comprimento do ramo, número de folha e número de entrenós na análise não destrutiva das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’. O modelo que apresentou os melhores ajustes foi o linear simples para diâmetro

do caule, diâmetro do ramo, comprimento do ramo, número de entrenós, onde a equação passando pelo ponto de origem permite a ausência de efeitos residuais; já à equação, para o dado primário número de folhas com o melhor ajuste foi o polinômio de segunda função (quadrática), assim como também para o tratamento SICC.

Tabela 5. Equações dos dados primários do crescimento da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

| Tratamento              | $Y = \sum_{j=0}^2 a_j \left( (DAT)_i \right)^j$ |          |           | R <sup>2</sup> |
|-------------------------|-------------------------------------------------|----------|-----------|----------------|
|                         | $a_0$                                           | $a_1$    | $a_2$     |                |
| Diâmetro do ramo (mm)   |                                                 |          |           |                |
| SISC                    | 2,02008                                         | 0,10048  | -         | 0,9946         |
| SICC                    | 3,27091                                         | 0,01526  | 0,00021   | 0,9955         |
| CISC                    | 0,12751                                         | 0,09397  | -         | 0,9920         |
| CICC                    | 0,03006                                         | 0,07462  | -         | 0,9947         |
| Diâmetro do caule (mm)  |                                                 |          |           |                |
| SISC                    | 0,89293                                         | 0,13316  | -         | 0,9795         |
| SICC                    | 4,19301                                         | 0,00016  | 0,00027   | 0,9872         |
| CISC                    | 0,25321                                         | 0,10310  | -         | 0,9926         |
| CICC                    | -0,02016                                        | 0,08064  | -         | 0,9963         |
| Comprimento do ramo (m) |                                                 |          |           |                |
| SISC                    | -4,28225                                        | 0,48878  | -         | 0,9975         |
| SICC                    | 28,94516                                        | -0,03284 | 0,00223   | 0,9940         |
| CISC                    | -5,94490                                        | 0,41991  | -         | 0,9905         |
| CICC                    | -6,62572                                        | 0,08064  | -         | 0,9754         |
| Número de folhas        |                                                 |          |           |                |
| SISC                    | -2,48324                                        | 0,20516  | -0,00058  | 0,9613         |
| SICC                    | 0,27257                                         | 0,12089  | -0,000028 | 0,9285         |
| CISC                    | -1,81270                                        | 0,17643  | -0,00044  | 0,9812         |
| CICC                    | -0,14930                                        | 0,12752  | -0,00029  | 0,9296         |
| Número de entrenós      |                                                 |          |           |                |
| SISC                    | 2,43157                                         | 0,15851  | -         | 0,9792         |
| SICC                    | 0,06942                                         | 0,14749  | -         | 0,9908         |
| CISC                    | 0,82129                                         | 0,14841  | -         | 0,9874         |
| CICC                    | -0,62781                                        | 0,15202  | -         | 0,9896         |

Os menores valores do coeficiente angular para diâmetro do tronco, diâmetro do ramo e comprimento do ramo foi observado em CICC, sendo os maiores valores observados para SICC, respectivamente. Para o dado primário número de folhas o

comportamento do valor do coeficiente angular foi maior também em SICC, porém apresentou os menores valores no tratamento SICC, contudo os ajustamentos para todos os parâmetros da equação apresentaram valores acima de 90%. O valor do parâmetro coeficiente angular da equação quadrática para o número de entrenós foi menor no tratamento CICC e maior em SISC. Para Calbo et al. (1989), o uso de modelos matemáticos para expressar o crescimento é atualmente muito popular e pode fornecer subsídios para melhor compreensão dos diferentes processos fisiológicos envolvidos na morfogênese da planta.

A Figura 8 apresenta as taxas de crescimento encontradas para o comprimento e diâmetro do ramo, já que estes dados primários podem ser usados para encontrar taxa do crescimento absoluto e relativo em altura do ramo, taxa do crescimento absoluto e relativo em espessura caulinar, taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca e a taxa de crescimento relativo em fitomassa fresca. Estas informações dentro da análise de crescimento tornam-se uma técnica valiosa para estudar as bases fisiológicas da produção e, por em evidência a influência exercida pelas variáveis ambientais, genéticas e agrônômicas.

A taxa de crescimento absoluto do ramo (Figura 8a) retrata a evolução da altura do ramo ao longo dos 275 DAT, sendo esta acumulativa ao longo do crescimento dos tratamentos. Observa-se que CISC apresentou a maior taxa de crescimento absoluto inicial em relação aos demais tratamentos ( $1,3 \text{ cm dia}^{-1}$ ). O tratamento CICC apresentou uma taxa de crescimento absoluto acentuado a partir dos 170 DAT ( $1,0 \text{ cm dia}^{-1}$ ) chegando ao final das avaliações com um incremento na TCAR em aproximadamente  $0,35 \text{ cm dia}^{-1}$ . Nota-se que a cobertura vegetal permitiu um rápido estabelecimento da muda, pois os crescimentos absolutos do ramo na sua presença apresentaram as maiores taxas aos 50 DAT.

A temperatura do solo é um importante fator no crescimento e desenvolvimento vegetal, evidenciada nos trabalhos de Hatfield e Egli (1974) e Nielsen et al. (1986). Wade e Sanchez (1983), estudando o efeito da cobertura morta e adubação verde na Região Amazônica, verificaram que a temperatura superficial era diminuída em  $5^{\circ}\text{C}$  com o “mulch”, enquanto que a incorporação do resíduo ao solo não afetava a temperatura do solo.

A taxa de crescimento de plantas é geneticamente controlada de maneira que fatores que determinem diferentes taxas iniciais de crescimento terão efeito apenas durante a fase de crescimento exponencial das plantas, diminuindo de intensidade à medida que as plantas se desenvolvem (CARVALHO e NAKAGAWA, 2000).

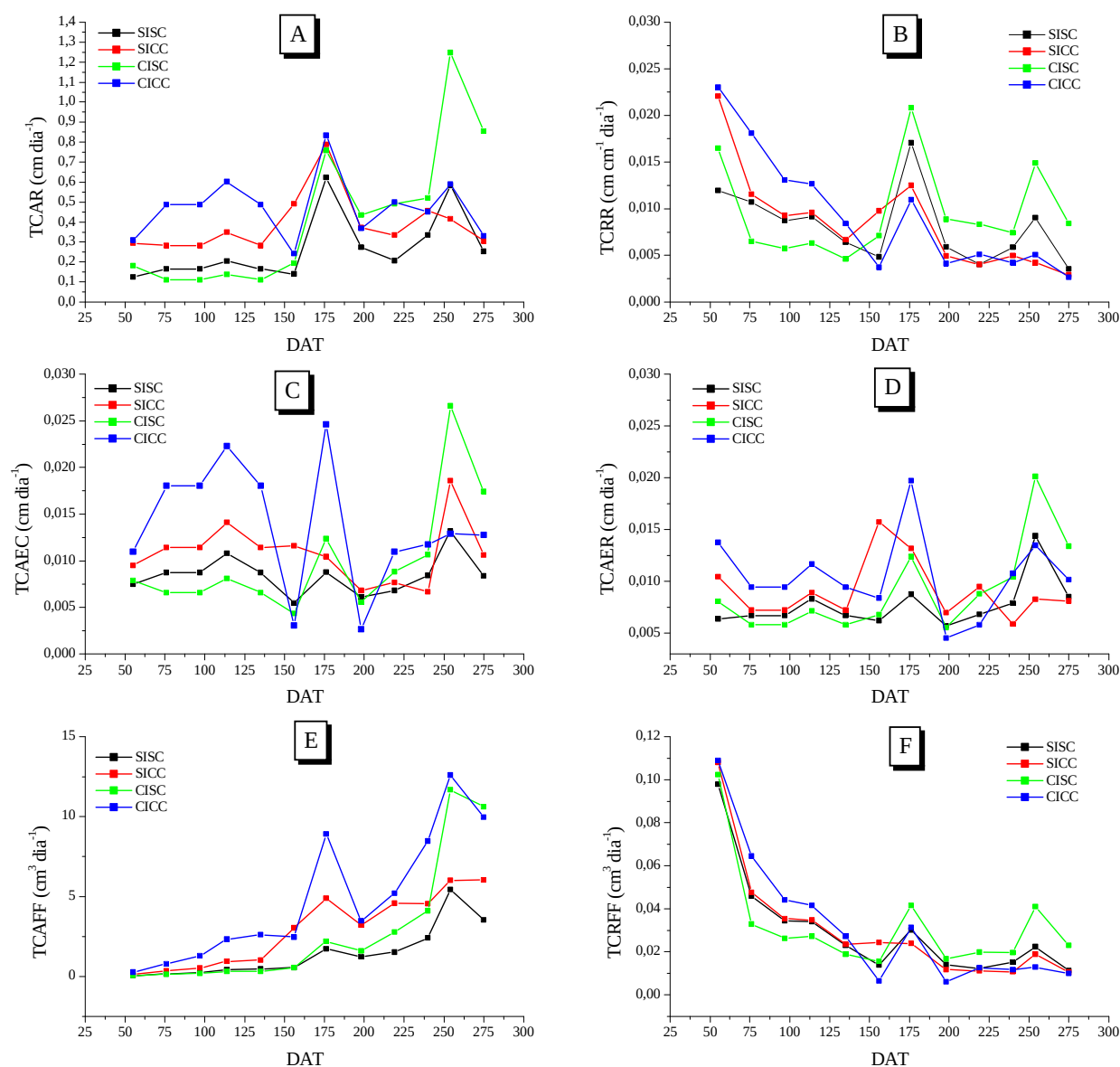


Figura 8. Valores das taxas de crescimento absoluto do ramo (TCAR), taxas de crescimento relativo do ramo (TCRR), taxa de crescimento absoluto em espessura caulinar do tronco da planta (TCAEC), taxa de crescimento absoluto em espessura do diâmetro do ramo (TCAER), taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca (TCAFF) e taxa de crescimento relativo em fitomassa fresca (TCRFF) da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo.

Na Figura 8b podem ser observados os valores das taxas de crescimento relativas em comprimento do ramo, que indicam um decréscimo na taxa de

crescimento com a evolução temporal das avaliações para todos os tratamentos. Observa-se uma inversão entre os crescimentos das taxas TCAR e TCRR. A TCAR apresenta o comportamento de uma curva ascendente e a informação contida na TCRR o comportamento de uma curva descendente. Nota-se que com o desenvolvimento dos demais órgãos vegetais (folhas, raízes) bem como a partição do carbono assimilado, as taxas de crescimento relativo da altura diminuem com a evolução das avaliações, esta taxa decaí de  $0,023 \text{ cm cm}^{-1} \text{ dia}^{-1}$  no início das avaliações para menos de  $0,005 \text{ cm cm}^{-1} \text{ dia}^{-1}$  em CICC, onde observou-se uma queda mais acentuada do crescimento relativo do ramo. Ao final do período de avaliações as maiores taxas do crescimento relativo do diâmetro do ramo também foram observados em CISC.

As informações contidas na TCAEC (Figura 8c) indicam que os tratamentos sem a cobertura vegetal apresentaram os menores incrementos em taxas de crescimento no início das avaliações, sendo que estes dados corroboram com os encontrados por Resende, et al. (2005), onde a utilização da cobertura morta do solo constituiu-se numa prática vantajosa para o cultivo de verão da cenoura, melhorando as características hidrotérmicas do solo, reduzindo a incidência de plantas invasoras, estimulando o desenvolvimento das plantas e aumentando a produtividade em relação ao solo descoberto. Contudo, ao final do período das avaliações os valores expressos por estas taxas foram alcançados pelos tratamentos onde houve a suplementação da água por meio da irrigação.

A taxa de crescimento absoluto em espessura do diâmetro do ramo (Figura 8d), indicam que, assim como para o crescimento em diâmetro do caule da planta, a suplementação com água e o uso da cobertura morta propiciam os maiores incrementos e este pico máximo de crescimento ocorreu aos 175 DAT.

A Figura 8e apresenta a taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca e esta característica do crescimento fornece a estimativa do aumento de tamanho do fitossistema. Observa-se acúmulo da fitomassa fresca semelhantes em todos os tratamentos até 150 DAT, e a partir desse momento CICC apresentou os maiores acúmulos de matéria fresca do fitossistema até o final das avaliações. Nota-se também que a menor taxa de crescimento absoluto em fitomassa fresca foi a de SISC, existindo uma diferença de aproximadamente  $10 \text{ cm}^3 \text{ dia}^{-1}$ , entre estes tratamentos.

O acúmulo de fitomassa fresca relativa (Figura 8f) é decrescente com a evolução do ciclo biológico da planta. Conforme ocorre o desenvolvimento da planta de figueira ‘Roxo de Valinhos’ a taxa tende a ser menor a cada 21 dias, onde os valores das taxas de crescimento relativo da fitomassa fresca inicialmente eram entre 0,11 e 0,10  $\text{cm}^3 \text{dia}^{-1}$  para todos os tratamentos no início das avaliações e chegaram ao final das mesmas com 0,01 (SISC, SICC e CICC) a 0,02  $\text{cm}^3 \text{dia}^{-1}$  (CISC). Rodrigues et al. (2009) avaliando seleções mutantes de figueiras cv. Roxo de Valinhos relata que ocorreu uma redução na Taxa de Crescimento Relativo (TCR) entre os 70 e 80 dias após o transplante e que provavelmente, foi devido ao início de frutificação e desenvolvimento dos frutos neste período, a causa dessa redução na taxa de crescimento relativo da fitomassa fresca ocorrida neste experimento entre os 75 e 100 DAT, evidenciando uma realocação das reservas de carbono que até então eram usadas estruturalmente na constituição de novas folhas e crescimento da massa do ramo.

### 3.3.3. Análise de crescimento funcional e destrutiva

Observa-se que os maiores índices de área foliar foram encontrados (Figura 9) na presença da cobertura vegetal com bagacilho de cana-de-açúcar sobre a linha de plantio, sendo que tal prática em relação ao solo descoberto diminui a temperatura do solo em 3,72 °C segundo Resende et al. (2005). O pico máximo do índice de área foliar na presença da irrigação e da cobertura vegetal foi alcançado aos 175 DAT, levando em conta que a captação de energia luminosa e a produção de fitomassa dependem da área foliar adequada no tempo e espaço, além da eficiência desta de produzir fotoassimilados (EVANS, 1972).

O índice de área foliar (IAF) e a duração da área foliar são os fatores mais importantes na determinação da produção de matéria seca e consequentemente do crescimento (BERNARDES et al. 1996). Segundo Black e Ong (2000) o acúmulo de biomassa pode ser linearmente relacionado com a interceptação de radiação solar pelo dossel da cultura, sendo a última determinada pelo IAF (LOOMIS e CONNOR, 1992). Pinto (2002) confirmou tais resultados encontrando correlações altamente significativas entre matéria seca e IAF em cana-de-açúcar.

O índice de área foliar (IAF) é um importante parâmetro biométrico para avaliar respostas de plantas a diferentes condições de ambiente, neste âmbito observa-se

que os menores valores do índice de área foliar ocorreram no tratamento sem irrigação e sem a cobertura morta e o pico máximo deste índice ocorreu entre 200 e 250 DAT, retardando o crescimento da planta e a entrada na fenofase reprodutiva.

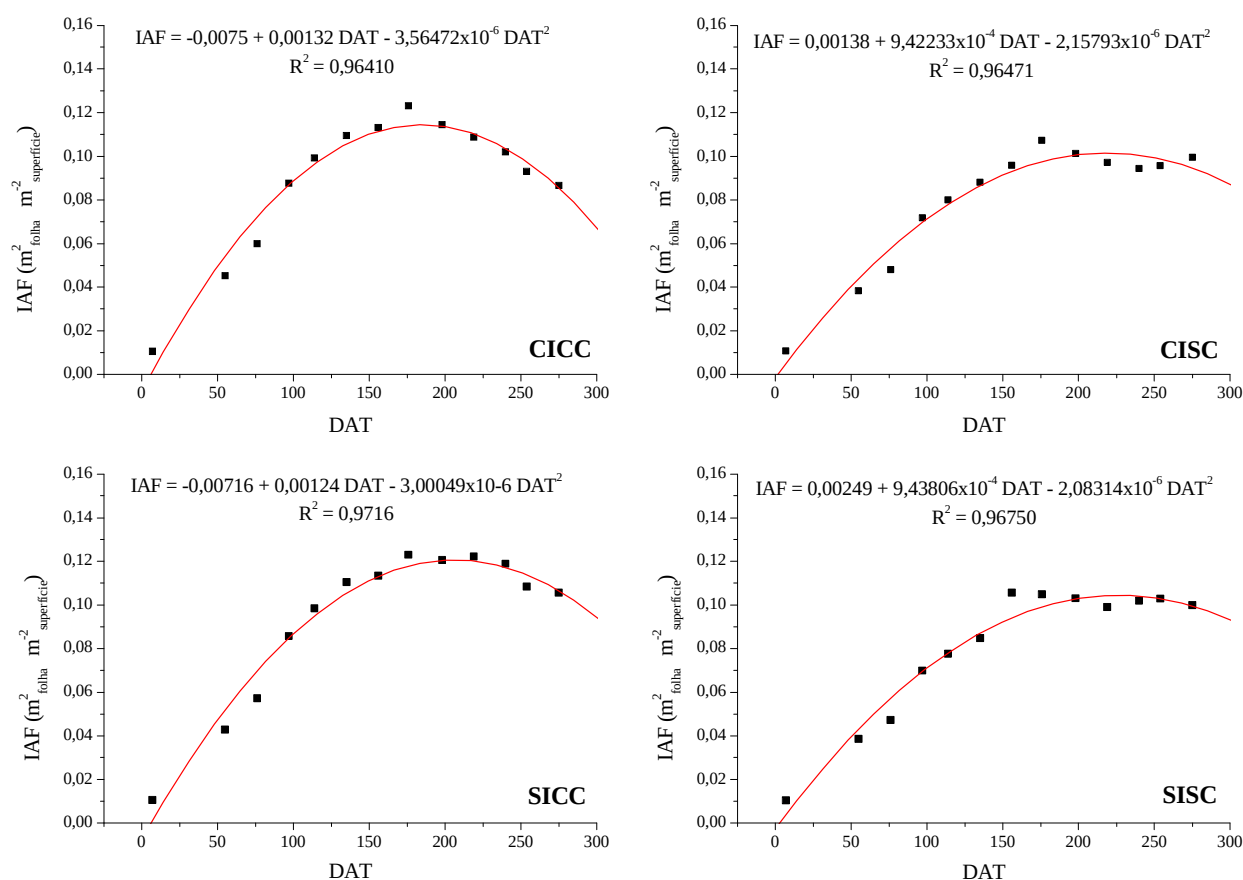


Figura 9. Equações de estimativa do índice de área foliar da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

A intensidade da radiação solar incidente sobre a cultura influencia a estrutura do aparelho fotossintético. A estrutura da folha pode ser modificada pela intensidade de luz à qual esta fica exposta durante o seu crescimento. Maior disponibilidade de luz proporciona aumentos na espessura da folha, na massa foliar específica, no desenvolvimento da epiderme, no desenvolvimento do parênquima e no número total de células das folhas (ESAU, 1977).



O tratamento sem irrigação, mas com o uso da cobertura morta apresentou o IAF máximo de  $0,12 \text{ m}^2 \text{ m}^{-2}$  por volta dos 200 DAT, com 5 dias de diferença em relação ao tratamento com irrigação, o que caracteriza a importância da água no corpo do vegetal, pois na ausência da água os estômatos permanecem fechados não ocorrendo a entrada do  $\text{CO}_2$  e conseqüentemente não acontece a transformação do mesmo em carboidratos e há um retardo no acúmulo de matéria seca. Nos tratamentos onde se encontrava a cobertura morta bagacilho de cana-de-açúcar a queda do índice de área foliar começou por volta dos 225 DAT, enquanto que nos tratamentos sem a presença da cobertura vegetal esta queda começou a ocorrer por volta dos 250 DAT.

Estes baixos índices de área foliar demonstram que o formato da copa da figueira cv. Roxo de Valinhos concebido no momento da poda não leva ao alto sombreamento das folhas no crescimento dos dois primeiros ramos da planta, nos ciclos iniciais produtivos já que Caetano et al. (2005) observou redução linear no fluxo de fótons fotossintéticos no interior da copa das plantas com o aumento do número de ramos produtivos conduzidos, o que indica a ocorrência de auto-sombreamento. Rodrigues et al. (1998) salientam que a fotossíntese pode ser medida por vários métodos, sendo que os mais precisos são aqueles que quantificam o gás carbônico absorvido. Entretanto, existem outras formas de se avaliar a transformação de energia luminosa em energia química, ou seja, quantificando-se a massa seca produzida pelas plantas. Monteith (1972) salienta que a taxa de crescimento de uma espécie pode ser expressa em função da quantidade de energia luminosa incidente, da interceptação e conversão dessa energia em massa seca.

Observa-se que o acúmulo de massa seca nos diferentes órgãos da figueira 'Roxo de Valinhos' (Figura 10) em diferentes condições de cultivo foram seguidas pelo caule, sistema radicular e folhas nos tratamentos CISC, SICC e SISC, enquanto que para CICC foi seguido por ramo > folha > caule > raiz.

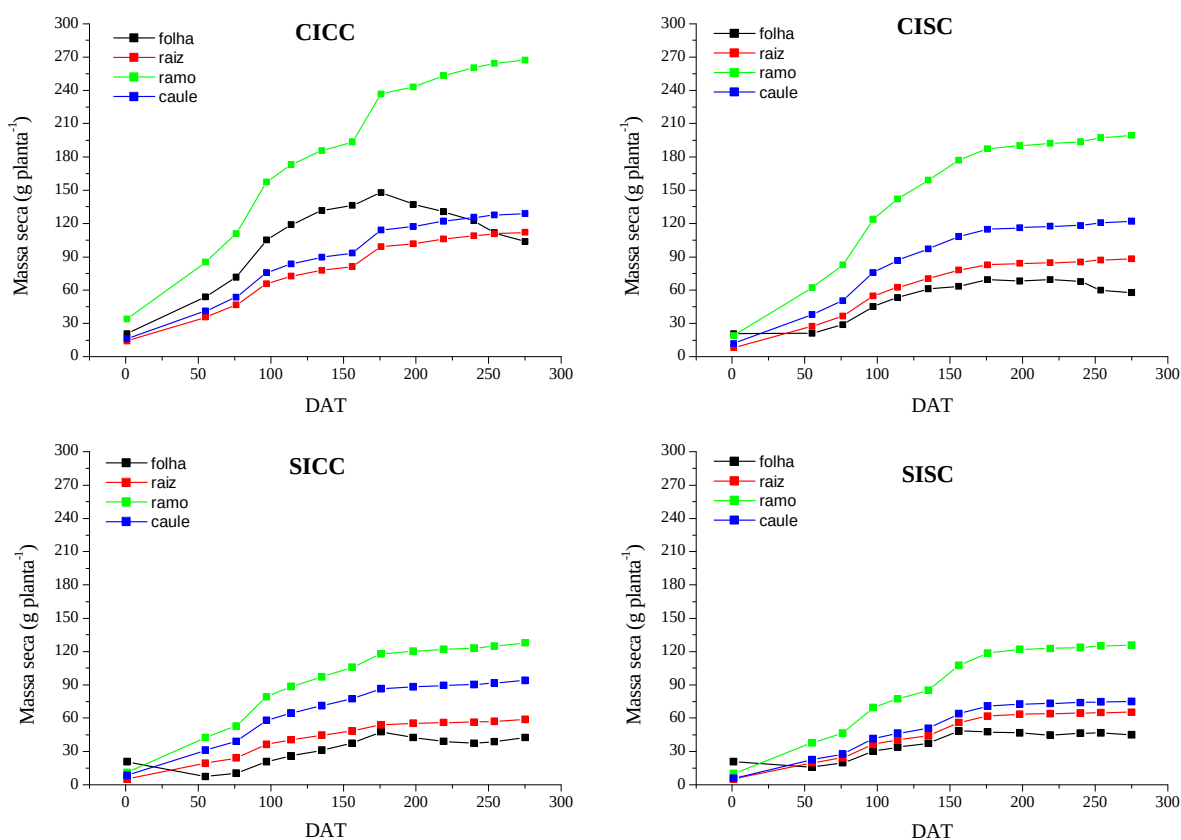


Figura 10. Curvas do acúmulo de massa seca da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

O tratamento CICC apresentou os maiores valores de massa seca por planta, dentre todos os órgãos, os ramos da planta (275 g planta<sup>-1</sup>) apresentaram os maiores valores de acúmulo de carbono, seguidos pelas folhas (135 g planta<sup>-1</sup>), caule (90 g planta<sup>-1</sup>) e sistema radicular (75 g planta<sup>-1</sup>). A partir dos 70 DAT começou a ocorrer maior acúmulo de massa seca em todos os órgãos avaliados. Os percentuais da massa seca em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’ aos 275 DAT, nas diferentes condições de cultivo estão expressos na Tabela 6, e demonstram que houve diferença estatística entre os tratamentos. As maiores médias de acúmulo da massa seca para as folhas da planta ocorreram em CICC (28,50 %) e os menores percentuais foram em SISC (18,83) e SICC (19,99). Essa diferença pode ser explicada porque a alocação de biomassa para diferentes órgãos da planta é dependente de fatores como: espécie, ontogenia e ambiente experimental (POORTER e NOGEL, 2000).

Tabela 6. Percentual da massa seca em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’ aos 275 DAT, nas diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

| Sistema de cultivo | Folhas   | Ramos   | Caule   | Raízes   | Frutos |
|--------------------|----------|---------|---------|----------|--------|
| SISC               | 18,83 b  | 37,83 a | 19,83 a | 22,38 ab | 1,13 a |
| SICC               | 19,99 b  | 37,67 a | 16,67 a | 24,17 ab | 1,50 a |
| CISC               | 24,17 ab | 34,17 a | 15,67 a | 24,83 a  | 1,16 a |
| CICC               | 28,50 a  | 36,67 a | 15,33 a | 17,83 b  | 1,67 a |
| Médias             | 22,87    | 36,59   | 16,88   | 22,30    | 1,37   |
| CV (%)             | 20,91    | 12,83   | 16,20   | 17,83    | 11,82  |

Médias seguidas da mesma letra na coluna, não diferem pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

As plantas que se encontravam sob irrigação e sem cobertura morta apresentaram menores totais de massa seca do que CICC, e também apresentou os ramos, como o órgão com maior acúmulo de massa seca por planta, seguido pelo caule, sistema radicular e as folhas. Houve uma diferença entre de 120 g planta<sup>-1</sup>, entre o órgão de maior e menor acúmulo, e uma similaridade de acúmulo de matéria seca no caule e sistema radicular ao longo das avaliações.

Leonel e Damatto Junior (2007) avaliando a distribuição do sistema radicular da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em função da aplicação de níveis de adubação orgânica encontraram no tratamento testemunha, o qual não houve aplicação de nitrogênio na forma de esterco de curral curtido durante quatro anos, a menor massa total de raízes (43,3 g), enquanto com 150 % da dose recomendada, foi observada a maior massa total de raízes (177,7 g). O acúmulo de massa seca do sistema radicular da figueira nas diferentes condições de cultivo variou de 60 a 105 g planta<sup>-1</sup>, corroborando com os autores supracitados.

Em SICC a diferença de massa seca entre os ramos e as folhas da figueira ‘Roxo de Valinhos’ foram de 75g planta<sup>-1</sup>, sendo que o acúmulo de massa seca nos órgãos da planta acentuou-se a partir dos 100 DAT, assim como o aumento de massa seca nos órgãos da planta em SISC foram os menores valores encontrados, contudo mantendo a ordem decrescente: ramo, caule, sistema radicular e folhas, com 120,0; 75,0; 60,0; 45,0 g planta<sup>-1</sup>, respectivamente. Formentini (2009), avaliando o efeito da aplicação de doses de manipueira no controle do nematóide *M. incógnita* na cultura da figueira cv. Roxo de Valinhos encontrou respectivamente: 17,26; 16,77; 26,69; 15,21 g de massa fresca de folhas e 4,74; 4,8; 7,22 e 4,61 g de massa seca de folhas nos tratamentos água, 10, 25 e 50 % de manipueira.

O fundamento da análise clássica do crescimento é a medida sequencial da acumulação de matéria orgânica e sua determinação é feita normalmente considerando-se a massa seca da planta ou grupo de plantas (MAGALHÃES, 1979). Para ŠESTÁK (1981) a relação matéria seca/radiação pode mudar durante a vida da planta, provavelmente devido a mudanças ontogênicas na estrutura da copa, como também a alterações na atividade do dreno sobre a taxa fotossintética.

Na Figura 11 estão representadas as equações de estimativa da massa seca da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, onde a massa seca da planta no tratamento CICC chegou a  $0,6 \text{ kg planta}^{-1}$  aos 250 DAT, sendo observado um acúmulo crescente dos 50 até os 200 DAT. O tratamento CISC apresentou acúmulo de massa seca por volta de  $0,45 \text{ kg planta}^{-1}$ , entrando em um patamar de equilíbrio aproximadamente aos 175 DAT, e os menores acúmulos de matéria seca podem ser vistos nos tratamentos sem a suplementação da irrigação  $0,3 \text{ kg planta}^{-1}$ , nos tratamentos SICC e SISC.

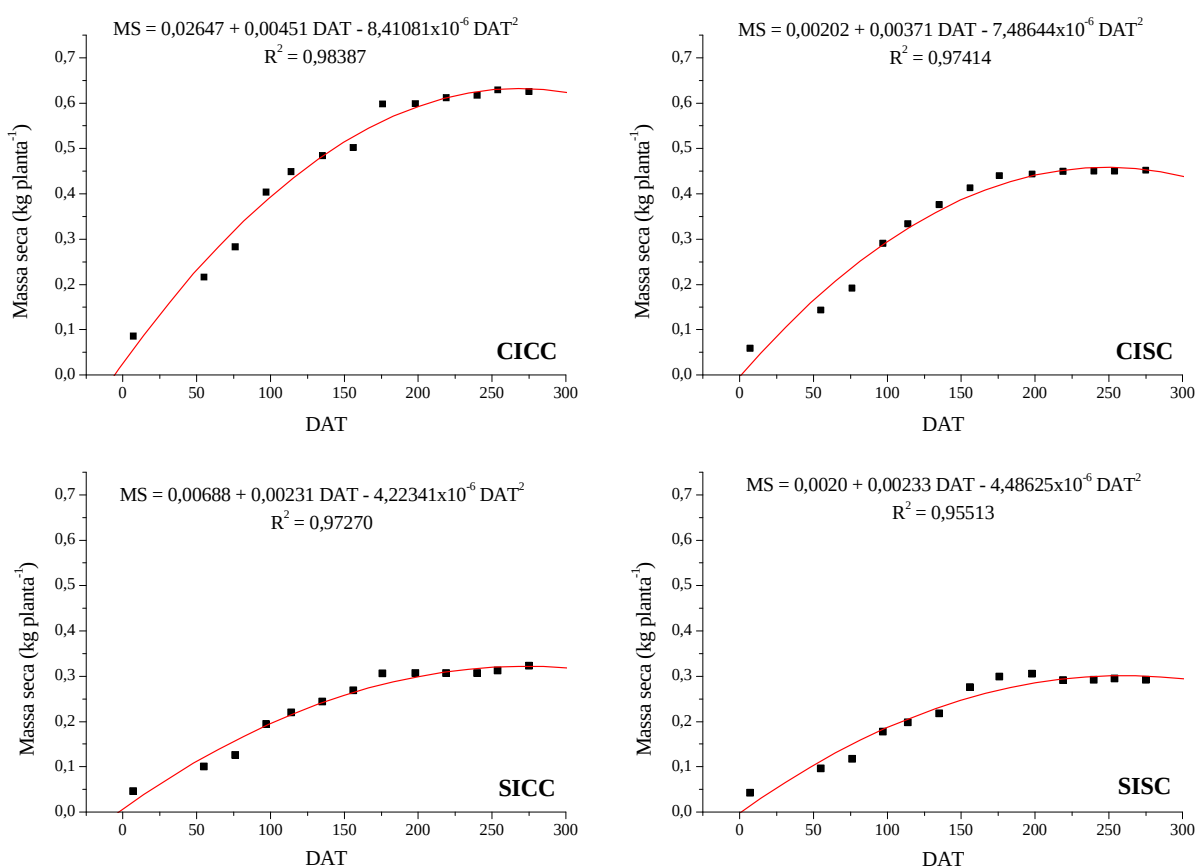


Figura 11. Equações de estimativa da massa seca da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

Simkhada et al. (2007) relatam que plantas de *Diospyros kaki* cv. Fuyu com dois anos de idade enxertadas sobre caqui *D. Kaki* e *D. lotus* apresentaram um acúmulo de 0,191 e 0,151 kg de massa seca planta<sup>-1</sup>, respectivamente. Assim como pêras ‘Nijisseiki’ com 3 anos de idade apresentaram uma variação de 0,551 a 0,688 kg planta<sup>-1</sup> de matéria seca de um ano para o outro (TENG et al. 1999).

A análise quantitativa de crescimento vegetal é considerada como método padrão para estimativa da produtividade biológica e primária das comunidades vegetais. Destina-se a avaliação da produção líquida das plantas, derivada do processo fotossintético e é resultado do desempenho do sistema assimilatório durante um certo período de tempo.

A taxa de crescimento da cultura (TCC) que representa a produção de biomassa de uma comunidade indica que as plantas de figueira do tratamento SISC sofreram com o processo de transplântio, como pode ser visto na segunda avaliação (Figura 12). Assim como a TCC também evidenciou dois grandes picos de crescimento no tratamento CICC, o primeiro aos 112 DAT e o segundo aos 175 DAT, esses picos podem ser explicados pela variação da precipitação pluviométrica no primeiro momento e pela radiação fotossinteticamente ativa (PAR) no segundo momento, segundo os dados meteorológicos apresentados na Tabela 1.

As plantas que se encontravam sob suplementação da irrigação foram beneficiadas no início do seu desenvolvimento em relação às plantas dos demais tratamentos, contudo observa-se um decréscimo no acúmulo da biomassa por essas plantas dos 75 aos 100 DAT de 3,0 para 2,0 g m<sup>-2</sup> dia<sup>-1</sup>.

As plantas que compuseram os tratamentos SICC e SICC apresentaram uma taxa de crescimento abaixo das demais taxas de crescimento dos tratamentos alcançando no máximo 1,5 a 2,0 g m<sup>-2</sup> dia<sup>-1</sup>. Os tratamentos sem a cobertura morta foram os que apresentaram os menores índices de crescimento aos 225 dias após o transplântio, onde foi evidenciado o menor índice pluviométrico (Figura 4d). Notou-se que para todos os tratamentos ocorreram uma queda nas taxas de produção da biomassa a partir dos 200 DAT e com tendência a linearidade.

A taxa de crescimento relativo (TCR) fornece o índice fisiológico mais proveitoso e ecologicamente significativo, é uma medida da eficiência da produção da nova

matéria seca sobre a já existente. Os tratamentos apresentaram os maiores índices de crescimento relativo dos 75 aos 125 DAT. Os tratamentos com irrigação apresentam aumentos e decréscimos das taxas de crescimento nos mesmos momentos, enquanto que nos tratamentos sem irrigação ocorreram uma dissociação dessa taxa em algumas avaliações principalmente, aos 150 dias onde o tratamento sem cobertura e sem irrigação foi beneficiado pelas maiores taxas de precipitação pluviométrica no período de avaliação.

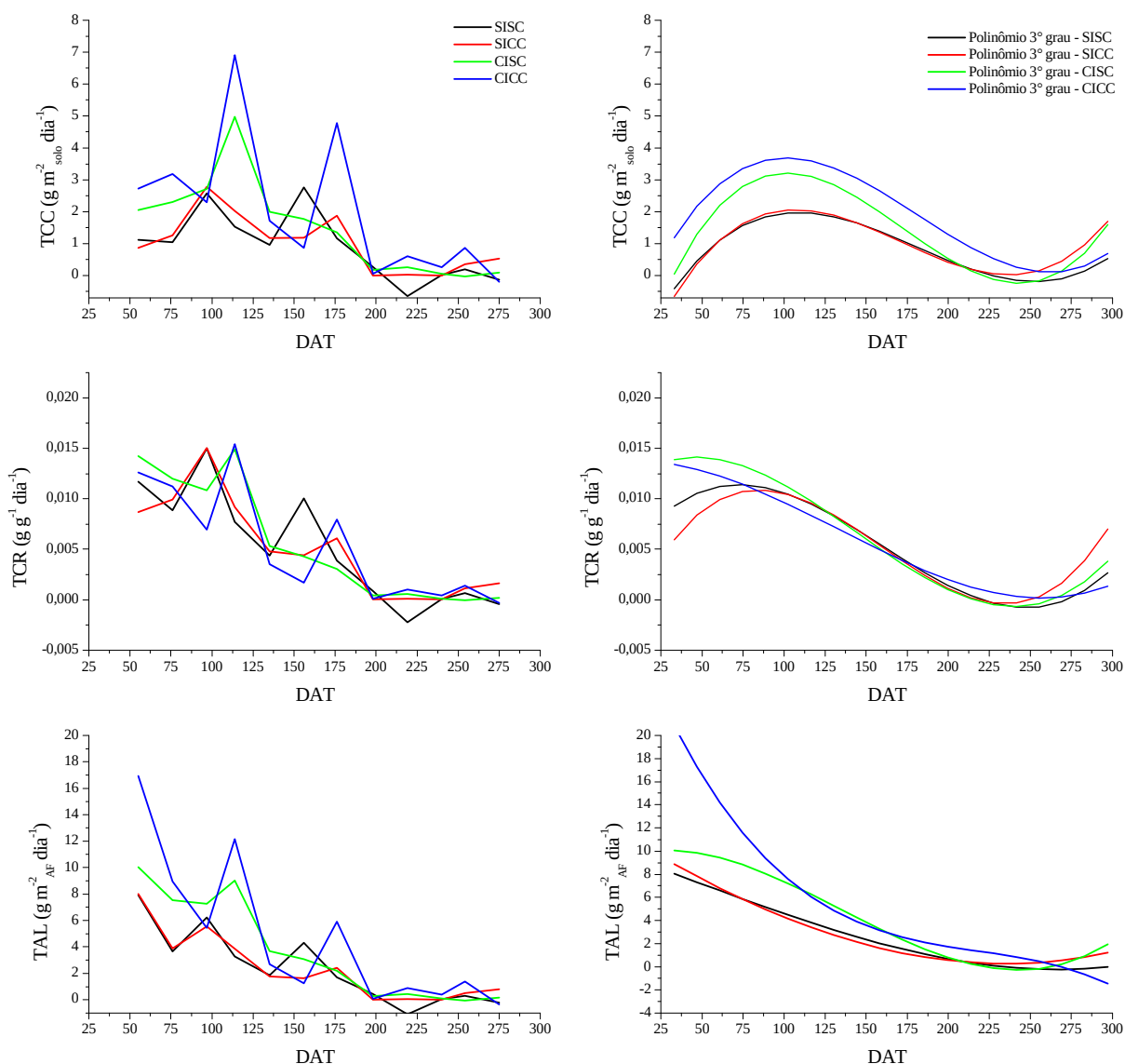


Figura 12. Valores das taxas de crescimento da cultura (TCC), taxas de crescimento relativo (TCR), taxa da assimilação líquida (TAL) da figueira 'Roxo de Valinhos' em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

A taxa assimilatória líquida (TAL) é o acúmulo de matéria seca por unidade de área foliar durante a estação de crescimento, bem como pode ser uma medida da eficiência fotossintética de uma planta (FITTER e HAY, 1981).

As maiores incorporações de CO<sub>2</sub> pelas folhas das plantas da figueira ‘Roxo de Valinhos’ aconteceram na estação de crescimento da planta com a emissão de novas folhas no início do desenvolvimento entre 50 e 125 DAT. Para as três taxas de crescimento supracitadas foram ajustados polinômios de 3ª ordem, tendo como variável independente o tempo após o transplântio (Tabela 7). Os menores coeficientes de determinação foram obtidos para estimativa de TCR, todavia, permitiram correlações acima de 79,63% (coeficiente de correlação).

Tabela 7. Coeficientes de regressão polinomial e de determinação para estimativa das taxas de crescimento relativo (TCR) e da cultura (TCC) da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo.

| Sistema de cultivo                                                    | $Y = \sum_{j=0}^2 a_j \left( (DAT)_i \right)^j$ |           |            |            | R <sup>2</sup> |
|-----------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|-----------|------------|------------|----------------|
|                                                                       | $a_0$                                           | $a_1$     | $a_2$      | $a_3$      |                |
| Taxa de crescimento relativo (g m <sup>-2</sup> dia <sup>-1</sup> )   |                                                 |           |            |            |                |
| CICC                                                                  | -3,50783                                        | 0,11792   | -7,7647E-4 | 1,4317E-6  | 0,63875        |
| CISC                                                                  | -4,32183                                        | 0,14051   | -9,5357E-4 | 1,8478E-6  | 0,72976        |
| SICC                                                                  | -4,56919                                        | 0,17824   | -0,00125   | 2,4068E-6  | 0,79817        |
| SISC                                                                  | -2,39365                                        | 0,13763   | -9,4166E-4 | 1,7278E-6  | 0,63407        |
| Taxa de crescimento da cultura (g g <sup>-1</sup> dia <sup>-1</sup> ) |                                                 |           |            |            |                |
| CICC                                                                  | 0,00338                                         | 2,4559E-4 | -2,1888E-6 | 4,5589E-9  | 0,79735        |
| CISC                                                                  | -0,00388                                        | 3,9636E-4 | -3,1872E-6 | 6,6537E-9  | 0,83504        |
| SICC                                                                  | 0,01111                                         | 1,3779E-4 | -1,7560E-6 | 4,0732E-9  | 0,90805        |
| SISC                                                                  | 0,01367                                         | 1,3843E-5 | -7,2079E-7 | 1,7994E-9  | 0,68888        |
| Taxa de assimilação líquida (g m <sup>-2</sup> dia <sup>-1</sup> )    |                                                 |           |            |            |                |
| CICC                                                                  | 9,80523                                         | -0,05198  | -3,4096E-5 | 3,2961E-7  | 0,80507        |
| CISC                                                                  | 11,68148                                        | -0,08929  | 1,3993E-4  | 1,4163E-7  | 0,88009        |
| SICC                                                                  | 9,53525                                         | 0,04173   | -8,4152E-4 | 2,0716E-6  | 0,93157        |
| SISC                                                                  | 31,42066                                        | -0,37183  | 0,00161    | -2,4533E-6 | 0,77803        |

### 3.3.4. Desenvolvimento do sistema radicular

O sistema radicular apresentou os maiores percentuais de massa seca (24,83 g) no tratamento CISC, sendo que os demais tratamentos não diferiram estatisticamente entre si, assim como também não houve diferença estatística da massa seca entre os tratamentos para os ramos, caule e frutos da planta de figueira. Greer e Sicard (2009) avaliando o estresse ambiental no crescimento da *Vitis vinifera* L. cv. Semillon definiu que os ramos em crescimento mantêm um balanço de carbono positivo após as brotações e contabilizou que do percentual de carbono na biomassa da planta 53% foi usado para a brotação e manutenção das gemas, 9% nas folhas, 10% nos caules e 28 % nos ramos.

Na Figura 13a observa-se o comportamento do sistema radicular quanto à exploração do solo. Os maiores volumes de solo explorado pelo sistema radicular da planta de figueira (70000 cm<sup>3</sup>) foram encontrados nos tratamentos com suplementação hídrica e uma tendência a estabilidade a partir dos 175 DAT para todos os tratamentos.

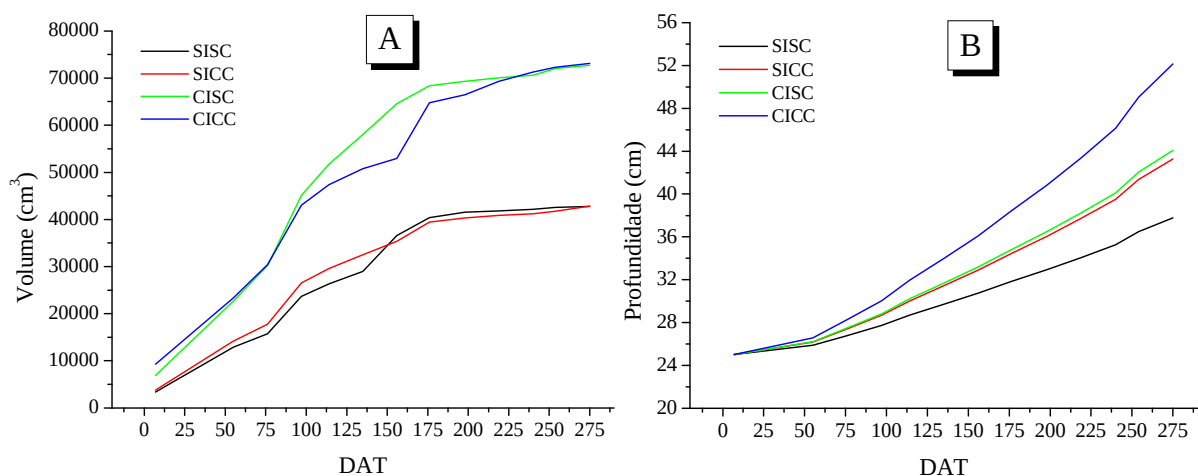


Figura 13. Evolução do volume de solo explorado (a) e da profundidade (b) do sistema radicular da figueira 'Roxo de Valinhos' em diferentes condições de cultivo.

O tratamento que explorou uma maior profundidade de solo foi CICC (Figura 13b), já que não houve déficit hídrico e as temperaturas do solo foram menores em função da cobertura, ou seja, as plantas que se encontraram neste tratamento tiveram condições favoráveis ao seu pleno desenvolvimento. Os tratamentos CISC e SICC exploraram



praticamente o mesmo volume de solo (42 cm) em profundidade ao final do período experimental, evidenciando que o uso da cobertura morta pode, em muitos casos, suprimir o uso da irrigação, o que é comumente utilizado pelos produtores da região de Valinhos/SP. O menor volume de solo explorado de 36 cm foi constatado no tratamento SISC aos 275 DAT. Esses comportamentos do sistema radicular supracitados foram descritos por funções quadráticas e lineares (Tabela 8), com coeficientes de determinação superiores a 0,9769.

Tabela 8. Equações de estimativa do volume de solo explorado e da profundidade do sistema radicular da figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo.

| Sistema de cultivo                          | Equação ajustada                                                | R <sup>2</sup> |
|---------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------|----------------|
| Volume de solo explorado (cm <sup>3</sup> ) |                                                                 |                |
| SISC                                        | $V = -1560,5751 + 315,2370 \text{ DAT} - 0,54424 \text{ DAT}^2$ | 0,97699        |
| SICC                                        | $V = -122,9760 + 322,2698 \text{ DAT} - 0,6096 \text{ DAT}^2$   | 0,98834        |
| CISC                                        | $V = -1400,0729 + 583,6248 \text{ DAT} - 1,1495 \text{ DAT}^2$  | 0,98158        |
| CICC                                        | $V = 3741,5406 + 447,6109 \text{ DAT} - 0,6935 \text{ DAT}^2$   | 0,98701        |
| Profundidade do sistema radicular (cm)      |                                                                 |                |
| SISC                                        | $P = 23,3027 + 0,0499 \text{ DAT}$                              | 0,99154        |
| SICC                                        | $P = 22,4124 + 0,0712 \text{ DAT}$                              | 0,98935        |
| CISC                                        | $P = 22,2772 + 0,0743 \text{ DAT}$                              | 0,98903        |
| CICC                                        | $P = 20,8492 + 0,1053 \text{ DAT}$                              | 0,98585        |

A Figura 14 apresenta o perfil de crescimento do sistema radicular tendo como referência o caule da planta. Neste caso, foi estabelecido semelhantemente a um plano cartesiano, eixos equatoriais (eixo x) e longitudinais (eixo y), com distribuição ao longo do tempo. Observou-se que na ausência de irrigação, um crescimento longitudinal do sistema radicular, que possibilita uma maior exploração do volume de solo. Na presença de irrigação, o sistema radicular apresentou um crescimento com razão unitária entre os dois planos de distribuição radial.

Com o uso da irrigação, a distribuição radial das raízes foi menor e uniforme nos planos equatorial e longitudinal, pois não existia a necessidade do crescimento das raízes na procura de água, sem a complementação com a irrigação houve a necessidade do crescimento do sistema radicular para a captação da água.

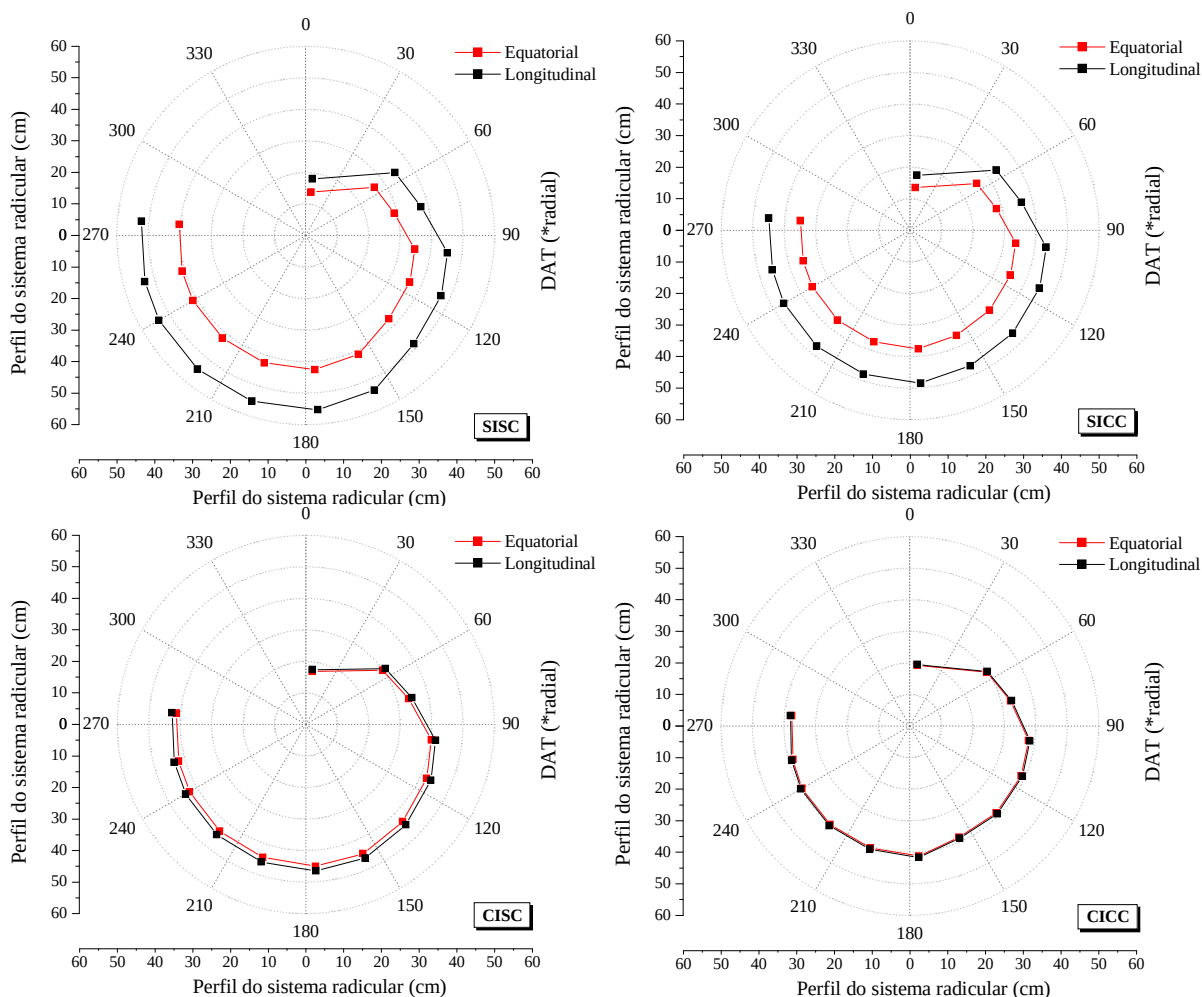


Figura 14. Perfil de distribuição equatorial e longitudinal do sistema radicular da figueira 'Roxo de Valinhos' em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

### 3.3.5. Produção na fase de formação

Na Figura 15 estão apresentadas as médias de produção e o número de frutos estimados no primeiro ano de implantação da cultura da figueira com o cultivar Roxo de Valinhos produzida em Botucatu-SP, sendo que as maiores médias de produção de figo verde foram observadas no tratamento com irrigação e com cobertura ( $700 \text{ kg ha}^{-1}$ ), e as menores médias foram evidenciadas pelo tratamento sem irrigação e sem cobertura ( $104,25 \text{ kg ha}^{-1}$ ), bem como para SICC ( $130 \text{ kg ha}^{-1}$ ); com a suplementação da irrigação e cobertura houve um

incremento de produção estimada de  $600 \text{ kg ha}^{-1}$ , o que também indica a precocidade reprodutiva da espécie *Ficus carica* L., pois a colheita foi realizada nove meses após o transplântio.

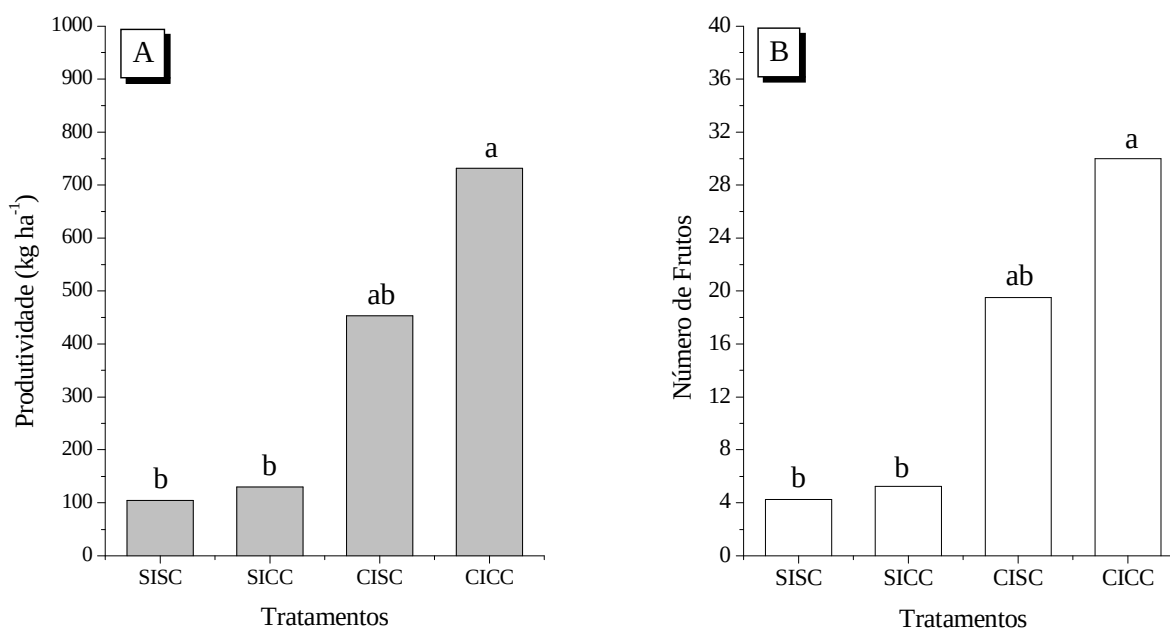


Figura 15. Produção média das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’ em diferentes condições de cultivo, em Botucatu-SP.

As plantas que compuseram o tratamento CISC apresentaram uma produtividade de  $450 \text{ kg ha}^{-1}$ , fica evidente que o uso da cobertura morta acrescentou uma elevação de  $250 \text{ kg ha}^{-1}$ , o que representa um acréscimo de 35 % na produtividade da cultura. Quando comparamos os tratamentos CISC e SISC verificamos que a suplementação hídrica proporcionou um aumento de  $350 \text{ kg ha}^{-1}$  de frutos na produção o que representa 77,78 % do total. As lâminas irrigadas e efetivas recebidas são apresentadas na Tabela 9.

O tratamento CISC apresentou o maior número médio de frutos por planta (30), seguido do tratamento CISC com 20 frutos por planta enquanto que os tratamentos SISC e SICC apresentaram em torno de 4 a 6 frutos por planta no primeiro ano de formação da cultura, Caetano et al. (2005) encontraram 426 frutos/planta de seis anos de idade com 24 ramos, onde os tratamentos consistiram de plantas conduzidas com 16; 20; 24; 28 e 32 ramos.

Tabela 9. Distribuição das precipitações pluviométricas e lâminas de irrigação.

| Mês    | Precipitação<br>(mm) | Lâmina irrigada<br>(mm) |        | Lâmina efetiva recebida<br>(mm) |        |         |         |
|--------|----------------------|-------------------------|--------|---------------------------------|--------|---------|---------|
|        |                      | CISC                    | CICC   | SISC                            | SICC   | CISC    | CICC    |
| Out/09 | 141,8                | -                       | -      | 141,8                           | 141,8  | 141,8   | 141,8   |
| Nov/09 | 289,0                | -                       | -      | 289,0                           | 289,0  | 289,0   | 289,0   |
| Dez/09 | 331,6                | -                       | -      | 331,6                           | 331,6  | 331,6   | 331,6   |
| Jan/10 | 350,5                | -                       | -      | 350,5                           | 350,5  | 350,5   | 350,5   |
| Fev/10 | 179,9                | -                       | -      | 179,9                           | 179,9  | 179,9   | 179,9   |
| Mar/10 | 134,6                | 33,29                   | 12,86  | 134,6                           | 134,6  | 167,9   | 147,4   |
| Abr/10 | 71,7                 | 77,42                   | 60,07  | 71,7                            | 71,7   | 149,1   | 131,8   |
| Mai/10 | 39,5                 | 86,85                   | 75,67  | 39,5                            | 39,5   | 126,3   | 115,1   |
| Jun/10 | 22,8                 | 72,74                   | 63,29  | 22,8                            | 22,8   | 95,5    | 86,1    |
| Jul/10 | 55,3                 | 33,98                   | 31,48  | 55,3                            | 55,3   | 89,2    | 86,7    |
| Total  | 1616,5               | 304,28                  | 243,37 | 1616,5                          | 1616,5 | 1920,78 | 1859,87 |

Leonel e Tecchio (2010) avaliando o crescimento, a produtividade e a sazonalidade condicionadas pelas épocas de poda e uso ou não da irrigação da figueira ‘Roxo de Valinhos’ evidenciaram o efeito favorável da irrigação ( $4,15 \text{ t ha}^{-1}$ ) em comparação com as áreas sem irrigação ( $1,87 \text{ t ha}^{-1}$ ), assim como Rodrigues et al. (2009) encontrou  $2,27 \text{ t ha}^{-1}$  e Gonçalves et al. (2006) avaliando o efeito das épocas de poda e sistemas de condução no desenvolvimento, produção e qualidade da fruta verde da figueira cultivada na região norte-mineira encontrou uma produção de  $976 \text{ kg ha}^{-1}$  na poda de setembro a  $2.383 \text{ kg ha}^{-1}$  na poda realizada no mês de março.

Hernandez et al. (1994) avaliando a resposta da cultura da figueira com 4 anos de idade á aplicação de lâminas de irrigação e adubação nitrogenada na região de Ilha Solteira-SP identificaram que a produção total das figueiras sem irrigação foi de  $3582,77 \text{ kg ha}^{-1}$ , sendo a produtividade dos figos verdes de  $2.433,46 \text{ kg ha}^{-1}$  e a maior produtividade total  $17.261,33 \text{ kg ha}^{-1}$  foi verificada na lâmina de 1.702 mm sendo a produção de figos verdes de  $1.759,27 \text{ kg ha}^{-1}$ . Para os mesmos autores os resultados apontam para a necessidade da adoção obrigatória do uso da cobertura morta, quando da ausência de equipamentos de irrigação, pois se verificou um atraso na emissão das brotações pelas plantas não irrigadas, proporcionado pela ausência de chuvas, repercutindo diretamente na produtividade de frutos.

A produtividade apresentada pelas plantas da cultivar Roxo de Valinhos nessas condições edafoclimáticas de Ilha Solteira-SP, quando comparadas com a

produção das variedades ‘Houraushi’ e ‘Masui’ com anos de idade plantadas em Osaka no Japão, respectivamente 250 e 100 kg ano<sup>-1</sup> como relatado por Yamakura et al. (2008) podem ser consideradas altamente produtivas. Caetano et al. (2005) estudando o efeito do número de ramos produtivos sobre o desenvolvimento da área foliar e produtividade de figos verdes do cultivar Roxo de Valinhos definiu que maior a produtividade 11,9 t ha<sup>-1</sup> observada de figos verdes foi obtida quando as plantas foram conduzidas com 24 ramos, sendo a área foliar média da planta de 6,2 m<sup>2</sup>.

### **3.4. CONCLUSÕES**

O uso de cobertura morta e irrigação favoreceu o desenvolvimento das plantas, bem como a produção. As taxas de crescimento indicaram que a cobertura morta permitiu condições hídricas satisfatórias para um rápido estabelecimento das mudas. A suplementação com água por meio da irrigação, propiciou um maior volume de solo explorado pelo sistema radicular das plantas, com distribuição uniforme.

## **4. Capítulo II – CARBONO-13 EM FIGUEIRAS ‘ROXO DE VALINHOS’.**

### **4.1. INTRODUÇÃO**

Os estudos sobre a economia de carboidratos, para a produção de espécies hortícolas são de grande importância para a agricultura, particularmente de frutas, 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 influenciadas diretamente pelas práticas culturais de uma dada cultura que causam efeitos significativos na translocação e alocação de carbono fixado durante o processo fotossintético. Esses efeitos visam à obtenção de frutos em quantidade e qualidade, sem alternância de produção.

O estudo de translocação e alocação de fotoassimilados em plantas iniciaram-se na década de 60, com o uso do carbono radioativo  $^{14}\text{C}$  (XAVIER et al., 2007; KOCH & SCHRADER, 1984). Contudo, problemas relacionados a legislação e risco de contaminação humana e animal limitaram o uso dessa técnica. Nesse contexto, a utilização dos isótopos estáveis, por serem diminuírem o riscos de exposição substituíram o uso do radioisótopo  $^{14}\text{C}$  e passaram a ser uma das ferramentas empregadas nos estudos como marcadores naturais para indicação de processos metabólicos (COMPAROT-MOSS et al., 2010; DEWEZ et al., 2009; ALONSO et al., 2005; RUAN et al., 2004).

Vários estudos visando elucidar a sistemática da translocação e alocação de fotoassimilados tem sido realizada em frutíferas perenes (SIMKHADA et al.,

2007; TENG et al., 2002; MATSUURA et al., 2001) já que a produção propriamente dita depende do desempenho da fonte produtora de fotoassimilados por meio do processo fotossintético e da sua relação com o enchimento dos drenos.

A reserva de carboidratos em árvores decíduas é muito importante para o desenvolvimento reprodutivo nos estágios de crescimento inicial (GAUDILLERE et al., 1992; LOCKWOOD & SPARKS, 1978; LOESCHER et al., 1990; TENG et al., 1999), pois as mesmas precisam renovar toda a massa foliar em decorrência da queda natural. Entretanto, Simkhada et al. (2007) relata que, não somente o conteúdo de carboidrato é importante, mas também a quantidade total desses carboidratos e compostos nitrogenados em cada parte é muito importante para a manutenção do vigor da árvore.

Matsuura et al. (2001) relata que folhas de figueiras 'Masui Daufine' com dois anos de idade foram expostas a  $^{13}\text{CO}_2$  no mês de outubro, e as análises mostraram que  $^{13}\text{C}$ -fotossintatos foram armazenadas durante o período de dormência e remobilizado na primavera seguinte. O excesso de átomos %  $^{13}\text{C}$  durante o período de dormência foi elevado nas raízes que apresentavam o menor diâmetro decrescendo em seguida, para raízes finas, raízes de tamanho intermediário (médio), raízes com maior diâmetro, tronco, ramos de dois anos de idade e ramos de um ano de idade.

Por conseguinte, Zhang et al. (2005) determinou que o acúmulo de fotossintatos  $^{13}\text{C}$  em frutos de pêra japonesa num período de rápido crescimento é limitado pela intensidade do dreno e não pela capacidade de transporte do pedicelo do fruto.

Nas plantas superiores a biossíntese de carboidratos é sensível aos condicionantes dos efeitos ambientais adversos (PIZARRO & BISIGATO, 2010; KELLER & TARARA, 2010) os quais atuam no fornecimento de carboidratos desde os órgãos fontes a atividade dos drenos bem como das enzimas biosintéticas associadas. Tofinõ et al. (2007) condiciona que os fotoassimilados produzidos na fonte são transportados para os drenos na forma de açúcares (sacarose e rafinose) e dependem da espécie e do tipo de carga e descarga no floema via simplasto/apoplasto, assim como a concentração dos açúcares desempenham um papel central na distribuição do  $\text{CO}_2$  assimilado.

A qualidade interna e externa dos frutos destinados ao mercado é muito importante. Dessa forma, o conhecimento sobre os parâmetros fisiológicos que direta ou indiretamente estão 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 o tempo de alocação dos fotoassimilados ao longo de 360 horas e o início da alocação antes da poda, em plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’, em condições de campo com e sem irrigação, usando o isótopo estável  $^{13}\text{C}$  como traçador.

## 4.2. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos em campo na área experimental do pomar do Departamento de Produção Vegetal/Horticultura da Faculdade de Ciências Agrônomicas, UNESP, campus de Botucatu-SP. As coordenadas geográficas, locais são: 22° 52’ 47” latitude S, 48° 25’ 12” longitude W 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, precipitação e temperatura média anual de 1530 mm e 21°C, respectivamente (CEPAGRI, 2010).

A área experimental usada no primeiro experimento com 190 plantas, realizado de março a abril de 2008 foi implantada em setembro de 2001, no espaçamento de 3,0 x 2,0 m. As plantas de figueira da cultivar Roxo de Valinhos receberam tratamentos culturais como poda de formação, frutificação e desbrotas com a finalidade de adquirirem a conformação de 6 a 9 ramos produtivos de acordo as recomendações técnicas de Campo Dall’Orto et al. (1996).

Para o segundo experimento ocorreu a implantação de uma nova área experimental com o transplântio das mudas, realizado no dia 13 de outubro de 2009. O espaçamento adotado também foi de 3,0 x 2,0m representando uma densidade de 1.660 plantas  $\text{ha}^{-1}$ , sendo estas plantas conduzidas com dois ramos (PENTEADO, 1997). O solo da área onde as plantas de ambos os experimentos foram instaladas é classificado como Nitossolo Vermelho (EMBRAPA 2006), as plantas dos dois experimentos receberam tratamentos culturais, bem como adubações com base na análise do solo.



Determinou-se previamente nas plantas do primeiro experimento 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 em ambos os experimentos foi colocada em uma câmara de acrílico tendo 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> (Figura 16), onde ocorreu à injeção do gás enriquecido. A injeção desse gás na câmara foi feita através de um dispositivo que regula o direcionamento do fluxo de um cilindro de <sup>13</sup>CO<sub>2</sub> para uma seringa e posteriormente, da seringa para a câmara, introduzindo-se 8,0 ml de <sup>13</sup>CO<sub>2</sub>, a 99 átomos %, ou seja, de cada 100 átomos de CO<sub>2</sub> deste gás, 99 % dos átomos são formados por <sup>13</sup>C e 1% de <sup>12</sup>C, que propiciaram um  $\delta^{13}\text{C}$  de 35.693,27 ‰ de <sup>13</sup>C (29,19 átomos % de <sup>13</sup>C em excesso). O tempo de enriquecimento da folha foi de 30 minutos e após este período a câmara foi retirada.

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

No campo, as folhas foram colocadas na câmara entre os horários de 08h 00 min e 12h 00 min, para uma 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 monitorada com a introdução de um termômetro dentro da câmara.

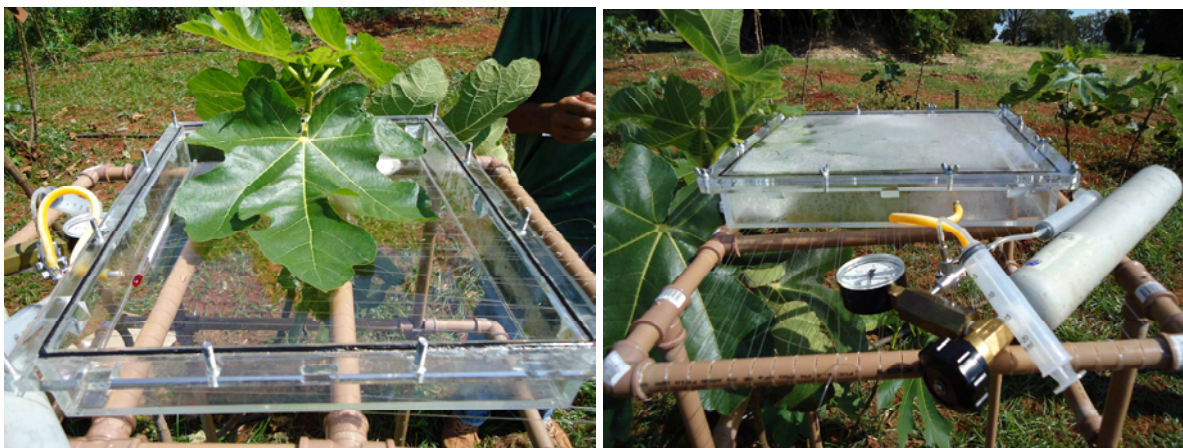


Figura 16. Câmara de enriquecimento de  $^{13}\text{CO}_2$ . FCA/UNESP, Botucatu-SP.

Das plantas em estágio reprodutivo dentro do primeiro experimento, quatro foram escolhidas para a avaliação do enriquecimento natural de  $^{13}\text{C}$  e  $^{12}\text{C}$ , em seus diversos órgãos na planta visando à determinação do valor limite do enriquecimento relativo natural ( $\delta^{13}\text{C}$ ), valor esse a ser usado como comparação com os resultados obtidos nas amostras coletadas nos ramos, nos quais as folhas foram submetidas ao ambiente de enriquecimento de  $^{13}\text{CO}_2$ . Ao final seria possível a caracterização e mapeamento do enriquecimento relativo natural de  $^{13}\text{C}$  de toda a planta. Em seguida foram seccionadas as seguintes partes: gema apical, folha recém-aberta, folha fotossinteticamente ativa de cada nó em todo o ramo, brotações laterais, frutos, sendo os ramos divididos em três partes (apical, mediana e basal) objetivando a igualdade no número de nós entre as partes. Os dois ramos partiram do mesmo local onde é feita a poda (resíduo de poda), que foi seccionado em função do número de podas realizadas. Sequencialmente foram seccionados: caule, raiz primária (diâmetro maior que 40 mm até o caule), raízes secundárias (diâmetro entre 40 e 15 mm) e terciárias (diâmetro compreendido entre 15 e 2 mm), sendo estas últimas subdivididas em grossa, média e fina, e as radículas (diâmetro menores que 2mm).

Os valores de  $^{13}\text{C}$  obtidos na variação natural foram considerados como testemunha, e as diferenças entre médias nas demais partições foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O delineamento experimental adotado tanto no primeiro quanto no segundo experimento foi o inteiramente casualizado. No primeiro experimento, os tratamentos

foram caracterizados como o tempo decorrente entre a alimentação com o gás contendo  $^{13}\text{C}$  e a coleta dessas plantas, como segue: T1- 6 horas; T2- 24 horas; T3- 48 horas; T4- 72 horas; T5- 120 horas; T6- 168 horas; e T7- 360 horas após o enriquecimento com  $^{13}\text{C}$ . Cada tratamento foi composto por quatro repetições (quatro plantas com quatro ramos cada).

No segundo experimento, empregou-se um fatorial  $2 \times 4$ , sendo no primeiro nível descrito pelo uso ou não da irrigação. No segundo nível, os tratamentos decorreram de enriquecimentos com  $^{13}\text{CO}_2$  e coletas, sucessivos a cada 21 dias, como segue: T1 - vinte e quatro plantas enriquecidas com  $^{13}\text{C}$  de 15 a 19 de abril; T2 - dezoito plantas enriquecidas com  $^{13}\text{C}$  de 1 a 3 de maio e coleta das seis primeiras plantas; T3 - doze plantas enriquecidas com  $^{13}\text{C}$  de 20 a 22 de maio e outras seis plantas coletadas; T4 – seis plantas enriquecidas com  $^{13}\text{C}$  em 9 de junho e arrancadas no dia 1 de julho de 2010. Neste caso, cada tratamento foi formado por três repetições (três plantas com dois ramos cada).

Em ambos os experimentos as plantas foram retiradas do solo e todas as partes seccionadas em folhas, brotações, frutos, meristema, ramos, caule e sistema radicular separados em radículas, raiz primária, secundária e terciária e imediatamente mergulhadas em nitrogênio líquido ( $-196^\circ\text{C}$ ) 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 colocadas em estufas com circulação de ar forçada à  $65^\circ\text{C}$  por 72 horas para secagem, pesagem e moagem em moinho tipo martelo.

As amostras foram novamente moídas no moinho criogênico (Spex-Modelo 6700), onde as mesmas eram colocadas em tubos individualizados, imersas em nitrogênio líquido para a obtenção de um material com finíssima granulometria e uma perfeita homogeneização. Em seguida foram retiradas de cada amostra uma alíquota de 50-70  $\mu\text{g}$  e acondicionadas em cápsulas de estanho com  $6 \times 4 \text{ mm}$  (Modelo D1106-Elemental Microanalysis Limetd).

Em seguida as amostras foram colocadas no analisador elemental (Carlo Erba EA 1108 – Fisons, Milão – Itália) e, através da combustão, foram liberados  $\text{CO}_2$  e  $\text{N}_2$ , separados na coluna de cromatografia, e no processo 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 segue para o espectrômetro de massas para razões isotópicas (IRMS)

(Modelo Delta S - Finnigan Mat – Alemanha), onde a razão  $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$  foi determinada e expressa em ‰, notação relativa ao padrão PDB, dada pela equação abaixo.

$$^{13}\text{C} = \frac{R_{\text{AMOSTRA}} - R_{\text{PADRÃO}}}{R_{\text{PADRÃO}}} \times 10^3 \quad (15)$$

em que:  $R_{\text{PADRÃO}}$  e  $R_{\text{AMOSTRA}}$  representam as razões isotópicas 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 pequenas, costuma-se multiplicar a expressão por 1000, obtendo-se a terminologia em *delta per mil* [ $\delta\text{‰}(\text{amostra}, \text{padrão})$ ].

Os valores expressos em *delta per mil* foram transformados para átomos ‰ em excesso, de acordo Ducatti et al., (2002) e Baptist et al., (2009) através das seguintes equações:

$$\% \text{ Atom} = \frac{+1000}{+1000 + \frac{1000}{R_{\text{PADRÃO}}}} \times 100 \quad (16)$$

em que:  $\delta$  é o sinal isotópico do  $\text{CO}_2$ , absorvido pelo material orgânico.  $R_{\text{PADRÃO}}$  é referência padrão internacional ( $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ , PeeDee Belemnite).

O percentual de átomo em excesso foi calculado pela diferença entre órgãos alimentados e não alimentados (amostras da variação natural):

$$\text{Átomos \% em excesso} = \text{Átomos \% alimentado} - \text{Átomos \% não alimentado}$$

Os derivados de  $^{13}\text{C}$  enriquecidos por matéria seca ( $\gamma^{13}\text{C}$ , em  $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}$  de matéria seca) em cada órgão da planta foi calculada como se segue:

$$\gamma^{13}\text{C} = \text{Átomos \% em excesso} \times \% \text{ C}_{\text{TOTAL}} \quad (17)$$

em que:  $\% \text{ C}_{\text{TOTAL}}$  é o percentual de carbono total ( $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ) de cada amostra.

### 4.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 4.3.1. Enriquecimento relativo natural da razão $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ em figueiras

Agrupando todos os constituintes de cada parte da planta, foram calculadas as médias do valor isotópico natural e o desvio padrão destas, 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.

Um 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 per mil tendo por referência o padrão PDB (PeeDee Belemnite). O  $^{13}\text{CO}_2$  é encontrado em uma concentração de aproximadamente 1,1% em relação ao  $\text{CO}_2$  total na atmosfera ( $^{12}\text{CO}_2 + ^{13}\text{CO}_2$ ). A ocorrência do  $^{13}\text{C}$  na massa vegetal é baixa, porque durante a carboxilação o  $^{12}\text{C}$  é favorecido pelas enzimas. A enzima denominada Rubisco (Ciclo fotossintético  $\text{C}_3$ ) favorece mais fortemente o  $^{12}\text{C}$ , discriminando mais o  $^{13}\text{C}$ , quando comparada com a enzima PEP-carboxilase (ciclo fotossintético  $\text{C}_4$ ) proporcionando valores médios de -28‰ e -9‰ para átomos do Ciclo fotossintético  $\text{C}_3$  e  $\text{C}_4$ , respectivamente (FARQUHAR et al., 1989; LANIGAN et al., 2008).

Como medida comparativa de referência da translocação o limite mínimo do  $\delta^{13}\text{C}$  foi determinado pela equação:

$$\text{Lm} = \text{Média do } \delta^{13}\text{C} - \text{IC} \quad (18)$$

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

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

Como a precisão do espectrômetro de massa utilizado na determinação da razão isotópica  $^{13}\text{CO}_2$ , foi de  $\pm 0,2\text{‰}$ , o limite mínimo determinado de  $\delta^{13}\text{C}$

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

Dessa forma, o valor do limite mínimo foi a referência para a determinação do enriquecimento ou não das amostras em  $^{13}\text{C}$ , amostras que apresentam valores maiores que  $-27,92\text{‰}$ , indicam estarem mais ricas em  $^{13}\text{C}$  que o padrão, sendo este enriquecimento reflexo da translocação e alocação dos fotoassimilados enriquecidos em  $^{13}\text{C}$  produzidos pelas folhas marcadas (Figura 17).

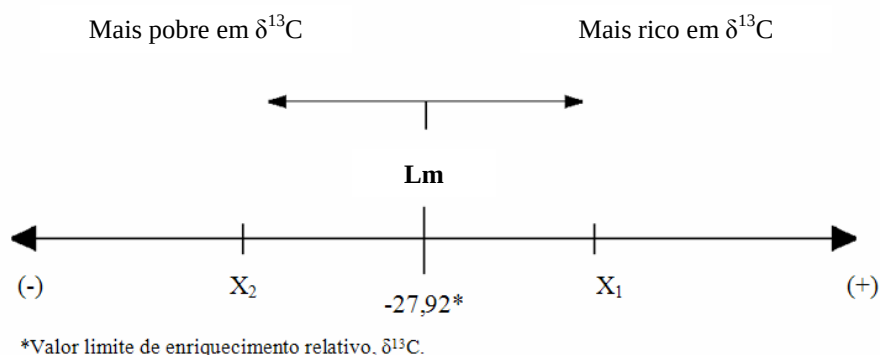


Figura 17. Régua isotópica, apresentando os sentidos de enriquecimento em  $^{13}\text{C}$ , em relação ao padrão numérico Lm, onde Xi representa as amostras comparadas ao padrão Lm.

As partes novas dos ramos apresentaram valores isotópicos médios de  $-28,18\text{‰}$ ;  $-28,23\text{‰}$  e  $-28,40\text{‰}$ , indicando valores superiores de  $\delta^{13}\text{C}$  nas folhas recém abertas, gema apical e frutos (Tabela 10). As folhas dos nós em que haviam frutos formados apresentaram menores valores isotópicos naturais, mostrando que existe uma discriminação do  $^{13}\text{C}$  destas folhas para a formação dos tecidos de reserva destes frutos.

Cernusak et al. (2009) avaliando plantas de *Ficus insipita* crescendo nas florestas do Panamá encontraram valores de  $\delta^{13}\text{C}$  que variaram de  $-30$  a  $-27$  ‰ no caule,  $-30$  ‰ nas raízes e nas folhas valores entre  $-29$  e  $-27$  ‰.

A diferença dos valores isotópicos entre os ramos não foi significativa, contudo o ramo 02 apresentou constituintes com valores isotópicos (-29,28 ‰) e levemente inferiores quando comparados com o ramo 01 (-28,98‰), sugerindo uma pequena diluição isotópica devido às diferentes idades fenológicas existente entre os ramos. Por conseguinte, no ramo 02, os frutos apresentaram maiores valores de  $\delta^{13}\text{C}$  (-28,40‰) que as brotações (-29,98), mostrando as tendências da diluição isotópica entre os drenos da planta.

Tabela 10. Distribuição natural dos valores de  $\delta^{13}\text{C}$  nas partes vegetativas dos ramos da figueira ‘Roxo de Valinhos’. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Partição da planta | Posição no ramo | Ramo 1                  |                             |               | Ramo 2                  |                             |               |
|--------------------|-----------------|-------------------------|-----------------------------|---------------|-------------------------|-----------------------------|---------------|
|                    |                 | Número de constituintes | $\delta^{13}\text{C}$ Médio | Desvio Padrão | Número de constituintes | $\delta^{13}\text{C}$ Médio | Desvio Padrão |
| Meristema          |                 |                         |                             |               |                         |                             |               |
| apical             | AP**            | 1                       | -28,62                      | -             | 1                       | -28,23                      | -             |
| FRA*               | AP              | 2                       | -28,18                      | 0,08          | 2                       | -28,63                      | 0,02          |
| Folhas             | AP              | 8                       | -29,23                      | 0,18          | 12                      | -29,15                      | 0,17          |
| Folhas             | MED**           | 12                      | -29,62                      | 0,52          | 9                       | -29,92                      | 0,39          |
| Folhas             | MED/BA          | 8                       | -29,87                      | 0,33          | 6                       | -30,41                      | 0,15          |
| Frutos             | MED             | 7                       | -28,40                      | 0,14          | 4                       | -28,61                      | 0,12          |
| Brotações          | AP/MED          | -                       | -                           | -             | 3                       | -29,98                      | 0,20          |
| Média              |                 |                         | -28,98 $\pm$ 0,69           |               |                         | -29,28 $\pm$ 0,85           |               |

\* FRA: folha recém aberta; \*\* Posição no ramo – AP: apical; MED: mediana; BA: basal.

Considerando que a planta estudada possuía 07 anos de idade, ou seja, uma planta ainda jovem, visto que as figueiras podem chegar a 30 anos de idade com produção satisfatória, foi observado um pequeno gradiente da distribuição natural do valor  $\delta^{13}\text{C}$ , com tendência a aumento nos tecidos lenhosos novos, como a parte apical do ramo e as radículas, todavia, nos tecidos mais velhos da planta foi verificado a predominância do  $^{12}\text{C}$ . (Tabela 11). Contudo, o valor isotópico médio -28,94  $\pm$  0,35‰ verificado para os resíduos da poda diferiu dessa tendência, pelo fato do agrupamento equivaler a resíduos de tecidos vegetais de 5 anos de poda sucessivos.

Tabela 11. Distribuição natural do valor  $\delta^{13}\text{C}$  nas partes lenhosas da figueira ‘Roxo de Valinhos’. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Parte da Planta      | Número de constituintes | $\delta^{13}\text{C}$ Médio | Desvio Padrão |
|----------------------|-------------------------|-----------------------------|---------------|
| Ramo - parte apical  | 2                       | -29,08                      | 0,35          |
| Ramo – parte mediana | 2                       | -29,14                      | 0,13          |
| Ramo – parte basal   | 2                       | -29,43                      | 0,41          |
| Resíduo de poda      | 5                       | -28,94                      | 0,35          |
| Caule                | 2                       | -29,45                      | 0,05          |
| Raiz Primária        | 1                       | -29,48                      | -             |
| Raiz Secundária      | 3                       | -29,29                      | 0,15          |
| Raiz Terciária       | 3                       | -29,12                      | 0,08          |
| Radicelas            | 1                       | -29,09                      | -             |
| Média total          |                         | -29,22                      | 0,19          |

Efeitos isotópicos cinéticos, bem como os efeitos associados com o movimento do isótopo de Carbono preferencialmente em direções particulares nos pontos de ramificação metabólica durante a síntese podem causar variação na assinatura isotópica do carbono liberado pelo  $\text{CO}_2$  durante o biosíntese dos compostos secundários (GLEIXNER et al, 1993; SCHMIDT & GLEIXNER, 1998).

#### **4.3.2. Partição dos fotoassimilados marcados em função do tempo de translocação**

Os dados apresentados na Tabela 12 evidenciam as diferenças morfológicas que existiam entre as plantas usadas nas alimentações ao longo dos tempos e observa-se que não houve diferença estatística para os parâmetros diâmetro de caule e ramo e também nenhuma diferença para a altura, quantidade de frutos e brotos entre essas plantas, contudo houve diferença estatística para a massa foliar, onde as plantas retiradas do solo após 6 horas do enriquecimento com carbono-13 possuíam em média 8, 25 folhas, enquanto que o número de folhas das plantas usadas no tempo de 360 e 72 horas foi o menor dentre todos os tratamentos (5,25 folhas).



Tabela 12. Dados morfológicos médios de plantas enriquecidas com carbono-13 e coletas ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Tempo (horas) | Diâmetro do caule (cm) | Diâmetro do ramo (cm) | Comprimento do ramo (cm) | Número de folhas | Número de Entrenós | Número de Frutos | Número de Brotos |
|---------------|------------------------|-----------------------|--------------------------|------------------|--------------------|------------------|------------------|
| 6             | 13,09                  | 2,85                  | 76,25                    | 8,25 a           | 29,50              | 0,25             | 1,00             |
| 24            | 12,09                  | 2,84                  | 76,00                    | 6,00 ab          | 30,25              | 0,50             | 2,50             |
| 48            | 13,11                  | 2,88                  | 87,25                    | 6,00 ab          | 36,75              | 0,50             | 1,25             |
| 72            | 12,76                  | 2,96                  | 82,75                    | 5,25 b           | 31,00              | 0,50             | 1,00             |
| 120           | 12,81                  | 3,07                  | 89,00                    | 6,50 ab          | 37,75              | 1,50             | 2,00             |
| 168           | 12,17                  | 2,99                  | 84,25                    | 6,00 ab          | 35,75              | 0,50             | 2,50             |
| 360           | 12,29                  | 3,20                  | 96,75                    | 5,25 b           | 38,00              | 2,75             | 6,25             |
| DMS           | 2,86                   | 0,47                  | 30,46                    | 2,89             | 10,97              | 2,68             | 5,53             |
| CV(%)         | 18,42                  | 14,88                 | 15,66                    | 20,37            | 13,86              | 25,46            | 20,05            |

Médias seguidas de letras distintas na coluna diferem pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Estes dados permitem dizer que os resultados encontrados são respostas fisiológicas, em função da quantidade dos drenos presentes, ou seja, é a proximidade destes parâmetros morfológicos nas diferentes plantas que garantem que a resposta da translocação com o uso do  $^{13}\text{C}$  é devido a relação fonte-dreno em questão e não a fatores genéticos ou ambientais.

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 08:00 e 12:00 horas. Os dados de temperatura do ar e radiação solar global a cada 15 minutos, no ambiente externo à câmara de enriquecimento são apresentados na Figura 18.

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 enriquecidas com  $^{13}\text{C}$ , com uma 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.

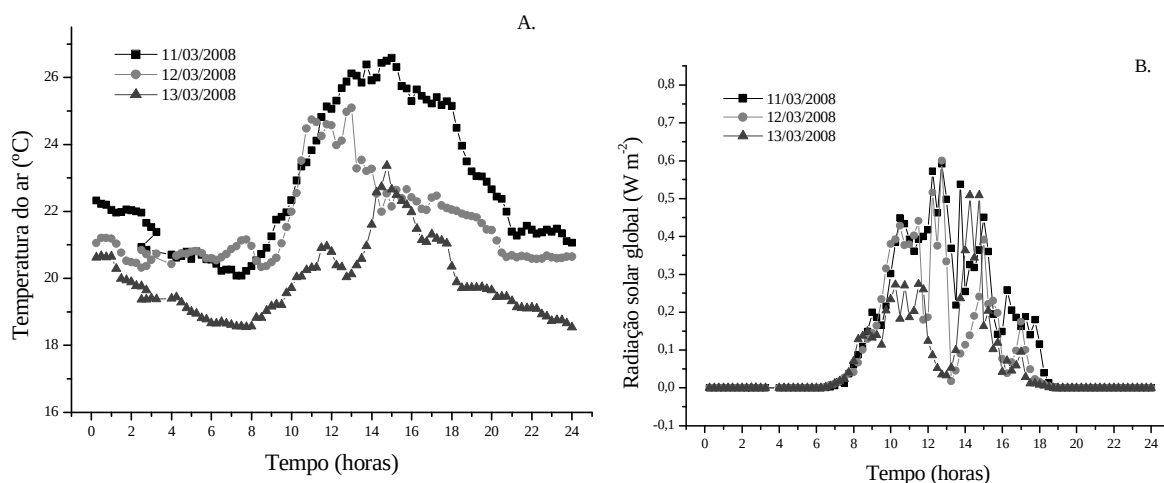


Figura 18. Valores instantâneos de temperatura (A) e radiação solar global (B) coletados nos dias 11, 12 e 13 de março de 2008. Fonte: Departamento de Recursos Naturais – FCA/UNESP, Botucatu/SP.

A temperatura é um dos fatores externos de maior importância relacionada à fotossíntese, pois as enzimas participantes desse processo necessitam de faixas de temperaturas específicas para o seu funcionamento. Para Larcher (2000), essa faixa para as plantas  $C_3$ , onde ocorre o aumento da abertura estomática situa-se entre 15 e 35 °C.

A exposição de plantas jovens à luz solar plena pode levar ao aumento significativo na temperatura foliar que, eventualmente, causa quedas drásticas no potencial hídrico da folha e intensifica os efeitos da fotoinibição (VALLADARES e PEARCY, 1997). As temperaturas consideradas moderadamente altas (35 a 42°C) podem causar danos diretos ao aparato fotossintético (WISE et al., 2004) por provocar mudanças na membrana do tilacóide e alterar as propriedades físico-químicas, e também a organização funcional dessas estruturas celulares (BERRY e BJÖRKMAN, 1980). Em elevadas temperaturas, a taxa máxima de assimilação de carbono pode ser inibida por diminuir a condutância estomática (LAW e CRAFTS-BRANDNER, 1999). Além disso, altas temperaturas podem levar ao aumento da respiração mitocondrial e da fotorrespiração.

Na Tabela 13 encontram-se os valores da massa seca das partições e o carbono total relativo a cada partição. A menor massa seca das plantas foi observada na gema apical com valores médios que variaram de 0,33 a 0,78g, dentre as folhas das plantas aquelas que se encontravam no ápice do ramo as folhas do nó 1 apresentam as menores massas, e as

maiores massas secas foram contatadas entre a folha 3 e a 6, dentre os drenos que se encontravam nessas plantas as brotações foram os drenos com os menores valores em peso, como visto nas plantas das coleta 2 (8,01g) e na coleta 7 (8,37g).

Dentre os frutos, os drenos mais pesados foram observados nas plantas da coleta 7 (20,89, 16,60 e 10,39g), sendo que este tratamento foi o de maior horas de exposição das folhas ao atmosfera enriquecida, o que possibilitou a estes frutos acumularem maior massa ao longo das 360 horas, assim como também foram encontrados frutos em formação entre os tratamentos como por exemplo 1,16 e 1,28g respectivamente, nas plantas das coletas 3 e 4 (Tabela 13).

Na partição ramo que foi dividida nas partes basal, mediana e apical, as menores massas foram encontradas nas partes apicais das plantas e os maiores pesos foram observados nas partes inferiores do ramo (basal), com exceção apenas da coleta 2. A partição chamada de resíduo de poda é a conexão entre o caule da planta e os ramos produtivos que ano após ano foram podados após a colheita, e o acumulo da sua massa é relativo às sucessivas podas, e os valores variaram de 19, 46 a 52,46g. Na planta de uma forma geral o órgão com os maiores valores em massa foi o caule e seus pesos variaram de 87, 39 a 376,6g.

Observando o sistema radicular, os maiores valores foram constatados nas raízes primárias (variando de 322,9 a 113,63 g), sendo estas uma seqüência do caule, onde há pouca diferenciação no tecido lenhoso e consequentemente na massa seca da partição. As raízes secundárias das plantas apresentaram valores de massa seca que variaram de 35,22 a 189,2g; as raízes terciárias variaram de 8,5 a 81,19g e as radículas das plantas variaram de 1,49 a 24,57g.

Os órgãos em crescimento foram os que arraigaram os menores valores médios de massa seca e carbono total, onde as partições seguem ordem crescente de armazenamento de carbono total de: gema apical < frutos < radículas < brotações < folhas novas, quando verificadas suas quantidades na planta como um todo (Tabela 13). O sistema radicular da figueira representa 55,68% da distribuição total de carbono da planta, ou seja, praticamente, mais de 50% do CO<sub>2</sub> assimilado pela planta através das trocas gasosas, foi alocado para o crescimento e manutenção do sistema radicular, enquanto que os órgãos de sustentação da planta (resíduos de podas, ramos e caule), representam juntos 42,5 %.

Tabela 13. Valores totais de massa seca (MS) e carbono total (CT) de plantas enriquecidas com carbono-13 e coletadas ao longo de 360 horas.

| Partição         | Coleta 1 (6 horas) |        |        |      | Coleta 2 (24 horas) |        |        |      | Coleta 3 (48 horas) |        |        |      | Coleta 4 (72 horas) |        |        |      | Coleta 5 (120 horas) |        |        |                | Coleta 6 (168 horas)   |        |        |                                                              | Coleta 7 (360 horas)       |        |        |      |
|------------------|--------------------|--------|--------|------|---------------------|--------|--------|------|---------------------|--------|--------|------|---------------------|--------|--------|------|----------------------|--------|--------|----------------|------------------------|--------|--------|--------------------------------------------------------------|----------------------------|--------|--------|------|
|                  | Nó                 | MS (g) | CT (g) | % CT | Nó                  | MS (g) | CT (g) | % CT | Nó                  | MS (g) | CT (g) | % CT | Nó                  | MS (g) | CT (g) | % CT | Nó                   | MS (g) | CT (g) | % CT           | Nó                     | MS (g) | CT (g) | % CT                                                         | Nó                         | MS (g) | CT (g) | % CT |
| Gema apical      | -                  | 0,43   | 0,17   | 39,6 | -                   | 0,67   | 0,26   | 38,6 | -                   | 0,83   | 0,39   | 47,1 | -                   | 0,33   | 0,14   | 42,2 | -                    | 0,43   | 0,165  | 38,4           | -                      | 0,71   | 0,311  | 43,7                                                         | -                          | 0,78   | 0,35   | 45,4 |
| Folha 1          | 1                  | 0,96   | 0,43   | 44,4 | 1                   | 1,30   | 0,62   | 47,6 | 1                   | 2,81   | 1,41   | 50,4 | 1                   | 2,85   | 1,24   | 43,6 | 1                    | 1,89   | 0,721  | 38,1           | 1                      | 2,37   | 1,032  | 43,5                                                         | 1                          | 2,34   | 1,11   | 47,3 |
| Folha 2          | 2                  | 3,85   | 1,71   | 44,4 | 2                   | 5,24   | 2,43   | 46,3 | 2                   | 9,38   | 4,79   | 51,1 | 2                   | 4,71   | 2,16   | 45,8 | 2                    | 6,81   | 2,697  | 39,6           | 2                      | 6,11   | 2,886  | 47,2                                                         | 2                          | 5,70   | 2,73   | 47,9 |
| Folha 3          | 3                  | 6,73   | 3,05   | 45,3 | 3                   | 6,86   | 3,09   | 45,1 | 3                   | 9,90   | 5,58   | 56,4 | 3                   | 5,34   | 2,38   | 44,6 | 3                    | 8,88   | 3,738  | 42,1           | 3                      | 8,32   | 3,826  | 46                                                           | 3                          | 6,71   | 3,19   | 47,6 |
| Folha 4          | 4                  | 7,84   | 3,53   | 45,1 | 4                   | 13,71  | 6,57   | 47,9 | 4                   | 11,60  | 5,69   | 49,1 | 4                   | 7,76   | 3,46   | 44,6 | 4                    | 11,51  | 4,555  | 39,6           | 4                      | 8,23   | 3,601  | 43,8                                                         | 4                          | 7,48   | 3,56   | 47,5 |
| Folha 5          | 5                  | 8,12   | 3,49   | 42,9 | 5                   | 12,22  | 5,78   | 47,3 | 5                   | 11,52  | 5,71   | 49,5 | 5                   | 5,93   | 2,76   | 46,6 | 5                    | 9,38   | 3,801  | 40,5           | 5                      | 9,54   | 4,448  | 46,6                                                         | 5                          | 8,78   | 4,28   | 48,7 |
| Folha 6          | 6                  | 6,51   | 3,09   | 47,5 | 6                   | 7,28   | 3,49   | 47,9 | 6                   | 5,86   | 3,26   | 55,7 | 6                   | 4,78   | 2,15   | 45,0 | 6                    | 10,72  | 4,283  | 40             | 6                      | 8,73   | 3,965  | 45,4                                                         | 6                          | 5,09   | 2,34   | 45,9 |
| Folha 7          | 7                  | 3,38   | 1,43   | 42,2 | 7                   | 2,53   | 1,21   | 47,8 | 7                   | 3,54   | 2,27   | 64,1 | 7                   | 3,30   | 1,48   | 45,0 | 7                    | 9,46   | 3,835  | 40,5           | 7                      | 4,47   | 1,958  | 43,8                                                         | 7                          | 2,89   | 1,36   | 46,9 |
| Folha 8          | -                  | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | 8                   | 2,60   | 1,26   | 48,5 | -                    | -      | -      | -              | 8                      | 2,79   | 1,172  | 42                                                           | -                          | -      | -      | -    |
| Brotações Ramo 1 | 7; 19              | 4,80   | 2,42   | 50,4 | 21;22; 23           | 2,89   | 1,28   | 44,2 | 29; 33; 34; 41; 42  | 4,25   | 2,38   | 56,0 | 14;17; 21;23        | 2,25   | 1,01   | 45,0 | 9; 14; 17; 41        | 3,72   | 1,482  | 39,9           | 19; 23; 27; 33; 35; 37 | 6,08   | 2,686  | 44,2                                                         | 15; 19; 22; 23; 24; 29; 34 | 8,37   | 3,95   | 47,2 |
| Brotações Ramo 2 | 21; 22             | 0,36   | 0,15   | 43,0 | 19; 21; 22; 24; 25  | 8,01   | 3,20   | 39,9 | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                    | -      | -      | 18; 21; 22; 24 | 2,16                   | 0,895  | 41,4   | 7; 13; 19; 20; 21; 22; 27; 29; 32 19; 20; 21; 22; 23; 24; 26 | 3,09                       | 1,39   | 45,0   |      |
| Brotações Ramo 3 | -                  | -      | -      | -    | 7; 9                | 0,17   | 0,08   | 47,3 | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | 17; 29               | 2,09   | 0,871  | 41,7           | -                      | -      | -      | -                                                            | 3,09                       | 1,39   | 45,0   |      |
| Brotações Ramo 4 | -                  | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | 29; 35               | 2,17   | 0,916  | 42,2           | -                      | -      | -      | -                                                            | 31                         | 0,26   | 0,11   | 43,3 |
| Frutos - Ramo 1  | 26                 | 2,42   | 1,01   | 41,8 | 19                  | 2,28   | 0,98   | 42,8 | -                   | -      | -      | -    | 31                  | 1,28   | 0,55   | 42,7 | 20; 22; 23           | 5,15   | 1,942  | 37,7           | 12                     | 2,12   | 0,896  | 42,3                                                         | 16; 17; 18; 20; 21         | 20,89  | 10,02  | 47,9 |
| Frutos - Ramo 2  | -                  | -      | -      | -    | 18                  | 4,48   | 2,16   | 48,1 | 15                  | 1,16   | 0,48   | 41,5 | 13                  | 1,52   | 0,61   | 40,1 | -                    | -      | -      | -              | -                      | -      | -      | -                                                            | -                          | -      | -      | -    |
| Frutos - Ramo 3  | -                  | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | 17                  | 1,68   | 0,75   | 44,7 | -                   | -      | -      | -    | 15; 17; 18           | 4,94   | 2,061  | 41,7           | -                      | -      | -      | -                                                            | 14; 16                     | 16,60  | 7,12   | 42,9 |
| Frutos - Ramo 4  | -                  | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                   | -      | -      | -    | -                    | -      | -      | 18             | 2,02                   | 0,843  | 41,7   | 15; 16; 17; 19                                               | 10,39                      | 4,58   | 44,1   |      |
| Parte apical     | -                  | 8,28   | 4,10   | 49,6 | -                   | 13,36  | 6,77   | 50,7 | -                   | 20,48  | 10,49  | 51,2 | -                   | 14,23  | 7,76   | 54,5 | -                    | 19,74  | 8,682  | 44             | -                      | 17,37  | 7,329  | 42,2                                                         | 0                          | 21,14  | 9,31   | 44,1 |
| Parte mediana    | -                  | 20,77  | 10,15  | 48,9 | -                   | 42,73  | 23,52  | 55,1 | -                   | 43,66  | 23,02  | 52,7 | -                   | 33,39  | 13,65  | 40,9 | -                    | 54,63  | 25,75  | 47,1           | -                      | 39,76  | 16,81  | 42,3                                                         | 0                          | 57,06  | 26,17  | 45,9 |
| Parte basal      | -                  | 21,01  | 10,99  | 52,3 | -                   | 33,00  | 17,18  | 52,1 | -                   | 60,38  | 31,85  | 52,7 | -                   | 37,86  | 17,74  | 46,8 | -                    | 69,62  | 32,87  | 47,2           | -                      | 44,52  | 18,75  | 42,1                                                         | 0                          | 74,83  | 34,93  | 46,7 |
| Resíduo de poda  | -                  | 19,46  | 10,20  | 52,4 | -                   | 22,30  | 11,97  | 53,7 | -                   | 52,46  | 27,78  | 52,9 | -                   | 43,50  | 20,17  | 46,4 | -                    | 46,78  | 21,91  | 46,8           | -                      | 26,54  | 11,29  | 42,5                                                         | 0                          | 20,03  | 9,43   | 47,1 |
| Caule            | -                  | 282,0  | 150,0  | 53,2 | -                   | 156,66 | 83,89  | 53,6 | -                   | 376,58 | 201,7  | 53,6 | -                   | 342,63 | 152,4  | 44,5 | -                    | 345,8  | 162    | 46,8           | -                      | 208    | 79,48  | 38,2                                                         | 0                          | 87,39  | 40,48  | 46,3 |
| Raíz Primária    | -                  | 190,3  | 91,33  | 48,0 | -                   | 165,70 | 81,91  | 49,4 | -                   | 266,51 | 131,7  | 49,4 | -                   | 280,81 | 132,5  | 47,2 | -                    | 303    | 133,3  | 44             | -                      | 322,9  | 129,8  | 40,2                                                         | 0                          | 113,6  | 52,76  | 46,4 |
| Raíz Secundária  | -                  | 79,46  | 40,09  | 50,5 | -                   | 92,65  | 48,38  | 52,2 | -                   | 189,18 | 98,79  | 52,2 | -                   | 90,76  | 41,32  | 45,5 | -                    | 35,22  | 15,95  | 45,3           | -                      | 147    | 61,91  | 42,1                                                         | 0                          | 70,03  | 30,79  | 43,9 |
| Raíz Terceária   | -                  | 24,69  | 13,11  | 53,1 | -                   | 81,19  | 43,90  | 54,1 | -                   | 22,29  | 12,83  | 57,6 | -                   | 28,08  | 13,39  | 47,7 | -                    | 18,6   | 8,526  | 45,8           | -                      | 36,69  | 15,14  | 41,3                                                         | 0                          | 8,50   | 3,95   | 46,4 |
| Radículas        | -                  | 4,59   | 2,29   | 50,0 | -                   | 1,49   | 0,81   | 54,4 | -                   | 10,04  | 3,93   | 39,2 | -                   | 3,42   | 1,64   | 48,1 | -                    | 3,06   | 1,478  | 48,3           | -                      | 24,57  | 10,97  | 44,6                                                         | 0                          | 6,79   | 3,29   | 48,4 |

Em contrapartida, a massa vegetativa representa apenas 3,21% e 2,67% de toda massa seca e carbono assimilado pela planta, sendo as folhas os órgãos vegetativos onde ocorre a maior demanda de carbono. As folhas da figueira pelos dados de massa seca apresentados convertem uma elevada quantidade de CO<sub>2</sub> atmosférico em material lenhoso (esqueleto de carbono), visto que são pelas folhas que ocorre a entrada do CO<sub>2</sub> substrato das enzimas que atuam na fotossíntese.

Às 6 horas após a exposição da folha 4 à atmosfera rica em <sup>13</sup>C, a partição gema apical do ramo 1 continha o maiores conteúdos dentre todas as gemas vegetativas (Tabela 14). 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 6 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 com 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 & KOZLOWSKI, 1979; XU et al., 2006) e esses padrões são modificados segundo as espécies (LOESCHER et al., 1990).

Entre 6 e 24 horas após a alimentação com o gás <sup>13</sup>C, o sinal do carbono decresceu 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 carbono-13, ainda foi constatado na gema apical do ramo sinais de enriquecimento. No entanto, às 72 horas observou-se um outro acúmulo de fotoassimilados nas partições, havendo uma elevação do conteúdo do carbono-13 em todos os ramos. O conteúdo de carbono-13 foi observado apenas nas partições do ramo 1 depois de 120 horas da alimentação. Após 168 horas da alimentação as partes jovens da planta houve um novo acúmulo de carbono-13, principalmente nas gemas apicais e principalmente nas folhas jovens acima da folha alimentada, onde apenas nas folhas jovens do ramo 4 não foram encontrados sinais de fotoassimilado marcado.

Tabela 14. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, utilizando como referência a variação natural geral da planta ( $\delta\text{‰} = -27,92$ ), ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Partição                   | Ramo | Tempo (horas) |        |        |        |        |        |        |
|----------------------------|------|---------------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|
|                            |      | 6             | 24     | 48     | 72     | 120    | 168    | 360    |
| Gema apical                | 1    | 356,52        | 218,61 | 73,24  | 132,00 | 131,75 | 62,82  | 12,94  |
|                            | 2    | 6,23          | 4,74   | -      | 0,26   | -      | 4,14   | 0,34   |
|                            | 3    | 3,46          | -**    | -      | 0,30   | 0,83   | 2,33   | 1,44   |
|                            | 4    | 9,09          | 2,28   | -      | 0,35   | -      | 3,45   | 8,64   |
| Folhas novas               | 1    | 1052,03       | 218,61 | 95,20  | 264,24 | 84,99  | 166,67 | 44,51  |
|                            | 2    | 3,61          | 5,56   | -      | 0,76   | -      | 4,86   | 2,18   |
|                            | 3    | 1,97          | 5,57   | -      | 1,13   | -      | 0,09   | 8,01   |
|                            | 4    | 2,06          | 3,43   | -      | -      | -      | -      | 4,29   |
| Folhas adultas acima da F4 | 1    | 25,02         | 3,95   | -      | 79,30  | 35,47  | 67,00  | 22,04  |
|                            | 2    | 3,17          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 3    | 2,42          | 1,75   | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | -             | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
| Folha 4*                   | 1    | 7467,35       | 10,65  | 4,04   | 1,67   | 1,71   | 1,97   | 2,24   |
|                            | 2    | 3,80          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 3    | -             | 0,10   | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | -             | -      | -      | -      | -      | -      | 0,22   |
| Folha adultas abaixo de F4 | 1    | 24,45         | -      | -      | -      | -      | 2,51   | 0,86   |
|                            | 2    | 3,72          | 0,38   | -      | -      | in     | -      | -      |
|                            | 3    | -             | 3,04   | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | 0,88          | -      | -      | in     | -      | -      | 1,55   |
| Frutos                     | 1    | 40,57         | 17,47  | in     | 5,25   | 3,46   | 0,65   | 40,03  |
|                            | 2    | in***         | 3,12   | 1,74   | 0,48   | in     | in     | in     |
|                            | 3    | In            | in     | 1,77   | in     | 0,0011 | in     | 0,0604 |
|                            | 4    | In            | in     | in     | in     | in     | -      | 0,0517 |
| Brotações                  | 1    | 117,90        | -      | 2,64   | 9,45   | 14,42  | 3,16   | -      |
|                            | 2    | 2,80          | -      | in     | in     | in     | -      | -      |
|                            | 3    | In            | 7,65   | in     | in     | -      | in     | 0,31   |
|                            | 4    | In            | in     | in     | in     | -      | -      | -      |
| Parte apical               | 1    | 327,31        | 83,55  | 5,58   | 6,72   | 19,96  | 21,93  | 24,82  |
|                            | 2    | 2,32          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 3    | -             | 0,75   | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | -             | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
| Parte mediana              | 1    | 248,39        | 31,62  | 7,42   | 3,83   | 6,03   | 4,75   | 14,74  |
|                            | 2    | 1,11          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 3    | 0,24          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | -             | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
| Parte basal                | 1    | 172,74        | 51,63  | 4,31   | 0,00   | 1,74   | 3,11   | 12,38  |
|                            | 2    | 1,18          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 3    | 0,06          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
|                            | 4    | 0,30          | -      | -      | -      | -      | -      | -      |
| Resíduo de poda            |      | 38,47         | 7,78   | -      | -      | -      | 0,57   | 0,81   |
| Caule                      |      | 2,90          | 15,60  | 164,35 | -      | -      | -      | 3,00   |
| Raíz Primária              |      | 1,93          | 8,86   | 151,70 | -      | 0,19   | -      | 1,33   |
| Raíz Secundária            |      | -             | 0,52   | 160,27 | -      | -      | -      | 2,95   |
| Raíz Terceária             |      | -             | 1,55   | 6,78   | -      | -      | -      | -      |
| Radicelas                  |      | 6,23          | 0,72   | 13,31  | 0,53   | 3,13   | 4,17   | 7,35   |

\*Na folha 4 do ramo 1, foi realizado o enriquecimento. \*\* Valores considerados nulos; \*\*\* Partição inexistente no referido ramo.

As folhas jovens das plantas foram as partições (tecidos vegetais) onde se evidenciaram os maiores conteúdos de carbono-13 em massa dentre todas as partições estudadas (excluindo-se a folha alimentada), porém, após 24 horas restava apenas 28,14% do conteúdo isotópico do primeiro tempo estudado (6 horas). Não obstante, com 48 horas o sinal continuava em queda, evidenciando a entrada de novas taxas de CO<sub>2</sub> atmosférico. As folhas adultas que se encontravam acima da folha exposta a atmosfera com átomos em excesso de carbono-13, ficam com elevado conteúdo de carbono marcado apenas nas primeiras 6 horas nos ramos 1, 2 e 3. Nas folhas do ramo 4 não foi observado sinal de carbono e ao longo do restante das horas nota-se massa seca com presença de carbono marcado apenas nas folhas adultas acima da 4ª folha do ramo 1, e nas folhas que sequencialmente estavam abaixo da folha marcada verificou-se conteúdo de carbono às 6, 24 e 168 e 360 horas apenas na partição que estavam no ramo 1 (da folha marcada).

Verificou-se que em todos os tratamentos ao longo das 360 horas nas plantas que possuíam frutos e brotos foi observado carbono marcado, caracterizando essas partições independentemente do ramo onde se encontravam como drenos preferenciais da planta de figueira ‘Roxo de Valinhos’, e entre esses dois drenos, os que apresentaram um maior acúmulo de <sup>13</sup>C em massa foram as brotações que apresentaram 20,5 % mais <sup>13</sup>C que os drenos frutos, sendo que o total acumulado nas brotações foi de 158,33 µg <sup>13</sup>C g<sup>-1</sup> Massa seca e nos frutos 125,86 µg <sup>13</sup>C g<sup>-1</sup> Massa seca.

A relação fonte - dreno depende do grau de exposição leve, localização das folhas no dossel e da carga de colheita. Os novos órgãos com altas taxas de crescimento são referidos como centros de crescimento que governam a atividade relativa, ou capacidade da fonte (QUINLAN & WEAVER, 1970; QUINLAN & PRESTON, 1971; TOFINÕ, et al., 2007; PIZARRO & BISIGATO, 2010). Estes diferentes centros de crescimento podem influenciar o padrão de assimilação e distribuição de fotoassimilados, corroborando com os maiores valores de enriquecimento nas partições apicais no menor tempo estudado.

Em todas as plantas usadas no experimento apenas uma folha foi escolhida para ser exposta a atmosfera contendo <sup>13</sup>C em excesso, e ao longo de todas as horas (360) verificou-se presença do carbono marcado apesar dos drenos existentes e do restante da massa seca da planta, e o fato de ser encontrado carbono marcado também nos outros ramos da planta onde não houve exposição de nenhuma folha ao carbono reforça o fato de haver

transporte de fotoassimilados em toda a planta e que, o fluxo de carboidratos percorre todo o corpo da planta através das conexões vasculares.

Observou-se que os fotoassimilados marcados permaneceram na folha nas primeiras 6 horas da alimentação e que o percentual decresceu 85,74% nas demais 24 horas, e que a quantidade de fotoassimilados marcados nas primeiras 24 horas permitiu translocação também para a quarta folha 4 do ramo 2 as 6 horas e do ramo 3 as 24 horas da alimentação.

A folha marcada encontrava-se no ramo 1 e as partes deste: apical, mediana e basal foram enriquecidas com carbono-13, mas verificou-se fotoassimilado marcado apenas no ramo 1 da planta ao longo do período experimental de 360 horas. Nas primeiras 6 horas constatou-se a presença do  $^{13}\text{C}$  nas partes apicais do ramo 1 e 2, e nas partes medianas da planta já se observava a presença do carbono-13 também no ramo 3, e nas partes basais constatou-se fotoassimilado marcado em todas as partes basais dos 4 ramos da planta, ou seja 6 horas de translocação de fotoassimilado é tempo suficiente para que todos os órgãos da planta receba carboidrato produzido por uma única folha.

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 que em galhos mais velhos (TENG et al., 2002), e os resultados encontrados confirmam estas declarações, dado pela alta quantidade de  $^{13}\text{C}$  na parte mediana e apical, próximas ao local de exposição do  $^{13}\text{C}$  no ramo.

Na partição resíduo de poda verificou-se sinal na massa seca da planta nos tempos de 6, 24, 168 e 360 horas após a alimentação sendo que os maiores acúmulos foram nas plantas retiradas do solo às 6 horas. Nas partes do sistema radicular observou-se fotossintatos-13 apenas no período que compreendeu das 24 às 48 horas após a alimentação. No último tempo de enriquecimento não foi visto apenas nas raízes terciárias. Informação semelhante foi encontrada por Teng et al. (1999), onde de dezembro para a primavera ocorreu uma diminuição de  $^{13}\text{C}$  foi nas raízes, especialmente as menores que 5 mm em comparação com as partes aéreas. A redução da quantidade de  $^{13}\text{C}$  em raízes são provavelmente para os processos de respiração e/ou para remobilização ascendente como substrato para novo crescimento das partes aéreas.



Como se constatou carbono marcado nas radículas das plantas em todos os tempos isto permite afirmar que são tecidos de reserva da figueira ‘Roxo de Valinhos’ como afirmado por Matsuura et al. (2001) para figueiras ‘Masui Daufine’ e já constatado para outras plantas (SIMKHADA et al., 2007; TENG et al., 2002; GRANTZ & YANG, 2000; MARTIN, et al., 1998)

Durante o período de atividade fotossintética, o eventual excedente em compostos fotoassimilados produzidos pela planta fica também imobilizado na forma de carboidratos insolúveis em órgãos aéreos e subterrâneos da planta, sendo, então, mobilizados gradativamente em carboidratos solúveis durante o período de dormência (MOWAT & GEORGE, 1994; OIJEN, et., 2010).

Na Tabela 15 estão os valores do carbono 13 nas diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’ utilizando como referência a variação natural de cada parte da planta, ao longo das 360 horas. Quando a comparação das partes enriquecidas foi realizada com os valores da abundância natural ( $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ) dessas respectivas partes um número maior de partição passam a ser consideradas como ricas em Carbono-13, do que quando comparadas com a média geral ( $\delta^{13}\text{C}$ : -27,92 ‰) de toda a planta dentro dos limites do intervalo de confiança estatístico.

Nessa outra forma de comparação as gemas apicais de todos os ramos são consideradas como ricas nos tempos de 6, 24, 72, 168 e 360 horas após a alimentação, bem como a partição folha nova para os mesmos tempos. E uma quantidade maior de folhas adultas acima ou abaixo da folha marcada passa a receber também fotoassimilados marcados, evidenciando que ocorre troca de fotossintatos entre as folhas mesmo que já sejam consideradas adultas ou folha fonte, pois as mesmas podem se encontrar sombreadas, ou com alguma injúria física e até mesmo custeando o crescimento de algum dreno.

Nos ramos da planta, independente da parte (apical, mediana, ou basal), em todos os tempos verificou-se a presença do  $^{13}\text{C}$ , pois são os ramos os canais por onde todo o fluxo de fotoassimilado percorre a extensão da planta. E o sistema radicular é onde praticamente todo o carbono assimilado pela fotossíntese e não usado para a manutenção das células e dos órgãos foi estocado na forma de reserva, em todos os diâmetros de raiz.

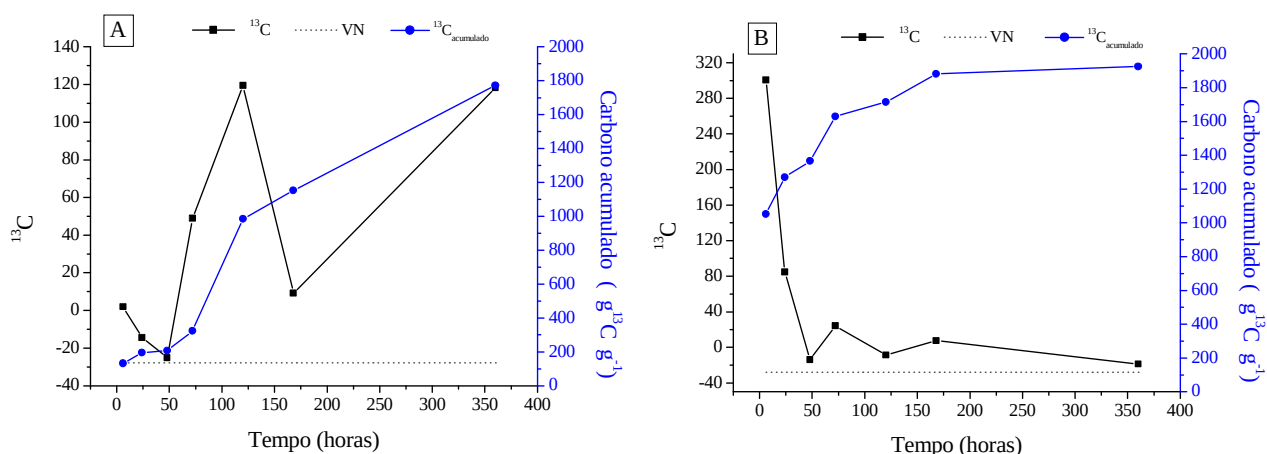
Tabela 15. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, utilizando como referência a variação natural de cada parte da planta, ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Partição                   | Ramo | Tempo (horas) |         |        |        |        |        |        |
|----------------------------|------|---------------|---------|--------|--------|--------|--------|--------|
|                            |      | 6             | 24      | 48     | 72     | 120    | 168    | 360    |
| Gema apical                | 1    | 356,93        | 219,8   | 74,64  | 133,12 | 132,72 | 63,85  | 13,94  |
|                            | 2    | 6,92          | 5,86    | -      | 1,22   | -      | 5,16   | 1,42   |
|                            | 3    | 4,14          | -**     | -      | 1,26   | -      | 3,41   | 2,53   |
|                            | 4    | 9,63          | 3,26    | -      | 1,31   | -      | 4,53   | 9,80   |
| Folhas novas               | 1    | 1053,2        | 219,8   | 97,66  | 266,09 | 86,6   | 168,38 | 46,27  |
|                            | 2    | 4,54          | 7,44    | -      | 2,5    | -      | 6,69   | 4,21   |
|                            | 3    | 2,86          | 7,33    | -      | 2,79   | -      | 1,83   | 9,81   |
|                            | 4    | 2,99          | 5,26    | -      | 1,51   | -      | 0,64   | 6,33   |
| Folha adultas acima de F4  | 1    | 28,8          | 8,08    | -      | 83,98  | 74,4   | 137,91 | 48,25  |
|                            | 2    | 7,35          | 0,55    | -      | -      | -      | 1,63   | -      |
|                            | 3    | 4,72          | 5,81    | -      | 1,24   | -      | 1,63   | 0,84   |
|                            | 4    | 1,51          | 0,27    | -      | -      | -      | 0      | 3,10   |
| Folha 4*                   | 1    | 7470,11       | 1069,04 | 409,22 | 171,4  | 174,36 | 200,59 | 227,29 |
|                            | 2    | 6,54          | -       | -      | -      | 1,49   | 3,38   | -      |
|                            | 3    | 1,14          | 4,23    | 0,54   | -      | -      | 1,95   | -      |
|                            | 4    | 1,50          | -       | -      | -      | -      | -      | 4,76   |
| Folha adultas abaixo de F4 | 1    | 32,65         | 8,63    | 2,14   | 6,22   | 3,36   | 16,62  | 10,55  |
|                            | 2    | 13,20         | 12,32   | -      | 5,1    | in     | 8,20   | 1,45   |
|                            | 3    | 6,42          | 9,61    | -      | -      | -      | 5,06   | 8,59   |
|                            | 4    | 7,66          | 3,60    | 3,23   | in     | 0,02   | 7,63   | 8,60   |
| Frutos                     | 1    | 41,25         | 18,46   | in     | 6,24   | 8,67   | 1,63   | 206,26 |
|                            | 2    | in***         | 4,23    | 2,69   | 1,41   | in     | in     | in     |
|                            | 3    | in            | in      | 2,80   | in     | 1,46   | in     | 14,06  |
|                            | 4    | in            | in      | in     | in     | in     | 0,32   | 24,86  |
| Brotações                  | 1    | 122,62        | 11,32   | 37,39  | 27,22  | 70,51  | 50,6   | 46,79  |
|                            | 2    | 11,66         | 17,34   | in     | in     | in     | 7,61   | 28,91  |
|                            | 3    | in            | 28,50   | in     | in     | -      | in     | 57,40  |
|                            | 4    | in            | in      | in     | in     | 0,39   | 5,59   | 2,73   |
| Parte apical               | 1    | 329,03        | 87,00   | 8,84   | 10,69  | 22,74  | 24,74  | 27,5   |
|                            | 2    | 3,98          | 2,49    | -      | 2,93   | 2,09   | 4,34   | 1,82   |
|                            | 3    | 1,53          | 3,90    | 2,27   | -      | 0,88   | 2,49   | 2,72   |
|                            | 4    | 1,65          | 2,28    | 0,71   | -      | 1,61   | 2,41   | 2,81   |
| Parte mediana              | 1    | 251,22        | 37,02   | 12,86  | 7,59   | 11     | 9,01   | 19,19  |
|                            | 2    | 4,60          | 3,41    | 1,37   | 3,8    | 3,4    | 4,47   | 2,22   |
|                            | 3    | 3,31          | 5,21    | 3,98   | 1,63   | 2,64   | 3,5    | 2,85   |
|                            | 4    | 2,29          | 4,22    | 2,76   | 2,35   | 3,57   | 3,88   | 2,44   |
| Parte basal                | 1    | 176,83        | 58,25   | 11,02  | -      | 7,81   | 8,33   | 17,83  |
|                            | 2    | 5,70          | 4,07    | 2,00   | 4,68   | 1,45   | 5,34   | 4,03   |
|                            | 3    | 3,55          | 3,23    | 4,33   | 2,62   | 5,17   | 3,05   | 3,58   |
|                            | 4    | 4,57          | 1,96    | 1,62   | 2,91   | 2,03   | 3,87   | 3,41   |
| Resíduo de poda            |      | 43,54         | 11,56   | 0      | 1,38   | 2,52   | 5,09   | 7,11   |
| Caule                      |      | 8,03          | 23,94   | 172,68 | 1,49   | 3,17   | 2,67   | 10,21  |
| Raíz Primária              |      | 4,15          | 12,17   | 155,02 | 2,49   | 3,15   | 2,25   | 4,44   |
| Raíz Secundária            |      | 3,16          | 5,97    | 165,72 | 3,35   | 4,23   | 2,96   | 7,54   |
| Raíz Terceária             |      | 2,88          | 7,65    | 33,27  | 3,55   | 1,85   | 3,3    | 4,78   |
| Radicelas                  |      | 9,87          | 6,64    | 17,58  | 5,76   | 8,39   | 9,03   | 12,62  |

\*Na folha 4 do ramo 1, foi realizado o enriquecimento. \*\* Valores considerados nulos; \*\*\* Partição inexistente no referido ramo.

A Figura 19 apresenta os valores do  $^{13}\text{C}$  em  $\delta\text{‰}$  e  $\mu\text{g}$  das partições gema apical, folhas novas, folha marcada, frutos e das brotações do ramo 1, bem como das radicelas das plantas de figueira. Nota-se que o acúmulo de carbono-13 é lento nas primeiras 48 horas e torna-se acentuado entre as 48 e 120 horas na partição gema apical partindo da variação natural para valores positivos em  $\delta\text{‰}$   $^{13}\text{C}$  (120  $\text{‰}$ ) e  $1800\text{ }\mu\text{g }^{13}\text{C g}^{-1}\text{ Massa seca}$ . Nas folhas novas e na folha marcada os valores em  $\delta\text{‰}$   $^{13}\text{C}$  indicam o sentido da translocação dos fotoassimilados ao longo das 360 horas, enquanto que os valores em massa expressam a deposição do carbono-13.

Para Laviola et al. (2007) os frutos são os drenos preferenciais de fotoassimilados durante o período reprodutivo. Os mesmos autores relatam ainda a existência de uma dependência do estado nutricional da planta e da relação funcional entre folha e fruto. Nos frutos o acúmulo de carbono parte dos valores próximos ao da variação natural e se eleva a partir das 168 horas permanecendo ascendente até as 360 horas do enriquecimento. Assim como os valores permaneceram próximos da variação natural para a notação  $\delta\text{‰}$   $^{13}\text{C}$  nas brotações e nas radicelas, o carbono acumulado em massa foi de  $140\text{ }\mu\text{g }^{13}\text{C g}^{-1}\text{ Massa seca}$  nas brotações e  $40\text{ }\mu\text{g }^{13}\text{C g}^{-1}\text{ Massa seca}$  nos frutos.



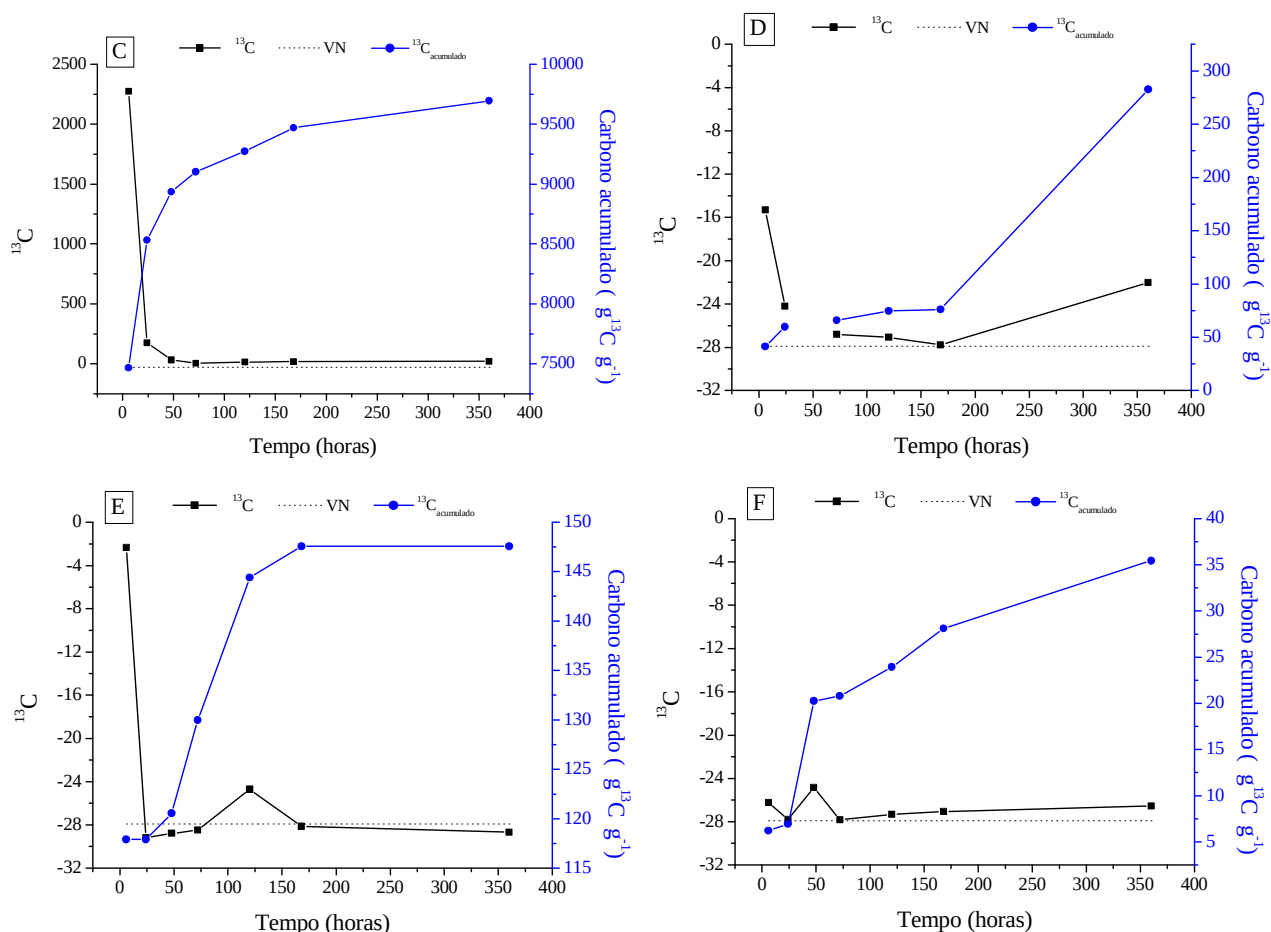


Figura 19. Valores de carbono 13 (em  $\delta\text{‰}$  e  $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$ ) de gema apical (A), folhas novas (B), folha marcada (C), frutos (D) e brotações (E) do ramo 1 e de radículas (F) da figueira ‘Roxo de Valinhos’, ao longo de 360 horas, utilizando como referência o enriquecimento natural geral ( $\delta\text{‰} = -27,92$ ). FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

Na Tabela 16 estão expressos os totais de carbono-13 das partições estudadas quando comparados com  $\delta^{13}\text{C}$  da variação natural geral e de cada partição, onde pode ser visto que os maiores acúmulos aconteceram na folha marcada, e que os valores são maiores quando a comparação é com a variação de cada partição. Efetivamente o ramo que contém a folha enriquecida apresenta os maiores valores de carbono 13 alocado nas 360 horas, visto que a alocação nos demais ramos dependem diretamente da existência de órgãos drenos. O valor de  $9930,22 \mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$  indica que as 6 horas após o enriquecimento, em torno de 0,001427% da massa seca total média das plantas (695,97g) estava constituído por  $^{13}\text{C}$  e as

360 horas, estes percentuais reduziram para  $8 \times 10^{-5}\%$  (em uma massa seca total média de 561,85g), ou seja, um decréscimo significativo no conteúdo de  $^{13}\text{C}$ .

Tabela 16. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$ ) encontrados na figueira ‘Roxo de Valinhos’ ao longo de 360 horas. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2008.

| Tempo<br>(horas)                                     | Ramo 1  | Ramo 2 | Ramo 3 | Ramo 4 | Parte<br>Lenhosa* | Sistema<br>Radicular** | Folha<br>marcada |
|------------------------------------------------------|---------|--------|--------|--------|-------------------|------------------------|------------------|
| Variação natural geral ( $\delta\text{‰} = -27,92$ ) |         |        |        |        |                   |                        |                  |
| 6                                                    | 2364,93 | 27,93  | 8,15   | 12,32  | 41,37             | 8,16                   | 7467,35          |
| 24                                                   | 625,43  | 13,81  | 18,86  | 5,70   | 23,38             | 11,64                  | 1064,70          |
| 48                                                   | 188,40  | 1,74   | 1,77   | 0,00   | 164,35            | 352,06                 | 403,72           |
| 72                                                   | 500,78  | 1,51   | 1,44   | 0,35   | 0,00              | 0,53                   | 167,19           |
| 120                                                  | 297,81  | 0,00   | 0,95   | 0,00   | 0,00              | 3,33                   | 171,05           |
| 168                                                  | 332,60  | 9,01   | 2,42   | 3,45   | 0,57              | 4,17                   | 197,03           |
| 360                                                  | 172,31  | 2,52   | 15,80  | 19,87  | 3,81              | 11,62                  | 223,50           |
| Variação natural de cada partição                    |         |        |        |        |                   |                        |                  |
| 6                                                    | 2392,52 | 64,49  | 27,67  | 31,81  | 51,57             | 20,07                  | 7470,11          |
| 24                                                   | 668,35  | 57,71  | 67,83  | 20,85  | 35,50             | 32,44                  | 1069,04          |
| 48                                                   | 244,55  | 3,37   | 13,92  | 8,33   | 172,68            | 371,59                 | 409,22           |
| 72                                                   | 541,15  | 21,64  | 9,54   | 8,08   | 2,88              | 15,15                  | 171,40           |
| 120                                                  | 417,82  | 8,44   | 10,15  | 7,63   | 5,68              | 17,62                  | 174,36           |
| 168                                                  | 481,07  | 46,81  | 22,92  | 28,86  | 7,76              | 17,55                  | 200,59           |
| 360                                                  | 436,58  | 44,05  | 102,38 | 68,84  | 17,32             | 29,38                  | 227,29           |

\* Inclui resíduos de poda e caule; \*\* Raízes primárias, secundárias, terciárias e radículas.

#### 4.3.3. Partição dos fotoassimilados em função da época de enriquecimento com carbono-13 antes da poda das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’

As características morfológicas das plantas que se encontravam com e sem suplementação de água e também submetidas à atmosfera rica em carbono-13, coletas em diferentes épocas antes da poda estão apresentados na Tabela 17, onde verifica-se que e no primeiro enriquecimento não houve diferença estatística para as características diâmetro do caule, diâmetro do ramo e comprimento do caule dessas plantas, contudo os valores médios do número de folhas e número de entrenós diferiram entre si nas coletas, sendo que a maior quantidade de folhas (19) foi verificado na coleta 1 do tratamento sem irrigação e os menores

números de folhas foram vistos nas coletas 1 (SI: 10,5) 2 (SI: 10,5 e CI: 11,8) e 3 (SI: 10,7 e CI: 10,8), ao longo dos diferentes enriquecimentos. O número de entrenós variou de 48,3 na coleta 4 do tratamento sem irrigação a 39,2 na coleta 2 do tratamento sem irrigação.

Tabela 17. Dados morfológicos médios das plantas com e sem irrigação, enriquecidas com carbono-13, coletas em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.

| Tratamento              | Diâmetro do caule (cm) | Diâmetro do ramo (cm) | Comprimento do ramo (cm) | Número de folhas | Número de Entrenós |
|-------------------------|------------------------|-----------------------|--------------------------|------------------|--------------------|
| Primeiro enriquecimento |                        |                       |                          |                  |                    |
| CI – Coleta 1           | 4,43                   | 2,52                  | 133,3                    | 13,7 bc          | 42,2 ab            |
| CI – Coleta 2           | 3,67                   | 2,97                  | 130,0                    | 11,8 c           | 40,5 ab            |
| CI – Coleta 3           | 3,77                   | 2,57                  | 120,0                    | 10,8 c           | 43,8 ab            |
| CI – Coleta 4           | 3,83                   | 2,80                  | 116,7                    | 13,2 bc          | 41,3 ab            |
| SI – Coleta 1           | 4,23                   | 2,97                  | 100,0                    | 19,0 a           | 45,2 b             |
| SI – Coleta 2           | 3,83                   | 2,57                  | 100,0                    | 10,5 c           | 39,2 b             |
| SI – Coleta 3           | 4,07                   | 2,55                  | 100,0                    | 10,7 c           | 41,2 ab            |
| SI – Coleta 4           | 4,33                   | 2,88                  | 150,0                    | 16,5 ab          | 48,3 a             |
| Segundo enriquecimento  |                        |                       |                          |                  |                    |
| CI – Coleta 2           | 3,87                   | 3,06                  | 150,0 ab                 | 12,33            | 44,8               |
| CI – Coleta 3           | 3,97                   | 2,78                  | 133,3 ab                 | 10,17            | 45,0               |
| CI – Coleta 4           | 4,07                   | 2,97                  | 133,3 ab                 | 15,00            | 43,2               |
| SI – Coleta 2           | 4,03                   | 2,80                  | 120,0 b                  | 10,67            | 44,3               |
| SI – Coleta 3           | 4,18                   | 2,63                  | 116,7 b                  | 11,17            | 45,5               |
| SI – Coleta 4           | 4,53                   | 3,08                  | 166,7 a                  | 12,50            | 50,3               |
| Terceiro enriquecimento |                        |                       |                          |                  |                    |
| CI – Coleta 3           | 4,34                   | 2,83                  | 153,3                    | 11,7             | 47,8               |
| CI – Coleta 4           | 4,08                   | 3,10                  | 166,7                    | 14,8             | 45,5               |
| SI – Coleta 3           | 4,48                   | 2,65                  | 133,3                    | 12,0             | 46,5               |
| SI – Coleta 4           | 4,60                   | 3,12                  | 166,7                    | 15,5             | 50,5               |
| Quarto enriquecimento   |                        |                       |                          |                  |                    |
| CI – Coleta 4           | 4,08 b                 | 3,10                  | 163,6                    | 14,2             | 46,2               |
| SI – Coleta 4           | 4,71 a                 | 3,29                  | 173,3                    | 13,7             | 52,5               |

Médias seguidas de letras distintas na coluna dentro de cada enriquecimento, diferem pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. CI: com irrigação; SI: sem irrigação.

Os dados morfológicos do segundo enriquecimento 21 dias após o primeiro indica que as plantas apresentam diâmetros de caule e ramo, número de folhas e de entrenós semelhantes entre si, contudo, apresentou diferença estatística para os valores do comprimento do ramo, sendo o maior valor 166,7cm (SI – coleta 4) e os menores 120,0cm (SI

- coleta 2) e 116,7cm (SI – coleta 3). As plantas do terceiro enriquecimento não apresentaram diferenças estatísticas entre si para os parâmetros morfológicos avaliados, enquanto que o único parâmetro que apresentou diferença estatística foi o diâmetro do caule com 4,71 cm na coleta 4 do tratamento sem irrigação em relação ao tratamento com irrigação na mesma coleta 4,08 cm. Os dados instantâneos da radiação solar global e da temperatura (Figura 20) indicam uma variação nos valores da radiação global no primeiro enriquecimento.

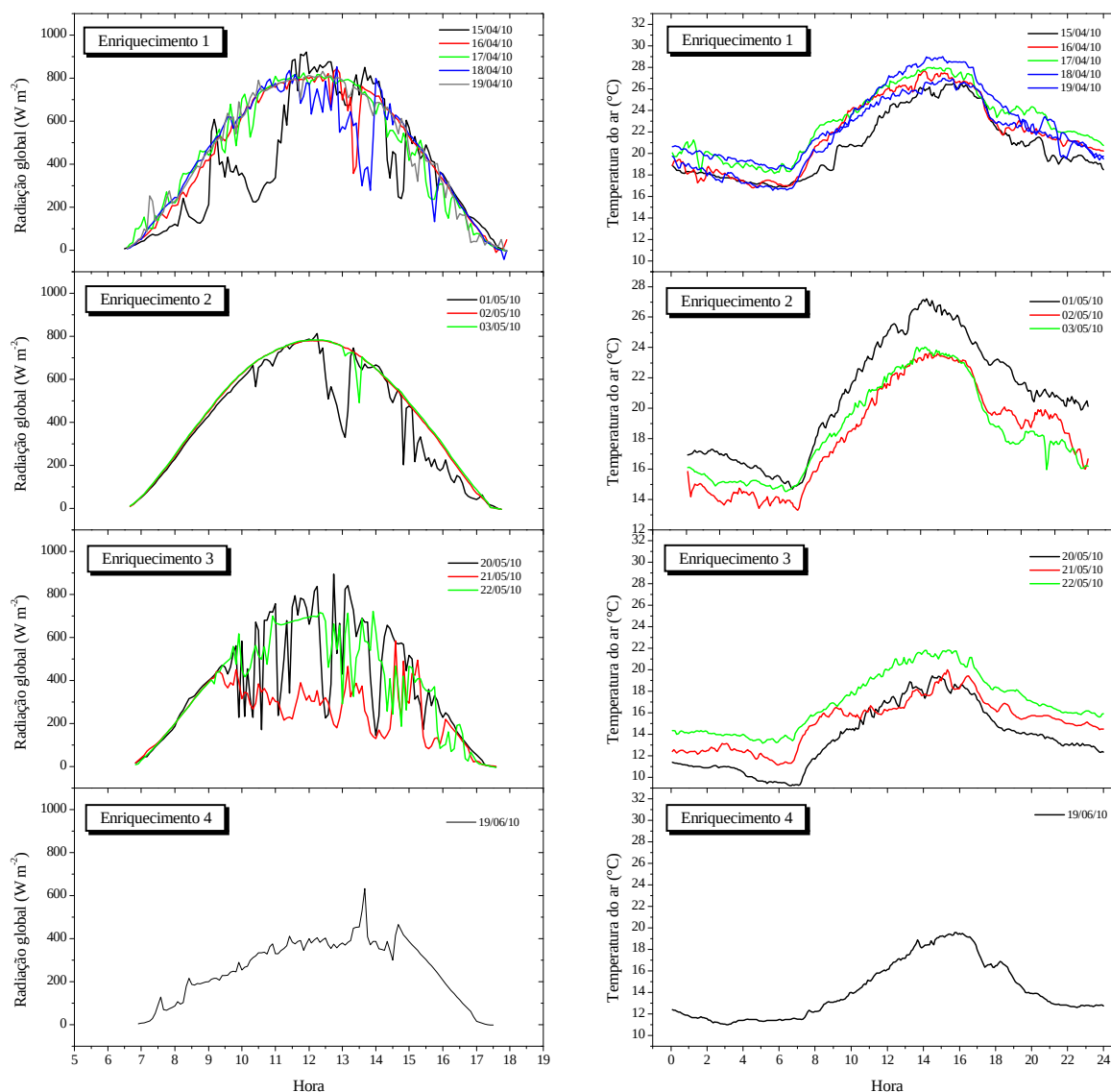


Figura 20. Valores instantâneos da radiação global e da temperatura do ar nos diferentes períodos de enriquecimento com carbono-13 da figueira 'Roxo de Valinhos'. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.

Nas primeiras horas da manhã, no primeiro enriquecimento, os valores da radiação global foram de  $200 \text{ W m}^{-2}$  em torno do meio-dia ocorreram as maiores médias instantâneas de radiação solar global  $800 \text{ W m}^{-2}$  com temperaturas que variaram de 18 a  $20^\circ\text{C}$  nas primeiras horas da manhã para 25 a  $28^\circ\text{C}$  ao meio do dia.

No segundo enriquecimento as temperaturas e a radiação solar global oscilaram no dia 1/5 em função da nebulosidade, sendo os valores da radiação global de  $200 \text{ W m}^{-2}$  a  $800 \text{ W m}^{-2}$  e as temperaturas de 18 a  $28^\circ\text{C}$ . Assim como também houve oscilação das radiações globais no terceiro enriquecimento, contudo os valores continuaram os mesmos do enriquecimento anterior, as temperaturas foram menores ( $10$  a  $20^\circ\text{C}$ ) em função do final da estação do outono e proximidade do inverno.

Os menores valores foram observadas no último enriquecimento, de  $200$  a  $600 \text{ W m}^{-2}$  para a radiação solar global e de  $12$  a  $18^\circ\text{C}$  nas temperaturas médias. Nota-se que com a variação climática, o desempenho na conversão de  $\text{CO}_2$  em fotoassimilados marcados pode ter sido afetado, já que esta produção é da folha escolhida para a exposição à atmosfera rica em  $^{13}\text{C}$ , em conjunto com toda a massa foliar existente na planta, fato este comprovado por Zhou et al. (2001) onde a fotossíntese líquida individual, a concentração de carboidratos e as atividades de algumas enzimas envolvidos na biossíntese de carboidratos foram monitorados em folhas de maçãs a intervalos regulares ao longo de um ciclo dia/noite. Estes autores verificaram que a maior concentração de carboidratos na forma de sorbitol foi vista ao amanhecer, com  $18,0 \text{ mg g}^{-1}$  de peso fresco da folha e estes níveis decresceram para  $9,6 \text{ mg g}^{-1}$  de peso fresco da folha ao final do período de escuro.

As amplitudes térmicas variaram de  $24,94$  a  $37,64^\circ\text{C}$  dentro da câmara de enriquecimento para as plantas que se encontravam com suplementação de água nos dias do primeiro enriquecimento, enquanto que nas plantas não irrigadas essa amplitude apresentou valores menores  $36,43$  a  $27,07^\circ\text{C}$ , no segundo enriquecimento os valores das temperaturas foram  $33,75$  a  $21,44^\circ\text{C}$ . No tratamento com irrigação e  $35,05$  a  $28,06^\circ\text{C}$  para o sem irrigação. Os valores de temperatura do terceiro e quarto enriquecimento para as plantas irrigadas e não irrigadas foram respectivamente  $31,50$  a  $21,43^\circ\text{C}$ ,  $30,50$  a  $25,06^\circ\text{C}$  e  $30,64$  a  $22,43^\circ\text{C}$ ,  $34,14$  a  $31,64^\circ\text{C}$ .

A Tabela 18 apresenta os valores da massa seca e do carbono total das diferentes partições, com e sem irrigação nas diferentes épocas de coleta após o tempo de



enriquecimento. Os valores indicam que ocorreu uma evolução no crescimento das plantas ao longo das quatro coletas, tanto nos tratamentos com como nos sem irrigação a massa dessas plantas dobraram de peso ao final do período experimental, assim como o conteúdo de carbono total acompanhou a evolução do incremento em massa dessas plantas.

O caule e os ramos foram às partições mais pesadas em todas as plantas estudadas, sendo as gemas as partições mais leves, assim como houve um elevado acúmulo de massa seca nas radículas e nos frutos a partir da 3ª coleta, tanto nos tratamentos com e sem irrigação. O percentual de acúmulo da massa seca das folhas entre a primeira e a última coleta foi de 48,65 % no tratamento com irrigação e no sem irrigação foi de 37,47 %. Com a supressão da água nas plantas ao longo das quatro coletas o acúmulo de massa seca e carbono total das mesmas foi menor.

O sistema radicular aumentou sua massa seca em 57,57 % entre a coleta inicial e a final no tratamento com irrigação e nas plantas que sofreram a supressão de água esse percentual foi de 50,83%. Dentre as raízes, as primárias foram as que mais acumularam massa e carbono total. Nas raízes secundárias o maior aumento em massa (9,43 g) aconteceu da 3ª para a 4ª coleta no tratamento irrigado, fato não evidenciado no tratamento sem irrigação onde os maiores incrementos em massa seca (7,11 g) ocorreram da 2ª para a 3ª coleta das plantas de figueira 'Roxo de Valinhos.

As raízes terciárias e as radículas possuíam maiores massas secas e carbono total no tratamento com irrigação do que no sem irrigação, e as raízes terciárias do tratamento sem irrigação acumularam mais massa seca nas duas primeiras coletas sendo respectivamente, 3,51 e 3,26 g enquanto o acúmulo da 3ª para a quarta coleta foi de somente 0,99 g. Nas plantas onde não houve supressão de água as raízes terciárias apresentaram acúmulos na ordem de: 1,83, 0,72 e 6,07 entre as coletas respectivamente 2ª, 3ª e 4ª. O incremento em massa e carbono total nas radículas ocorreu da segunda para terceira coleta tanto no tratamento onde as plantas foram irrigadas (3,41 g), como no tratamento sem irrigação (2,24 g).

A alocação de biomassa para diferentes órgãos da planta depende da espécie, ontogenia, e sobre tudo do ambiente experimental, onde árvores decíduas alocam as maiores taxas de biomassa para os caules e ramos e os menores valores para as raízes e as folhas (POORTER & NAGEL, 2000).

Tabela 18. Massa seca e carbono total de diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos, com e sem irrigação, em diferentes épocas de coleta, Botucatu-SP, 2010.

| Partição          | Com irrigação |           |            |           | Sem irrigação |           |            |          |
|-------------------|---------------|-----------|------------|-----------|---------------|-----------|------------|----------|
|                   | Coleta 1      | Coleta 2  | Coleta 3   | Coleta 4  | Coleta 1      | Coleta 2  | Coleta 3   | Coleta 4 |
| Massa seca (g)    |               |           |            |           |               |           |            |          |
| Gema apical       | 0,20 c        | 0,37 abc  | 0,37 abc   | 0,84 a    | 0,32 bc       | 0,39 abc  | 0,47 abc   | 0,70 ab  |
| Folhas            | 69,60 b       | 94,20 ab  | 108,20 ab  | 136,11 a  | 87,38 ab      | 93,80 ab  | 116,33 ab  | 139,76 a |
| Frutos            | 1,20 b        | 2,94 b    | 18,32 a    | 21,84 a   | 0,57 b        | 1,41 b    | 13,61 ab   | 19,03 a  |
| Ramos             | 87,15 c       | 162,76 bc | 232,09 abc | 315,91 ab | 173,14 bc     | 206,63 bc | 238,03 abc | 421,27 a |
| Caule             | 121,52 a      | 145,20 a  | 177,86 a   | 194,20 a  | 109,59 a      | 116,81 a  | 135,60 a   | 148,69 a |
| Raiz primaria     | 15,88 a       | 22,69 a   | 26,94 a    | 30,38 a   | 13,83 a       | 17,86 a   | 32,33 a    | 42,83 a  |
| Raiz secundaria   | 10,90 a       | 12,58 a   | 17,49 a    | 26,92 a   | 9,45 a        | 15,42 a   | 22,53 a    | 28,00 a  |
| Raiz terciaria    | 7,04 a        | 8,87 a    | 9,59 a     | 15,66 a   | 6,11 a        | 9,62 a    | 12,88 a    | 13,87 a  |
| Radicelas         | 5,56 a        | 5,84 a    | 9,25 a     | 10,23 a   | 4,35 a        | 6,27 a    | 8,51 a     | 9,01 a   |
| Total             | 319,05 c      | 455,45 bc | 600,11 ab  | 752,09 ab | 404,74 bc     | 468,21 bc | 580,29 b   | 823,16 a |
| Carbono total (g) |               |           |            |           |               |           |            |          |
| Gema apical       | 0,08 c        | 0,15 abc  | 0,15 abc   | 0,35 a    | 0,13 bc       | 0,16 abc  | 0,20 abc   | 0,29a    |
| Folhas            | 37,99 a       | 43,28 a   | 49,82 a    | 62,43 a   | 40,22 a       | 43,13 a   | 53,45 a    | 82,44 a  |
| Frutos            | 0,53 b        | 1,26 b    | 8,12 a     | 9,38 a    | 0,25 b        | 0,60 b    | 5,85 ab    | 8,17 a   |
| Ramos             | 41,87 c       | 78,34 bc  | 111,69 abc | 151,93 ab | 83,30 bc      | 99,41 bc  | 114,33 abc | 202,77 a |
| Caule             | 59,79 a       | 69,73 a   | 85,41 a    | 93,26 a   | 52,63 a       | 56,09 a   | 65,12 a    | 71,40 a  |
| Raiz primaria     | 7,37 a        | 10,52 a   | 12,50 a    | 14,09 a   | 6,42 a        | 8,29 a    | 15,00 a    | 19,87 a  |
| Raiz secundaria   | 5,17 a        | 5,96 a    | 8,29 a     | 13,02 a   | 4,48 a        | 7,31 a    | 11,36 a    | 14,98 a  |
| Raiz terciaria    | 3,48 a        | 4,38 a    | 4,74 a     | 7,74 a    | 3,02 a        | 4,75 a    | 6,37 a     | 6,85 a   |
| Radicelas         | 2,54 a        | 2,66 a    | 4,22 a     | 4,66 a    | 1,98 a        | 2,94 a    | 3,88 a     | 4,10 a   |
| Total             | 158,82 c      | 216,28 bc | 284,94 ab  | 356,86 a  | 192,43 bc     | 222,68 bc | 275,56 ab  | 410,87 a |

Médias seguidas da mesma letra na linha não diferem pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Coleta 1: 07/05/2010; Coleta 2: 01/06/2010; Coleta 3: 21/06/2010 e Coleta 4: 10/07/2010.

Na análise de variância para a partição gema apical e folha marcada, que apresentaram altas quantidades de carbono 13 no experimento de tempo, não apresentaram significância estatística para a fonte de variação Tempo (épocas antes da poda) *versus* sistema (plantas irrigadas e não irrigadas), tanto em delta *per* mil como em massa.

Tofinõ et al. (2007) relata que fatores ambientais como a temperatura e os fitohormônios influenciam no transporte de fotoassimilados da fonte para o dreno, pois atuam sobre o crescimento e a diferenciação histológica do dreno.

Nas plantas que estavam com a suplementação de água, aos 68 dias antes da data marcada para a execução da poda de formação os órgãos que apresentaram sinais isotópicos foram às folhas, frutos e os ramos considerando o valor limite de enriquecimento relativo da régua isotópica (Figura 17), não sendo observado sinais isotópicos no sistema

radicular. No tratamento sem irrigação um único sinal de enriquecimento foi observado na partição gema apical e em ambos os tratamentos com e sem irrigação, não foi observado sinais de translocação de fotossintatos  $-13$  para o sistema radicular das plantas 21 dias depois de enriquecidas.

Aos 47 dias antes da poda - DAP (Tabela 19) todas as partições do tratamento irrigado apresentavam sinais do carbono- $13$ , já que todas estão com valores isotópicos acima de  $-27,92$  ‰, contudo as partições mais ricas são as folhas (incluindo a folha marcada), seguidas dos frutos, ramos e gema apical. Dentre as partições que compuseram o sistema radicular o maior valor isotópico foi visto nas raízes secundárias ( $-21,88$  ‰), os sinais isotópicos no tratamento sem irrigação foi observado nas partições em ordem decrescente, nas folhas, frutos, gema apical e ramos, sendo observado um pequeno enriquecimento nas radicelas das plantas não irrigadas.

As folhas foram a partição que apresentou os maiores valores isotópicos aos 26 dias antes da poda no tratamento com irrigação. Pequenos sinais de enriquecimento foram observados na gema apical, nos ramos e nas radicelas. Nas plantas não irrigadas as folhas foram as partições com os maiores valores isotópicos. E aos 5 dias da poda de formação no tratamento irrigado as partições que apresentavam sinais de enriquecimento foram a gema apical, as folhas, frutos, ramos, caule e as radicelas. Os sinais isotópicos no tratamento sem irrigação foram menores do que os valores encontrados no tratamento com irrigação, e dentre as partições as mais ricas em fotoassimilados marcados foram as folhas com  $-21,10$  ‰, seguidas das radicelas ( $-25,49$  ‰) e dos frutos ( $-25,89$  ‰).

Estes dados corroboram com os encontrados por KOCH & SCHRADER (1984), onde folhas de soja enriquecidas com  $^{14}\text{C}$  no período reprodutivo apresentaram 70 a 86 % do  $^{14}\text{C}$  nas folhas.

As características do sistema fonte-dreno são dinâmicas e variam de acordo com a etapa fenológica do cultivo, do genótipo e das condições agroclimáticas, o que pode ter levado a um menor acúmulo de  $^{13}\text{C}$ , pois a depender das condições climáticas locais as menores temperaturas médias ocorreram nos meses de maio e junho, respectivamente  $19,8$  e  $17,53$  °C.

Tabela 19. Valores médios de carbono 13 (em  $\delta$  ‰) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, com e sem irrigação e em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.

| Partição        | Dias antes da poda de formação - DAP |        |        |        |
|-----------------|--------------------------------------|--------|--------|--------|
|                 | 68                                   | 47     | 26     | 5      |
| Com irrigação   |                                      |        |        |        |
| Gema apical     | -28,16                               | -20,33 | -26,17 | -21,79 |
| Folhas          | -15,75                               | -8,65  | -18,22 | -15,47 |
| Frutos          | -14,77                               | -14,48 | -27,13 | -25,89 |
| Ramos           | -26,33                               | -20,03 | -26,73 | -26,20 |
| Caule           | -29,13                               | -22,51 | -27,95 | -26,93 |
| Raiz primária   | -28,28                               | -22,01 | -27,91 | -27,58 |
| Raiz secundária | -29,01                               | -21,88 | -28,15 | -27,83 |
| Raiz terciária  | -29,20                               | -23,30 | -28,27 | -27,27 |
| Radicelas       | -28,77                               | -22,69 | -26,31 | -25,49 |
| Sem irrigação   |                                      |        |        |        |
| Gema apical     | -27,59                               | -26,63 | -27,23 | -26,49 |
| Folhas          | -28,02                               | -12,67 | -15,40 | -21,10 |
| Frutos          | -27,89                               | -25,75 | -26,89 | -25,83 |
| Ramos           | -28,73                               | -26,94 | -26,76 | -26,91 |
| Caule           | -28,83                               | -29,00 | -28,35 | -27,99 |
| Raiz primária   | -28,74                               | -28,55 | -27,42 | -27,44 |
| Raiz secundária | -28,70                               | -28,83 | -27,82 | -27,27 |
| Raiz terciária  | -29,09                               | -28,89 | -28,62 | -27,88 |
| Radicelas       | -29,33                               | -27,39 | -26,69 | -25,49 |

Valores médios obtidos de três plantas, com dois ramos cada.

Os valores do enriquecimento em massa de carbono-13 estão expressos na Tabela 20, onde pode ser constatado o acúmulo de  $\mu\text{g }^{13}\text{C}$  ao longo das 4 avaliações. O carbono-13 é cumulativo sendo observado valores três vezes maior na última avaliação antes da poda, contudo observa-se que os fotoassimilados marcados são também direcionados para os drenos que no caso em questão são os frutos em desenvolvimento e se os mesmos não estivessem presentes na planta um percentual maior de  $^{13}\text{C}$  estaria sendo alocado para o sistema radicular das plantas de figueira ‘Roxo de Valinhos’, visto que a poda é realizada em julho mês com as menores médias de temperatura constatado para Botucatu-SP.

Quando observamos os valores do enriquecimento com a variação natural da partição, um número maior de partições pode ser considerado rico em fotossintatos-13 do que quando observamos a variação geral, contudo no acúmulo total dos fotoassimilados

marcados não ocorrem discrepâncias entre os sistemas irrigado e não irrigado, mas pode ser observado que alocação ocorre em momentos diferentes, o acúmulo em  $\mu\text{g } ^{13}\text{C}$  é menor aos 68 e 47 DAP no tratamento com irrigação e é maior aos 68 DAP do que nos 47 e 26 DAP, isso porque os processos de fotossíntese e a biossíntese de carboidratos são eventos coordenados (ZHOU et al., 2001).

Tabela 20. Valores de carbono 13 ( $\mu\text{g } ^{13}\text{C g}^{-1}\text{Massa seca}$ ) em diferentes partições da figueira ‘Roxo de Valinhos’, com e sem irrigação e em diferentes épocas antes da poda. FCA/UNESP, Botucatu-SP, 2010.

| Partição                     | Com irrigação |        |        |       | Sem irrigação |        |        |       |
|------------------------------|---------------|--------|--------|-------|---------------|--------|--------|-------|
|                              | 68 DAP        | 47 DAP | 26 DAP | 5 DAP | 68 DAP        | 47 DAP | 26 DAP | 5 DAP |
| Variação natural da partição |               |        |        |       |               |        |        |       |
| Gema apical                  | 0,05          | 0,13   | 0,03   | 0,02  | 0,01          | 0,06   | 0,03   | 0,05  |
| Folhas                       | 16,27         | 68,62  | 6,77   | 9,6   | 0,74          | 17,15  | 9,39   | 4,98  |
| Frutos                       | -             | 1,85   | 0,25   | 0,65  | 0,01          | 0,2    | 0,38   | 0,62  |
| Ramos                        | 5,17          | 86,78  | 7,97   | 11,01 | 36,47         | 5,92   | 4,9    | 11,74 |
| Caule                        | 4,39          | 33,88  | 27,24  | 37,88 | 6,6           | 4      | 15,55  | 29,45 |
| Raiz primaria                | 0,71          | 4,29   | 1,37   | 2,81  | -             | 0,98   | 3,17   | 4,34  |
| Raiz secundária              | 0,08          | 4,65   | 0,78   | 1,9   | 0,41          | 0,32   | 1,44   | 13,06 |
| Raiz terciária               | 0,07          | 1,02   | 1,13   | 1,3   | 0,06          | 0,14   | 0,32   | 1,61  |
| Radicelas                    | 0,18          | 1,71   | 1,61   | 2,27  | -             | 0,69   | 2,34   | 1,59  |
| Total                        | 26,92         | 202,93 | 47,16  | 67,48 | 44,30         | 29,46  | 37,51  | 67,44 |
| Variação natural geral       |               |        |        |       |               |        |        |       |
| Gema apical                  | 0,05          | 0,13   | 0,03   | 0,02  | 0,01          | 0,06   | 0,02   | 0,04  |
| Folhas                       | 15,52         | 65,97  | 6,26   | 8,69  | 0,39          | 16,37  | 8,84   | 4,18  |
| Frutos                       | -             | 1,83   | 0,24   | 0,61  | 0,01          | 0,19   | 0,35   | 0,58  |
| Ramos                        | 4,43          | 71,17  | 4,78   | 5,92  | 34,92         | 4,3    | 3,11   | 5,65  |
| Caule                        | -             | 17,24  | 0,16   | 14,67 | -             | -      | 0      | 1,09  |
| Raiz primaria                | 0,21          | 3,37   | 0,23   | 1,01  | -             | 0,21   | 1,5    | 2,22  |
| Raiz secundária              | -             | 3,29   | 0,15   | 0,23  | -             | -      | 0,45   | 4,91  |
| Raiz terciária               | -             | 0,37   | 0,08   | 0,5   | -             | -      | 0,04   | 0,17  |
| Radicelas                    | -             | 0,7    | 1,01   | 1,64  | -             | 0,22   | 1,36   | 1,12  |
| Total                        | 20,21         | 164,07 | 12,92  | 33,28 | 35,32         | 21,35  | 15,66  | 19,96 |

Valores médios obtidos de três plantas, com dois ramos cada.

#### 4.4. CONCLUSÕES

Nas condições brasileiras de cultivo, a figueira ‘Roxo de Valinhos’ por ter o seu hábito de crescimento modificado pelas podas drásticas anuais, apresentou crescimento vegetativo e reprodutivo concomitantes.

Existe maior alocação de  $^{13}\text{C}$  nas partes meristemáticas, seguidos pelos órgãos reprodutivos (frutos), sendo estes os drenos preferenciais da figueira ‘Roxo de Valinhos’. Ocorreram ainda, renovações do  $^{13}\text{C}$  dentro de 24 horas, com novos ciclos (retranslocação) entre 72 e 168 horas após o enriquecimento para a maioria dos órgãos.

A suplementação hídrica permitiu uma antecipação alocação de fotoassimilados para órgãos de reserva (sistema radicular) aos 47 dias antes da poda.

## 5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A cultivar de Roxo de Valinhos é praticamente a única espécie de figueira comercialmente cultivada no país, assim sendo estudos com novos materiais genéticos são estritamente necessários, bem como o conhecimento da fenologia desses materiais nas mais diversas condições edafoclimáticas, como o objetivo do estudo em questão foi avaliar o crescimento dessa cultivar utilizando cobertura morta, composta por bagaço de cana-de-açúcar triturado, e irrigação, na fase de formação é justificável a continuidade do trabalho nos ciclos reprodutivos posteriores o que garantiria a repetibilidade dos resultados através diminuição da variação dos dados referentes a um único estágio do ciclo.

O uso da metodologia do carbono-13 como traçador nos estudos da partição de fotoassimilados em plantas lenhosas apresenta resultados satisfatórios. Todavia, como essa metodologia visa saber o comportamento ecofisiológico da planta em campo, há problemas que necessitam de solução como a transpiração da folha dentro da câmara de enriquecimento, sendo necessário, portanto, estudos posteriores que indiquem quanto tempo de exposição uma folha-fonte resiste dentro da câmara sem prejudicar suas atividades fisiológicas e possa ser considerada enriquecida, translocando fotoassimilados às demais partições da planta.

Quanto aos parâmetros avaliados, a continuidade de trabalhos relacionadas ao tema, poderá mostrar a influência de práticas culturais específicas da cultura, como as podas na figueira, no desenvolvimento dos ramos e dos órgãos reprodutivos,

indicando o direcionamento e a partição dos fotoassimilados produzidos remanescentes em um determinado ramo podado ou que tenha sofrido desfolha. Além de evidenciar, quanto tempo antes dessa prática, a planta começa a remobilizar carbono para os novos processos de brotação e reconstrução do dossel, associados diretamente com a contribuição climática durante esse processo.

Trabalhos envolvendo  $^{13}\text{C}$  devem ser bem objetivos, pois o uso de apenas uma câmara de enriquecimento impede a repetibilidade instantânea na aplicação do  $^{13}\text{C}$ , que permitiria marcações nas mesmas condições climáticas. Uma alternativa seria a utilização do carbonato de bário ( $\text{Ba}^{13}\text{CO}_3$ ) como marcador aplicados em sacos plásticos, permitindo a utilização de vários ao mesmo tempo, porém, ainda existe necessidade de estudos quanto à densidade do plástico e o tempo de exposição da folha.

De forma geral, os elevados custos das análises podem tornar uma dificuldade na viabilização do trabalho, principalmente quanto a repetições e delineamentos estatísticos. Nesse tocante, deve-se sempre analisar os custos de aquisição do sistema de irrigação e de obtenção dos resíduos vegetais a serem empregados como cobertura morta, buscando alternativas que possam ser obtidas localmente em baixos custos.



## 6. CONCLUSÕES

As técnicas subsidiárias como o uso de irrigação e cobertura morta permitiram ganhos no crescimento com aumento do volume de solo explorado pelo sistema radicular e da produtividade da figueira ‘Roxo de Valinhos’ na fase de formação do pomar.

Por ter o seu hábito de crescimento modificado pelas podas anuais, as plantas apresentaram crescimento vegetativo e fase reprodutiva concomitantes, com maior alocação de  $^{13}\text{C}$  nas partes meristemáticas e frutos, sendo estes os drenos preferenciais. A planta apresenta uma renovação do  $^{13}\text{C}$  dentro de 24 horas, existindo novos ciclos de retranslocação entre 72 e 168 horas para a maioria dos órgãos.

Efetivamente a planta começou a alocar fotossintatos marcados aos 47 e 26 dias antes da poda, quando irrigada e não irrigada, respectivamente.

## 7. REFERÊNCIAS

ABRAHÃO, E.; CHALFUN, N. N. J.; REGINA, M. A.; ALVARENGA, A. A. Influência de diferentes tipos de poda no desenvolvimento e produção da figueira (*Ficus carica* L.) Roxo de Valinhos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 12, n. 2, p. 27-31, 1990.

ADAMS, D.B.; ADAMS, W.W.N. Photoprotection and other responses of plants to high light stress. **Annual Reviews Plant Physiology. Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 43, n. 1, p. 599-626, 1992.

ALLEN, L.H. Plant responses to rising carbon dioxide and potential interactions with air pollutants. **Journal of Environmental Quality**, San Francisco, v. 19, n. 1, p. 15-34. 1990.

ALMEIDA, L. P.; ALVARENGA, A. A.; CASTRO, E. M.; ZANELA, S. M.; VIEIRA, C. V. Crescimento inicial de plantas de *Cryptocaria aschersoniana* Mez. submetidas a níveis de radiação solar. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 1, p. 83-88, 2004.

ALMEIDA, M. M.; SILVEIRA, E. T. Tratos culturais na cultura da figueira no sudoeste de Minas Gerais. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 18, n. 188, p. 27-33, 1997.

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 [<sup>13</sup>C] Glucose and [<sup>14</sup>C]Glucose. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 138, n. 4, p. 2220-2232, 2005.

ANDRADE, A.C.; FONSECA, D.M. da; LOPES, R. dos S.; NASCIMENTO JÚNIOR, D. do; CECON, P.R.; QUEIROZ, D.S.; PEREIRA, D.H.; REIS, S.T. Análise de crescimento do capim-elefante 'Napier' adubado e irrigado. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 2, p. 415-423, 2005.

ANTUNES, L. E. C.; ABRAHÃO, E.; SILVA, V. J. Caracterização da cultura da figueira no Estado de Minas Gerais. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.18, n.188, p.43-44, 1997.

ARANDA, X.; AGUSTI, C.; JOFFRE, R.; FLECK, I. Photosynthesis, growth and structural characteristics of holm oak resprouts originated from plants grown under elevated CO<sub>2</sub>. **Physiologia Plantarum**, Swenden, v. 128, n. 2, p. 302-312, 2006.

ATZMON, N.; HENKIN, Z. Establishing forest tree species on peatland in areflooded area of the Huleh Valley. **Forestry**, Dumfriesshire, v. 71, n. 1, p. 141-146, 1998.

BAIRD, C. **Química ambiental**. 2ª ed. Porto Alegre: Bookman, 2002.

BANCAL, P.; SOLTANI, F. Source and sink partitioning. Do we need Munch?. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 53, n. 377, p. 1919-1928, 2002.

BAPTIST, F.; TCHERKEZ, G.; AUBERT, S.; PONTAILLER, J.Y.; CHOLER, P.; NOGUÉS, S. <sup>13</sup>C and <sup>15</sup>N allocations of two alpine from early and late snowmelt reflect their different growth strategies. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 60, n. 9, p. 2725-2735, 2009.

BARCELOS, D.M.; GARCIA, A.; MACIEL JUNIOR, V.A. Análise de crescimento da cultura da batata submetida ao parcelamento da adubação nitrogenada em cobertura, em um Latossolo Vermelho-Amarelo. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 1, p. 21-27, 2007.

BARRIER, A.; PROSSER, S. J. Automated analysis of light-element stable isotopes by isotope ratio mass spectrometry. In: BOUTTON, T.; YAMASAKI, S. **Mass spectrometry of soils**. New York: Marcel Dekker, 1996. p. 01-46.

BELINI, U. L.; FILHO, M. T.; LOUZADA, J. L. P. C.; RODRIGUES, J. C. Aspectos anatômicos e tecnológicos de painéis confeccionados, com fibras de eucalipto e cana-de-açúcar. **Cerne**, Lavras, v. 16, suplemento, p. 48-52, 2010.

BENCKE, C. S. C.; MORELLATO, P. L. C. Comparação de dois métodos de avaliação da fenologia de plantas, sua interpretação e representação. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 25, n. 3, p. 269-275, 2002.

BENINCASA, M. M. P.; LEITE, I. C. **Fisiologia Vegetal**. 2.ed. Jaboticabal: Funep, 2004. 169p.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas**. 2.ed. Jaboticabal: Funep, 2003. 41p.

BERG, C. C. *Flora malesiano* precursor for the treatment of Moraceae 1: The mainsubdivision of *Ficus*: The subgenera. **Blumea**, Nederland, v. 48, n. 1, p. 167-178, 2003.

BERGAMASCHI, H. **Temperatura x fotoperíodo sobre a fenologia das plantas**. UFRGS. Disponível em: < <http://www.ufrgs.br/agropfagrom> >. Acesso em: 22 janeiro 2008.

BERNARDES, M. S.; CASTRO, P. R. C.; MARTINS, A. N. **Formação da copa e resistência de árvores ao vento: modelo da seringueira**. Piracicaba: FEALQ, p. 88, 1996.

BERNARDES, M. S. Fotossíntese no dossel das plantas cultivadas. In: CASTRO, P. R. C., FERREIRA, S. O.; YAMADA, T. (Eds). **Ecofisiologia da produção agrícola**. Piracicaba: Associação brasileira para pesquisa da potassa e do fosfato, 1987. p. 13-45.

BERNARDES-SILVA, A. P. F.; LAJOLO, F. M.; CORDENUNZI, B. R. Evolução dos teores de amido e açúcares solúveis durante o desenvolvimento e amadurecimento de diferentes cultivares de manga. **Ciencia e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 23, suplemento, p. 16-20, 2003.

BERNER, R. A.; LASAGA, A. C. Modelling the Geochemical Carbon Cycle, **Scientific American**, New York, v. 260, n. 3, p. 54-61, 1989.

BERRY, J.; BJÖRKMAN, O. Photosynthetic response and adaptation to temperature in higher plants. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v. 31, n. 3, p. 491-543, 1980.

BIELESKI R. I. Sugars alcohols. In: LOEWUS F. A.; TANNER W. (Eds). Plant Carbohydrates, Intracellular carbohydrates. **Encyclopedia of Plant Physiology**, Berlin: Springer-Verlag, New series, 13 A, 1982, p. 158-192.

BLACK, C.; ONG, O. Utilization of light and water in tropical agriculture. **Agricultural and Forest Meteorology**, New Haven, v. 104, n. 1, p. 25-47, 2000.

BODSON, M.; OUTLAW JUNIOR, W. Elevation in sucrose content of the shoot apical meristema of sinapis albaat floral evocation. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 79, n. 2, p. 20-24, 1985.

BOLIANI, A. C.; CORRÊA, L. S. O cultivo da figueira no Brasil e no Mundo. In: CORRÊA, L. S.; BOLIANI, A. C. (ed.) **Cultura da figueira - do plantio à comercialização**. Ilha Solteira: FAPESP, 1999. p. 37- 40.

BUCKERIDGE, M. S.; AIDAR, M.P.M. Carbon sequestration in the rain forest: alternatives using environmentally friendly biotechnology. **Biota Neotropica**, São Paulo, v. 2, n. 1, p. 1-5, 2002.

CADAVID, L.F.; EL-SHARKAWY, M.A.; ACOSTA, A.; SANCHES, T. Long-term effects of mulch, fertilization and tillage on cassava grown in sandy soils in northern Colombia. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 57, n. 1, p. 45-56, 1998.

CAETANO, L. C. S.; CARVALHO, A. J. C.; CAMPOSTRINE, E.; SOUSA, E. F.; MURAKAMI, K. R. N.; CEREJA, B. S. Efeito do número de ramos produtivos sobre o desenvolvimento da área foliar e produtividade da figueira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 3, p. 426-429, 2005.

CALBO, M.E.R.; MORAES, J.A.P.V. de. Fotossíntese, condutância estomática, respiração e ajustamento osmótico de plantas de buriti submetidas a estresse hídrico. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 9, n. 2, p. 117-123, 1997.

CALBO, A. G.; SILVA, W. L. C.; TORRES, ANTONIO C. Comparação de modelos e estratégias para análise de crescimento. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Campinas, v. 1, n.1 p. 1-7, 1989.

CAMPOSTRINI, E. **Fluorescência da clorofila a: considerações teóricas e aplicações práticas.** 1997. Disponível em: <[http://www.uenf.br/Uenf/Downloads/CENTRO\\_pdf](http://www.uenf.br/Uenf/Downloads/CENTRO_pdf)>. Acesso em: 20 março 2008.

CAMPO DALL'ORTO, F. A.; CANTARELA, H.; RAIJ, 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.

CARLESSO, R. Absorção de água pelas plantas: água disponível versus extraível e a produtividade das culturas. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v. 25. p. 183- 188. 1995.

CARVALHO, D. F.; MONTBELLER, C. A.; CRUZ, E. S. da; LANA, A. L. Q.; SILVA, W. A. da. Efeito da cobertura morta e do preparo do terreno nas perdas de solo e água em um argissolo vermelho-amarelo. **Engenharia na Agricultura**, Viçosa, v.11, n.1-4, p.15-22, 2003.

CARVALHO, J. E. B. de; JORGE, L. A. de C.; RAMOS, W. F.; ARAÚJO, A. M. de A. Manejo de cobertura do solo e desenvolvimento do sistema radicular da combinação laranja 'pêra'/ limão 'cravo' na Bahia e em Sergipe. **Laranja**, Cordeirópolis, v. 22, n.1, p. 259-269, 2001.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 4. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588 p.

CENTRITTO, M.; LEE, H. S. J.; JARVIS, P. G. Increased growth in elevated [CO<sub>2</sub>]: na early, short-term response? **Global Change Biology**, Illinois, v. 5, n. 6, p. 623-633, 1999.

CEPAGRI. CENTRO DE PESQUISAS METEOROLÓGICAS E CLIMÁTICAS APLICADAS A AGRICULTURA. **Clima dos municípios paulistas**. Disponível em: <<http://www.cpa.unicamp.br>>. Acesso em: 30 nov. 2010.

CERNUSAK, L. A.; TCHERKEZ, G.; KEITEL, C.; CORNWELL, W. K.; SANTIAGO, L. S.; KNOHL, A.; BARBOUR, M. M.; WILLIAMS, D. G.; REICH, P. B.; ELLSWORTH, D. S.; DAWSONK, T. E.; GRIFFITHS, H. G.; FARQUHAR, G. D.; WRIGHT, I. J. Why are non-photosynthetic tissues generally <sup>13</sup>C enriched compared with leaves in C<sub>3</sub> plants? Review and synthesis of current hypotheses. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 36, n. 3, p. 199-213, 2009.

CEULEMANS R., JANSSENS, J.A. e JACH, M.E. Effects of CO<sub>2</sub> enrichment on trees and forests: Lessons to be learned in view of future ecosystem studies. **Annals of Botany**, Oxford, v. 84, n. 4, p. 577-590, 1999.

CODATO, G.; OLIVEIRA, A. P.; SOARES, J.; ESCOBEDO, J. F.; GOMES, E. N.; DAL PAI, A. Global and diffuse solar irradiances in urban and rural áreas in southeast Brazil. **Theoretical and Applied Climatology**, Hamburg, v. 93, n. 1, p. 57-73, 2008.

COLL, J. B.; RODRIGO, G. N.; GARCÍA, B. S.; TAMÉS, R. S. Transporte por el floema. In: **Fisiología vegetal**. Madrid, Ediciones Pirámide, 2001, p. 103-120.

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**, Lancaster, v. 152, n. 2, p. 685-697, 2010.

CONCEIÇÃO, M.K. da; LOPES, N.F.; FORTES, G.R. de L. Análise de crescimento de plantas de batata-doce (*Ipomea batatas* (L) LAM), cultivares Abóbora e Da Costa. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 11, n. 3, p. 273-278, 2005.

CONDIT, I. J. **The Fig**. Massachusetts, Chronic Botanic Co Waltam, p. 222, 1947.

CONFALONE, A.; NAVARRO, M.D. Influência do “déficit” hídrico sobre a eficiência da radiação solar em soja. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 5, n. 3, p. 195-198, 1999.

COSTA, E. S. et al. Chlorophyll *a* fluorescence analysis in response to excitation irradiance in bean plants (*Phaseolus vulgaris* L. and *Vigna unguiculata* L. Walp) submitted to high temperature stress. **Photosynthetica**, Berlin, v. 41, n. 1, p. 77-82, 2003.

DAÍ, Z.; EDWARD, G. E.; KU, M. S. B. Control of photosynthesis and stomatal conductance in *Ricinus communis* L. (*Castor bean*) by leaf to air vapor pressure deficit. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 99, n. 4, p. 1426-1434, 1992.

DALASTRA, I. M.; PIO, R.; CAMPAGNOLO, M. A.; DALASTRA, G. M. CHAGAS, E. A.; GUIMARÃES, V. F. épocas de poda na produção de figos verdes ‘Roxo de Valinhos’ em sistema orgânico na região Oeste do Paraná. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 2, p. 447-453, 2009.

DANTAS, B. F.; RIBEIRO, L.S. ; PEREIRA, M. S. Teor de açúcares solúveis e insolúveis em folha de videiras, cv. Syrah, em diferentes posições no ramo e épocas do ano. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 1, p. 42-47, 2007.

DATWYLER, S. L.; WEIBLEN, G. D. On the origin of the fig: phylogenetic relationships of Moraceae from *ndliF* sequences. **American Journal of Botanic**, Stanford, v. 91, n. 5, p. 767-777, 2004.

DELÉENS, E., CLIQUET, J. B. e PRIOL, J. L. Use of  $^{13}\text{C}$  and  $^{15}\text{N}$  plant label near natural abundance for monitoring carbon and nitrogen partitioning. **Australian Journal Plant Physiology**, Collingwood, v. 21, n. 1, p. 133-146, 1994.

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**, Lancaster, v. 151, n. 1, p. 88-99, 2009.

DÍAZ, S. Elevated  $\text{CO}_2$  responsiveness, interactions at the community level and plant functional types. **Journal of Biogeography**, Oxford, v. 22, n. 3, p. 289-295, 1995.

DOMINGUEZ, A. F.; **La Higuera: frutal mediterrâneo para climas cálidos**. Madri: Editora Multi-Prensa, 1990. 190p.

DUCATTI, C. **Isótopos Estáveis ambientais**. Botucatu, Instituto de Biociências, 2007, 201p., apostila.

DUCATTI, C.; CARRIJO, A. S.; PEZZATO, A. C.; MANCERA, P. F. A. Modelo teórico e experimental da reciclagem do carbono-13 em tecidos de mamíferos e aves. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 59, n. 1, p. 29-33, 2002.

ECKARDT, N. A. The Function of SUT2/SUC3 Sucrose Transporters: The Debate Continues. **The Plant Cell**, Stanford, v. 15, n. 6, p. 1259-1262, 2003.

EL-KASSAS, S.E. Effect of soil moisture levels and nitrogen fertilization on yield, shoot growth and leaf composition on fig trees. **American Agricultural Science**, v. 4, p. 155-186, 1975.

EHLERINGER, J. R.; HALL, A. E.; FARQUHAR, G. D. **Stable isotopes and plant carbonwater relations**. New York: Academic Press, 1993. 555 p.

EMBRAPA. Centro Nacional. Pesquisas em Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília: Embrapa-SPI; Rio de Janeiro: Embrapa-Solos, 2006. 306p.

ESAU, K. **Anatomy of seed plants**. 2ed. New York: Jonh Wiley, p.550, 1977.

ESCOBEDO, J. F.; GOMES, E. N.; OLIVEIRA, A. P.; SOARES, J. Ratios of UV, PAR and NIR components to global solar radiation measured at Botucatu site in Brazil. **Renewable Energy**, Brighton, v. 36, n. 2, p. 169-178, 2011.

ESCUADERO, A.; MEDIAVILLA, S.; HEILMEIER, H. Leaf longevity and drought: avoidance of the costs and risks of early leaf abscission as inferred from the leaf carbon isotopic composition. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 35, n. 8, p. 705-713, 2008.

EVANS, G.C. **The quantitative analysis of plant growth**. Londres: Blackweel Sci. Public., p. 734, 1972.

EZZAT, A. H.; NAGUIB, M.; ELMENCHAWY, E. A.; MITWALLI, S.; HASSAN, G. F. Effect of irrigation on the growth and fruiting of 'Sultani' fig trees in dry farming areas. **Agriculture Research Review**, v. 53, n. 1, p. 8-15, 1975.

FAO. **Crops Production**: FAOSTAT, 2010. Disponível em: <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>. Acesso em: 25 dez. 2010.

FAGUNDES, M.; ARAÚJO, L. S. A.; NUNES, Y. R. F. Efeitos do Estágio Sucessional do Habitat na Fenologia do Pequizeiro (*Caryocar brasiliense*: Caryocaraceae). **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, n. 1, p. 144-146, 2007.

FALCÃO, M. A.; CLEMENT, C. R.; GOMES, J. B. M. Fenologia e produtividade da sorva (*Couma utilis* (mart.) MUELL. ARG.) na Amazônia central. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 17, n. 4, p. 541-547, 2003.

FARQUHAR, G. D.; HUBICK, K. T.; CONDON, A. G.; RICHARDS, R. A. Carbon isotope fractionation and plant water-use efficiency. In: RUNDEL, P. W.; EHRLINGER, J. R.; NAGY, K. A. (ed.) **Stable isotopes in ecological research**. New York: Springer-Verlag New York Inc., 1989. p. 21-40.

FERGUSON, L., MICHAILIDES, T. J.; SHOREY, I. I. The California fig industry. **Horticultural Reviews**, Belgium, v. 12, n. 3, p. 409-490, 1990.

FERRAZ, D. K. Fenologia de árvores em fragmento de mata em São Paulo, SP. **Revista Brasileira de Biologia**, São Paulo, v. 59, n. 2, p. 305-317, 1999.

FILHO, H. G.; PEREIRA, M. A. A.; SAVINO, A. A.; RODRIGUES, V. T. Efeito de diferentes substratos no crescimento de mudas de limoeiro 'Cravo' até o ponto de enxertia. **Laranja**, Cordeirópolis, v. 22, n. 1, p. 157-166, 2001.

FITTER, A. H.; HAY, R. K. M. **Environmental physiology of plants**. New York: Academic Press, p. 7-13, 50-55, 1981.

FISCH, S. T. V.; NOGUEIRA JR, L. R.; MANTOVANI, W. Fenologia reprodutiva de *Euterpe edulis* mart. na Mata Atlântica (Reserva ecológica do Trabiju, Pindamonhangaba-SP). **Revista Biociência de Taubaté**, Taubaté, v. 6, n. 2, p. 31-37, 2000.



FLEGG, P. B.; SPENCER, D. M.; WOOD, D. A. **The Biology and Technology of the Cultivated Mushroom**. Chichester: John Wiley e Sons, 1985, 347p.

FLORE, J. A.; LAYNE, D. R. Photoassimilate production and distribution in cherry. **Hort Science**, Stanford, v. 34, n. 6, p. 1015-1019, 1999.

FOLGARAIT, P. J.; PATROCK, R. J. W.; GILBERT, L. E. The influence of ambient conditions and space on the phenological patterns of a Solenopsis phorid guild in an arid environment P.J. **Biological Control**, Maryland Heights, v. 42, n. 3, p. 262–273, 2007.

FONTES, P.C.R.; DIAS, E.N.; SILVA, D.J.H. da. Dinâmica do crescimento, distribuição de matéria seca e produção de pimentão em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 94-99, 2005.

FORMENTINI, H. M. **Manipueira no controle de Meloidogyne incognita e no rendimento da figueira (Ficus carica L.) cv. Roxo de Valinhos no oeste paranaense**. Marechal Candido Rondon. 59p. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Centro de Ciências Agrárias. Universidade Estadual do Oeste do Paraná. 2009.

FOYER, C. H.; GALTIER, N. Source-sink interaction and communication in leaves. In: ZAMSKI, E.; SCHAFFER, A.A. (ed.) **Source-sink relations**. New York: Marcel Dekker Inc., 1996. p 311-340.

FRANCISCO, V. L. F. S.; BAPTISTELLA, C. S. L.; SILVA, P. R. **A cultura do figo em São Paulo**. 2005. Disponível em: <<http://www.todafruta.com.br>>. Acesso em: 10 mai. 2007.

GAUDILLERE, J. P.; MOING, A.; CARBONNE, F. Vigour and non-structural carbohydrates in young prune trees. **Scientia Horticulturae**, v. 51, n. 3-4, p. 197- 211. 1992.

GIACOBBO, C. L.; PICOLOTTO, L.; KRÜGER, L. R.; PARISOTTO, E.; TIBOLA, C.; FACHINELLO, J. C. Cultivo da figueira conduzida em quatro diferentes densidades de plantio. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 13, n. 1, p. 43-46, 2007.

GILL, K. S.; GAJRI, P. R.; CHAUDHARY, M.R.; SINGH, B. Tillage, mulch, and irrigation effects on corn (*Zea mays* L.) in relation to evaporative demand. **Soil Tillage Research**, Amsterdam, v. 39, n. 3-4, p. 213-227, 1996.

GLEIXNER, G.; DANIER, H. J.; WERNER, R. A.; SCHMIDT, H. L. Correlations between the <sup>13</sup>C content of primary and secondary plant products in different cell compartments and that in decomposing basidiomycetes. **Plant Physiology**, Lancaster, v.102, n. 4, p. 1287-1290, 1993.

GONÇALVES, C. A. A.; LIMA, L. C. O.; LOPES, P. S. N.; SOUZA, M. T. Poda e sistemas de condução na produção de figos verdes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 41, n. 6, p. 955-961, 2006.

GRACE, J.; SAN JOSÉ, J.; MEIR, P.; MIRANDA, H. S.; MONTES, R. A. Productivity and carbon fluxes of tropical savannas. **Journal of Biogeography**, Oxford, v.33, n. 4, p. 387-400, 2006.

GRANTZ, D. A.; YANG, S. Ozone impacts on allometry and root hydraulic conductance are not mediated by source limitation nor developmental age. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 51, n. 364, p. 919-927, 2000.

GREER, D. H.; SICARD, S. M. The net carbon balance in relation to growth and biomass accumulation of grapevines (*Vitis vinifera* cv. Semillon) grown in a controlled environment. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v.36, n. 7, p. 645-653, 2009.

GUIMARÃES, C.M.; STONE, L.F.; NEVES, P. de C.F. Eficiência produtiva de cultivares de arroz com divergência fenotípica. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 12, n. 6, p. 465-470, 2008.

HAMMOND, J. B.; WHITE, P. J. Sucrose transport in the phloem: integrating root responses to phosphorus starvation. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 59, n. 1, p. 93-109, 2008.

HARTT, C. E; KORTSCHAK, H. P. Sugar Gradients and Translocation of Sucrose in Detached Blades of Sugarcane. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 39, n.3, p.470-474, 1964.

HATFIELD, J. L.; EGLI, D. B. Effect of temperature on the rate of soybean hypocotyl elongation and field emergence. **Crop Science**, Madison, v. 14, p. 423-426, 1974.

HELLMANN, H.; BARKER, L.; FUNCK, D.; FROMMER, W. B.; The regulation of assimilate allocation and transport. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 27, n. 6, p. 583-594, 2000.

HELLWIG, T. C.; UENO, B.; JÚNIOR, C. R.; COUTO, M. E. de O. Redução da severidade de ferrugem e mancha-de-cercospora de figueira pelo uso de cobertura morta. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL SOBRE AGROECOLOGIA, 6, SEMINÁRIO ESTADUAL SOBRE AGROECOLOGIA E AGROBIODIVERSIDADE: Base para sociedades sustentáveis. 2004, Porto Alegre. **Anais...** Porto Alegre: SBA, 2004. 1 CD-ROM.

HERNANDEZ, F. B. T.; SUZUKI, M. A.; CORREA, L. S. Resposta da figueira (*Ficus carica* L.) ao uso da irrigação e nitrogênio na região de Ilha Solteira. **Scientia agrícola**, Piracicaba, v. 51, n. 1, p. 99 -104, 1994.

HERTER, F. G.; WAGNER JÚNIOR, A.; COUTO, M.; CHAVES, A.; MALGARIN, M. B.; VITTI, M. R. Concentrações de carboidratos em gemas florais de pereira cv. Nijisseiki submetidas à flutuação térmica durante o período de dormência. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 17., 2002, Belém. **Anais...** Belém: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 2002. CD.

HERTER, F. G.; VERÍSSIMO, V.; CAMELATTO, D., GARDIN, J. P.; TREVISAN, R. Abortamento de gemas florais de pereira no Brasil. In: SEMINÁRIO DE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO NO BRASIL, 1., 2001, Florianópolis. **Anais...** p.106-114.

HOPKINS, W.G. **Introduction to Plant Physiology**. Jonh Wiley e Sons, New York, 1995, 464p.

HU, Y.; SCHNYDER, H.; SCHMIDHALTER, U. Carbohydrate deposition and partitioning in elongating leaves of wheat under saline soil conditions. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 27, n. 4, p. 363–370, 2000.

HUNT, R.; HAND, D.W.; HANNAH, M. A.; NEAL, A. M. Response to CO<sub>2</sub> enrichment in 27 herbaceous species. **Functional Ecology**, London, v. 5, n. 3, p. 410-421, 1991.

IBRAF. Instituto Brasileiro de Frutas. Disponível em: [http://www.ibraf.org.br/estatisticas/est\\_frutas.asp](http://www.ibraf.org.br/estatisticas/est_frutas.asp).> Acesso em: 25 dez. 2010.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e estatística. **Sidra. Sistema de recuperação automática**. Disponível em:< <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/listabl.asp?c=1613ez=peo=23>>. Acesso em: 25 dez. 2010.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e estatística. **Anuário Estatístico do Brasil**. Rio de Janeiro: IBGE, 1996. seção 3. p.33.

JACKSON, J. E. **Biology of apples and pears**. Cambridge, UK: University Press, 2003.

JACKSON, J. E. Light interception and utilization by orchard systems. **Horticultural Reviews**, New York, v. 2, n. 2, p. 208-267, 1980.

JIANG, A.C.D.; GAOB, H.Y.; ZOUB, Q.; JIANGA, G.M.; LIA, L. H. Leaf orientation, photorespiration and xanthophyll cycle protect young soybean leaves against high irradiance in field. **Environmental and Experimental Botany**, Elmsford, v. 59, n. 1, p. 1-10, 2004.

JUNQUEIRA, R. M.; BUSQUET, R. N. B.; GUERRA, J. G. M.; FIDELIS, A.; MARTELLETO, L. A. P. Influência de diferentes tipos de cobertura de solo em pomar de figueira (*Ficus carica* L.) em cultivo orgânico de produção. CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 18., 2004, Florianópolis. **Anais...** Florianópolis: SBF, 2004. CD-ROM.

KANG, H.; KANG, M.Y.; HAN, K. H. Identification of natural rubber and characterization of rubber biosynthetic activity in fig tree. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 123, n. 4, p. 1133-1142, 2000.

KELLER, J.; KARMELI, D. Trickle irrigation design parameters. **Transactions of the ASAE**, v.17, p.678-684, 1975.

KELLER, M.; TARARA, J. M. Warm spring temperatures induce persistent season-long changes in shoot development in grapevines. **Annals of Botany**, Oxford, v. 106, n. 1, p. 131-141, 2010.

KIM, J. S.; KIM, Y. O.; RYU, H. J.; KWAK, Y. S.; LEE, J. Y.; KANG, H. Isolation of stress-related genes of rubber particles and latex in fig tree (*Ficus carica*) and their expressions by abiotic stress or plant hormone treatments. **Plant Cell Physiology**, Oxford, v. 44, n. 4, p. 412-414, 2003.

KLAGES, K.; DONNISON, H.; WÜNSCHE, J.; BOLDINGH, H. Diurnal changes in non-structural carbohydrates in leaves, phloem exudate and fruit in 'Braeburn' apple. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 28, n. 1, p. 131-139, 2001.

KLAR, A. E. **A água no sistema-solo-planta-atmosfera**. 2ª ed. São Paulo. Nobel 1988.

KOCH, K. E.; SCHRADER, L. E. <sup>14</sup>C-Photosynthate Partitioning and Translocation in Soybeans during Reproductive Development. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 75, n. 4, p. 1040-1043, 1984.

KOŁOWSKI, T. T.; PALLARDY, S. G. Photosynthesis. In: **Physiology in wood plants**. Academic Press, New York, 1997, 411p.

KONRAD, M. L. F.; SILVA, J. A. B. da; FURLANI, P. R.; MACHADO, E. C. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila em seis cultivares de cafeeiro sob estresse de alumínio. **Bragantia**, Campinas, v. 64, n. 3, p. 339-347, 2005.

KÖRNER, C. Plant CO<sub>2</sub> responses: an issue of definition, time and resource supply. **New Phytologist**, v. 172, n. 3, p. 393-411, 2006.

KÖRNER, C.; BAZZAZ, F.A. 1996. Carbon dioxide, populations and communities. Academic Press, San Diego. 465p.

KRAMER, P.J. e BOYER, **Water relations of plants and soils**. New York. Ed. MacGraw-Hill, 1995. 482 p.

KRUGER, E. L.; VOLIN, J. C. Reexamining the empirical relation between plant growth and leaf photosynthesis. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 33, n. 5, p. 421-429, 2006.

LAI, R.; WOOLLEY, D. J.; LAWES, G. S. Patterns of assimilate transport from leaves to fruit within a kiwifruit (*Actinidia deliciosa*) lateral. **Journal of Horticultural Science**, v. 63, n. 4, p. 725-730, 1988.

LANIGAN, G. J.; BETSON, N.; GRIFFITHS, H.; SEIBT, U. Carbon Isotope Fractionation during Photorespiration and Carboxylation in Senecio. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 148, n. 4, p. 2013-2020, 2008.

LAPOINTE, L. Fruit development in trillium: dependence on stem carbohydrate reserves. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 117, n. 1, p. 183-188, 1998.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**, São Carlos, SP: Rima artes, 2004. 531 p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: Rima, 2000, p.531.

LAVIOLA, B. G.; MARTINEZ, H. E. P.; SALOMÃO, L. C. C.; CRUZ, C. D.; MENDONÇA S. M.; NETO, A. P. Alocação de fotoassimilados em folhas e frutos de cafeeiro cultivado em duas altitudes. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 42, n. 11, p. 1521-1530, 2007.

LAW, R. D.; CRAFTS-BRANDNER, S. J. Inhibition and acclimation of photosynthesis to heat stress is closely correlated with activation of Ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygenase. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 120, n. 1, p. 173-182, 1999.

LEONEL, S.; TECCHIO, M. A. Épocas de poda e uso da irrigação em figueira 'Roxo de Valinhos' na região de Botucatu, SP. **Bragantia**, Campinas, v. 69, n. 3, p. 571-580, 2010.

LEONEL, S.; DAMATTO JUNIOR, E. R. Perfil radicular da figueira sob efeito de níveis de adubação orgânica. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 1, p. 191-194, 2007.

LIEDGENS, M. M. **Modelos numéricos para a descrição do crescimento da planta da soja (Glycine max Merrill., cultivar IAC-15) em condições sazonais diferenciadas**. 1993. 101 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 1993.

LIMA, N. A. S.; VIEIRA, M. F. Fenologia de floração e sistema reprodutivo de três espécies de *Ruellia* (Acanthaceae) em fragmento florestal de Viçosa, Sudeste brasileiro. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo. v. 29, n. 4, p. 681-687, 2006.

LIU, X.; ROBINSON, P. W.; MADORE, M. A.; WITNEY, G. W.; ARPAIA, M. L. Hass avocado carbohydrate fluctuations. I. Growth and phenology. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 124, n. 6, p. 671-675, 1999.

LOCKWOOD, D. W.; SPARKS, D. Translocation of  $^{14}\text{C}$  from tops and roots of pecan in the spring following assimilation of  $^{14}\text{CO}_2$  during previous growing season. **Journal of the American Society for Horticultural Scienci**, v. 103, n. 1, p. 45-49, 1978.

LOESCHER, W. H.; MCCAMANT, T.; KELLER, J. D. Carbohydrate reserves, translocation and storage in woody plant roots. **Horticultural Science**, v. 25, n. 2, p. 274-281, 1990.

LOJAN, L. Tendências del crecimiento radial de 23 especies forestales del trópico. **Turrialba**, San Jose, v. 18, n. 3, p. 275-281, 1968.

LOOMIS, R. S.; CONNOR, D. J. **Crop ecology**: productivity and management in agricultural systems. Cambridge: Cambridge University Press, p. 538, 1992.

LOPES, S.J.; DOURADO NETO, D.; MANFRON, P.A.; JASNIEWICZ, R. Models to estimate phytomass accumulation of hydroponic lettuce. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 61, n. 3, p. 392-400, 2004a.

LOPES, A. S.; PAVANI, L. C.; CORÁ, J. E.; ZANINI, J. R.; MIRANDA, H. A. Manejo da irrigação (tensiometro e balanço hídrico climático) para a cultura do feijoeiro em sistema de cultivo direto e convencional. **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v.24, n.1, p.89-100, 2004b.

LUCCHESI, A. A. Fatores da produção vegetal. In: CASTRO, P.R.C., FERREIRA, S.O., YAMADA, T. (Eds). **Ecofisiologia da produção agrícola**. Piracicaba: Associação Brasileira para Pesquisa da Potassa e do Fosfato, 1987, p. 1-11.

MACHADO, E. C.; LAGÔA, A. M. M. A. Trocas gasosas e condutância estomática em três espécies de gramíneas. **Bragantia**, Campinas, v. 53, n. 1, p. 141-149, 1994.

MAGALHÃES, A. C. N. Análise quantitativa do crescimento. In: FERRI, M.G. (Coord.). **Fisiologia vegetal 1**. São Paulo: EPU/Ed. da Universidade de São Paulo, 1979. p. 331-350.  
MAIORANO, J. A. A. Cultura do Figo no Brasil. Simpósio Brasileiro sobre a cultura da figueira, 2., 2010, Campinas. **Anais...** Campinas: CATI, 2010. CD-ROM.

MAIORANO, J. A.; ANTUNES, L. E. C.; REGINA, M. de A. et al. Botânica e Caracterização de cultivares da figueira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.18, n.188, p.22-24, 1997.

MAKKAR, H. P. S. A review of the use of isotopic and nuclear techniques in animal production. **Animal Feed Science and Technology**, New York, v. 140, n. 3, p. 418-443, 2008.

MARINI, R. Tree management for improving peach fruit quality. In: **Mid atlantic fruit vegetable convention**, 2002. Disponível em: <http://www.rce.rutgers.edu/peach/orchard/treemanagement>>. Acesso em: 15 abr. 2010.

MARTIN, F.; BOIFFIN, V.; PFEFFER, P. E. Carbohydrate and amino acid metabolism in the Eucalyptus globulus-Pisolithus tinctorius Ectomycorrhiza during glucose utilization. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 118, n. 2, p. 627-635, 1998.

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**, Tokyo, v. 70, n. 1, p. 66-71, 2001.

MATZENAUER, R.; SATILI, R. **A água na cultura do milho**. IPAGRO Informa, 1983. p.17-32. (IPAGRO Informa, 26).

MATZNER, S. L.; RICE, K. J.; RICHARDS, J. H. Factors affecting the relationship between carbon isotope discrimination and transpiration efficiency in blue oak (*Quercus douglasii*). **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 28, n. 1, p. 49-56, 2001.

MAYA, Y. E. ARRIAGA, L. Litterfall and phenological patterns of the dominant overstorey species of a desert scrub community in north-western Mexico. **Journal of Arid Environments**, v. 34, n. 1, p. 23-35, 1996.

McCREE, K.J.; FERNANDEZ, C. J. Simulation model for studying physiological water stress responses of whole plants. **Crop Science**, Madison, v. 29, n. 2, p. 353-360. 1989.

McMURTRIE, R. E.; NORBY, R. J.; MEDLYN, B. E.; DEWAR, R. C.; PEPPER, D. A.; REICH, P. B.; BARTON, C. V. M. Why is plant-growth response to elevated CO<sub>2</sub> amplified when water is limiting, but reduced when nitrogen is limiting? A growth-optimisation hypothesis. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 35, n. 6, p. 521-534, 2008.

MEDEIROS, A.R.M. de. Leguminosas de inverno: uma opção no manejo do solo em pomares de fruteiras de clima temperado. **Hortisul**, Pelotas, v. 2, n. 1, p. 14-15, 1992.

MERRIAN, J. L.; KELLER, J. **Farm irrigation system evaluation**: A guide for management. Logan: Agricultural and Irrigation Engineering Department, Utah State University, 1978. 271p.

MINCHIN, P. E. H.; THORPE, M. R.; WUNSCH, J. N.; PALMER, J. W.; PICTON, R. F. Carbon partitioning between apple fruits: short- and long-term response to availability of photosynthate. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 48, n. 7, p. 1.401-1.406, 1997.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. **Estatísticas**. Disponível em: < <http://www.agricultura.gov.br> >. Acesso em: 25 dez. 2010.

MOHAPATRA, P. K.; MASAMOTO, Y.; MORITA, S.; TAKANASHI, J.; KATO, T.; ITANI, T.; ADU-GYAMFI, J. J.; SHUNMUGASUNDARAM, M.; NGUYEN, N. T.; SANEOKA, H.; FUJITA, K. Partitioning of <sup>13</sup>C-labelled photosynthate varies with growth stage and panicle size in high-yielding rice. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v.31, n. 1, p.131-139, 2004.

MOING, A.; CARBONNE, F.; RASHAD, M. H.; GAUDILLÈRE, J. P. Carbon fluxes in mature peach leaves. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 100, n. 4, p. 1878-1884, 1992.

MONTE, J.A.; PACHECO, A. de S.; CARVALHO, D. de F.; PIMENTEL, C. Influência do turno de rega no crescimento e produção do tomateiro no verão em Seropédica. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 2, p. 222-227, 2009.

MONTEITH, J.L. Climate and the efficiency of crop production in Britain. **Philosophical Transactions of the Royal Society**, London, v. 281, n. 980, p. 227-294, 1977.

MONTEITH, J.L. Solar radiation and productivity in tropical ecosystems. **Journal of Applied Ecology**, London, v. 9, p. 747-766, 1972.

MONTEITH, J.L. Light distribution and photosynthesis in field crops. **Annals of Botany**, Oxford, v. 29, n. 1, p. 17- 37, 1965.

MOTA, F.S. Radiação solar e plantas cultivadas. **Meteorologia agrícola**. 7. ed. São Paulo: Nobel, 1987. p. 63-125.

MOWAT, A.D.; GEORGE, A.P. Persimmon. In: Schaffer, B.; Andersen, P.C. **Handbook of environmental physiology of fruit crops: temperate crops**. Boca Raton: CRC Press, 1994. v. 1, p. 209-232.

NEGRELLE, R. R. B.; MURARO, D. Aspectos fenológicos e reprodutivos de *Vriesea incurvata* Gaudich (Bromeliaceae). **Acta Scientiarum Biological Sciences**, Maringá, v. 28, n. 2, p. 95-102, 2006.

NEVES, C.S.V.J.; FELLER, C.; KOUAKOUA, E. Efeito do manejo do solo e da matéria orgânica solúvel em água quente na estabilidade de agregados de um latossolo argiloso. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 36, n. 5, p. 1410-1415, 2006.

NICOTRA, A. B.; DAVIDSON, A. Adaptive phenotypic plasticity and plant water use. **Functional Plant Biology**, v. 37, p. 117–127, 2010.

NIELSEN, G. H.; HOQUE, E. J.; e DROUGHT, B. G. The effect of orchard soil management on soil temperature and apple tree nutrition. **Canadian Journal of Soil Science**, Ottawa, v. 66, n. 4, p. 701-711, 1986.

NORBERTO, P. M.; CHAFUN, N. N. J.; PASCAL, M. Efeitos da época de poda, cianamida hidrogenada e irrigação na produção de figos verdes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 36, n. 11, p. 1363-1369, 2001.

O'LEARY, M. H. Biochemical basis of carbon isotope fractionation. In: EHLERINGER, J. R.; HALL, A. E.; FARQUHAR, G. D. (ed.) **Stable isotopes and plant carbon-water relations**. Sand Diego: Academic Press Inc., 1993. p. 19-28.

OIJEN, M. V.; SCHAPENDONK, A.; HÖGLIND, M. On the relative of photosynthesis, respiration, growth and carbon storage on vegetation. **Annals of Botany**, Oxford, v. 105, n. 5, p. 793-797, 2010.

OLIVEIRA, C. M.; PRIESTLEY, C. A. Carbohydrates reserves in deciduous fruit trees. **Horticultural Review**, Belgium, v. 10, n. 3, p. 403-430, 1988.

OSUNKOYA, O. O.; ASH, J. E.; HOPKINS, M.S; GRAHAN, A. Influence of seed size and seedling ecological attributes on shade-tolerance of rain-forest tree species in northern Queensland. **Journal of Ecology**, London, v. 82, n. 1, p. 149-163, 1994.

PACHECO, M. R. P. S.; HELENE, M. E. M. Atmosfera, fluxos de carbono e fertilização por CO<sub>2</sub>. **Estudos avançados**, São Paulo, v. 4, n. 9, p. 204-220, 1990.



PAPADOPOULOU, K.; EHALIOTIS, C.; TOURNA, M.; KASTANIS, P.; KARYDIS, I.; ZERVAKIS, G. Genetic relatedness among dioecious *Ficus carica* L. cultivars by random amplified polymorphic DNA analysis, and evaluation of agronomic and morphological characters. **Genética**, v. 114, n. 1, p. 183-194, 2002.

PELIZZA, T. R.; MAFRA, A. L.; AMARANTE, C. V. T. do; NOHATTO, M. A.; VARGAS, L. Coberturas de solo e crescimento da macieira na implantação de um pomar em sistema orgânico de produção. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n.3, p.739-748, 2009.

PENGELLY, B.C.; BLAMEY, F.P.C.; MUCHOW, R.C. Radiation interception and the accumulation of biomass and nitrogen by soybean and three tropical annual forage legumes. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 63, n. 1, p. 99-112, 1999.

PENTEADO, S. R. O cultivo da figueira no Brasil e no Mundo. In: CORRÊA, L. S. de; BOLIANI, A. C. (Eds.). **Cultura da figueira - do plantio à comercialização**. Ilha Solteira: FAPESP, 1999. p. 1-16.

PENTEADO, S. R.; FRANCO, J. A. M. Figo (*Ficus carica* L.). **Manual técnico das culturas**. Campinas: SAA/CATI/DCT, 1997. p. 127-139.

PEREIRA, C. **Análise do crescimento e desenvolvimento da cultura de soja sob diferentes condições ambientais**. (Tese) Doutorado em Engenharia Agrícola, Universidade Federal de Viçosa, 2002, 282p.

PEREIRA, F. M.; NACHTIGAL, J. C. O cultivo da figueira no Brasil e no Mundo. In: CORRÊA, L. S. de; BOLIANI, A. C. (Ed.) **Cultura da figueira - do plantio à comercialização**. Ilha Solteira: FAPESP, 1999. p. 25-35.

PEREIRA, F. M. **Cultura da Figueira**. Piracicaba: Livroceres, 1981. 73p.

PIERRE, C. S.; TRETHOWAN, R.; REYNOLDS, M. Stem solidness and its relationship to water-soluble carbohydrates: association with wheat yield under water deficit. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 37, n. 1, p. 166-174, 2010.

PIGÉ, L. G.; SALAGER, J.L.; MCKEY, M. H.; ROY, J. Carbon allocation to volatiles and other reproductive components in male *Ficus carica* (Moraceae). **American Journal of Botany**, Stanford, v. 88, n. 12, p. 2214-2220, 2001.

PIMENTEL GOMES, F. **Curso de estatística experimental**. 15ª ed. Piracicaba: Fealq, 2009. 451p.

PIMENTEL, C. **Metabolismo de carbono na agricultura tropical**. Seropédica- RJ: Edur, 1998. 150 p.

PIMENTEL, C. **A relação da planta com a água**. Rio de Janeiro: Edur, 2004. 191 p.

PINTO, L. F. G. **Avaliação do cultivo da cana-de-açúcar em sistemas agroflorestais em Piracicaba, SP**. Piracicaba, 2002. 116 p. **Tese** (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

PIZARRO, L. C.; BISIGATO, A. J. Allocation of biomass and photoassimilates in juvenile plants of six Patagonian species in response to five water supply regimes. **Annals of Botany**, Oxford, v. 106, n. 2, p. 297-307, 2010.

POHL, S.; LOPES, N.F.; BRAGA, E.J.B.; SILVA, C.P. da; SILVA, F.S.P. da; PETERS, J.A. Características de crescimento de plantas de batata, cv. Baronesa, e seu genótipo transformado geneticamente para resistência ao PVY. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 56, n. 6, p. 736-743, 2009.

POORTER, H.; NAVAS, M-L. Plant grown and competition at elevated CO<sub>2</sub>: on winners, losers and functional groups. **New Phytologist**, Lancaster, v. 157, n. 1, p. 175-198, 2003.

POORTER, H.; NAGEL, O. The role of biomass allocation in the growth response of plants to different levels of light, CO<sub>2</sub>, nutrients and water: a quantitative review. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 27, n. 4, p. 595-607, 2000.

POPMA, J.; BONGERS, F. Acclimation of seedlings of three Mexican tropical rain forest tree species to a change in light availability. **Journal of Tropical Ecology**, Cambridge, v. 7, n. 1, p. 85-97, 1991.

PÔRTO, D.R. de Q.; NEGREIROS, M.Z. de; MEDEIROS, J.F. de; GONDIM, A.R. de O.; BEZERRA NETO, F. Crescimento do melão ‘Torreón’ cultivado em diferentes coberturas de solo e lâminas de irrigação. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 18, n. 2, p. 232-237, 2005.

POSTEL, O. Les prophètes de l’été carbonique. **Science et vie**, Paris, n. 827, p. 15-33, 1986.

PRESTON, K. A. The effects of developmental stage and source leaf position on integration and sectorial patterns in carbohydrate movement in annual plant, *Perilla frutescens* (Lamiaceae). **American Journal of Botany**, Stanford, v. 85, n. 12, p. 1695-1703, 1998.

PRIESTLEY, C. A. Carbohydrate resources within the perennial plant. **Commonwealth Agricultural Bureaux**, Farnham Royal, v. 62, n. 1, p. 117-118, 1963.

PRITCHARD, S.G., ROGERS, H.H., PRIOR, S.A., PETERSON, C.M. Elevated CO<sub>2</sub> and plant structure: a review. **Global Change Biology**, Illinois, v. 5, n. 7, p. 807-837, 1999.

QUINLAN, J. D.; PRESTON, A. P. The influence of shoot competition on fruit retention and cropping of apple trees. **Journal Horticulture Science**, 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**, Lancaster, v. 46, n. 2, p. 527-530, 1970.

RAJAPAKSE, N. C.; YOUNG, R. E.; MCMAHON, M. J.; OI, R. Plant height control by photoselective filters: current status and future prospects. **HortTechnology**, Alexandria, v. 9, n. 4, p. 618-624, 1999.

RAKNGAN, J. Carbohydrate analysis of Japanese pear trees grown under adverse conditions. In: RAKNGAN, J. (ed.) **Phenological and physiological study of Japanese pear grown under adverse condition**. Tsukuba, 1995, p. 61-63.

REICHARDT, K.; TIMM L.C.; **Solo, planta e atmosfera: conceitos, processos e aplicações**. Barueri : Manole, p.323-340, 2004.

RESENDE, F. V.; SOUZA, L. S. de; OLIVEIRA, P. S. R. de; GUALBERTO, R. Uso de cobertura morta vegetal no controle da umidade e temperatura do solo, na incidência de plantas invasoras e na produção da cenoura em cultivo de verão. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 1, p. 100-105, 2005.

RIGITANO, O. **A figueira cultivada no Estado de São Paulo**. Piracicaba, 1955. 59 p. Tese (Doutorado na Escola Superior de agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo. Piracicaba.1955. 59p.

RODRIGUES, M. G. F.; CORREA, L. de S.; BOLIANI, A. C. Avaliação de seleções mutantes de figueira cv. Roxo-de-Valinhos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 3, p. 771-777, 2009.

ROSA, M. E. C.; NAVES, R. V.; JÚNIOR, J. P. de O. Produção e crescimento de mudas de mangabeira (*Hancornia Speciosa* Gomez) em diferentes substratos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 35, n. 2, p. 65-70, 2005.

ROSCOE, R. Rediscutindo o papel dos ecossistemas terrestres no seqüestro de carbono. **Cadernos de Ciência e Tecnologia**, Brasília, v. 20, n. 2, p. 209-223, 2003.

ROITSCH, T. EHNEß, R.; GOETZ, M.; HAUSE, B.; HOFMANN, M.; SINHA, A. K. Regulation and function of extracellular invertase from higher plants in relation to assimilate partitioning, stress responses and sugar signalling. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 27, n.4, 815-825, 2000.

RUAN, Y. L.; XU, S. M.; WHITE, R.; FURBANK, R. T. Genotypic and Developmental Evidence for the Role of Plasmodesmata Regulation in Cotton Fiber Elongation Mediated by Callose Turnover. **Plant Physiology**, Lancaster, v. 136, n. 4, p. 4104-4113, 2004.

RUFATO, L.; RUFATO, A. de R.; KRETZSCHMAR, A. A.; PICOLOTTO, L.; FACHINELLO, J. C. Coberturas vegetais no desenvolvimento vegetativo de plantas de pessegueiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 1, p. 107-109, 2007.

RUSSELL, G. JARVIS, P. G. MONTEITH, J. L. Absorption of radiation by canopies and stand growth. In: RUSSELL, G.; MARSHALL, B. JARVIS, P. G. (Ed.). **Plant canopies: their growth, form and function**. Cambridge University Press, 1989, p. 21-40.

SADDER, M. T.; ATEYYEH, A. F. Molecular assessment of polymorphism among local Jordanian genotypes of the common fig (*Ficus carica* L.). **Scientia Horticulturae**, v. 107, n.4, p. 347-351, 2006.

SAYER, E. J.; NEWBERY, D. M. The role of tree size in the leafing phenology of a seasonally dry tropical forest in Belize, Central. **American Journal of Tropical Ecology**, Chicago, v. 19, n. 4, p. 539-548, 2003.

SCARASCIA-MUGNOZZA, G. E.; KARNOSKY, D. F.; CEULEMANS, R.; INNES, J. L. 2001. **The impact of CO<sub>2</sub> and other greenhouse gases on forest ecosystems: an introduction**. CAB International. 352p.

SCHIMEL, D. S. Terrestrial ecosystems and the carbon cycle. **Global Change Biology**, Illinois, v. 1, n. 1, p. 77-91, 1995.

SCHIMEL, D. S. **Theory and application of tracers**. San Diego: Academic Press Inc., 1993. 113p.

SCHLESINGER, W. H. **Biogeochemistry: an analysis of global change**. San Diego: Academic Press, 1997. 588 p.

SCHMIDT, H. L.; GLEIXNER, G. Carbon isotope effects on key reactions in plant metabolism and <sup>13</sup>C-patterns in natural compounds. In **Stable Isotopes: Integration of Biological, Ecological and Geochemical Processes**, H. Griffiths ed. p. 13-26. BIOS, Oxford, 1998.

SCHÖFFEL, E. R.; VOLPE, C. A. Eficiência de conversão da radiação fotossinteticamente ativa interceptada pela soja para produção de fitomassa. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v. 9, n. 2, p. 241-249, 2001.

ŠESTÁK, Z. Leaf ontogeny and photosynthesis. In: JOHNSON, C. B. (Ed.). **Physiological processes limiting plant productivity**. London: Butterworths, p. 147-158, 1981.

SHIBLES, R.M.; WEBER, C.R. Leaf area, solar radiation interception, and dry matter production by various soybean planting patterns. **Crop Science**, Madison, v. 6, n. 2, p. 575-577, 1965.

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**, Santa Maria, v. 40, n. 6, p. 1270-1276, 2010.

SILVA, F. L. da; PINTO, C. A. B. P.; ALVES, J. D.; BENITES, F. R. G.; ANDRADE, C. M.; RODRIGUES, G. B.; LEPRE, A. L.; BHERING, L. P. Caracterização morfofisiológica de clones precoces e tardios de batata visando à adaptação a condições tropicais. **Bragantia**, Campinas, v. 68, n. 2, p. 295-302, 2009.

SILVA, A. C.; LEONEL, S.; KLEIN, J.; VASCONCELLOS, M. A. S.; DOMINGOS, J. R. Caracterização das trocas gasosas da figueira (*Ficus carica* L.) em Botucatu-SP. In: LIV Annual Meeting of the Interamerican Society for Tropical Horticulture, XX., 2008, Vitória. **Anais...** Vitória: INCAPER, 2008a. 1 CD ROM.

SILVA, A. C.; SOUZA, A. P.; LEONEL, S.; DUCATTI, C.; VASCONCELLOS, M. A. S. Caracterização da Variação Isotópica Natural do Carbono-13 em *Ficus carica* (L.). In: Simpósio Científico dos Pós-graduandos no CENA/USP, 2008, Piracicaba. Ciência: A Questão Água: **Resumos...** Piracicaba: CENA/USP, 2008b. 1 CD ROM.

SILVA, L. C.; BELTERÃO, N. E. M.; AMORIM NETO, M. S. **Análise de crescimento de comunidades vegetais**. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2000, 18p. (Circular Técnica, 34).

SILVEIRA, P. M. da; STONE, L. F. Irrigação. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 25, n. 223, p. 74-82, 2004.

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

SIMÃO, S. **Manual de Fruticultura**. Piracicaba: Ceres, 1971. 534p.

SIMKHADA, E. P.; SEKOZAWA, Y.; SUGAYA, S.; GEMMA, H. Translocation and distribution of <sup>13</sup>C-photosynthates in 'Fuyu' persimmon (*Diospyros kaki*) grafted onto different rootstocks. **Journal of Food, Agriculture e Environment**, Helsinki, v. 5, n.1, p.184-189, 2007.

SOUZA, A P. de; LIMA, M. E. de; CARVALHO, D. F. de; GUERRA, J. G. M.; ANDRADE, I. P. de S.; ROCHA, H. S. da. Influência da decomposição de diferentes resíduos vegetais submetidos a lâminas de irrigação no comportamento da vegetação espontânea. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 32, n. 2, p. 317-324, 2010.

STAMETS, P. e CHILTON, J.S. **The mushroom cultivator**. Washington: Agrikon Press, 1983. 415p.

STEWART, D. P. C. Unburnt bush fallows: a preliminary investigation of soil conditions in a bush fallow and two successive crops of taro (*Colocasia esculenta* (L.) Schoot) in western Samoa. **Field Crops Research**, Mariland Heights, v. 38, n. 1, p. 29-36, 1994.

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

TEKALIGN, T.; HAMMES, P.S. Growth and productivity of potato as influenced by cultivar and reproductive growth. I. Stomatal conductance, rate of transpiration, net photosynthesis, and dry matter production and allocation. **Scientia Horticulturae**, v. 105, n. 1, p. 13-27, 2005a.

TEKALIGN, T.; HAMMES, P.S. Growth and productivity of potato as influenced by cultivar and reproductive growth. II. Growth analysis, tuber yield and quality. **Scientia Horticulturae**, v. 105, n. 1, p. 29-44, 2005b.

TENG, N.; WANG, J.; CHEN, T.; WU, X.; WANG, Y.; LIN, J. Elevated CO<sub>2</sub> induces physiological, biochemical and structural changes in leaves of *Arabidopsis thaliana*. **New Phytologist**, Lancaster, v. 172, n. 1, p. 92-103, 2006.

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 and Biotechnology**, Kingdom, v. 77, n. 6, p. 758-765, 2002.

TENG, Y.; TANABE, K.; TAMURA, F.; ITAI, A. Translocation of <sup>13</sup>C- assimilates in the spring following fall assimilation of <sup>13</sup>CO<sub>2</sub> by 'Nijisseiki' pear ( *Pyrus pyrifolia* Nakai). **Journal of Japanese Society for Horticultural Science**, Tokio, v. 68, n. 2, p. 248-255, 1999.

THORBUN, P. J.; PROBERT, M. R.; ROBERTSON, F. A. Modelling decomposition of sugar cane surface residues with APSIM-residue. **Field Crops Research**, Mariland Heights, v. 70, n. 2, p. 223-232, 2001.

THORPE, M. R.; MINCHIN, P. E. H. Mechanisms of long and short-distance transport from sources to sinks. In: ZAMSKI, E.; SCHAFFER, A. A. **Photoassimilate distribution in plants and crops: source-sink relationships**. New York: Marcel Dekker, Inc, 1996. p.261-282.

TOFINO, A.; ROMERO, H. M.; CEBALLOS, H. Efecto del estrés abiótico sobre la síntesis y degradación de almidón. Una revision. **Agronomía Colombiana**, Bogotá, .25, n. 2, p. 245-254, 2007.

TOFIÑO, A., FREGENE, M., CEBALLOS, H., CABAL, D. Regulación de la biosíntesis del almidón en plantas terrestres: perspectivas de modificación. **Acta Agronómica**, Palmira, Colombia, v. 55, n. 1, p. 1-16, 2006.

TOUS, J.; FERGUSON, L. **Mediterranean fruits**, Progress in New Crops, (ed) JANICK, J. ASHS Press, Arlington, V.A. p. 416-430, 1996.

VALLADARES, F.; PEARCY, R. W. Interactions between water stress, sun-shade acclimation, heat tolerance and photoinhibition in the sclerophyll *Heteromeles arbutifolia*. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 20, n. 1, p. 25-36, 1997.

VALLI, R. **Arboricoltura, Generale e Speciale**. Bologna: Calderini Edagricole, 2002. 658p.

VAN GENUCHTEN, M. Th. A closed-form equation for predicting the conductivity of unsaturated soils. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 44, n. 5, p. 892-898, 1980.

VASCONCELLOS, M. A. S. **Uso do Carbono-13 como marcador na partição de fotoassimilados em maracujazeiro doce (*Passiflora alata* Dryander.)**. 2001. 106 f. Doutorado (Doutorado em Agronomia/Horticultura), Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2001.

VIDIGAL, S. M; SEDIYAMA, MAN.; PEDROSA M. W; SANTOS, M. R. Produtividade de cebola em cultivo orgânico utilizando composto à base de dejetos de suínos. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p.168-173, 2010.

YAMAKI, S. Distribution of sorbitol, neutral sugars, free amino acids, malic acid and some hydrolytic enzymes in vacuoles of apple cotyledons. **Plant Cell Physiology**, Oxford, v. 23, n. 5, p. 881-889, 1982.

YAMAKURA, T.; HOSOMI, A.; HIRAYAMA, D. Analysis of Aboveground Vegetative Growth by Using the Logistic Theory of the Density Effect in Young Monocultures of *Ficus carica* L. **Journal Japan Society Horticultural Science**, Tokio, v. 77, n. 1, p. 17-23, 2008.

YANO, T.; INOUE, H.; SHIMIZU, Y.; SHINKAI, S. Dry matter partitioning and carbohydrate status of 'Kawanakajima Hakuto' peach trees grafted onto different rootstocks or with an interstock at pre- bloom period. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v. 71, n. 2, p. 164-170, 2002.

WADE, M. K.; SANCHEZ, P. A. Mulching and green manuring applications for continuons crop production in the Amazon Basin. **Agronomy Journal**, Madison, v. 7, n. 1, p.39-45, 1983.

WARDLAW, I. F. The control of carbon partitioning in plants. **New Phytologist**, Lancaster, v. 116, n. 3, p. 341-381, 1990.

WARREN, C. Estimating the internal conductance to CO<sub>2</sub> movement. **Functional Plant Biology**, Collingwood, v. 33, n. 5, p. 431 - 442, 2006.

WATSON, R. T.; CORE WRITING TEAM (Ed.). **Climate change 2001: synthesis report: third assessment report of the Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC)**. Cambridge: IPCC: Cambridge University Press, 2001. 397 p.

WATSON, D. P.; BOWERS, F. A. Long days produce flowers on passion fruit. **Hawaii Farm Science**, v. 14, n. 2, p. 03-05, 1965.

WEIBLEN, G. D. Phylogenetic relationships of functional lydiocious *Ficus* (Moraceae) based on ribosomal DNA sequences and morphology. **American Journal of Botanic**, Stanford, v. 87, n. 9, p. 1342-1357, 2000.

WIGLEY, T. M. L.; SCHIMEL, D. S. **The carbon cycle**. Cambridge: Cambridge University Press, 2000. 292 p. (Global Change Institute, v. 6).

WISE, R. R.; OLSON, A. J.; SCHRADER, S. M.; SHARKEY, T. D. Electron transport is the functional limitation of photosynthesis in field-grown *Pima cotton* plants at high temperature. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 27, n. 6, p. 717-724, 2004.

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**, São Paulo, v.30, n.1, p.83-91, 2007.

ZAMSKI, E. Anatomical and physiological characteristics of sink cells. In: ZAMSKI, E.; SCHAFFER, A.A. (ed). **Source-sink relations**. New York: Marcel Dekker Inc., 1996. p 283-310.

ZAMSKI, E. Transport and accumulation of carbohydrates in developing seeds: the seed as a sink. In: KIGEL, J.; GALILI, G. (Eds.). **Seed developing and germination**. New York: Marcel Dekker Inc., 1995. p.26-44.

ZHANG, C.; TANABE, K.; TAMURA, F.; ITAI, A.; WANG, S. Partitioning of <sup>13</sup>Cphotosynthate from spur leaves during fruit growth of three pear (*Pyrus pyrifolia*) cultivars differing in maturation date. **Annals of Botany**, Oxford, v.95, n. 4, p. 685-693, 2005.

ZHOU, R.; SICHER, R.; QUEBEDEAUX, B. Diurnal changes in carbohydrate metabolism in mature apple leaves. **Australian Journal of Plant Physiology**, Collingwood, v. 28, n. 11, p. 1143-1150, 2001.