

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

**FENOLOGIA E MISTURA DE REGULADORES VEGETAIS E DE  
FERTILIZANTE FOLIAR NO METABOLISMO DA VIDEIRA CV.  
SWEET SUNSHINE EM CLIMA SEMIÁRIDO**

**ESSIONE RIBEIRO SOUZA**

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

BOTUCATU-SP

Setembro-2014

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

**FENOLOGIA E MISTURA DE REGULADORES VEGETAIS E DE  
FERTILIZANTE FOLIAR NO METABOLISMO DA VIDEIRA CV.  
SWEET SUNSHINE EM CLIMA SEMIÁRIDO**

**ESSIONE RIBEIRO SOUZA**

Orientador: Prof. Dr. João Domingos Rodrigues

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

BOTUCATU-SP

Setembro-2014

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

S731f Souza, Essione Ribeiro, 1977-  
Fenologia e mistura de reguladores vegetais e de fertilizante foliar no metabolismo da videira cv. Sweet Sunshine em clima semiárido / Essione Ribeiro Souza. - Botucatu : [s.n.], 2014  
xviii, 143 f. : ils. color., grafs., tabs., fots. color.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2014  
Orientador: João Domingos Rodrigues  
Inclui bibliografia

1. Uva - Cultivo. 2. Uva - Fisiologia vegetal. 3. Carboidratos - Metabolismo. 4. Fotossíntese. I. Rodrigues, João Domingos. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS  
CAMPUS DE BOTUCATU  
CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: "FENOLOGIA E MISTURA DE REGULADORES VEGETAIS E DE FERTILIZANTES FOLIARES NO METABOLISMO DA VIDEIRA cv. Sweet Sunshine EM CLIMA SEMI-ÁRIDO"

ALUNA: ESSIONE RIBEIRO SOUZA

ORIENTADOR: PROF. DR. JOÃO DOMINGOS RODRIGUES

Aprovado pela Comissão Examinadora

  
Prof. Dr. JOÃO DOMINGOS RODRIGUES

  
Profa. Dra. ELIZABETH ORIKA ONO

  
Profa. Dra. CARMEN SILVIA FERNANDES BOARO

  
Prof. Dr. MAURO BRASIL DIAS TOFANELLI

  
Prof. Dr. RENATO VASCONCELOS BOTELHO

Data da Realização: 24 de julho de 2014

Quando buscamos realizar algo que desejamos muito, construímos expectativas e traçamos rotas a seguir. Porém, no decorrer da caminhada somos surpreendidos por um universo de pessoas, que compartilham de opiniões, agem, pensam, buscam e percorrem caminhos diferentes, uns alcançam seus objetivos outros ficam perdidos na caminhada. O que alcança seu objetivo teve fé e encontrou Deus, buscou apoio e encontrou orientação, foi sincero e encontrou verdadeiros amigos, foi humilde e encontrou ajuda, foi fiel às suas convicções e ao seu caráter, fez história. Mesmo os que alcançam seus objetivos, no decorrer da caminhada são alvos de críticas, inveja, decepções, traições, mentiras, enganos, isso porque, confiaram nas pessoas erradas. Mesmo sofrendo, aprende a perdoar e seguir em frente, porque sempre contará com a ajuda de alguém. Assim, descobre que a soberba não leva a lugar algum, mas, a humildade leva à vitória. Uma jornada não se começa sozinho, sempre dependerá de alguém, seja de forma direta ou indireta.

Dedico:

À Deus, autor de minha vida e  
senhor do meu destino.

À Nossa Senhora Aparecida,  
protetora diária.

À minha amada mãe e aos meus  
queridos irmãos.

À minha irmã Eliady presente em  
toda jornada de minha vida.

A todos que sempre estiveram ao  
meu lado.

Essione Ribeiro Souza

## AGRADECIMENTOS

Ao meu Senhor Jesus Cristo, por minha vida, saúde, fé, luz, perseverança e sabedoria.

Aos meus amados orientadores Profs. Drs. João Domingos Rodrigues e Elizabeth Orika Ono, pelo apoio, amizade, carinho, confiança, incentivo e, principalmente, por nunca terem me abandonado.

À Universidade Estadual Paulista (UNESP) pelo excelente corpo docente que proporcionou ensinamentos que contribuíram para o meu crescimento profissional, intelectual e pessoal.

A todos os funcionários da UNESP, em especial à Seção de Pós-Graduação da Faculdade de Ciências Agrônômicas nas pessoas da Marlene e Jaqueline pela orientação e ajuda.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa.

À Stoller do Brasil pelo recurso financeiro para a realização da parte experimental deste trabalho e aquisição dos reagentes para as análises bioquímicas.

Ao Júnior César Modesto pelo apoio, confiança e amizade.

À Universidade do Estado da Bahia (UNEB) por disponibilizar suas instalações e funcionários para o desenvolvimento das análises bioquímicas e biométricas.

Aos Laboratórios de Olericultura e Biologia da Universidade do Estado da Bahia, nas pessoas dos Profs. Drs. Carlos Alberto Aragão e Manoel Abílio de Queiroz.

Ao Prof. Joaquim Pereira Neto pelo apoio na realização das análises estatísticas, dos dados experimentais.

Às Professoras Doutoras Romy Goto e Selma Dzimidas Rodrigues pelo apoio, carinho, amizade e incentivo nos estudos.

À Empresa Labrunier por ceder as áreas experimentais, as instalações, funcionários e incentivo à pesquisa, em especial ao Allyson, M.Sc. Laíse de Sousa Santos, aos Engs. Agrônomos Arnaldo Johannes Eijsink, Wilson Kenji Shishido, Emanuel Martinez, Larissa Félix e Ângela Patrícia Macedo Bastos.

À minha amiga Amanda Cristina Esteves Amaro pelo apoio, amizade, incentivo e ajuda na condução deste trabalho, contribuindo nesta caminhada.

Aos meus tios-pais Cidinha e Jadilvan.

Ao meu namorado Bruno O. Pereira pelo amor, apoio, dedicação, paciência, amizade e ajuda nas análises experimentais.

À minha amiga-irmã Lorena Silva Carvalho pela correção gramatical e aos meus amigos José Anchieta de Assunção Pionório, Isolina e Almecina Balbino pelo apoio e amizade.

Aos meus familiares, amigos e professores que sempre estiveram presentes em toda jornada de minha vida.



## SUMÁRIO

RESUMO .....	1
SUMMARY .....	3
1. Introdução.....	5
2. Objetivo Geral.....	7
2.1. Objetivo específico.....	7
3. Revisão de Literatura .....	8
3.1. Característica da videira.....	8
3.2. Aspectos econômicos.....	9
3.3. Condições ambientais para o cultivo da videira.....	11
3.4. Fenologia da videira.....	13
3.5. Hormônios e Reguladores vegetais.....	16
3.6. Adubação Foliar.....	23
3.7. Cultivo da videira ‘Sweet Sunshine’ .....	25
3.8. Trocas Gasosas .....	26
3.9. Pigmentos clorofilianos .....	27
3.10. Peroxidação de lipídios e enzimas antioxidantes.....	28
3.11. Carboidratos.....	31
4. Material e Métodos.....	33
4.1. Caracterização Fenológico .....	34
4.1.1. Medidas de Trocas gasosas .....	37
4.1.2. Caracterização Produtiva .....	38
4.1.3. Análises estatísticas.....	39
4.2. Avaliação da aplicação de Reguladores Vegetais e Fertilizante Foliar.....	39
4.2.1. Análises bioquímicas.....	41
4.2.1.1. Teores de Carboidratos, Aminoácidos e Proteínas.....	41
4.2.1.2. Teores de Clorofilas <i>a</i> e <i>b</i> .....	42
4.2.1.3 Atividades de enzimas antioxidativas.....	42
4.2.1.4. Peroxidação de lipídios.....	43
4.2.1.5. Análises biométricas e químicas dos frutos.....	44
4.2.1.6. Análise estatística.....	45

4.3. Avaliação da aplicação de reguladores vegetais em mistura com fertilizante foliar na fase de crescimento de baga.....	45
4.3.1. Análise estatística.....	46
5. Resultados e Discussão.....	47
5.1. Caracterização dos estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ - 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013.....	47
5.1.1 Considerações finais.....	62
5.2. Ação de reguladores vegetais e fertilizante foliar nos aspectos fisiológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ no 2º semestre de 2012 e no 1º semestre de 2013.....	63
5.2.1 Considerações finais.....	100
5.3. Reguladores vegetais e fertilizante foliar aplicado na fase de crescimento de bagas da videira ‘Sweet Sunshine’ no 1º semestre de 2013 .....	101
5.3.1. Considerações finais.....	118
6. Conclusões.....	119
7. Referências.....	120

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Representação dos principais estádios de crescimento e fenômenos fisiológicos do desenvolvimento de frutos da videira. Cambe & Clancy (2001) adaptada de Kennedy, 2002. ....	15
Figura 2: Dados de (a) temperaturas (°C), (b) umidade relativa (%), (c) evaporação (mm) e insolação, e (d) velocidade do vento à altura de 2,0 m da superfície do solo (km/h) durante o período de condução dos experimentos no 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE, 2012/2013.....	34
Figura 3: Classificação proposta por Eichhorn & Lorenz (1984): (1) Gemas dormentes, (2) Inchamento das gemas (3) Algodão, (5) Ponta verde, (7) Primeira folha separada, (9) 2 ou 3 folhas separadas, (12) 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis, (15) Alongamento das inflorescências: flores agrupadas, (17) Inflorescências desenvolvidas: flores separadas, (19) Início de florescimento: primeiras flores abertas, (21) 25% das flores abertas, (23) 50% das flores abertas (florescimento pleno), (25) 80-100% de flores abertas, (27) Frutificação (limpezas de cachos), (29) chumbinho, (31) ervilha, (33) Início de compactação dos cachos, (35) Início de maturação, (38) Maturação plena, (41) Maturação das sementes, (43) Início da queda de folhas e (47) Final da queda de folhas. ....	35
Figura 4: (a) Início de compactação de cachos e (b) maturação plena dos frutos da videira ‘Sweet Sunshine’ no segundo semestre de 2012 e primeiro semestre de 2013. Petrolina (PE), 2012/2013.....	36
Figura 5: (a) Determinação do diâmetro e (b) comprimento da baga na fase inicial para caracterização do crescimento de bagas da videira ‘Sweet Sunshine’, no segundo semestre de 2012 e primeiro semestre de 2013. Petrolina (PE), 2012/2013.....	38
Figura 6: Aplicação de reguladores vegetais e fertilizante foliar nas fases de inflorescências desenvolvidas: flores separadas (a); bagas com 3 a 5 mm (b) e bagas com 10 a 12 mm (c) em videira cv. Sweet Sunshine, nas condições do submédio do Vale do São Francisco. Petrolina (PE), 2013.....	39
Figura 7: Estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’: (A) Poda; (B) Inchamento das gemas (C); Gemas “algodão”; (D) Ponta verde; (E) Primeira folha separada; (F) 2 ou 3 folhas separadas; (G) 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis; (H) Alongamento	

das inflorescências: flores agrupadas; (I) Inflorescências desenvolvidas: flores separadas; (J) Início de florescimento: primeiras flores abertas; (L) 80 a 100% de flores abertas; (M) Bagas chumbinho (1 a 2 mm); (N) Bagas ervilha (3 a 4 mm); (O) Início de compactação de cachos; (P) Início de maturação e (Q) Maturação plena. 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013. Petrolina- PE, 2012/2013..	49
Figura 8: Análises de covariância para (a) taxa de taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), (b) condutância estomática ( $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), (c) taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e (d) concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/20..	53
Figura 9: Análises de covariância para (a) densidade de fótons de fluxo fotossinteticamente ativo (DFFFA, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); (b) eficiência do uso da água ( $EUA$ , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); (c) eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ) e (d) temperatura da folha (TF, °C) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção (CP), 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	54
Figura 10: Análises de covariância para (a) massa fresca (g) e (b) comprimento (cm) de cacho massa da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	57
Figura 11: Análises de covariância para (a) massa (g), (b) volume (mL), (c) diâmetro (mm) e (d) comprimento (mm) e de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	58
Figura 12: Análise de covariância para (a) teor de sólidos solúveis (°Brix), (b) acidez titulável (g de ácido tartático 100 mL de polpa <sup>-1</sup> ), (c) massa fresca (g) e (d) seca (g) do engaço da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013...60	60
Figura 13: Análise de covariância para (a) diâmetro basal (mm); (b) diâmetro mediano (mm) e (c) diâmetro apical (mm) do engaço, dos cachos da videira ‘Sweet Sunshine®’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP) no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	61

Figura 14: Temperatura média do ar (°C) e insolação média (horas), quantificadas no (a) 2º semestre de 2012 e no (b) 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	63
Figura 15: Análise de covariância para taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); Condutância estomática ( $g_s$ , $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); Taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	66
Figura 16: Análise de covariância para eficiência do uso da água (EUA, $(\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1})$ ); eficiência de carboxilação [ $A/C_i$ , $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C), aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	67
Figura 17: Teores foliares de açúcares solúveis totais (AST), açúcares redutores (AR), sacarose (SUC) e aminoácidos (AA) $\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	70
Figura 18: Análises de covariância para Teores foliares de proteínas, clorofilas <i>a</i> e <i>b</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria fresca) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	72

- Figura 19: Análises de covariância para atividade das enzimas superóxido dismutase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ ), catalase ( $\text{U mg proteína}^{-1}$ ), peroxidase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ ) e peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ ), 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas de inflorescências desenvolvidas: flores separadas, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....75
- Figura 20: Análises de covariância para taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$  ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e concentração interna de  $\text{CO}_2$  ( $C_i/C_a$ ) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....80
- Figura 21: Análises de variância para eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2$  ( $\text{mmol H}_2\text{O}^{-1}$ )); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....82
- Figura 22: Teores foliares de açúcares solúveis totais (AST), açúcares redutores (AR), sacarose (SUC) e aminoácidos (AA)  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....86
- Figura 23: Análises de covariância para Teores foliares de proteínas, clorofilas  $a$  e  $b$  ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias

após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE.....	87
Figura 24: Análises de covariância para atividade da superóxido dismutase ( $\text{Umg}^{-1}$ proteína), catalase ( $\text{Umg}^{-1}$ proteína), peroxidase ( $\text{Umg}^{-1}$ proteína) e peroxidação de lipídios (LIPO, $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ ), 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10 a 12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, fase amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....	89
Figura 25: Gráfico de interação para massa total de cacho por planta (MTC, kg), massa de cacho (g), comprimento de cacho (cm) e comprimento de ombro (cm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	92
Figura 26: Gráfico de interação para massa (MB, g), volume (VB, mL), diâmetro (DB, mm) e comprimento (CB, mm) de baga, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	93
Figura 27: Gráfico de interação para índice de degrana (%), teor de sólidos solúveis (SS, °brix), acidez titulável (AT, g de ácido tartárico 100 mL de polpa <sup>-1</sup> ) em massa fresca do engaço (MFE, g), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	96
Figura 28: Gráfico de interação para massa seca do engaço (MSE, g), diâmetro basal do engaço (DBE, mm), diâmetro mediano do engaço (DME, mm) e diâmetro apical do engaço (DAE, mm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	97
Figura 29- Porcentagem de ganho de produtividade em relação à testemunha na videira ‘Sweet Sunshine’, tratada com reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), no 2º	

semestre de 2012 e no 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	99
Figura 30. Análise de covariança para taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> (A, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática (gs, $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração (E, $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO <sub>2</sub> (Ci/Ca, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), aos 5, 13 e 20 dias após aplicação de reguladores vegetais associados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	103
Figura 31. Análises de covariança para eficiência do uso da água (EUA, $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação (A/Ci) e temperatura da folha (TF, °C) aos 5, 13 e 20 dias após aplicação de reguladores vegetais associados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	105
Figura 32- Análises de covariança para açúcares totais, açúcares redutores, sacarose e aminoácidos $\mu\text{g g}^{-1}$ MF aos 5, 13 e 20 dias após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associado ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	108
Figura 33. Análises de covariança para teores foliares de proteínas, clorofilas a e b $\mu\text{g g}^{-1}$ MF aos 5, 13 e 20 dias após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	109
Figura 34. Análises de covariança para atividades da superóxido dismutase ( $\text{U mg}^{-1}$ ), catalase ( $\text{U mg}^{-1}$ ), peroxidase ( $\text{Umg}^{-1}$ proteína) e peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ ) aos 5, 13 e 20 dias após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associado ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013. ....	110
Figura 35. Análises de covariança para atividades da superóxido dismutase ( $\text{U mg}^{-1}$ ), catalase ( $\text{U mg}^{-1}$ ), peroxidase ( $\text{Umg}^{-1}$ proteína) e peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ ) aos 5, 13 e 20 dias após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associado ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	112
Figura 36. Distribuição da massa (g), volume (mL), diâmetro (mm) e comprimento (mm) de baga, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associados a fertilizante foliar (FF)	



na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	113
Figura 37. Distribuição para teor de sólidos solúveis (° Brix), acidez titulável (g ácido tartárico 100 mL de polpa-1), massa fresca (g) e seca (g) do engaço, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associados a fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	114
Figura 38. Distribuição do diâmetro basal (mm), mediano (mm) e apical (mm) do engaço, e índice de degrana (%) após a aplicação de reguladores vegetais (RV) associados a fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	115
Figura 39- Porcentagem de ganho de produtividade em relação à testemunha, após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) + fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....	116

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Números de dias entre os subperíodos (NDEP) da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, na região do submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE, 2012/2013.....	50
Tabela 2. Taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ , $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), densidade de fótons de fluxo fotossinteticamente ativo (DFFFA, $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); eficiência do uso da água ( $EUA$ , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	51
Tabela 3. Massa fresca (MC, g) e comprimento (CC, cm) de cacho; massa (MB, g), diâmetro (DB, mm), comprimento (CB, mm) e volume (VB, mL) de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	55
Tabela 4. Análises de covariância para teor de sólidos solúveis (SS, °Brix); acidez titulável (AT, g de ácido tartático 100 mL de polpa <sup>-1</sup> ); massa fresca (g), seca (g), diâmetro basal (DBE, mm), mediano (DME) e apical (DAE) do engaço da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	59
Tabela 5. Taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ , $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ); eficiência do uso da água ( $EUA$ , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	64
Tabela 6. Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos e proteínas $\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª	

aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2º semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.....	68
Tabela 7. Taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ , $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), eficiência do uso da água ( $EUA$ , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha ( $TF$ , °C) aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....	76
Tabela 8. Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos, proteínas, clorofila <i>a</i> e <i>b</i> $\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria fresca (MF), enzimas superóxido dismutase, catalase e peroxidase $\text{Umg de proteína}^{-1}$ , e peroxidação de lipídios aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.....	83
Tabela 9. Massa total de cacho por planta (MTC, kg), massa (MC, g) e comprimento (CC, cm) de cacho, comprimento de ombro (CO, cm), massa (MB, g), volume (VB, mL), diâmetro (DB, mm) e comprimento (CB, mm) de baga, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	90
Tabela 10. Índice de degrana (%), teor de sólidos solúveis (SS, °brix), acidez titulável (AT, g de ácido tartárico 100 mL de polpa <sup>-1</sup> ), massa fresca do engaço (MFE, g), massa seca do engaço (MSE, g), diâmetro basal do engaço (DBE, mm), diâmetro mediano do engaço (DME, mm) e diâmetro apical do engaço (DAE, mm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de	

produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.....	94
Tabela 11. Taxa de assimilação de CO <sub>2</sub> ( $A$ , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ , $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ , $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO <sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), eficiência do uso da água ( $EUA$ , $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ) e temperatura da folha (TF, °C) aos 5, 13 e 20 dias após aplicação de reguladores vegetais associados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira 'Sweet Sunshine', no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	102
Tabela 12. Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos, proteínas, clorofila <i>a</i> e <i>b</i> $\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria fresca (MF), superóxido dismutase, catalase e peroxidase $\text{Um g proteína}^{-1}$ , e Peroxidação de lipídios $\text{nmol g MF}^{-1}$ aos 5, 13 e 20 dias após aplicação de reguladores vegetais associados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira 'Sweet Sunshine', no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.....	106

FENOLOGIA E MISTURA DE REGULADORES VEGETAIS E DE FERTILIZANTE FOLIAR NO METABOLISMO DA VIDEIRA CV. SWEET SUNSHINE EM CLIMA SEMIÁRIDO. Botucatu, 2014, 163p. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura), Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Autora: ESSIONE RIBEIRO SOUZA

Orientador: JOÃO DOMINGOS RODRIGUES

## RESUMO

O objetivo deste trabalho foi caracterizar a videira ‘Sweet Sunshine’ nas condições do submédio do Vale do São Francisco, bem como avaliar os efeitos de reguladores vegetais e fertilizante foliar no comportamento fisiológico, produtivo e na redução no índice de degrana em duas épocas, primeiro e segundo semestres. Foram conduzidos dois experimentos no 2º semestre de 2012 e no 1º semestre de 2013 e outro experimento com a mistura de reguladores vegetais e fertilizante foliar, apenas no 1º semestre de 2013. O primeiro experimento foi referente à caracterização fenológica do cultivar para o qual foram selecionadas 12 plantas, distribuídas em 4 blocos. O desenvolvimento fenológico do cultivar foi avaliado através de observações visuais realizadas semanalmente a partir da poda até a colheita. O segundo experimento foi referente à aplicação da mistura de reguladores vegetais (IBA+GA<sub>3</sub>+Kt) e fertilizante foliar (N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, S, Mo, Co): Testemunha; Reguladores vegetais a 1,6 L ha<sup>-1</sup>; Reguladores vegetais a 1,8 L ha<sup>-1</sup>; Reguladores vegetais a 2,0 L ha<sup>-1</sup>; Fertilizante foliar a 1,2 L ha<sup>-1</sup> e Fertilizante foliar a 1,5 L ha<sup>-1</sup>. Os tratamentos foram aplicados na fase de inflorescências desenvolvidas, 14 dias após a primeira e 14 dias após a segunda aplicação. O experimento, referente a uma única aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados com fertilizante foliar, aplicado na fase de crescimento de bagas, apresentou os seguintes tratamentos: Testemunha; Reguladores vegetais 1,6 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar 1,2 L ha<sup>-1</sup>; Reguladores vegetais 1,6 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar 1,5 L ha<sup>-1</sup>; Reguladores vegetais 1,8 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar 1,2 L ha<sup>-1</sup> e Reguladores vegetais 1,8 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar 1,5 L ha<sup>-1</sup>. Os dados foram submetidos a análises de covariância. Os efeitos da aplicação de reguladores vegetais e fertilizante foliar foram avaliados pelas análises fisiológicas e

bioquímicas das folhas, biométricas e químicas dos frutos. Verificou-se que os parâmetros fisiológicos promoveram alterações nas características das plantas entre os dois períodos, pois os comportamentos das curvas das medidas de trocas gasosas foram bem distintos. As características dos frutos mostram que este cultivar apresenta potencial produtivo e comercial. Para melhor resposta para redução de degrana de bagas dos cachos de videira, recomenda-se a mistura de reguladores vegetais (IBA + GA<sub>3</sub>+ Kt) a 2,0 L ha<sup>-1</sup> e 1,6 L L ha<sup>-1</sup> aplicados isolados e/ou combinado com o fertilizante foliar a 1,5 L ha<sup>-1</sup>, nas fases de pré-floração, floração, frutificação e amolecimento, no 1º e 2º semestre, respectivamente, nas condições do submédio São Francisco.

---

**Palavras-chave:** *Vitis vinifera* L., trocas gasosas, enzimas antioxidantes, pigmentos fotossintéticos, carboidratos

PHENOLOGY REGULATORS AND MIXING PLANT AND LEAF FERTILIZER ON METABOLISM GRAPEVINE CV. SWEET SUNSHINE IN SEMI-ARID CLIMATE. Botucatu, 2014, 163p. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura), Faculdade de Ciências Agrônomicas, Universidade Estadual Paulista.

Autora: ESSIONE RIBEIRO SOUZA

Orientador: JOÃO DOMINGOS RODRIGUES

## SUMMARY

The aim of this study was to characterize the ‘Sweet Sunshine’ grapevine in “Vale do São Francisco” submedium, as well as evaluate the effects of plant growth regulators and foliar fertilizer on physiological and productive characteristics, and reducing the a fruitlet abscission index, in two periods, first and second semesters. Two experiments were performed both in the 2<sup>nd</sup> semester of 2012 and 1<sup>st</sup> semester of 2013, and another experiment with the mixture of plant growth regulators and foliar fertilizer only in the 1<sup>st</sup> semester of 2013. The first experiment was related to phenological characterization, for which were selected 12 plants, distributed in 4 blocks. The phenology of the cultivar was evaluated by visual observations performed weekly from pruning to harvest. The second experiment was related to the application of plant growth regulators (IBA+GA<sub>3</sub>+Kt) and foliar fertilizer (N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, S, Mo, Co): Control; plant growth regulators 1.6 L ha<sup>-1</sup>; plant growth regulators 1.8 L ha<sup>-1</sup>; plant growth regulators 2.0 L ha<sup>-1</sup>; Foliar Fertilizer 1.2 L ha<sup>-1</sup> and foliar fertilizer 1.5 L ha<sup>-1</sup>. The treatments applications were carried out in separate flowers, 14 days after the first one and 14 days after the second application. The experiment, referring to a single application of the mixture of plant growth regulators combined with foliar fertilizer, in growing berries phase, presented the following treatments: Control; plant growth regulators 1.6 L ha<sup>-1</sup> + foliar fertilizer 1.2 L ha<sup>-1</sup>; plant growth regulators 1.6 L ha<sup>-1</sup> + foliar fertilizer 1.5 L ha<sup>-1</sup>; plant growth regulators 1.8 L ha<sup>-1</sup> + foliar fertilizer 1.2 L ha<sup>-1</sup>; plant growth regulators 1.8 L ha<sup>-1</sup> + foliar fertilizer 1.5 L ha<sup>-1</sup>. Data were subjected to analysis of covariance. The effects of the plant growth regulators and foliar fertilizer application were evaluated by physiological and biochemical analyses

of the leaves, and biometric and chemical analysis of the fruits. It was observed that that physiologic parameters induced variations in the characteristics of the plants in the two periods, since the behavior of the curves of the gas exchange measurements were distinct. The fruit characteristics show that this cultivar has productive and commercial potential. To better response to reduce fruitlet abscission index, it is recommended mixing plant growth regulators (IBA GA<sub>3</sub> + + Kt) to 2.0 L ha<sup>-1</sup> and 1.6 L ha<sup>-1</sup> applied alone and/or combined with foliar fertilizer 1.5 L ha<sup>-1</sup>, in the pre-flowering, flowering, fruiting and softening phases, in 1<sup>st</sup> and 2<sup>nd</sup> semester, respectively, in terms of “Vale do São Francisco” submedium.

---

Keywords: *Vitis vinifera* L., gas exchanges, antioxidants enzymes, pigments, carbohydrates



## 1. Introdução

A região do submédio do Vale do São Francisco, cujas cidades pólos são Petrolina, em Pernambuco e Juazeiro, na Bahia, é pioneira na produção de uvas e vinhos em condições tropicais do Brasil. A produção de uvas nestas condições é dependente de tecnologias de manejo da videira, que foi desenvolvida e ajustada ao longo dos últimos 50 anos, atingindo alto nível tecnológico nos dias atuais. As condições climáticas da região permitem a realização de 2,5 ciclos vegetativos/ano e a programação da época de colheita para qualquer dia do ano, o que possibilita a oferta constante de uvas de mesa no mercado e o processamento de grandes volumes de uva ao longo do ano em pequenas vinícolas (PROTAS & CAMARGO, 2011).

Nos últimos anos, houve aumento considerável do mercado consumidor na procura por uvas sem sementes. Atualmente, as cultivares Thompson Seedless, Superior Seedless e Crimson Seedless são as uvas sem sementes mais cultivadas no submédio do Vale do São Francisco. Contudo, os produtores estão investindo em novas variedades sem sementes, dentre elas o cv. Sweet Sunshine, de origem americana (EUA).

Esta e outras variedades de uva de mesa cultivadas no submédio do Vale do São Francisco foram resultantes da introdução de variedades de outros países, variedades essas que foram desenvolvidas para outros ambientes, nos quais as condições climáticas são muito diferentes; assim, embora se destaquem por atributos comerciais, necessitam de ajustes no manejo do uso de pesticidas, reguladores vegetais, adubação orgânica e mineral.

O cultivar Sweet Sunshine, além de apresentar excelentes características comerciais tem tolerância à chuva, mas necessita de ajuste no manejo

cultural, por apresentar alto índice de degrana, que está relacionada à aderência da baga ao pedicelo, a qual reflete a força com que a baga é retida ao pedicelo na ráquis. Este cultivar, ainda apresenta sensibilidade ao uso de giberelinas. Assim, a aplicação da mistura de reguladores vegetais (IBA+GA3+Kt) combinados com fertilizante foliar (N + P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>+ S+ Co + Mo), podem promover um sinergismo no balanço hormonal na planta e o fertilizante foliar, além de promover o equilíbrio nutricional, atua na síntese desses hormônios.

Além disso, a exploração vitícola de forma cada vez mais intensiva tem conduzido a um profundo desequilíbrio das videiras, alterando o seu metabolismo e, conseqüentemente, o balanço hormonal das plantas (BOTELHO et al., 2006). Isso implica na elevação dos custos de produção, tornando a cultura da videira na região do submédio do Vale do São Francisco menos competitiva.

Logo, a caracterização fenológica da videira cultivar Sweet Sunshine para as condições do submédio do Vale do São Francisco, faz-se necessária para identificar as diferentes fases de desenvolvimento da planta como brotação, florescimento, frutificação, amadurecimento de frutos e colheita. Com a definição dessas fases de desenvolvimento é possível definir os manejos comumente utilizados na videira e tentar aumentar a produtividade da planta.

Portanto, os objetivos deste trabalho foi caracterizar fenologicamente a videira cv. Sweet Sunshine nas condições do submédio do Vale do São Francisco para definir os manejos comumente empregados na videira, além de avaliar o efeito da aplicação foliar de reguladores vegetais e fertilizante foliar, no comportamento fisiológico, produtivo e na redução do índice de degrana, bem como no aumento da produção e qualidade de frutos.

## **2. Objetivo Geral**

Caracterizar a videira cv. Sweet Sunshine nas condições do submédio do Vale do São Francisco, bem como avaliar os efeitos de reguladores vegetais e fertilizante foliar no comportamento fisiológico, produtivo e na redução de degrana, em duas épocas, 1º e 2º semestres.

### **2. 1. Objetivos específicos**

Caracterizar o desenvolvimento dos estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ nas condições da região do submédio do Vale do São Francisco.

Avaliar ajustes fisiológicos e bioquímicos associados à aplicação de reguladores vegetais (IBA+GA3+Kt) e fertilizante foliar (N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, S, Mo e Co) na videira ‘Sweet Sunshine’, nas condições de cultivo da região do submédio do Vale do São Francisco.

Controlar degrana promovendo o sinergismo no balanço hormonal da planta e fertilizante foliar com ação fisiológica.

Desenvolver manejos capazes de aumentar a produtividade e a qualidade de cachos da videira ‘Sweet Sunshine’, cultivada em duas épocas, primeiro e segundo semestres.

### 3. Revisão de Literatura

#### 3.1. Características da videira

O gênero *Vitis* faz parte da família Vitaceae, que abrange mais de 90 espécies, das quais as de origem americana (*Vitis labrusca* L.) e européia (*Vitis vinifera* L.) se destacam pela importância econômica e social (SOUZA & MARTINS, 2002).

A videira é uma planta perene, lenhosa, caducifolia e sarmentosa, provida de órgão de sustentação especializado (gavinhas) (QUEIROZ- VOLTAN & PIRES, 2003), com tronco retorcido, ramos flexíveis, folhas grandes e repartidas, flores esverdeadas e frutos carnosos, denominados bagas e aglomerados em cachos (GIOVANNINI, 1999). Os cachos são formados pelo pedúnculo e pelo engaço, em cujas extremidades se formam os pedicelos, aos quais estão presos os frutos. Os cachos se apresentam em várias formas, sendo mais frequentes os cônicos, cilíndricos ou racemosos (KUNH, 2003), que são de tamanho variável e se apresentam compactados ou soltos, isto, dependendo do número de bagas fixadas, bem como, da característica da cultivar (QUEIROZ-VOLTAN & PIRES, 2003).

As bagas também apresentam diferentes formatos (ovóide, redondo, alongado, recurvado ou achatado) e são constituídos pela polpa e pela película que, além de envolver a polpa, apresenta pigmentos que são responsáveis pela coloração do fruto. No interior da polpa encontram-se as sementes e na inexistência destas, as uvas são denominadas apirênicas, comercializadas preferencialmente como uvas de mesa (KUNH, 2003).

### 3.2. Aspectos econômicos

A cultura da videira tem grande importância econômica e social na região nordeste do Brasil, no polo Petrolina–PE/Juazeiro-BA, nos quais a produção se estende pelos 12 meses do ano. Em 2011 houve aumento de 13 % na produção de uvas no Brasil e o maior aumento da produção ocorreu no Estado de Pernambuco (24 %) em decorrência do aumento da área plantada em 2010. Contudo, em 2011, foi nesse Estado que ocorreu a maior redução da área plantada (20 %), o que levou à redução da produção em 2012. Na Bahia, tanto a produção de uvas como a área plantada com videiras foram reduzidas em 16 % e 15 %, respectivamente (MELLO, 2012). O cultivo da videira é responsável pela maior parte do emprego direto e indireto, entre as culturas irrigadas da região, gerando grande volume anual de negócios (AGRIANUAL, 2012).

O submédio do Vale do São Francisco está situado no trópico semiárido brasileiro nas coordenadas de 9°S de latitude e 40°W de longitude e altitude ao redor de 350 m. Apresenta indicadores climáticos médios de 500 mm de precipitação anual, concentrada entre dezembro e março, temperatura média de 26°C e 50% de umidade relativa do ar (IBRAVIN, 2012). As altas taxas evapotranspirativas e deficiência hídrica em praticamente durante todos os meses do ano favorecem o cultivo da videira sobre sistema de irrigação. É a principal região vitivinícola tropical brasileira, com cerca de 10.500 hectares de vinhedos, distribuídos entre os estados de Pernambuco e Bahia (IBRAVIN, 2012), que representam 86% da produção nacional.

A estrutura produtiva da região compõe-se de pequenos produtores, vinculados aos projetos de colonização e associados em cooperativas e de médios e grandes produtores que atuam em escala empresarial. Aproximadamente 95% da área plantada com vinhedos são para a produção de uvas de mesa objetivando, principalmente, o mercado externo (IBRAVIN, 2011).

A viticultura no submédio do Vale do São Francisco está concentrada na espécie *V. vinifera* L., destacando-se as cultivares Itália, Benitaka, Brasil, Red Globe, Festival, Thompson Seedless e Crimson Seedless (LEÃO, 2010). Com produtividades em torno de 50 t ha<sup>-1</sup> Itália e suas mutações; 50 t ha<sup>-1</sup> Red Globe e 25 t ha<sup>-1</sup> os cultivares, Festival, Thompson Seedless e Crimson Seedless (LEÃO et al., 2009).

O Submédio do São Francisco, apesar de recente na atividade vitivinícola, representa aproximadamente 15% da produção de vinhos finos no

Brasil (PEREIRA et al., 2009). As uvas são conduzidas pelos sistemas de condução latada e espaldeira, com espaçamentos entre plantas de 1,00m a 2,00m e entre filas de 3,00m para sistema de condução latada, já para espaldeira, o espaçamento entre filas tem variado em 2,20m e 3,00 m e entre plantas, utiliza-se 1,00 m (LEÃO & SOARES, 2009), apresentando melhor condução o sistema espaldeira, por possibilitar os tratos culturais mecanizados, reduzindo custos com mão de obra (PEREIRA et al., 2009).

Para um adequado volume alcoólico no vinho (pelo menos 12%) as uvas devem ser colhidas com mais de 20°Brix (LIMA et al., 2009). Índice alcançado mais facilmente no semiárido brasileiro, devido à intensa insolação, em comparação com zonas temperadas, tornando-se desnecessário o procedimento de chaptalização (adição de açúcar) na fermentação.

Lima et al. (2009) observou que no Vale do São Francisco, para uvas com sementes o amadurecimento completo é atingido entre 120 a 130 dias após a poda. Segundo Pereira (2009) as principais variedades empregadas na elaboração de vinhos tintos, são as de *Vitis vinifera* L. Syrah, Cabernet Sauvignon, Tempranillo, Ruby Cabernet e Alicante Bouschet. Para os brancos, as variedades mais utilizadas são Chenin Blanc, Moscato Cannelli, Sauvignon Blanc, Viognier e Verdejo. Para os espumante e vinhos moscatéis, as cultivares Itália e Moscato Cannelli, a variedade Syrah é utilizada na elaboração de vinhos rosados.

O suco de uva produzido na região tem sido frequentemente citado por seus atributos positivos, devido seu elevado teor de antocianinas, sendo valorizado pelo mercado consumidor brasileiro. O mercado interno de suco de uva tem crescido a uma média de 15 a 20% por ano, sendo que os sucos naturais e/ ou integrais têm incremento ainda maior, ao redor de 40%. Em dois anos, a comercialização de suco de uva natural e integral aumentou 86% no Brasil, passando de 13,7 milhões de litros em 2007 para 25,5 milhões de litros em 2009 (CAMARGO et al., 2008; IBRAVIN, 2013).

As principais variedades utilizadas na região para produção de sucos é a 'Isabel' sobre os porta-enxertos IAC 766 'Campinas' e IAC 572 'Jales', incluindo a cultivar tintureira BRS Cora, para obtenção de sucos com ótima qualidade, que apresentam coloração, sabor, aroma e doçura adequados (CAMARGO et al., 2008; IBRAVIN, 2013). Assim, a região apresenta condições favoráveis para a produção de uva para mesa, vinho e suco.

### 3.3. Condições ambientais para o cultivo da videira

A videira, dependendo da região de cultivo, apresenta sucessão de fases que caracterizam o seu crescimento e desenvolvimento. Em algumas regiões de clima temperado apresenta ciclo vegetativo que abrange as fases de mobilização e acúmulo de reservas, crescimento vegetativo e repouso vegetativo. Já em condições de clima tropical semiárido, predominante no submédio do Vale do São Francisco, não apresenta dormência ou repouso hibernal. O ciclo reprodutivo dos ramos desenvolvidos durante o ciclo vegetativo compreende as fases de indução, iniciação e diferenciação floral; florescimento, polinização e fertilização; fixação e desenvolvimentos de frutos; maturação e colheita de frutos, caracterizadas pela diferenciação das gemas prontas e gemas mistas formadas no ciclo anterior (Rodrigues et al. 2011).

A inserção da videira em diferentes regiões de clima tropical e subtropical trouxe alterações do seu equilíbrio fisiológico, promovendo brotações inexpressivas e irregulares, ocasionando baixa produtividade. Isso se deve à adaptabilidade de uma espécie ou cultivar a uma região produtora, fato influenciado pela interação da sua carga genética com o ambiente. Portanto, o comportamento de um mesmo genótipo pode variar dependendo do ambiente no qual é inserido (PETRI et al., 2002).

As videiras caracterizam-se por apresentar folhas sempre verdes, mantendo sua capacidade fotossintetizante durante todo o ciclo. Em decorrência dessa característica, as folhas suportam grande variação estacional como radiação solar e temperatura do ar. Estes fatores ambientais influenciarão, principalmente, no processo da fotossíntese que é a fonte primária de carboidratos para todos os processos de crescimento (MAGALHÃES FILHO, 2009).

Quando as videiras são cultivadas sob condições térmicas elevadas ocorre aumento na concentração de açúcares e redução de ácidos málico no mosto, afetando a qualidade das uvas (TEIXEIRA, 2009; KELLER, 2010), sendo este, além do tartárico e cítrico, o principal ácido orgânico, responsável pelo sabor da uva, favorecendo assim, as produções de uva de mesa de qualidade (WINKLER et al., 1974; COOMBE, 1987). Os ácidos tartárico e málico estão presentes em maior quantidade dentro do vacúolo das células das bagas e são responsáveis por mais de 90% da acidez total (POSSNER & KLIEWER, 1985). Os ácidos málico e tartárico se sobressaem ao cítrico, podendo variar

em função da cultivar e formam-se tanto nas bagas verdes como nas folhas (GIOVANNINI, 2008).

A temperatura entre 26,8° a 32,2°C é a faixa ótima de desenvolvimento, exercendo forte influência na formação e desenvolvimento do tubo polínico, pois influencia na taxa de divisão e alongamento celular (MOURA et al., 2009). As flores começam a se desenvolver quando a temperatura média diária alcança 18°C. Nos climas tropicais, o período de dormência é alcançado através do manejo da água durante o período de repouso, favorecendo a produção em qualquer época do ano (ARAÚJO, 1994).

Durante a fase de repouso, a lâmina de irrigação é reduzida levando em consideração o uso de coeficientes de cultura (Kc), que relacionam o consumo de água da cultura de referência (grama) com a cultura específica em um determinado estágio do seu desenvolvimento. Nesta fase utiliza-se o Kc 0,4, para que a planta continue com sua atividade fotossintética e assim produzir e acumular carboidratos. Contudo, 15 dias antes da aplicação de etileno, essa lâmina é reduzida e na maioria das vezes zerada, para potencializar o efeito do etileno e assim promover a queda das folhas. E na fase de poda, volta a ser irrigada levando em consideração o Kc 0,7, para estimular a brotação.

A temperatura do ar também interfere na atividade fotossintética das plantas, uma vez que envolve reações bioquímicas, cujos catalisadores, as enzimas, são dependentes da temperatura para expressar sua atividade máxima. As reações da fotossíntese são menos intensas em temperaturas inferiores a 20°C, intensificando-se com o aumento da temperatura e atingindo o máximo entre 25° e 30°C, voltando a reduzir quando a temperatura ultrapassa esses valores, cessando quando se aproxima de 45°C. A faixa de temperatura média considerada ideal para a videira situa-se entre 20° e 30°C (COSTACURTA & ROSELLI, 1980), embora, em algumas regiões a faixa de temperatura média considerada ideal situe-se entre 25° e 30°C (FERREIRA et al., 2004; LIMA FILHO et al., 2009; SOUZA et al., 2010).

A radiação solar é a principal fonte de energia para os processos de fotossíntese e evapotranspiração da cultura da videira, bem como, a área foliar, o tipo do sistema de condução e o manejo cultural empregado (TEIXEIRA et al., 2007). As diferenças de pressão de vapor entre a superfície da planta e o ar é outro fator importante para as taxas evapotranspiratórias. A velocidade do vento também atua no processo de evapotranspiração, porque este processo depende da turbulência do ar, a qual é afetada pela arquitetura das plantas (TEIXEIRA et al., 2008).



O déficit de pressão de vapor d'água entre a copa da videira e o ar circundante é fator determinante para a remoção do vapor. Videiras bem irrigadas em regiões áridas consomem grandes quantidades de água, devido à intensa disponibilidade de energia solar e ao poder dessecante da atmosfera (ALLEN et al., 1998).

Em algumas regiões, a necessidade hídrica da videira, varia de 500 a 1.200 mm, dependendo do clima, da duração da fase fenológica (SENTELHAS, 1998), do porta-enxerto e do solo. Tanto a deficiência como o excesso hídrico afeta, de maneira marcante, o comportamento dos estádios fenológicos da cultura da videira, comprometendo a qualidade e produtividade dos frutos (TEIXEIRA et al., 2002). A deficiência hídrica, quando ocorre durante o período inicial de crescimento de bagas, proporciona redução no tamanho dos frutos; quando acontece durante a maturação, atrasa o amadurecimento, afetando a coloração e favorecendo a queima de frutos pela radiação solar. Na fase final de maturação, o consumo hídrico da videira diminui.

O excesso hídrico, combinado com temperaturas elevadas, torna a cultura muito susceptível às doenças, principalmente, o oídio e míldio. Para uma boa produtividade é recomendável que as necessidades hídricas sejam satisfeitas de acordo com o requerimento de água pela cultura (TEIXEIRA & AZEVEDO, 1996).

### **3.4. Fenologia da videira**

São os vários fatores fisiológicos e ambientais que influenciam no desenvolvimento e crescimento de videiras cultivadas em áreas irrigadas no Nordeste brasileiro, definindo desenvolvimento dos estádios fenológico diferenciado de outras regiões de cultivo, por isso, a época de poda marca o início do novo ciclo fenológico, que será condicionado pelos fatores climáticos predominantes durante o período. Assim, faz-se necessário entender e conhecer a fenologia da videira.

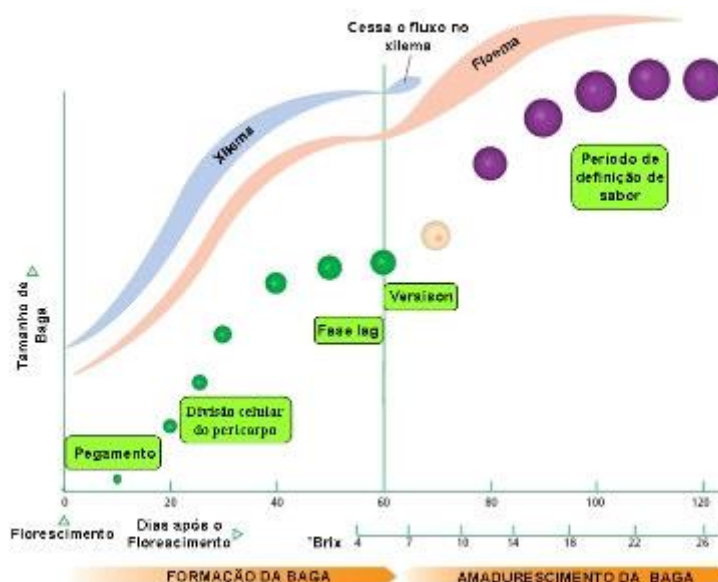
Na introdução de novas variedades, a fenologia desempenha importante função, pois permite a caracterização da duração das fases de desenvolvimento da videira em relação ao clima, além de ser utilizada para interpretar como as diferentes condições climáticas interagem com a cultura (TERRA et al., 1998). Permitindo desenvolver práticas de manejo nas diferentes regiões produtoras, principalmente, em regiões semiáridas, tendo em vista que, nesta região o comportamento da videira é

diferente das regiões tradicionais de cultivo, pois os ciclos produtivos e vegetativos estão condicionados ao controle da irrigação e época de poda (ASSIS & LIMA FILHO, 2000).

Segundo Sentelhas (1998) a videira necessita de 1200 a 1400 horas de radiação solar no decorrer de um ciclo, sendo maior no subperíodo reprodutivo, dependendo da região de cultivo e do cultivar.

A fase reprodutiva, florescimento, é um importante processo no ciclo da videira, pois é nesta fase que se inicia a formação dos frutos e é altamente influenciada por fatores ambientais e as práticas culturais (desponte, raleio e pinicado de cacho) (KELLER et al., 2001; VASCONCELOS et al., 2009). Os fatores ambientais exercem influência sobre o florescimento, modificando a composição química da planta, particularmente o balanço hormonal endógeno e, também, através do seu impacto sobre a fotossíntese (VASCONCELOS et al., 2009).

Segundo Dokoozlian (2002) aumentos de massa, volume ou diâmetro de bagas durante o desenvolvimento são tipicamente caracterizados por uma dupla curva sigmóide, resultante de duas fases consecutivas de crescimento, separadas por uma fase de crescimento lento ou nulo e controlada por três fatores: número de células, volume celular e conteúdo de solutos orgânicos (açúcares). O número de células é estabelecido durante as três primeiras semanas após a antese. O número de divisões das células, anteriores à antese, é o principal determinante do número de células por baga. O volume da célula aumenta significativamente durante a fase I (fase de crescimento rápido de baga), logo após a floração; nesta fase, as bagas apresentam textura firme, cor verde (presença de clorofila), baixo teor de açúcares e acúmulo de ácidos orgânicos, permanecendo relativamente constante durante a fase II (redução do ritmo de crescimento de baga, crescimento do embrião, aumento da concentração de ácidos orgânicos até seu pico máximo). Depois dessa fase, as bagas permanecem firmes, mas começam a perder a clorofila e retomam sua rápida expansão (fase III- segunda fase do crescimento rápido de bagas e maturação do fruto), começa a ocorrer o acúmulo de açúcares e a redução da concentração de ácidos orgânicos.



**Figura 1.** Representação dos principais estádios de crescimento e fenômenos físico-químicos do desenvolvimento de frutos da videira. Cambe & Clancy (2001) adaptada de Kennedy, 2002.

Os estádios fenológico da videira definido por Eichhorn & Lorenz (1984) são: gemas dormentes; inchamento das gemas; algodão; ponta verde; primeira folha separada; 2 ou 3 folhas separadas; 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis; alongamento das inflorescências: flores agrupadas; inflorescências desenvolvidas: flores separadas; início de florescimento: primeiras flores abertas; 25% das flores abertas; 50% das flores abertas (florescimento pleno); 80-100% de flores abertas; frutificação (limpezas de cachos); “chumbinho”; “ervilha”; início de compactação dos cachos; início de maturação; maturação plena; maturação das sementes; início da queda de folhas e final da queda de folhas. Porém, as fases, início da queda de folhas e final da queda de folhas não se aplica a região do submédio São Francisco, já que as plantas não passam pela fase de dormência. E para que ocorra a queda das folhas, faz-se necessário a aplicação etileno. Assim, os estádios fenológicos são definidos a partir da poda de produção até a colheita.

Com o estudo da fenologia é possível racionalizar e aperfeiçoar as práticas culturais, possibilitando a estimativa dos períodos de demanda de mão-de-obra e as prováveis datas de colheita e comercialização (LEÃO, 1999; MANDELLI et al., 2004), adubações de cobertura, tratamentos fitossanitários ou na observação de um evento importante, como o estresse hídrico, térmico, etc, associado aos estádios bem definidos (ELIAS, 2008).

Albuquerque e Albuquerque (1982), estudando o comportamento de dez cultivares de videira na região do Submédio São Francisco, encontraram ciclos médios de poda à colheita variando de 100 a 141 dias, já Leão e Maia (1998) trabalhando a cv. Itália observou ciclo médio de 110 a 120 dias, enquanto, na região norte/noroeste de São Paulo, é de cerca de 140 a 150 dias (POMMER et al., 2003).

Santos et al. (2007) avaliando o ciclo da ‘BRS Linda’, observaram diferenças nos ciclos da poda à colheita em diferentes regiões produtoras, sendo de 103 dias no Submédio São Francisco e de 100-115 dias nas condições de Jales-SP, (CAMARGO et al., 2010).

Leão et al. (2001, 2009) estudando o ciclo produtivo médio da ‘Sugraone’, ‘Thompson Seedles’ e ‘Crimson Seedles’, no Submédio São Francisco encontraram ciclos 91, 103 e 120 dias, respectivamente.

### **3.5. Hormônios e Reguladores Vegetais**

O hormônio vegetal é um composto orgânico, não nutriente, de ocorrência natural na planta, que atua em pequenas concentrações e alteram as diferentes respostas fisiológicas, influenciando na germinação, no crescimento vegetativo, florescimento, frutificação, senescência e abscisão (VIEIRA et al., 2010). Segundo Taiz & Zeiger (2013) os hormônios vegetais são mensageiros químicos produzidos em uma célula, que modulam os processos celulares em outra célula, interagindo com proteínas específicas que funcionam como receptores ligados a rotas de transdução de sinal.

Os reguladores vegetais são substâncias sintéticas que alteram a morfologia e fisiologia da planta, podendo levar a modificações qualitativas e quantitativas no desenvolvimento vegetal. Essas substâncias podem inibir ou promover alterações fisiológicas, morfológicas e histológicas, podendo causar mudanças na orientação de crescimento da parte aérea, lignificação e densidade da copa (BIEHNETAL, 1966; WINKLER, 1997 apud SPINELLI et al., 2010).

Os diferentes hormônios vegetais atuam nas diferentes fases do desenvolvimento das plantas (MULLINS et al., 1992). As auxinas regulam diferentes etapas do desenvolvimento vegetal, tais como a expansão e a divisão celular, além da diferenciação de tecidos vasculares (MOORE, 1989). O termo auxina surgiu do grego *auxein*, que significa “aumentar” ou “crescer”, devido ao fato dessa substância promover o

crescimento de secções de coleoptile de plântulas. A principal auxina nas plantas é o ácido indol-3-acético (IAA). Destacam-se as auxinas sintéticas como o ácido indolilbutírico (IBA), o ácido naftalenoacético (NAA) e o ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) (DINIZ, 2005; TAIZ & ZEIGER, 2013).

Segundo Cruz (2013) as auxinas são produzidas na extremidade dos caules jovens ou adultos, folhas jovens, flores, frutos e sementes. Um dos principais efeitos das auxinas é promover o alongamento de células recém-formadas a partir dos meristemas, promovendo o crescimento de caules e raízes. O efeito das auxinas depende de sua concentração na planta, pois a concentração que promove o crescimento no caule pode apresentar efeito inverso. Portanto, concentrações muito elevadas podem provocar inibição no crescimento celular, pois a sensibilidade das células às auxinas varia em função dos diferentes órgãos da planta.

Deluc et al. (2007) estudando a concentração de auxinas nas diferentes fases de desenvolvimento de frutos, observaram que a concentração de auxina foram altas na fase inicial de desenvolvimento de frutos, diminuindo após véraison, indicando o papel deste fitormônio na promoção da divisão e expansão celular durante este estágio. Também verificou que as concentrações de auxinas permanecem relativamente constante ao longo desenvolvimento do fruto. O que pode ser justificado pelo fato deste fitormônio ser produzido no pólen e após a fertilização, o crescimento do fruto depender da auxina produzida nas sementes em crescimento.

É importante destacar que a acidificação da parede celular não é a única maneira pela qual a auxina induz o alongamento de células vegetais. A auxina deve afetar outros importantes processos relacionados ao crescimento celular, tais como, absorção e produção de solutos osmóticos, além de controlar o crescimento e a manutenção da estrutura da parede celular. A absorção de solutos depende, em grande parte, da atividade da  $H^+$ -ATPase, a qual é induzida pela auxina. A auxina também aumenta a atividade de certas enzimas envolvidas na biossíntese de polissacarídeos. Esses polissacarídeos podem ser utilizados na síntese de novos materiais da parede celular, contribuindo para a continuidade do crescimento celular. Acredita-se que as respostas da planta às auxinas envolvem tanto mudanças na atividade de proteínas (enzimas, canais de íons, etc.) como na expressão gênica (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Segundo Deng et al. (2007) a abscisão de bagas da uva está associada com o aumento das atividades das hidrolases da zona de abscisão, particularmente as

enzimas celulasas, pectinases e poligalacturonase. Segundo Taiz & Zeiger (2013) o etileno é o principal hormônio vegetal regulador do processo de abscisão, com a auxina atuando como um supressor do efeito do etileno.

Segundo Hespanhol-Viana et al. (2007) a aderência das bagas ao pedicelo depende também do estado de maturação da uva e da presença ou ausência de sementes. A maior parte das uvas apirênicas é caracterizada pela ausência ou presença reduzida do “pincel” motivo pelo qual têm maior predisposição genética à separação da baga do pedicelo. Colapietra et al. (1995) verificaram notável diferença entre as uvas com sementes e as apirênicas, no tocante à carga necessária para separação da baga do pedicelo.

As giberelinas constituem o grupo de reguladores vegetais mais amplamente utilizados na viticultura comercial devido, principalmente, aos seus efeitos no aumento do tamanho de bagas de uvas, resultante de sua ação sobre o aumento da divisão e da expansão celular (FILHO et al., 2009; RODRIGUES et al., 2011). O efeito do GA<sub>3</sub> é variável em função da cultivar, do porta-enxerto, da concentração, do modo e época de aplicação e das condições ambientais (TECCHIO et al., 2009).

O alongamento, expansão e divisão celular dependem da atuação das auxinas e giberelinas na qual, ambas, atuam em processos distintos, mas juntas, contribuem para a realização de todo o processo. Assim, auxinas e giberelinas estimulam o crescimento tanto pela expansão como pela divisão celular (ROSS & O'NEILL, 2001).

As citocinas por serem produzidas em diferentes órgãos (LETHAM & PALNI, 1983) atuam em várias fases do desenvolvimento dos vegetais, como divisão celular, iniciação e crescimento do caule, retardamento da senescência foliar, fotomorfogênese, quebra da dominância apical, desenvolvimento de frutos, hidrólise de reservas de amido, aumento de abertura de estômatos, desenvolvimento de cloroplastos, mobilização de nutrientes e indução de partenocarpia em frutos (COLL et al., 2001; DAVIES, 2004), sendo seu principal local de biossíntese, as raízes, de onde são transportadas via xilema até o caule.

As citocininas são importantes no controle de muitos aspectos da videira, inclusive na diferenciação floral, no crescimento do cacho, na fixação e desenvolvimento de bagas, no crescimento do óvulo e na transformação de gavinhas em inflorescências férteis (SRINIVASAN & MULLINS, 1980; KANELLIS & ROUBELAKIS-ANGELAKIS, 1993; RUIZ, 1998).

O grupo das citocinas sintéticas está dividido em dois, citocininas sintéticas purina, pela modificação na cadeia lateral na posição N-6 da base da adenina, sendo que uma das mais ativas a PBA [(6- benzilamino)-9-(2-tetraidropiramil)-9H-purina] e as sintéticas não purínicas derivadas da uréia como, difeniluréia, CCPU (N-(2-cloro-4-piridil-N-feniluréia)) ou forchlorfemuron, benzimidazol, imidazol, fluorofenilbiureto, TDZ (N-fenil-N-1,2,3-tidiazol-5-tiuréia). Este grande número de citocinas sintéticas são bastante utilizado na maioria das espécies vegetais, por promoverem efeitos significativos na produção e qualidade dos frutos.

Botelho et al. (2003a) e Botelho et al. (2003b) aplicando TDZ em ordem crescente de 0; 2,5; 5,0; 7,5; 10,0; 12,5 e 15,0mg L<sup>-1</sup>, aos 14 dias após o florescimento em uvas 'Vênus' e 'Niagara Rosada', verificaram que em uvas 'Vênus', o TDZ aumentou o número de bagas, devido à maior fixação de flores na ráquis, enquanto, em uvas 'Niagara Rosada' houve aumento da massa, comprimento e largura dos bagos.

Pires et al. (2003) verificaram em cachos de 'Centennial Seedless' que CPPU aplicados nas doses de 0; 5,0; 7,5; 10,0; 12,5; 15,0 e 17,5 mg L<sup>-1</sup> aos 14 dias após o pleno florescimento, aumentou na massa e a largura dos cachos; a massa, o comprimento e a largura das bagas; o diâmetro dos pedicelos e reduziu o teor de sólidos solúveis. Também observaram que as doses mais elevadas de CPPU resultaram em cachos muito grandes, excessivamente compactados, com pedicelos rígidos e muito engrossados. Esses distúrbios provocados no cacho pela aplicação das maiores doses de CPPU, além de aumentar o número de mão de obras, para descompactação dos cachos, favorecem o aparecimento de bagas duras, dificultando o processo de maturação e desqualificando-as para comercialização.

As citocininas influenciam na mobilização de nutrientes a partir de outras partes da planta, os quais são translocados no floema e deslocam-se de um local de produção ou armazenamento (fonte) para um local de utilização ou armazenamento (dreno). Assim, a condição nutricional da planta regula os níveis de citocinina e, por sua vez, a razão relativa entre altos níveis de auxina e baixos níveis de citocininas interferem de forma positiva na taxa de crescimento de raiz (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Várias fontes de reguladores vegetais vêm sendo utilizadas em diversas culturas, aplicadas isoladas e/ou combinadas, com a finalidade de melhorar o tamanho e a qualidade de frutos, coloração, senescência, raleio químico, uniformização da brotação, redução de degrana, conservação pós-colheita, armazenamento de frutos,

germinação de sementes, superação de dormência, indução floral, ajuste entre flores masculinas e femininas etc., destacando-se os ácidos giberélico (GA), naftalenoacético (NAA), abscísico (ABA) e indolilbutírico (IBA), a 6-benziladenina (BA) e ethephon, etc.

Guak et al. (2009) e Petri et al. (2013) aplicando BA isolado e ou combinada com carbaril constataram efeito significativo no raleio químico e massa do fruto de macieira. Yuan & Greene (2000) relacionaram o efeito raleante da BA à redução do fluxo de carboidratos para os frutos devido ao aumento da respiração durante a noite. Bertin et al. (2002), Hamada et al. (2008) e Ghosh et al. (2011) relacionam o aumento da massa do fruto à ação desta citocinina (BA) na divisão e expansão celular, pois o número e o tamanho de células são os determinantes do tamanho final dos frutos. Segundo Salisbury & Ross (1992), a citocinina aumenta a taxa de incorporação de aminoácidos, retarda a senescência e aumenta a absorção de nutrientes.

Tecchio et al. (2009) obtiveram na cv. Venus melhores resultados com a aplicação de CPPU a  $90 \text{ mg L}^{-1}$ , aplicados 15 dias após a plena floração. Houve acréscimo significativo na massa dos cachos, engaçó e na massa, comprimento e largura das bagas.

Rodrigues et al. (2011) estudando os efeitos de doses de ácido giberélico (zero, 10; 20 e  $30 \text{ mg L}^{-1} \text{ GA}_3$ ) isolado e associado com forchlorfenuron (zero, 5; 10 e  $15 \text{ mg L}^{-1} \text{ CPPU}$ ), na qualidade dos cachos de uva Itália, aplicados na fase de “ervilha”, observaram que a mistura de  $20 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{GA}_3$  com  $10 \text{ mg L}^{-1}$  de CPPU promoveu o incremento do comprimento e do diâmetro das bagas sem prejuízo da massa dos cachos, melhorando sua qualidade, e que CPPU aplicado isoladamente acarretou em redução do teor de sólidos solúveis das bagas.

Souza (2013) trabalhando aplicação de Stimulate® ( $60,5 \text{ mL L}^{-1}$ ); aplicação de fontes de  $\text{GA}_3$  N-Large® ( $0,34 \text{ mL L}^{-1}$ ) e Pro-Gibb® ( $11 \text{ mg L}^{-1}$ ) além do forchlorfenuron - CPPU citocinina não purínica ( $5,0 \text{ mg L}^{-1}$ ) e X-Cyte® citocinina purínica ( $28,7 \text{ mL L}^{-1}$ ); e associação do biorregulador Stimulate® ( $30 \text{ mL L}^{-1}$ ) com o N-Large® ( $0,17 \text{ mL L}^{-1}$ ), assim como o Stimulate® ( $30 \text{ mL L}^{-1}$ ) com o Pro-Gibb® ( $5,5 \text{ mg L}^{-1}$ ); o Stimulate® ( $30 \text{ mL L}^{-1}$ ) com o CPPU ( $2,5 \text{ mg L}^{-1}$ ) e o Stimulate® ( $30 \text{ mL L}^{-1}$ ) associado com o X-Cyte® ( $14,3 \text{ mL L}^{-1}$ ), sobre cachos da ‘Crimson Seedless’, observou que citocininas não purínicas e purínicas (X-Cyte® e CPPU) e o regulador vegetal Stimulate® proporcionaram maior incremento na melhoria dos cachos e produtividade,



mantendo as qualidades organolépticas das bagas, sendo alternativas viáveis para produção da ‘Crimson Seedless’ em detrimento ao uso de fontes de giberelina.

Souza et al. (2010) aplicando GA<sub>3</sub> a 10 mg L<sup>-1</sup>; combinações de GA<sub>3</sub> (10 mg L<sup>-1</sup>) com BAP (6-benzilaminopurina) a 5, 10, 15, e 20 mg L<sup>-1</sup>; e BAP aplicado isoladamente a 5, 10, 15, e 20 mg L<sup>-1</sup> na cv. Superior Seedless, na fase de “chumbinho”, verificaram sinergismo entre GA<sub>3</sub> e BAP, em que a dose de 10 mg L<sup>-1</sup> de GA<sub>3</sub> combinado com 10 mg L<sup>-1</sup> ou 20 mg L<sup>-1</sup> de BAP proporcionaram os melhores resultados na variáveis analisadas.

Rodrigues (2008) aplicando GA<sub>3</sub> em concentrações crescentes de 0 a 100 mg L<sup>-1</sup> em videira ‘Superior Seedless’ verificou aumento significativo nas características como massa de cachos e bagas, diâmetro de bagas e comprimento de cacho. Santos (2013) estudando o efeito da aplicação de diferentes doses de GA<sub>3</sub> na cv. Sweet Celebration nas condições do submédio do Vale do São Francisco observou que houve incremento na massa média e comprimento de cachos; massa, diâmetro e comprimento de bagas, concordando com os resultados obtidos por Vieira et al. (2008) em videira ‘Niagara Rosada’; Souza et al. (2010) em videira ‘Superior Seedless’ e Rodrigues et al. (2011) em videira ‘Itália’ e Tecchio et al. (2009) em cv. Marte observaram efeito significativo na largura do cacho com a aplicação de 60 mg L<sup>-1</sup> de GA<sub>3</sub>, representando um acréscimo de 18%.

Moreira (2009) trabalhando com cachos de videira cv. Niagara Rosada tratadas com GA<sub>3</sub> nas concentrações de 0, 50, 100 e 150 mg L<sup>-1</sup> verificaram efeito significativo para massa fresca do engaço. Por outro lado, Tecchio et al. (2009), analisando a aplicação de GA<sub>3</sub> nas concentrações de 0, 15, 30, 45 e 60 mg L<sup>-1</sup> na cv. Marte, constataram que a massa fresca do engaço foi aumentada pela aplicação de GA<sub>3</sub>, independentemente da concentração, levando ao incremento 9%.

O incremento nas características físicas dos cachos, bagas e engaço promovido pelo uso de giberelinas pode ser atribuído à sua atuação na expansão, alongamento e divisão celular.

Cenci & Chitarra (1994) estudaram o potencial de conservação da uva ‘Niagara Rosada’ cultivada em Caldas (MG) quando submetida a tratamentos pré-colheita com ácido naftalenoacético (NAA) e cloreto de cálcio (CaCl<sub>2</sub>). Os autores concluíram que os tratamentos com CaCl<sub>2</sub> e NAA promoveram decréscimo na atividade

das enzimas pécicas e redução na porcentagem de degrana da uva; além disso, o tratamento com  $\text{CaCl}_2$  aumentou o teor de cálcio na região da abscisão.

Tecchio et al. (2009) estudando o efeito do ácido naftalenoacético (NAA) e do cloreto de cálcio na redução de perdas pós-colheita em uva ‘Niagara Rosada’ observaram que o NAA foi eficiente na redução de degrana e da incidência de podridões, principalmente, após o acondicionamento dos mesmos em condição ambiente, sendo a concentração de  $150 \text{ mg L}^{-1}$  a mais efetiva.

Leão et al. (2005) observaram ação sinérgica entre citocinina (0,1 e 0,2%) e do ácido giberélico ( $10 + 15 + 15 + 50 + 50 \text{ mg.L}^{-1}$ ), aplicados em cinco fases de desenvolvimento da videira, potencializaram os efeitos sobre o aumento do tamanho das bagas de ‘Thompson Seedless’.

Camili et al (2013) estudando o efeito dos biorreguladores Stimulate<sup>®</sup>, X-Cyte<sup>®</sup> e N-Large<sup>®</sup> na qualidade química das bagas do cultivar de videira Superior Seedless, aplicados em deferente doses e nas diferentes fases de desenvolvimento de cacho, observaram que não houve diferença significativas entre o Pro-Gibb<sup>®</sup> e os produtos testados, fornecendo assim, maior número de alternativas aos produtores.

Menezes (2007) trabalhando com a mistura de auxinas, ácido giberélico e citocininas sintéticas sobre a uniformização da brotação de gemas da videira ‘Itália’ observou que essa mistura de reguladores vegetais promoveu a brotação e que o uso de reguladores vegetais, ácido giberélico, cinetina e auxina, isolados ou associados, aplicados na fase de frutificação, promoveram efeitos sinérgicos e/ou aditivos, no crescimento de cachos e bagas.

### **3.6. Adubação foliar**

Os nutrientes desempenham importantes funções nas plantas: o nitrogênio (N) é o elemento mineral mais abundante nas plantas, pois é constituinte de aminoácidos, proteínas, enzimas, coenzimas, clorofilas, ácidos nucleicos, nucleotídeos e outros compostos importantes no metabolismo celular (MARENCO & LOPES, 2011), auxiliando na formação de folhas, favorece o rápido crescimento das plantas, formação dos cloroplastos, além de transportar aminoácidos (glutamato e aspartato) e amidas (glutamina e asparagina).

A asparagina e a glutamina unem o metabolismo do carbono e do nitrogênio. Atua não somente como precursora de proteína, mas como elemento-chave no transporte e no armazenamento de nitrogênio, devido à sua estabilidade e à alta razão nitrogênio: carbono. A principal rota para a síntese da asparagina envolve a transferência do radical nitrogenado amida da glutamina para a asparagina, sendo essa reação catalisada pela asparagina sintetase (AS). Altos níveis de luz e carboidratos, condições que estimulam a glutamina sintetase (GS) e a glutamato sintase (Fd-GOGAT) dos plastídeos, inibem a expressão dos genes que codificam a AS e a sua atividade. A regulação antagônica dessas rotas competitivas auxilia no balanço do metabolismo do carbono e do nitrogênio nos vegetais. As condições de ampla energia, isto é, altos níveis de luz e de carboidratos, estimulam a GS e a GOGAT, inibindo a AS e, assim, favorecendo a assimilação do nitrogênio em glutamina e glutamato, compostos ricos que participam da síntese de novos compostos nos vegetais (TAIZ & ZEIGER, 2013).

O mecanismo, segundo o qual o nível de aminoácidos no floema da raiz regula a absorção e a assimilação de nitrogênio pela planta, foi sugerido por Imsande & Touraine (1994). Esse mecanismo é embasado na constatação de que, durante o rápido crescimento vegetativo, são altas as taxas de redução de nitrato e síntese de aminoácidos nas folhas. Ali mesmo, é utilizada a maioria dos aminoácidos para a síntese de clorofila, da enzima Rubisco e outras proteínas e, com isso, é baixo o nível de aminoácidos no floema que são translocados para as raízes. Por outro lado, durante a fase reprodutiva há redução da taxa de nitrato; em paralelo, em função da remobilização do N foliar para o desenvolvimento das inflorescências, aumenta a exportação de aminoácidos das folhas, enriquecendo o floema com esses compostos, que serão translocados para as raízes. O mecanismo proposto sugere que esses aminoácidos provocam redução na taxa de absorção de  $\text{NO}_3^-$  (IMSANDE & TOURAINE, 1994).

O fósforo (P) faz parte da molécula de fosfolipídio (constituente essencial de membranas celulares), açúcares fosfatados, nucleotídeos (NAD, FAD, ATP, UTP, GTP), coenzimas (CoA, FAD) e ácidos nucleicos (DNA, RNA). Do total de fosfato inorgânico (Pi) das plantas, 85 a 90% estão localizados no vacúolo, também chamado de compartimento não-metabólico (MARSCHNER, 2011). Além de participar da respiração, da transferência de energia, da divisão celular e crescimento das células, estimula o crescimento e formação das raízes (MARENCO & LOPES, 2011).

O enxofre (S) em sua maioria é translocado via xilema para a parte aérea, onde é reduzido e assimilado (ZHAO et al., 1999; LEUSTEK et al., 2000), sendo uma minoria metabolizado na raiz. A maior parte do S na planta está nas proteínas, fazendo parte dos aminoácidos, cistina, cisteína (porta de entrada do S em compostos orgânicos) e metionina (local onde inicia a síntese de etileno). Também está presente nas vitaminas, tiamina (vitamina B<sub>1</sub>) e biotina (vitamina H); na coenzima A (CoA); participa da respiração e da síntese de ácidos graxos, esteróis e hormônios vegetais (giberelina, ácido abscísico, etileno, brassinosteróides e citocininas), embora nenhum desses hormônios vegetais contenham esse elemento. É ainda constituinte da S-adenosilmetionina, doador de seu grupo metil durante a formação de esteróides e ligninas. Também é essencial à ferredoxina (agente redutor do enxofre em folhas verdes), uma proteína Fe-S importante na fotossíntese; e a glutatona, um tripeptídeo que atua como antioxidante em vários processos de detoxificação (DROUX, 2004). Quando ligado ao Ca<sup>2+</sup>, favorece a sua migração para o subsolo, atraindo as raízes. O enxofre ainda está envolvido na síntese de clorofila (MALAVOLTA, 2006).

O molibdênio é o micronutriente em menor abundância no solo e na planta, porém é de extrema importância para o metabolismo vegetal (MALAVOLTA, 1980). Os íons molibdênio (Mo<sup>+4</sup> até Mo<sup>+6</sup>) são cofatores de várias enzimas, incluindo a nitrato redutase e a nitrogenase (TAIZ & ZEIGER, 2013). Também está intimamente relacionado com o transporte de elétrons durante as reações bioquímicas nas plantas (PRICE et al., 1972; LANTMANN, 2002).

O cobalto (Co) é um elemento químico necessário para a síntese da cobalamina (vitamina B<sub>12</sub>), que participa dos passos metabólicos para a formação da leghemoglobina, cuja afinidade com o oxigênio é elevada e regula a concentração desse gás nos nódulos em leguminosas, impedindo a inativação da enzima nitrogenase (FAVARIN & MARINI, 2000).

A condição nutricional da planta também regula os níveis de citocinina e, por sua vez, a razão relativa entre citocinina e auxina determina a taxa de crescimento relativo de raízes e da parte aérea, ou seja, altas concentrações de citocinina promovem o crescimento da parte aérea e, de modo oposto, níveis altos de auxina promovem o crescimento da raiz. Na presença de baixos níveis nutricionais, os níveis de citocinina são também reduzidos, resultando em aumento no crescimento da raiz, permitindo que a planta adquira de forma mais eficiente os nutrientes presentes no solo.

Em comparação, solos com ótimas condições nutricionais promovem o aumento nos níveis de citocinina, favorecendo o crescimento da parte aérea e, assim, maximizando a capacidade fotossintética (TAIZ & ZEIGER, 2013).

### 3.7. Cultivo da videira ‘Sweet Sunshine’

A cultivar Sweet Sunshine, originada do cruzamento entre variedades americanas, pertencente à espécie *Vitis vinifera* L. foi desenvolvida pela *International Fruit Genetics* – IFG. No Brasil foi introduzida, primeiramente, pela Fazenda Labrunier em parceria com a *International Fruit Genetics* LLC (IFG), no ano de 2010. Seu primeiro cultivo foi na área comercial do grupo Labrunier e a primeira colheita, em escala comercial, aconteceu no segundo semestre de 2012. Esta variedade apresentou boa aceitação nos mercados americano, inglês, irlandês e asiático.

Essa cultivar apresenta apirenia, ou seja, produz bagas sem sementes. Esta característica deve-se ao mecanismo chamado de estenospermocarpia, onde o fruto se desenvolve após a fecundação, seguida de aborto do embrião ainda imaturo devido à degeneração do endosperma (POMMER et al., 2003). A morte do embrião ocorre entre três e oito semanas após a antese (CAMARGO et al., 1999).

Segundo o geneticista, David W. Cain, para essa cultivar em sua região de origem (Califórnia, E.U.A.), *Botrytis* e podridão de cacho não são problemas, a menos que ocorra rachadura nos cachos.

O ciclo produtivo da poda à colheita é de aproximadamente 105 a 110 dias, com potencial para duas safras ao ano, sendo as plantas vigorosas com alta fertilidade e produtividade de 25 t ha<sup>-1</sup> ano<sup>-1</sup>, podendo ser de 10 toneladas no primeiro semestre e 15 no segundo semestre.

Segundo os dados da área de pesquisa da empresa Labrunier, essa cultivar nas condições do submédio do Vale do São Francisco, apresentou cachos de tamanho médio (250 a 450 g) e bagas de tamanho grande (16 x 27 mm), pesando de 4 a 6 g, apresentando textura crocante, com sabor neutro e contendo acidez elevada.

Segundo o geneticista, David W. Cain, não é necessário realizar o desbaste químico com GA e nem o manual, devendo ser aplicada GA em doses baixas, de apenas 1 mg/ha<sup>-1</sup>, logo após a fixação das bagas.

Apesar das excelentes características comerciais, essa variedade necessita de ajuste no manejo cultural, por ser uma variedade muito suscetível ao oídio, apresentar alto índice de degrana das bagas e manchas marron na película da baga quando os frutos são colhidos com 20°brix; bagas com níveis mais baixos de sólidos solúveis apresentam alto conteúdo de ácidos orgânicos.

### **3.8. Trocas gasosas**

A fotossíntese e, conseqüentemente, a respiração dependem de um constante fluxo de CO<sub>2</sub> e O<sub>2</sub> entrando e saindo da célula; esse fluxo livre é função da concentração de CO<sub>2</sub> e O<sub>2</sub> nos espaços intercelulares que dependem da abertura estomática, controladora majoritária do fluxo de gases (MESSINGER et al., 2006).

A condutância estomática, por sua vez, pode ser entendida como o mecanismo fisiológico que as plantas terrestres vasculares possuem para o controle da transpiração (MESSINGER et al., 2006). Segundo Naves-Barbiero et al. (2000), a epiderme das folhas encontra-se envolvida por uma cutícula relativamente impermeável, tanto ao vapor d'água quanto ao gás carbônico e contém quantidade de estômatos variável, cuja resposta, mediante a regulação da condutância estomática, controla a transpiração da folha e é influenciada pela luz, pela concentração de gás carbônico atmosférico, pela umidade e temperatura.

A redução da fotossíntese pode ser devida a limitações no suprimento e utilização de CO<sub>2</sub>, de energia luminosa e de fósforo (FARQUHAR & SHARKEY, 1982). Em condições naturais, diversas variáveis ambientais que são potencialmente relacionadas à fotossíntese modificam-se concomitante e frequentemente, sendo difícil identificar o efeito individual de cada uma delas em experimentos de campo (MAGALHÃES FILHO, 2009).

A fotossíntese é essencial para a sobrevivência das plantas, sendo o principal processo de fornecimento de carbono para o crescimento e desenvolvimento vegetal (DORNHOFF & SHIBLES, 1970), demandando mais da metade do nitrogênio (N) existente na folha, pela enzima rubisco, portanto, sendo muito afetada pela disponibilidade de N (DIETZ & HARRIS, 1997; LAMBERS et al., 1998). A concentração de N foliar correlaciona-se positivamente com o teor de clorofila nas folhas que, por sua vez,

correlaciona-se com a fotossíntese e, esta, com a produtividade das culturas (SMEAL & ZHANG, 1994; SCHADCHINA & DMITRIEVA, 1995).

### 3.9. Pigmentos clorofilianos

Os pigmentos clorofilianos estão presentes nos vegetais superiores como clorofilas *a*, *b*, *c*, *d* e *e*, sendo as clorofilas *a* e *b* as presentes em maior quantidade e, portanto, as mais importantes. Estas são constantemente sintetizadas e destruídas, cujos processos são influenciados por fatores internos e externos às plantas. Entre os fatores externos, os nutrientes minerais se destacam, por integrarem a estrutura molecular desses pigmentos, como também por atuarem em alguma etapa das reações que levam à síntese desses pigmentos (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Os pigmentos envolvidos na fotossíntese são as clorofilas *a* e *b*, os carotenoides e as ficobilinas (KLUGE, 2004). Existem vários tipos de clorofilas, *a*, *b*, *c1*, *c2* e *d*, mas, a clorofila *a* é a mais importante e as demais são chamadas de pigmentos acessórios. A clorofila *a* é o pigmento responsável pelo processo fotoquímico da fotossíntese, enquanto que os demais pigmentos auxiliam na absorção de luz e na transferência da energia radiante para os centros de reação (TAIZ & ZEIGER, 2013). Uma das diferenças entre a clorofila *b* e a clorofila *a* deve-se à ligação do carbono 3 do anel pirrólico, sendo que a clorofila *a* apresenta o radical metílico enquanto a *b* apresenta o radical aldeído (VON ELBE, 2000; LARKUM & KÜHL, 2005).

As clorofilas são responsáveis pela coloração verde das plantas e apresentam baixa absorção de luz na região do espectro electromagnético correspondente à esta cor. As clorofilas são essenciais ao desenvolvimento do vegetal e são sintetizadas numa rota biossintética característica que envolve a necessidade de mais de um gene (THIMM et al., 2004).

A quantidade e proporção de clorofilas nas folhas estão intimamente relacionadas ao estado nutricional da planta. Assim, o teor de clorofila pode ser utilizado como um índice para diagnosticar seu estado nutricional (KAWASHIMA & NAKATANI, 1998). A clorofila é constantemente sintetizada e destruída (foto-oxidação) na presença de luz, mas com intensidades luminosas muito elevadas a velocidade de decomposição é maior, sendo o equilíbrio estabelecido a uma concentração mais baixa (KRAMER & KOZLOWSKI, 1979).

Segundo alguns autores, plantas sombreadas apresentam maior proporção relativa de clorofila *b* (ENGEL, 1989; ENGEL & POGGIANI, 1990; 1991), pois possibilita a captação de energia de outros comprimentos de onda e transferência para uma molécula específica de clorofila *a*, que efetivamente toma parte das reações fotoquímicas da fotossíntese (WHATLEY & WHATLEY, 1982), que pode estar relacionada ao aumento da proporção do complexo coletor clorofila *a/b* (THORNBUR, 1975). Em algumas espécies, a degradação da clorofila *b* é mais difícil que da clorofila *a* (ENGEL & POGGIANI, 1991).

As clorofilas estão estreitamente relacionadas com a eficiência fotossintética das plantas e, conseqüentemente, ao seu crescimento e adaptabilidade a diferentes ambientes (ALMEIDA et al., 2004). Os teores de clorofilas e carotenoides nas folhas são utilizados para estimar o potencial fotossintético das plantas pela sua ligação direta com a absorção e transferência de energia luminosa e ao crescimento e à adaptação a diversos ambientes. Uma planta com alto teor de clorofila é capaz de atingir taxas fotossintéticas mais altas, pelo seu valor potencial de captação de *quanta* de luz na unidade de tempo (PORRA et al., 1989; CHAPPELLE & KIM, 1992).

### **3.10. Peroxidação de lipídios e enzimas antioxidantes**

Durante a atividade metabólica normal, como, por exemplo, no transporte de elétrons nos cloroplastos, nas mitocôndrias e na membrana plasmática e/ou como consequência da perturbação do ambiente (temperaturas extremas, seca, salinidade, radiação ultravioleta, ozônio, doenças, herbicidas, poluentes, etc.) podem formar-se as espécies reativas de oxigênio (EROs), também conhecidas como *reactive oxygen species* (ROS). Quando essas EROs são produzidas em excesso, superando a ação do sistema antioxidativo, ocorre o estresse oxidativo (KIM et al., 2004; SCANDALIOS, 2005). Existem diversos indicadores bioquímicos de estresse oxidativo, dentre os quais, a taxa de peroxidação de lipídios.

A produção de EROS pode iniciar o processo de peroxidação lipídica nas membranas celulares, formando hidroperóxidos de lipídios. A peroxidação de lipídios de membrana é um dos eventos mais significativos do estresse oxidativo, pois leva à redução da fluidez, modificações de permeabilidade iônica e de outras funções associadas às membranas (QUEIROZ et al., 1998). Os eventos bioquímicos resultantes



dessa redução da fluidez das membranas incluem a interferência nas funções de proteínas, a redução do suprimento de energia, a perda de compartimentalização, a liberação acentuada de íons e outros eventos que rompem o metabolismo normal e levam ao desequilíbrio e perda das funções essenciais (AZIZ & LARHER, 1998).

Para minimizar os efeitos deletérios das EROs e modular sua quantidade, os organismos aeróbicos desenvolveram sistemas defensivos antioxidante, também conhecido como *scavengers*, enzimático e não enzimático. As defesas não enzimáticas incluem as vitaminas C e E, glutathione (GSH),  $\beta$ -caroteno, compostos fenólicos, tocoferóis e poliaminas. Já o sistema defensivo enzimático envolve as enzimas superóxido dismutase (SOD), catalases (CAT), peroxidases (POD), glutathione peroxidase (GPX), ascorbato peroxidase (APX), glutathione redutase (GR) e glutathione S-transferase (GSTs) (BLOKHINA et al., 2003; SCANDALIOS, 2005). Ao lado de outros mecanismos fisiológicos, a eficiência do sistema antioxidante aumenta a capacidade de tolerância da planta, devido à redução dos efeitos causados pelas EROs (GIANNAKOULA et al., 2010).

A superóxido dismutase (SOD) é composta por metaloproteína que catalisa a dismutação do  $O_2^{\circ-}$  em  $O_2$  e  $H_2O_2$ . Três classes de SOD são conhecidas em plantas e podem estar ligadas a um metal (Cu/Zn, Mn e Fe). As plantas normalmente têm Cu/Zn-SOD no citosol, Cu/Zn e/ou Fe-SOD no cloroplasto e Mn-SOD na mitocôndria. As três enzimas apresentam propriedades moleculares distintas, incluindo a sensibilidade diferencial ao inibidor e estão localizadas em diferentes compartimentos subcelulares. As SOD's são consideradas importantes agentes antioxidantes, porém, em elevadas concentrações nas células animais e bacterianas podem induzir disfunções e morte celular (BAKER & ORLANDI, 1995), além de ser um poderoso catalisador para aumentar a velocidade de reação.

A catalase (CAT) é a enzima mais ativa produzida pela natureza e converte o  $H_2O_2$  em  $H_2O$  e  $O_2$ . As plantas possuem várias isoformas de catalase, as quais estão presentes nos peroxissomas e glioxissomas. São as principais enzimas de detoxificação do  $H_2O_2$  em plantas e podem dismutar diretamente o  $H_2O_2$  ou oxidar substratos, tais como metanol, etanol, formaldeído e ácido fórmico. As catalases podem ser divididas em três classes: a primeira remove o  $H_2O_2$  produzido durante a fotorrespiração em tecidos fotossintéticos; a segunda é produzida em tecidos vasculares e pode exercer função de lignificação, mas sua exata função biológica permanece desconhecida; e a terceira, está presente abundantemente em sementes e plantas jovens, cuja atividade está relacionada à

remoção do  $H_2O_2$  produzido durante a degradação dos ácidos graxos no glioxissoma. As catalases funcionam como canal de limpeza do  $H_2O_2$  celular (BREUSEGEM et al., 2001).

O grupo das peroxidases (POD) inclui enzimas (EC 1.11.1.7) capazes de catalisar a transferência do hidrogênio de um doador para o  $H_2O_2$ . Em plantas, a ação desse grupo de enzimas constitui proteção antioxidativa. A atividade da peroxidase pode aumentar em plantas submetidas a diversos tipos de estresse (SIEGEL, 1993). As peroxidases participam de vários processos fisiológicos, catalisando a oxidação e a eventual polimerização de álcool hidroxicinâmico na presença de peróxido de hidrogênio, originando lignina, um importante mecanismo físico de defesa vegetal. Esta enzima está envolvida em diversas reações na planta, ligações de polissacarídeos, oxidação do ácido indol-3-acético (IAA), ligações de monômeros, lignificação, cicatrização de ferimentos, oxidação de fenóis, defesa de patógenos, regulação do alongamento de células e outras (GASPAR et al., 1982; KAO, 2003). Segundo Pascholati & Leite (1994) a peroxidase está diretamente ligada à lignificação de tecidos, a qual polimeriza lignina a partir da oxidação de hidroxilas de grupos fenólicos.

O grau de peroxidação dos lipídios da membrana gera o aldeído malônico (MDA), que é um produto da decomposição de ácidos graxos das biomembranas e é uma forma de atestar a presença de radicais livres nas rotas metabólicas que envolvem reações de transferência de elétrons, como na fase fotoquímica da fotossíntese (MITTLER, 2002). Estes radicais, quando produzidos em excesso, podem ser destrutivos para a célula ao reagir com os ácidos graxos insaturados dos fosfolipídeos das membranas e alterar a sua funcionalidade, promovendo a peroxidação de lipídios (SCANDALIOS, 2005).

De acordo com CAKMAK & HORST (1991), a redução na atividade de algumas enzimas, como a Catalase, indica que, em algumas plantas mantidas sob condições de estresse, o  $H_2O_2$  produzido pode ser mais consumido em processos oxidativos, como na peroxidação de lipídios, do que eliminado do metabolismo pela ação de enzimas antioxidantes.

Vários trabalhos na literatura relatam a peroxidação de lipídios e as atividades de enzimas antioxidantes SOD, CAT e POD no tecido vegetal, em resposta aos diferentes estresses, como Queiroz et al. (1998) estudando a cultura do cafeeiro; Fang et al. (2001) e Queiroz et al. (2002) trabalhando com aroeira-do-sertão; Kang & Saltveit (2002) trabalhando com mudas de pepino; Da Costa & Huang (2007) com as espécies *Agrostis capillaris* L. e *A. stolonifera* L. e Souza et al. (2011) estudando a cultura do arroz.

### 3.11. Carboidratos

Os açúcares provenientes da fotossíntese agem como substrato para o metabolismo energético e na biossíntese de carboidratos, fornecendo condições de crescimento e desenvolvimento dos tecidos vegetais. Além disso, os açúcares podem atuar como mensageiros secundários, assegurando que a planta continue a se desenvolver, mesmo após aos estresses bióticos ou abióticos (HAMMOND & WHITE, 2008), além de regular diretamente a expressão de genes, através das redes de sinalização.

O açúcar em abundância promove o crescimento e o armazenamento de carboidratos nos drenos de armazenamento e quando a taxa de fotossíntese é alta, ocorre o acúmulo de açúcares solúveis totais e amido nas folhas (TAIZ & ZEIGER, 2013). Segundo Palliotti & Cartechini (2001), a quantidade de carboidratos em videiras está diretamente relacionada ao seu estágio fenológico e à sazonalidade. Majerowicz (2004) ressalta que no metabolismo do carbono em folhas, o amido atua como um regulador entre a demanda (mobilização para tecidos em crescimento e de reserva) e a fonte (fotossíntese).

Santos et al. (2013), estudando o metabolismo da videira ‘Syrah’, sob três estratégias de irrigação (irrigação com déficit controlado, irrigação deficitária e irrigação plena) concluíram que os açúcares solúveis totais e açúcares redutores aumentam em todas as estratégias de irrigação no final do ciclo e que é possível reduzir o consumo de água nos cultivos vinícolas do semiárido nordestino sem afetar significativamente o metabolismo de proteínas e açúcares.

Durante a fase de maturação, a sacarose é convertida em monossacarídeos que vão se acumulando progressivamente nas bagas (ALI et al., 2010). Os teores de glicose, frutose e sacarose, bem como a atividade de enzimas do metabolismo de carboidratos em folhas de videiras, são influenciados por variações sazonais e fenológicas das videiras (PALLIOTTI & CARTECHINI, 2001).

Para Santos et al. (2010) a síntese e o acúmulo de solutos orgânicos e/ou inorgânicos variam entre espécies vegetais, assim como, em diferentes cultivares da mesma espécie.

#### 4. Material e Métodos

O experimento foi desenvolvido em área comercial de videira ‘Sweet Sunshine’ na Fazenda Labrunier, localizada a 09°19'697"S e 40°22'416"W em Petrolina (PE), região semiárida brasileira, no período de julho a outubro de 2012 e de janeiro a maio de 2013. As videiras foram implantadas em 2010, em solo arenoso, num espaçamento de 3,5 m x 2,0 m, enxertadas sobre porta-enxerto ‘IAC 313’, irrigadas por gotejamento e sustentadas pelo sistema de condução tipo latada.

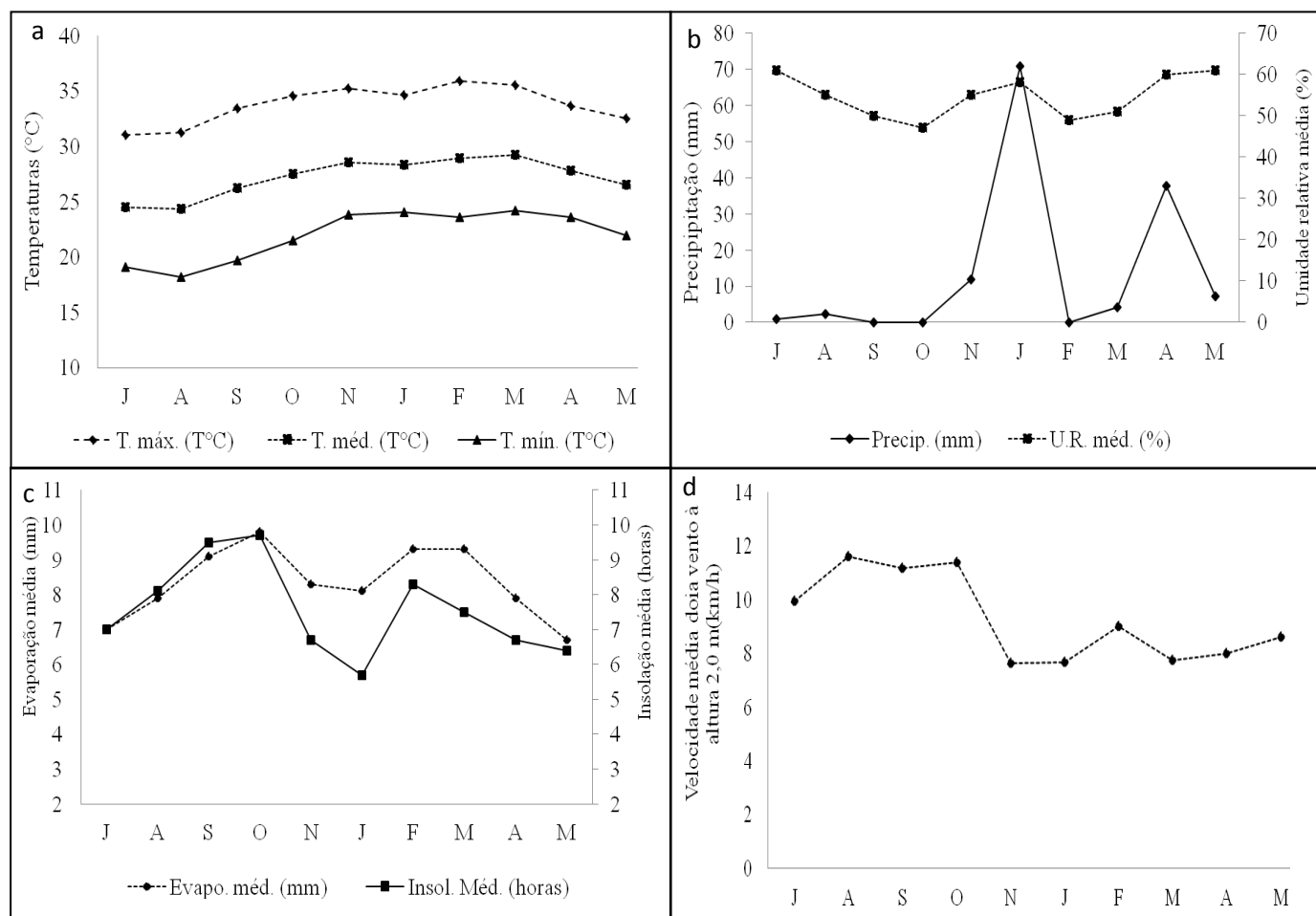
As plantas do 2º semestre de 2012 foram podadas no dia 12 de julho e as do 1º semestre de 2013 no dia 25 de janeiro. O manejo da irrigação foi determinado de acordo com o Kc da cultura, com lâmina de irrigação de 80 mm aplicado a cada 10 horas diárias na fase de poda; lâmina de 6 mm por 6 horas diárias nas fases de brotação, amolecimento e colheita, e lâmina de 8 mm a cada 7 horas diárias na fase chumbinho, determinado por tanque classe A.

Foi o primeiro cultivo dessa cultivar na Fazenda Labrunier e a primeira colheita em escala comercial aconteceu no segundo semestre de 2012.

Segundo a classificação de Köeppen (1948), o clima da região é classificado como BswH, que corresponde a uma região semiárida muito quente, com índice pluviométrico anual de 549,2 mm, temperaturas médias anuais de 26,3°C, mínima de 21,6°C e máxima de 32,9°C.

O presente trabalho constou de 3 experimentos que foram conduzidos tanto no 2º semestre de 2012 como no 1º semestre de 2013. Além disso, no 1º semestre de 2013 foi conduzido um experimento com a mistura de reguladores vegetais e fertilizante foliar.

Os dados climáticos da região foram obtidos na estação Agrometeorológica da Embrapa Semiárido, situada no projeto Bebedouro, no município de Petrolina (PE) (Figura 1).

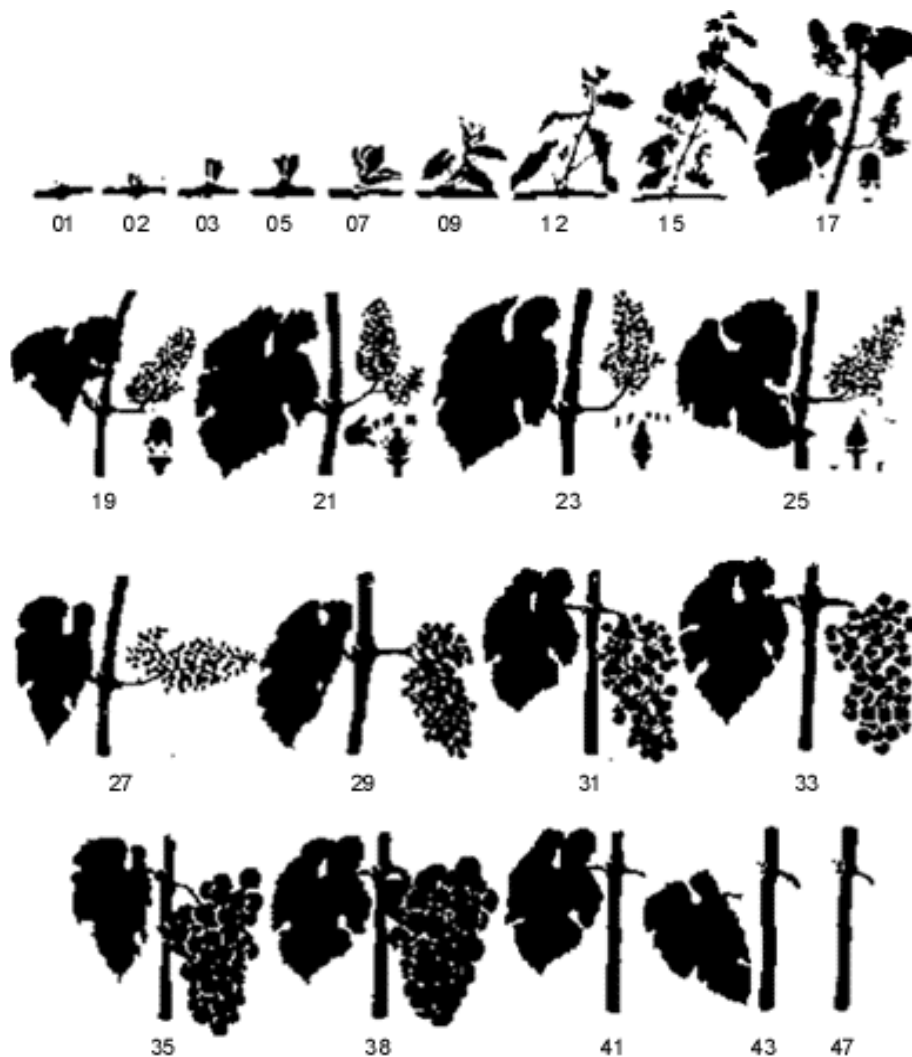


**Figura 2-** Dados de (a) temperaturas (°C), (b) umidade relativa (%) e precipitação (mm), (c) evaporação (mm) e insolação, e (d) velocidade do vento à altura de 2,0 m da superfície do solo (km/h) durante o período de condução dos experimentos no 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE, 2012/2013.

#### 4.1. Caracterização fenológica

Este experimento foi conduzido para a caracterização fenológica da cultivar Sweet Sunshine e, para tanto, foram selecionadas 12 plantas, distribuídas em 4 blocos, a partir do primeiro ciclo vegetativo, tanto no 2º semestre de 2012 como no 1º semestre de 2013. As observações das fases de desenvolvimento das plantas foram iniciadas logo após a poda e torção dos ramos com 6 gemas. Após a poda e torção dos

ramos, realizou-se a aplicação localizada de cianamida hidrogenada a 5%, com auxílio de rolo de pintura, para uniformizar a brotação.

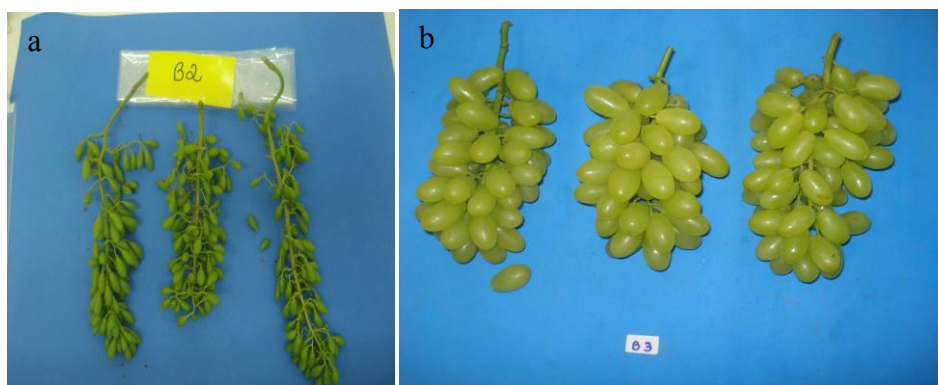


**Figura 3.** Classificação proposta por Eichhorn & Lorenz (1984): (1) Gemas dormentes, (2) Inchamento das gemas, (3) Algodão, (5) Ponta verde, (7) Primeira folha separada, (9) 2 ou 3 folhas separadas, (12) 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis, (15) alongamento das inflorescências: flores agrupadas, (17) Inflorescências desenvolvidas: flores separadas, (19) início de florescimento: primeiras flores abertas, (21) 25% das flores abertas, (23) 50% das flores abertas (florescimento pleno), (25) 80-100% de flores abertas, (27) frutificação (limpezas de cachos), (29) “chumbinho”, (31) “ervilha”, (33) início de compactação dos cachos, (35) início de maturação, (38) maturação plena, (41) maturação das sementes, (43) início da queda de folhas e (47) final da queda de folhas.

As práticas culturais, como adubações, tratamentos fitossanitários, manejo da vegetação e do solo foram efetuadas, uniformemente, em todas as plantas, conforme as necessidades, com exceção da aplicação de ácido giberélico.

As observações fenológicas foram realizadas durante todo o ciclo, a partir da poda até a colheita, utilizando-se a classificação proposta por Eichhorn & Lorenz (1984) (Figura 3) e adaptada para as condições do submédio do Vale do São Francisco.

O estágio fenológico da variedade foi avaliado caracterizando-se a duração, em dias, de cada uma das seguintes fases: da poda à gema algodão, ponta verde, primeira folha separada, 2 ou 3 folhas separadas, 5 ou 6 folhas separadas, cachos visíveis, alongamento das inflorescências: flores agrupadas, alongamento das inflorescências: flores separadas, início de florescimento: primeiras flores abertas, 80 a 100% de flores abertas, frutificação, bagas em “chumbinho” (1 a 2 mm de diâmetro), bagas “ervilha” (3 a 4 mm de diâmetro), início de compactação do cacho (Figura 4 a), início de maturação (Figura 4 b) e colheita. O ponto de colheita foi definido quando o teor de sólidos solúveis e acidez titulável atingiram 17°brix e 0,6%, respectivamente.



**Figura 4.** (a) Início de compactação de cachos e (b) maturação plena dos frutos da videira ‘Sweet Sunshine’ no segundo semestre de 2012 e primeiro semestre de 2013. Petrolina (PE), 2012/2013.

As determinações fenológicas foram efetuadas pela mesma pessoa nos dois ciclos estudados. As escalas fenológicas propostas por Eichhorn & Lorenz (1984) foram utilizadas para determinar o número médio de dias dos subperíodos. A data do início da brotação foi considerada quando 50% das gemas atingiram o 5º estágio da descrição proposta por Eichhorn & Lorenz (1984) (Figura 3), chamado estágio de ponta verde, momento que começa a aparecer o broto jovem sobre as gemas. O final da brotação foi

considerado quando cessava a abertura das gemas, embora ainda pudessem ter gemas dormentes sobre os ramos.

A data de início da floração foi considerada quando as primeiras caliptras florais se separaram da base do ovário, atingindo o 19º estágio da descrição de Eichhorn & Lorenz (1984). O final da floração se caracteriza pelo término da queda das caliptras. A data do início da maturação dos frutos foi considerada quando as primeiras bagas se tornaram translúcidas, o que correspondeu ao 35º estágio da descrição de Eichhorn & Lorenz (1984). O final da maturação foi considerado como a data da colheita.

#### 4.1.1. Medidas de trocas gasosas

Além da observação dos estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ também foram avaliadas as medidas de trocas gasosas como: taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ). Essas avaliações foram realizadas nas fases fenológicas de inflorescência, início de florescimento (primeiras flores abertas), crescimento de bagas (bagas com 6 mm) e amolecimento de bagas. Essas avaliações de trocas gasosas foram realizadas utilizando-se equipamento de sistema aberto de fotossíntese com analisador de CO<sub>2</sub> e vapor d’água por radiação infravermelha (*Infra Red Gas Analyser* – IRGA, modelo LI-6400, da Li-Cor). Essas variáveis foram calculadas pelo programa de análise de dados do equipamento medidor de fotossíntese, que utiliza a equação geral de trocas gasosas de Von Caemmerer & Farquhar (1981). A eficiência do uso da água (EUA,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ) foi determinada pela relação entre a taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> e taxa de transpiração ( $A/E$ ), descrita por Berry & Downton (1982). A partir dos dados acima medidos foi calculada a atividade de carboxilação da enzima ribulose 1, 5-difosfato carboxilase (Rubisco), pela relação da taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> e concentração interna de CO<sub>2</sub> na folha ( $A/C_i$ ).

A concentração de CO<sub>2</sub> de referência utilizada durante as avaliações foi a presente no ambiente e a fim de homogeneizar as repetições, a densidade de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos (DFFFA), foi gerada por um diodo emissor de luz acoplado à câmara de fotossíntese, padronizando a luminosidade presente no ambiente em cada período de avaliação, para que todas as plantas estivessem sob as mesmas condições de luz.

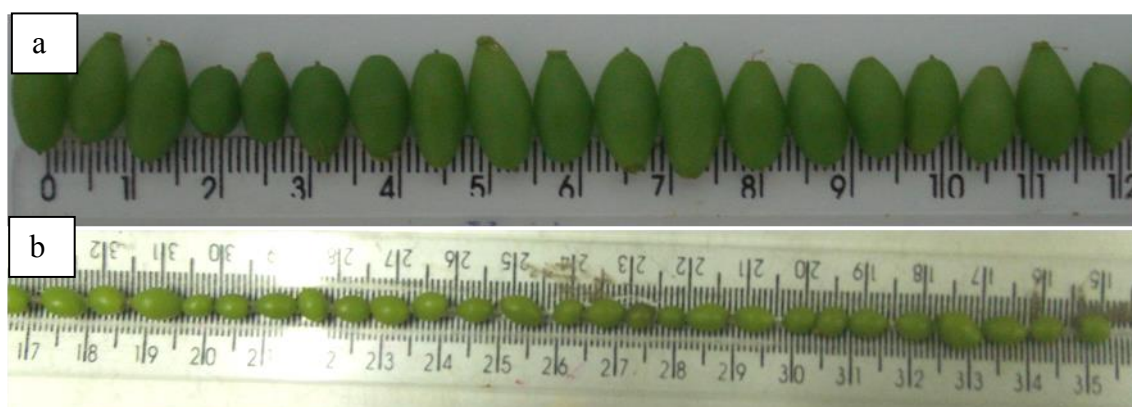


A diferença entre os valores da concentração de CO<sub>2</sub> e vapor d'água, presente na câmara sem a amostra e os da amostra, possibilita o cálculo dessas medidas, obtendo-se assim, a concentração de CO<sub>2</sub> e vapor d'água liberados (transpiração) e assimilados (assimilação de CO<sub>2</sub>) pelos estômatos das folhas.

As medidas foram realizadas no período das 9:00 às 11:00 h em dia ensolarado, em folhas totalmente expandidas, opostas ao cacho, sem sinais de senescência e sadias.

#### 4.1.2. Caracterização produtiva

A caracterização produtiva para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013 foi determinada através de avaliações realizadas semanalmente a partir de 55 e 42 dias (crescimento de bagas) fase equivalente a 33 na escala de Eichhorn & Lorenz (1984), após a poda, respectivamente, para os dois períodos.



**Figura 5.** (a) Determinação do diâmetro e (b) comprimento da boga na fase inicial para caracterização do crescimento de bagas da videira 'Sweet Sunshine', no segundo semestre de 2012 e primeiro semestre de 2013. Petrolina (PE), 2012/2013.

A caracterização produtiva para a videira 'Sweet Sunshine' foi realizada em 12 plantas, as quais estavam distribuídas em quatro blocos. Quando as bagas atingiram diâmetro e comprimento médio de 7,2 a 14,6 mm e 8,4 a 18,6 mm (Figuras 5a e b), respectivamente para o segundo semestre de 2012 e primeiro de 2013, seu crescimento foi acompanhado semanalmente, coletando-se três cachos por planta de maneira aleatória, totalizando 36 cachos. Em seguida foram levados para o laboratório da Fazenda Labrunier onde foram determinadas a massa fresca (g) e comprimento de cacho (cm); massa fresca

(g), diâmetro (mm), comprimento (mm) e volume de baga; teor de sólidos solúveis (°brix) e acidez titulável (%); massa fresca (g) e seca (g), diâmetro basal, mediano e apical do engaço (mm).

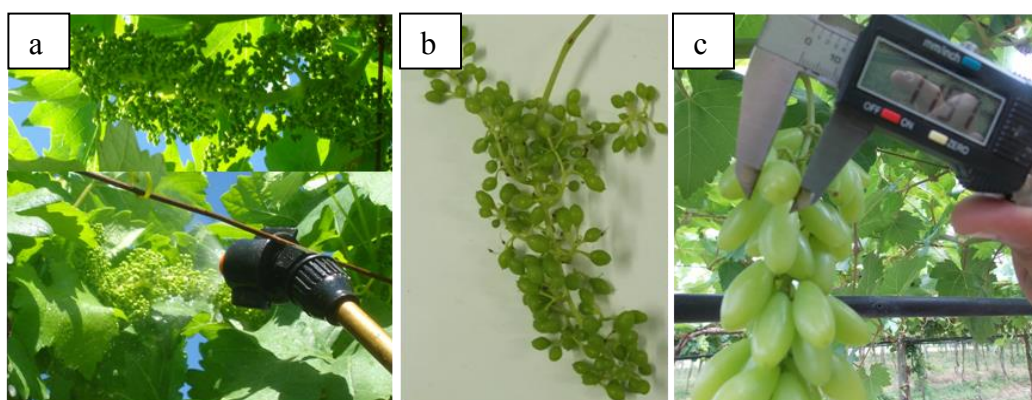
#### 4.1.3. Análises estatísticas

Os resultados foram submetidos à análise de variância utilizando como covariável dias após a poda (DAP) no programa SAS.

#### 4.2. Avaliação da aplicação de reguladores vegetais e fertilizante foliar

Este experimento foi conduzido para verificar o efeito da aplicação de reguladores vegetais e fertilizante foliar sobre o desenvolvimento da videira ‘Sweet Sunshine’ no 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013.

Os tratamentos avaliados foram: T1- Testemunha; T2- reguladores vegetais a 1,6 L ha<sup>-1</sup>; T3- reguladores vegetais a 1,8 L ha<sup>-1</sup>; T4- reguladores vegetais a 2,0 L ha<sup>-1</sup>; T5- fertilizante foliar a 1,2 L ha<sup>-1</sup> e T6- fertilizante foliar a 1,5 L ha<sup>-1</sup>. A aplicação dos tratamentos foi realizada em três aplicações, sendo a primeira na fase de inflorescências desenvolvidas: flores separadas, a segunda e a terceira aplicações, a intervalos de 14 dias (bagas com 3 a 5 mm e bagas com 10 a 12 mm, respectivamente) (Figuras 5 A, B e C, respectivamente).



**Figura 6-** Aplicação de reguladores vegetais e fertilizante foliar nas fases de inflorescências desenvolvidas: flores separadas (a); bagas com 3 a 5 mm (b) e bagas com 10 a 12 mm (c) em videira cv. Sweet Sunshine, nas condições do submédio do Vale do São Francisco. Petrolina (PE), 2013.

No 2º semestre de 2012, os tratamentos com a mistura reguladores vegetais e fertilizante foliar foram aplicados nos dias 28/08; 11/09 e 25/09/2012 e os do 1º semestre de 2013 nos dias 21/02; 07/03 e 22/03/2013. O tratamento do 1º semestre de 2013, referente à única aplicação da mistura reguladores vegetais combinados com fertilizante foliar foi aplicado no dia 22/03/2013.

O delineamento experimental utilizado foi blocos ao acaso com 6 tratamentos (reguladores vegetais e fertilizante foliar e testemunha), 4 blocos com quatro plantas, sendo duas plantas úteis por parcela.

O pH da calda foi acidificado para 4,5 utilizando P51® (1% de nitrogênio e 51% de ácido fosfórico) e como adjuvante foi utilizado o Natur'l Óleo® (óleo vegetal) a 0,25%.

Como fonte de reguladores vegetais foi utilizado o produto comercial Stimulate® composto por 0,009% de cinetina (Kt- citocinina); 0,005% de ácido giberélico (GA<sub>3</sub>- giberelina); 0,005% de ácido indolilbutírico (IBA- auxina) e 99,981% de ingredientes inertes. Como fertilizante foliar foi utilizado o produto comercial Hold® que apresenta em sua composição N a 2%; P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> a 5,0%; enxofre a 1,0%; cobalto a 2,0% e molibdênio a 3,0%. Todos esses produtos são produzidos pela Stoller do Brasil.

A aplicação dos tratamentos foi direcionada aos cachos com auxílio de pulverizador costal e manual pressurizado, da marca Jacto, de 20 L de capacidade com bico tipo leque DJ Teejet –110015VS. A pulverização foi efetuada usando-se 0,625 litro de calda por planta.

Após cada aplicação dos tratamentos foram determinadas as medidas de trocas gasosas e coletadas folhas para as análises bioquímicas de carboidratos (açúcares totais e redutores), proteínas, sacarose, aminoácidos, clorofilas *a* e *b*, peroxidação de lipídios e atividades de enzimas antioxidantes (superóxido dismutase-SOD, catalase- CAT e peroxidase- POD).

As determinações de trocas gasosas e coleta das folhas foram realizadas aos 7 dias após a 1ª e 2ª aplicações e 7, 14 e 21 dias após a 3ª aplicação, totalizando 5 coletas para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013.

As medidas de trocas gasosas seguiram a mesma metodologia empregada no experimento de caracterização fenológica (item 4.1.1).

#### **4.2.1. Análises bioquímicas**

Para as análises bioquímicas foram selecionadas as folhas mais expostas à luz solar, totalmente expandidas, opostas ao cacho, sem sinais de senescência e sadias, as quais foram coletadas às 8:00 horas e colocadas em sacos plásticos, embrulhadas em papel alumínio para, em seguida, serem congeladas em nitrogênio líquido, a fim de paralisar todas as reações imediatamente. Essas amostras foram armazenadas em freezer a  $-20^{\circ}\text{C}$  até o momento das análises.

##### **4.2.1.1. Teores de carboidratos, aminoácidos e proteínas**

A massa unitária foi definida depois de congelar as amostras, utilizando-se balança de precisão marca Mettler PC 4400. Foi retirada uma amostra de 500 mg da superfície lisa da folha e, em seguida, foi macerada, utilizando 10 mL de água destilada. O macerado foi centrifugado a 2500 g durante 5 minutos e o sobrenadante coletado em microtubos de 2 mL e congelado em freezer à  $-20^{\circ}\text{C}$ , até o momento das análises das macromoléculas solúveis em água.

Foram avaliados os teores foliares de açúcares redutores, açúcares solúveis totais, proteínas, aminoácidos e sacarose para os quais foi determinada curvas padrão no Laboratório de Biologia da Universidade do Estado da Bahia - UNEB, em Juazeiro, BA.

Os açúcares redutores foram quantificados pelo método dinitrosalicilato (DNS) que quantifica a glicose, frutose e manose nos tecidos vegetais (MILLER, 1959). Os açúcares solúveis totais foram determinados pelo método da antrona (MORRIS, 1948; YEMM & WILLIS, 1954) e os teores de sacarose foram determinados pela reação com antrona fria, após adição de KOH (PASSOS, 1996).

O teor de proteínas nos extratos foi calculado segundo o método descrito por Bradford (1976). A determinação de aminoácidos livres totais foi realizada pelo método da ninidrina de Rosen (1957).

#### **4.2.1.2. Teores de clorofilas *a* e *b***

Os teores de clorofilas *a* e *b* foram determinados bioquimicamente, segundo metodologia descrita por Sims & Gamom (2002). Para a extração dos pigmentos foi utilizada solução tamponada contendo tris (hidroximetil) aminomethan e acetona a 80%.

#### **4.2.1.3. Atividades de enzimas antioxidativas**

##### **a) Obtenção dos extratos enzimáticos da superóxido dismutase, catalase e peroxidase**

A massa unitária foi definida depois de congelar as amostras, usando-se balança de precisão marca Mettler PC 4400. Desse material foi retirada uma amostra de 300 mg de superfície lisa da folha e em seguida, foi macerada e homogeneizada com 10 mL de solução tampão fosfato de potássio 100 mM, em pH 6,8, utilizando almofariz e pistilo. Após homogeneização, o material vegetal foi centrifugado à temperatura de 4°C a 12000 g por 30 minutos. O sobrenadante, denominado fração enzimática solúvel, foi coletado e armazenado em tubo eppendorf e congelado a -20°C até o momento da determinação enzimática, seguindo metodologia proposta por Kar & Mishra (1976).

A determinação da atividade da superóxido dismutase (SOD) considera a capacidade da enzima em inibir a fotorredução do NBT (azul de cloreto de nitrotetrazólio). A atividade foi determinada pela adição de 50 µL de extrato bruto a uma solução contendo 13 mM de metionina, 75 µL de NBT, 100 nM de EDTA e 2 µM de riboflavina em 3,0 mL de tampão fosfato de potássio 50 mM, pH 7,8. A reação foi iniciada pela iluminação dos tubos em câmara composta por lâmpadas fluorescentes (15 W), a 25°C. Após 5 minutos de incubação, o final da catálise foi determinado pela interrupção da luz (GIANNOPOLITIS & RIES, 1977). O composto azul formado (formazana) pela fotorredução do NBT foi determinado pela leitura em espectrofotômetro a 560 nm. Uma unidade de SOD é definida como a atividade da enzima necessária para a inibição de 50% da fotorredução do NBT. Para o cálculo da atividade específica da enzima considera-se a

porcentagem de inibição obtida o volume da amostra e a concentração de proteína na amostra ( $\mu\text{g } \mu\text{L}^{-1}$ ).

A determinação da atividade da catalase (CAT) foi realizada por medição em espectrofotômetro no comprimento de onda de 240 nm pelo monitoramento da variação da absorção de peróxido de hidrogênio, conforme Peixoto et al. (1999). Para o teste, 50  $\mu\text{L}$  de extrato bruto foram adicionados a 950  $\mu\text{L}$  de tampão fosfato de potássio 50 mM pH 7,0, suplementado com peróxido de hidrogênio a uma concentração final de 12,5 mM. A variação da absorção (E) foi calculada em um intervalo de 80 segundos, sendo a atividade da enzima calculada utilizando-se coeficiente de extinção molar igual a 39,4  $\text{mM cm}^{-1}$ . A atividade específica ( $\mu\text{Kat } \mu\text{g prot}^{-1}$ ) da catalase levou em consideração a concentração de proteína solúvel no teste.

A atividade da peroxidase (POD) foi determinada seguindo o método descrito por Teisseire & Guy (2000), utilizando-se espectrofotômetro UV-VIS (Hitachi U-200) no comprimento de onda de 430 nm. O sistema de reação foi composto de 30  $\mu\text{L}$  de extrato enzimático diluído; tampão fosfato de potássio 50  $\text{mmol L}^{-1}$  pH 6,5; pirogalol (1,2,3-benzenotriol) 20  $\text{mmol L}^{-1}$  e peróxido de hidrogênio ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) 5  $\text{mmol L}^{-1}$ . A reação foi conduzida à temperatura ambiente por 5 minutos. A atividade específica da peroxidase foi expressa em  $\mu\text{mol de purpurogalina min}^{-1} \text{ mg}^{-1}$  de proteína.

#### **4.2.1.4. Peroxidação de lipídios**

A peroxidação de lipídios (TBAR) foi determinada de acordo com técnica descrita por Heath & Packer (1968) apud Rama Devi & Prasad (1998). Foram utilizadas 200 a 400 mg de folhas frescas congeladas, as quais foram colocadas em almofariz e trituradas em nitrogênio líquido. Em seguida, homogeneizou-se o material vegetal em 5 mL de solução contendo ácido tiobarbitúrico (TBA) a 0,25% e ácido tricloroacético (TCA) a 10%. A solução extraída foi incubada em banho-maria a 90°C por 60 minutos. Após o resfriamento, a solução foi centrifugada a 10000 x g por 15 minutos, à temperatura ambiente (25°C). Em seguida, o sobrenadante coletado de cada amostra foi submetido a leituras de absorbância em espectrofotômetro a 560 e 600 nm. Para os cálculos utilizou-se o coeficiente de extinção molar do malondialdeído (155  $\text{mmol L}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ ). Os resultados foram expressos em nmol de substâncias reativas ao ácido tiobarbitúrico (TBARS)  $\text{g}^{-1}$  de matéria fresca.

#### 4.2.1.5. Análises biométricas e químicas dos frutos

Para as análises biométricas e químicas dos frutos foram coletados 2 cachos de videira de comprimentos semelhantes e representativos da parcela útil, por tratamento e por repetição, dos quais foram retiradas todas as bagas, coletando-se em seguida, uma amostra aleatória de 100 bagas.

Nesses cachos determinaram-se a massa total de cachos/planta, massa média do cacho (g), massa fresca e seca do engaço (g) em balança de precisão, comprimento e largura média de cacho (cm) com auxílio de régua graduada, diâmetro da região do ápice, região intermediária e basal do engaço com paquímetro digital, logo abaixo da primeira ramificação secundária, no meio e na base do engaço. Para a determinação da massa seca, os engaços foram levados à estufa de circulação forçada de ar a 65°C até atingirem massa constante.

Na amostra de bagas foi determinada a massa fresca de baga em balança de precisão (em gramas), diâmetro e comprimento das bagas com auxílio de paquímetro (em milímetro), volume médio de bagas (aferido em proveta, através da divisão do volume de água deslocado após a introdução de 100 bagas, volume deslocado/100, em mililitro), teor de sólidos solúveis medido com refratômetro digital (em °Brix) e teor de acidez titulável (em g ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>). A determinação da acidez titulável foi realizada por titulometria com solução de NaOH a 0,1 N, de acordo com metodologia descrita pelo Instituto Adolf Lutz (2005).

O percentual de degrana foi determinado pela relação da massa de baga solta\*100/massa do cacho, ou seja, o tempo de transporte da área de produção até ao *packing house*, e a porcentagem de ganho calculada em relação à testemunha através da relação  $(\text{massa por planta} * 1428 (\text{número de plantas por hectare})) / (\text{Produção da testemunha}) - 1 * (100)$ .

O critério adotado para a colheita dos cachos das parcelas foi pelo valor de sólidos solúveis de 16°Brix e acidez de 0,6 g de ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>.

#### **4.2.1.6. Análise estatística**

Para melhor exposição dos resultados, os dados fisiológicos e bioquímicos, de cada semestre foram analisados estatisticamente separados, enquanto que, os biométricos e químicos dos frutos em conjunto.

Os resultados obtidos foram, inicialmente, submetidos ao teste de normalidade utilizando-se o programa ASSISTAT, com o objetivo de verificar se os dados apresentavam distribuição normal. Posteriormente, os resultados foram submetidos à análise de variância (teste F), utilizando como covariável dias após a aplicação (DAA) no programa SAS, sendo as médias comparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade para comparar a ação dos reguladores vegetais e do fertilizante foliar.

#### **4.3. Avaliação da aplicação de reguladores vegetais em mistura com fertilizante foliar na fase de crescimento de baga**

No primeiro semestre de 2013 foi realizado o experimento com uma única aplicação de reguladores vegetais associado ao fertilizante foliar, na fase de crescimento de bagas (bagas com 10 a 12 mm). Os tratamentos utilizados foram: T1- testemunha; T2- reguladores vegetais a 1,6 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar a 1,2 L ha<sup>-1</sup>; T3- reguladores vegetais a 1,6 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar a 1,5 L ha<sup>-1</sup>; T4- reguladores vegetais a 1,8 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar a 1,2 L ha<sup>-1</sup>; T5- reguladores vegetais a 1,8 L ha<sup>-1</sup> + fertilizante foliar a 1,5 L ha<sup>-1</sup>.

O pH da calda foi acidificado para 4,5 utilizando P51® (1% de nitrogênio e 51% de ácido fosfórico) e como adjuvante foi utilizado o Natur'l Óleo® (óleo vegetal) a 0,25%.

Como fonte de reguladores vegetais foi utilizado o produto comercial Stimulate® composto por 0,009% de cinetina (Kt- citocinina); 0,005% de ácido giberélico (GA<sub>3</sub>- giberelina); 0,005% de ácido indolilbutírico (IBA- auxina) e 99,981% de ingredientes inertes. Como fertilizante foliar foi utilizado o produto comercial Hold® que apresenta em sua composição P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> a 5,0%; enxofre a 1,0%; cobalto a 2,0% e molibdênio a 3,0%. Todos esses produtos são produzidos pela Stoller do Brasil.

A aplicação dos tratamentos foi direcionada aos cachos com auxílio de pulverizador costal e manual pressurizado, da marca Jacto, de 20 L de capacidade com



bico tipo leque DJ Teejet –110015VS. A pulverização foi efetuada usando 0,625 litro de calda por planta.

Após a aplicação dos tratamentos foram realizadas medidas de trocas gasosas e coletadas folhas para a determinação dos teores de carboidratos (açúcares totais e redutores), proteínas, sacarose, aminoácidos, clorofilas *a* e *b*, peroxidação de lipídios e atividades de enzimas antioxidativas (superóxido dismutase, catalase e peroxidase). Todas essas avaliações foram realizadas como nas metodologias utilizadas no experimento do item 4.2.

As determinações de trocas gasosas e coleta das folhas foram realizadas aos 5, 14 e 21 dias após a aplicação dos tratamentos, totalizando 3 coletas.

O delineamento experimental utilizado foi blocos casualizados com 5 tratamentos, 4 repetições e quatro plantas, sendo utilizadas duas plantas úteis por parcela.

#### **4.3.1. Análise estatística**

Os resultados obtidos foram, inicialmente, submetidos ao teste de normalidade utilizando-se o programa ASSISTAT, com o objetivo de verificar se os dados apresentavam distribuição normal. Posteriormente, os resultados foram submetidos à análise de variância (teste F), utilizando como covariável dias após a aplicação (DAA) pelo programa SAS, sendo as médias comparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade para comparar a ação dos reguladores vegetais e do fertilizante foliar.

## **5. Resultados e Discussão**

### **5.1. Caracterização dos estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ - 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013**

A Figura 7 e Tabela 1 indicam que o intervalo de dias entre os períodos da poda à gema em “algodão” foi de 11 e 10 dias e de gema em “algodão” para ponta verde (brotação) foi de 4 e 3 dias, respectivamente para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, com diferença de 1 dia entre esses dois semestres. Quando avaliado da poda à ponta verde (brotação) o intervalo foi de 15 e 13 dias, respectivamente. Esta diferença pode estar relacionada às respostas das plantas, quando exposta a diferentes condições climáticas ocorrentes em cada ciclo, principalmente, da temperatura. A temperatura média do 2º semestre de 2012 foi de 26,2° C e do 1º semestre de 2013 de 28,14°C, ou seja, houve diferença de 1,94°C entre esses dois períodos, enquanto a umidade relativa foi de 53,6 e 55,8%, respectivamente, com uma variação de 2,2% entre os períodos, o que pode estar relacionado aos índices pluviométricos de 3,04 e 24,02 mm, respectivamente, com uma diferença de 20,98 mm (Figura 2), entre os dois semestres.

Segundo Lima Filho et al. (2009) a faixa de temperatura considerada ótima para as folhas de videira expressarem sua capacidade fotossintética máxima, situa-se entre 25° e 30°C. No período e local de estudo as temperaturas encontravam-se na faixa ideal para as plantas expressarem a sua capacidade fotossintética.

Também houve diferença de 2 dias do início da compactação de cachos ao início da maturação dos frutos e de 4 dias entre o início de maturação a plena

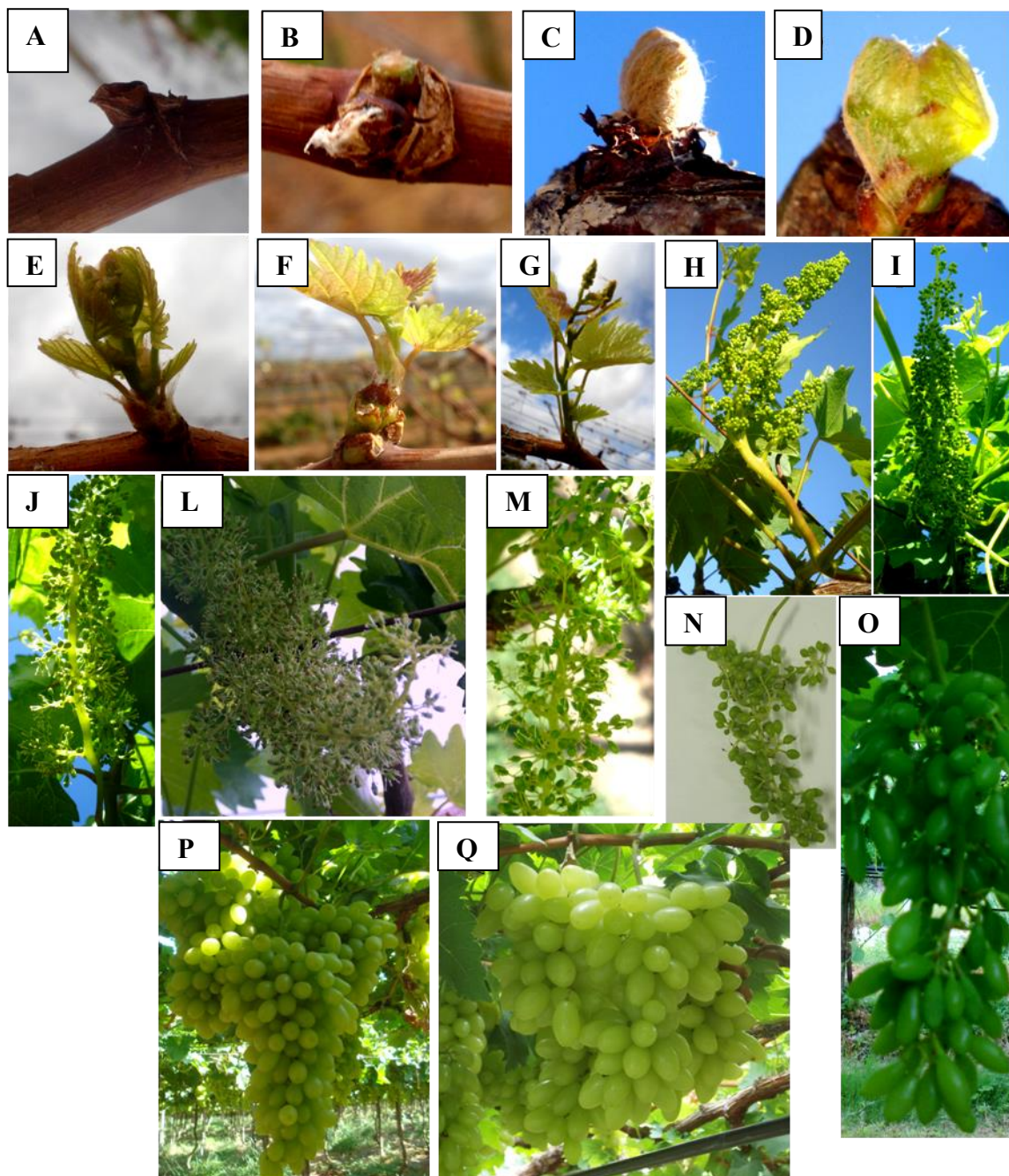
maturação (colheita) entre os ciclos produtivos, evidenciando que as plantas do 1º semestre de 2013 anteciparam seu ciclo em 3 dias com relação às plantas do 2º semestre de 2012.

O ciclo vegetativo médio foi de 119 dias no 2º semestre de 2012 e de 116 dias no 1º semestre de 2013. Indicando que essa variedade sofre influência da temperatura, já que as mesmas variaram entre 26,2°C e 28,14°C, para o 2º semestre de 2012 e 1º de 2013, respectivamente (Figura 2), estando dentro da faixa ideal para o crescimento e desenvolvimento da videira. A temperatura foliar (Figura 9 d) também foi superior no 1º semestre de 2013, com uma diferença de 5,36 °C na fase de inflorescência em relação ao 2º semestre de 2012. Essa diferença de 5 °C na temperatura foliar que também pode ter ocorrido no primórdio de inflorescência pode justificar a menor massa de cacho no 1º semestre de 2013. Pois, as altas temperaturas podem ter promovido o fechamento estomático, consequentemente, reduzindo a taxa transpiratória e, consequentemente, a assimilação de CO<sub>2</sub>. Além disso, à alta temperatura pode ter induzido à planta ao estresse, aumentando a síntese de etileno, hormônio vegetal responsável pela abscisão das inflorescências e, assim, queda da produção de frutos.

Essa diferença no ciclo vegetativo, também explica o tempo de maturação dos frutos nos períodos, em que as plantas do 2º semestre precisaram de maior número de dias para alcançar a maturação e, assim, completar seu ciclo.

Pela Figura 2 observa-se que houve variação nos dados meteorológicos, principalmente, no primeiro semestre de 2013, apresentando altos índices pluviométricos nos meses de janeiro e abril, além de menor insolação e velocidade do vento, o que influenciou no ciclo da videira (Tabela 1). Esses fatores do ambiente influenciam diretamente na atividade fotossintética das plantas, reduzindo a produção de carboidratos, que são importantes no desenvolvimento da planta.

Segundo Mandelli (2009) a radiação solar, temperatura do ar, precipitação e umidade relativa do ar influenciam no desenvolvimento, produção e qualidade da uva. Essa influência ocorre em todos os estádios fenológicos da videira (repouso vegetativo, brotação, floração, frutificação, crescimento das bagas e maturação).



**Figura 7.** Estádios fenológicos da videira ‘Sweet Sunshine’: (A) Poda; (B) Inchamento das gemas (C); Gemas “algodão”; (D) Ponta verde; (E) Primeira folha separada; (F) 2 ou 3 folhas separadas; (G) 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis; (H) Alongamento das inflorescências: flores agrupadas; (I) Inflorescências desenvolvidas: flores separadas; (J) Início de florescimento: primeiras flores abertas; (L) 80 a 100% de flores abertas; (M) Bagas chumbinho (1 a 2 mm); (N) Bagas ervilha (3 a 4 mm); (O) Início de compactação de cachos; (P) Início de maturação e (Q) Maturação plena. 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013. Petrolina- PE, 2012/2013.

**Tabela 1.** Números de dias entre os subperíodos (NDEP) da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, na região do submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE, 2012/2013.

	2º /2012	1º /2013
Subperíodos	NDEP	NDEP
Poda	12/07	25/01
Poda-Inchamento de gema	5	5
Inchamento de gema – Gema algodão	6	5
Gema algodão - Ponta verde	4	3
Ponta verde - Primeiras folhas separadas	4	4
Primeiras folhas separadas: 2 ou 3 folhas separadas	3	3
2 ou 3 folhas separadas - 5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis	3	3
5 ou 6 folhas separadas: inflorescências visíveis-	2	2
Alongamento das inflorescências: flores agrupadas		
Alongamento das inflorescências: flores agrupadas-	3	3
Inflorescências desenvolvidas: flores separadas		
Inflorescências desenvolvidas: flores separadas- Início de florescimento: primeiras flores	2	3
Início de florescimento: primeiras flores abertas- 80 a 100% de flores abertas	2	3
80 a 100% de flores abertas – Frutificação	3	2
Frutificação – Bagas chumbinho (1 a 2 mm)	4	4
Bagas chumbinho (1 a 2 mm) – Bagas Ervilha (3 a 4 mm)	3	4
Bagas Ervilha (3 a 4 mm) - Início de compactação de cachos	3	3
Início compactação de cachos - Início de maturação	32	30
Início de maturação - Plena maturação (colheita)	43	39
<b>Total</b>	<b>119</b>	<b>116</b>
Teor de sólidos solúveis (°Brix)	14,46	14,60
Acidez titulável (em g ácido tartárico/100g de polpa)	0,8	0,8

A Tabela 2 mostram que a houve diferença significativa para a maioria das medidas fisiológicas analisadas nos dois períodos, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013.

**Tabela 2.** Taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), densidade de fótons de fluxo fotossinteticamente ativo (DFFFA,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
$A$ ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	CP	<0,0001
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,0091
$g_s$ ( $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	CP	0,1123
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	<0,0001
$E$ ( $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	CP	0,0132
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	<0,0001
DFFFA ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	CP	<0,0001
	DAP	0,0117
	DAP* CP	<0,0001
$C_i/C_a$	CP	0,2828
	DAP	0,0002
	DAP* CP	<0,0001
$EUA$ ( $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ )	CP	<0,0001
	DAP	0,0196
	DAP* CP	<0,0001
$A/C_i$	CP	<0,0001
	DAP	0,0001
	DAP* CP	<0,0001
TF (°C)	CP	0,4849
	DAP	0,0003
	DAP* CP	0,5031

As videiras no 2º semestre de 2012 apresentaram taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> (Figura 8 a) superior às plantas no 1º semestre de 2013, nas fases de inflorescência agrupada (26 DAP), início de florescimento (primeiras flores abertas) (37 DAP) e crescimento de baga (47 DAP), igualando-se apenas na fase de amolecimento de baga (56 DAP), o que pode ser justificado pela queda na abertura estomática observada no 1º semestre de 2013 e pela maior densidade de fluxo de fótons fotossinteticamente ativos (Figura 9 a) ocorridos no 2º semestre de 2012, influenciando na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>.

Essa maior eficiência fotossintética das plantas no 2º semestre de 2012 nas diferentes fases fenológicas avaliadas refletiu em maior massa fresca de cacho, 538 g (Figura 10 a), quando comparada com os resultados do 1º semestre de 2013.

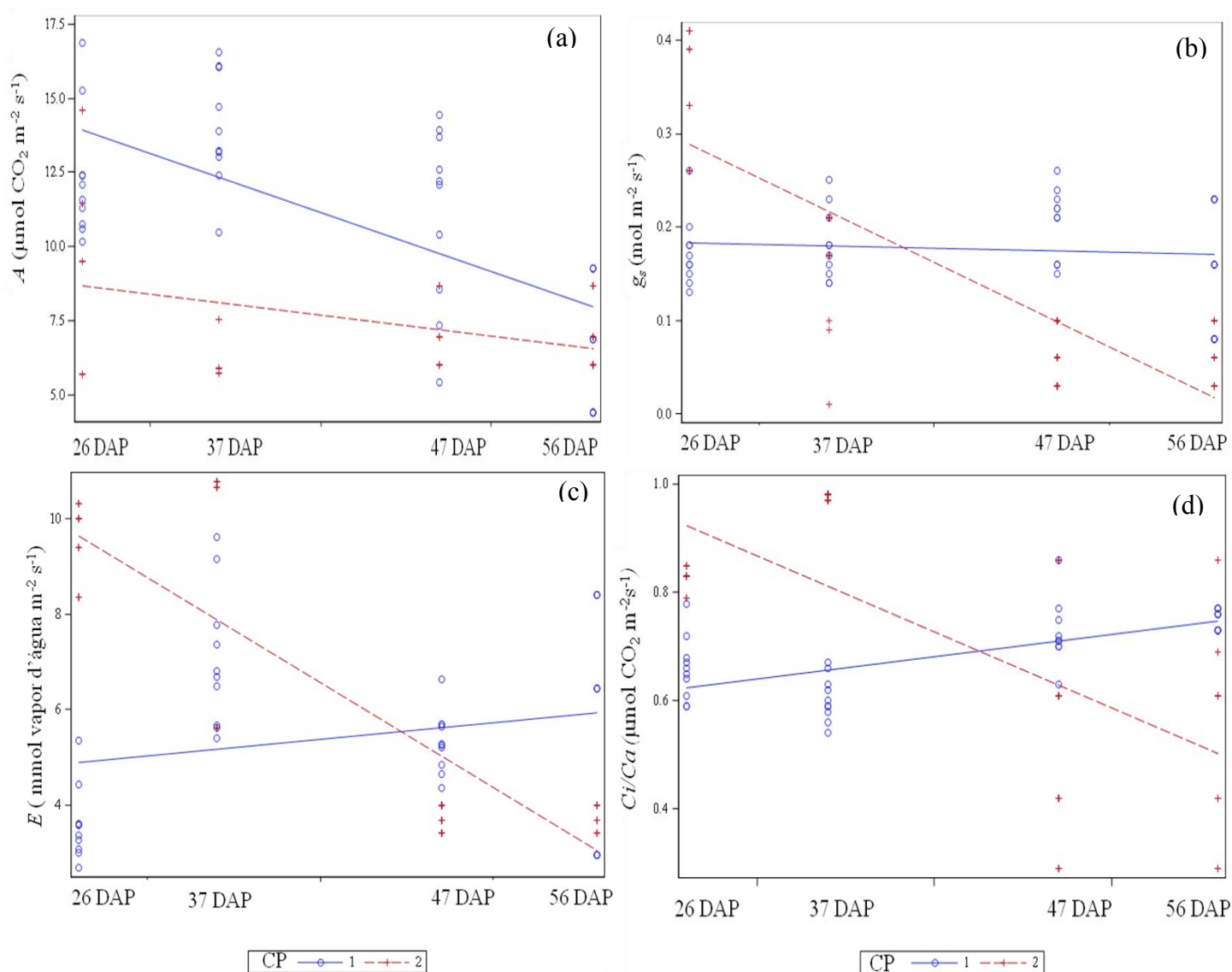
Na fase de amolecimento de baga, houve uma queda na assimilação de CO<sub>2</sub> nos dois semestres, indicando que a demanda por carboidratos na planta diminuiu, uma vez que os frutos já atingiram o seu tamanho máximo. Assim, a assimilação de C foi suficiente para a manutenção dos frutos e os processos de maturação que estão acontecendo nos frutos.

Observa-se que há também relação entre a concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ) e a taxa de transpiração ( $E$ ), ou seja, à medida que aumenta a  $C_i/C_a$  aumenta  $E$ , e que tanto a  $C_i/C_a$  como para  $E$  começam altas na fase 1 e no decorrer das fases esses dois parâmetros decrescem tanto no 2º semestre de 2012 como no 1º semestre de 2013.

A alta atividade da enzima Rubisco (Figura 9 c) no 2º semestre de 2012 nas fases fenológicas 1 e 2, fases de inflorescência e início de florescimento, indica que há uma alta demanda de carboidratos nessas fases para o desenvolvimento da planta e dos frutos, e que um baixo suplemento destes, pode ocasionar numa baixa produção, conseqüentemente, menor massa de cacho, justificando o menor valor de massa de cacho encontrado do 1º semestre de 2013 (Figura 10 a). As fases de inflorescência e florescimento na videira são consideradas fases críticas, por demandar maior quantidade de fotoassimilados e para isso é necessário que haja fornecimento equilibrado de nutrientes, hormônios vegetais e água.

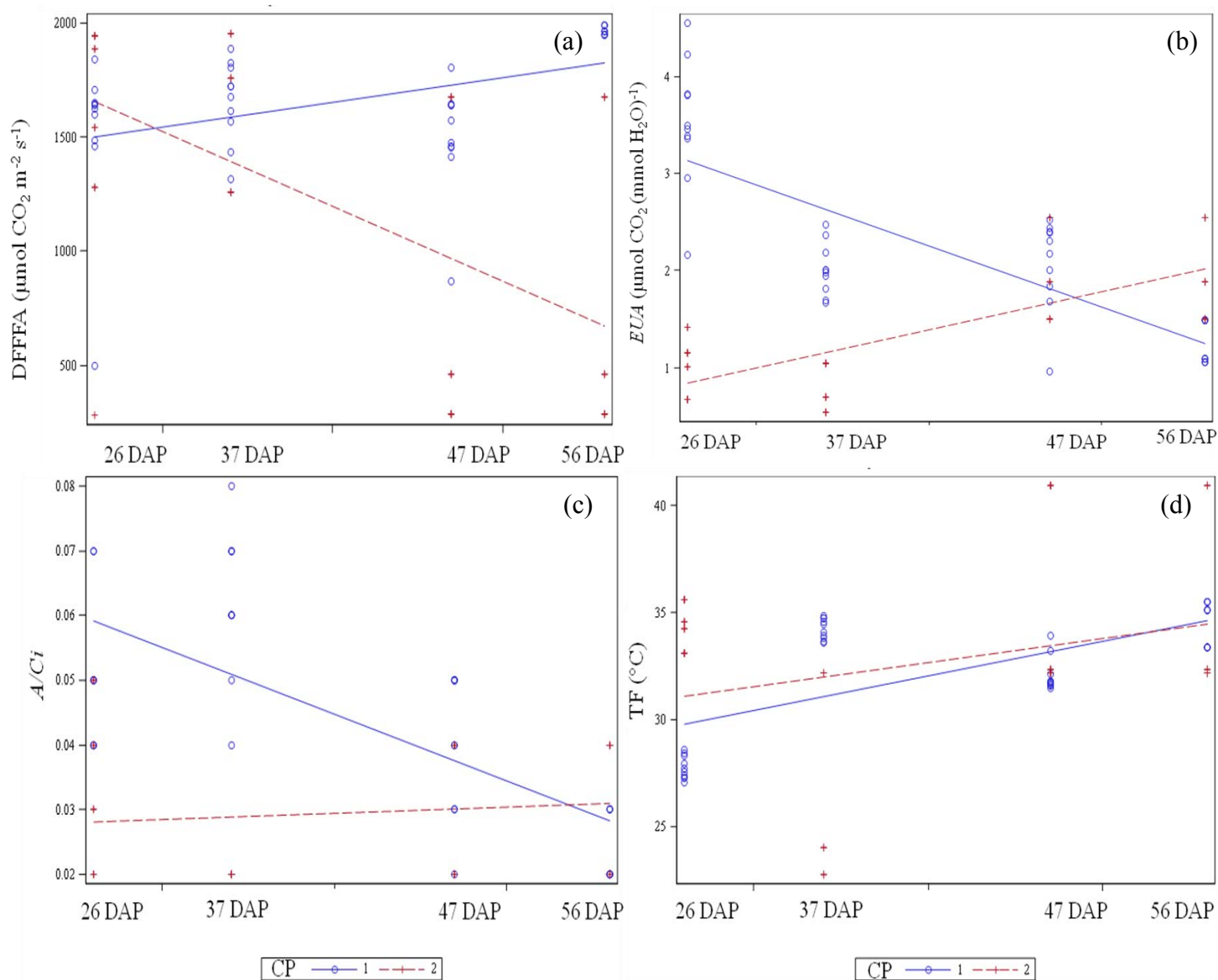
Esses resultados fornecem informações sobre a eficiência da fotossíntese nas fases fenológicas estudadas, do início de florescimento ao amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine' cultivada na região do submédio do Vale do São Francisco, durante dois ciclos produtivos. Com essas informações os produtores podem estimar com maior precisão o período de aplicação de reguladores vegetais, lâminas de irrigação e planejar as práticas culturais nas podas de julho e janeiro e, assim, obterem maior produtividade com frutos de qualidade. Geralmente, para produção do 2º semestre os ramos produtivos são formados no ciclo anterior, ou seja, 1º semestre, para tanto, há aumento no número de desbrota, objetivando maior armazenamento de reservas, para obter maiores produtividade no segundo semestre, período em que as uvas estão com valores ideais para comercialização, segundo dados do mercado produtor de Juazeiro, os cultivares

‘Crimson Seedless’ com R\$ 6,00/ kg; ‘Itália’ R\$ 3,70 a 4,00/kg; Red Globe R\$ 9,75/kg; ‘Thompson Seedless’ R\$ 7,50 etc. atingem os melhores preços.



**Figura 8.** Análises de covariância para (a) taxa de taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), (b) condutância estomática ( $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), (c) taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d}^{\circ}\text{água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e (d) concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.





**Figura 9.** Análises de covariância para (a) densidade de fótons de fluxo fotossinteticamente ativo (DFFFA,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); (b) eficiência do uso da água (EUA,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); (c) eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ) e (d) temperatura da folha (TF,  $^{\circ}\text{C}$ ) aos 26; 37; 47 e 56 dias após a poda de produção (DAP) da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção (CP), 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Quanto aos valores referentes à caracterização produtiva (Tabela 3) observa-se que houve diferença estatística para as variáveis, massa (g) e comprimento (cm) de cacho, tanto entre os ciclo produtivos (CP) e dias após a poda (DAP), enquanto que para

as variáveis de massa (g), volume (mL), diâmetro (mm) e comprimento (mm) de baga apenas para DAP.

**Tabela 3.** Massa (g) e comprimento (cm) de cacho; massa (g), diâmetro (mm), comprimento (mm) e volume (mL) de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Massa de cacho (g)	CP	<0,0001
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,0782
Comprimento de cacho (cm)	CP	0,0015
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,1210
Massa de baga (g)	CP	0,8693
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,0606
Volume de baga (mL)	CP	0,3988
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,2164
Diâmetro de baga (mm)	CP	0,0871
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,5592
Comprimento de baga (mm)	CP	0,3435
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,8766

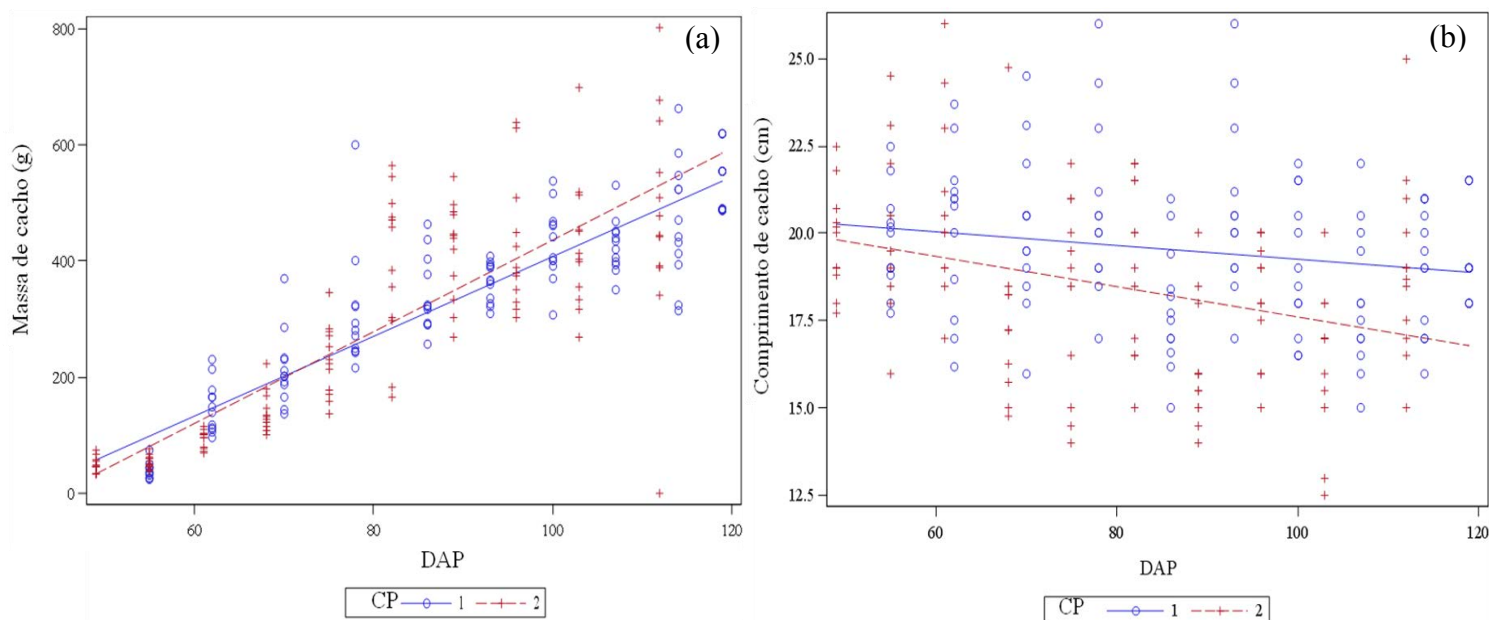
O ciclo de desenvolvimento da planta, da poda à colheita, foi de 119 e 116 dias para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, respectivamente. Assim, a colheita do 1º semestre de 2013 foi antecipada em 3 dias em relação à colheita do 2º semestre de 2012, indicando que há redução no ciclo de desenvolvimento da videira na poda realizada no primeiro semestre do ano. De acordo com a *International Fruit Genetic*, detentor deste cultivar, o ciclo da videira ‘Sweet Sunshine’ da poda à colheita na sua região de origem é de 105 dias. Quando comparado com as condições da região do submédio do Vale do São Francisco há diferenças de 14 e 11 dias para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, respectivamente, apresentando ciclo de desenvolvimento mais longo do que da região de origem (Califórnia, E.U.A.). Esses ciclos mais longos podem estar

relacionados ao manejo cultural (nutricional, irrigação, poda verde, etc.) empregado nas condições do submédio São Francisco e as condições climáticas, com verões quentes, secos e ensolarados.

Santos (2013), avaliando o ciclo de desenvolvimento da poda à colheita da videira 'Sweet Celebration', no 1º semestre e 2º semestre de 2012 nas condições do submédio do Vale do São Francisco, observou que o ciclo foi de 108 e 115 dias, respectivamente, ou seja, a colheita foi antecipada em 7 dias.

Essa variação ocorrida nas características estudadas durante as fases fenológicas pode ser atribuída às condições climáticas ocorridas no período de janeiro a abril de 2013, principalmente, ao alto índice pluviométrico, resultando em menor insolação, levando à redução da taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, ou seja, tornando o desenvolvimento da planta mais lento, prolongando o ciclo da cultura, ou ao manejo cultural empregado, em que se realiza maior número de desbrota, com o objetivo de formar ramos com maior quantidade de reserva para o 2º semestre. Esses fatores podem influenciar diretamente na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, transpiração, condutância estomática, eficiência do uso da água e eficiência de carboxilação, refletindo na produção final.

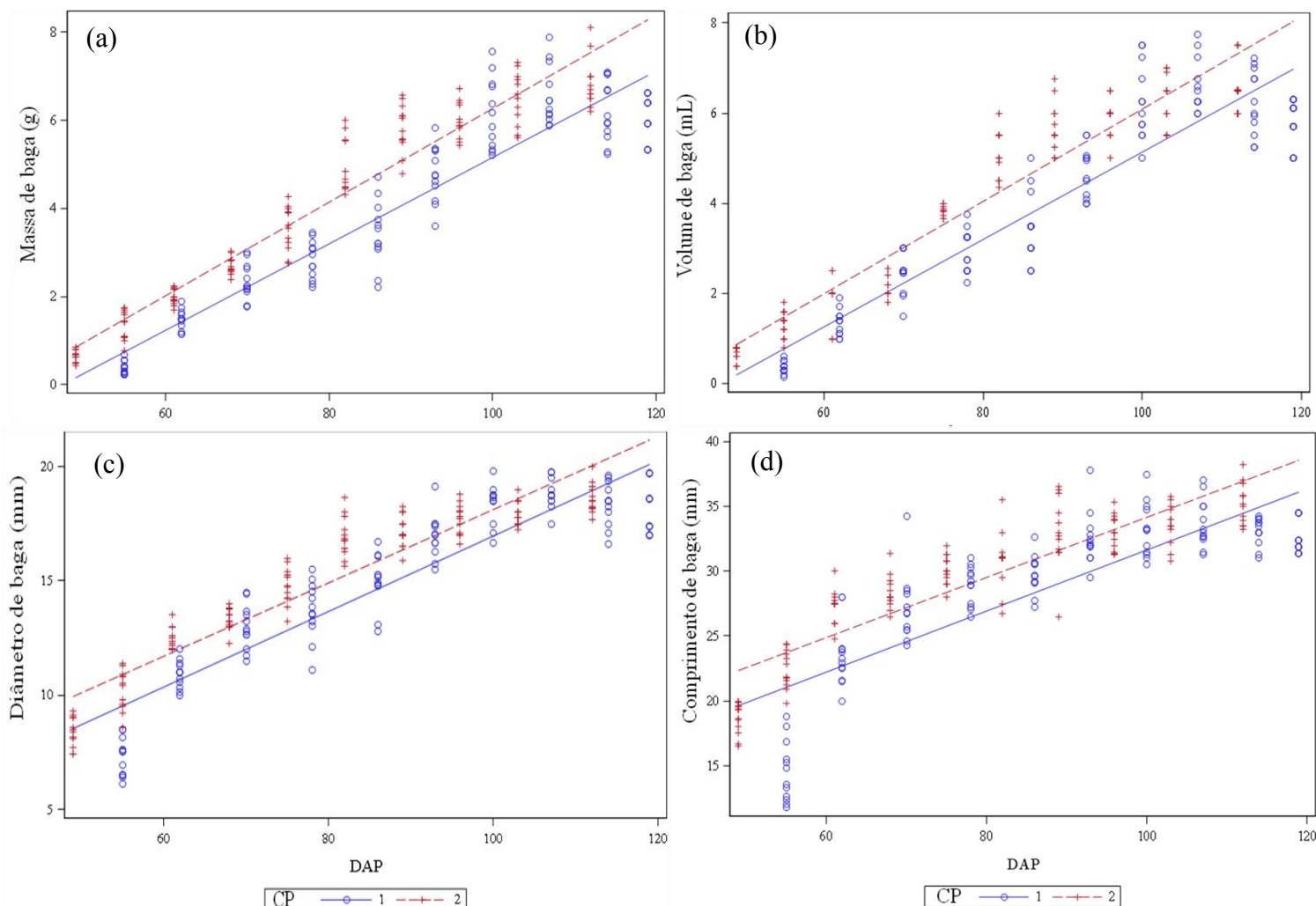
Observa-se ainda que, no 2º semestre de 2012, ocorreu o acúmulo de massa no cacho no decorrer do tempo. Esse fato pode estar intimamente relacionado com a alta eficiência na taxa fotossintética da videira nessa época (12,34; 13,95; 11,06  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ , uma diferença de 2,37; 7,62 e 3,99  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  quando comparada com o 1º semestre de 2013, respectivamente, nas fases de inflorescência agrupada, início de florescimento e crescimento de baga, como observado na Figura 8, levando a formação de cachos de melhor qualidade. A massa do fruto depende da disponibilidade de fotoassimilados produzidos pelos órgãos fontes (FAGAN et al., 2006; DUARTE & PEIL, 2010).



**Figura 10.** Análises de covariância para (a) massa (g) e (b) comprimento (cm) de cacho massa da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Observa-se que no 2º semestre de 2012, 1º ciclo (1 CP) as bagas apresentaram massa e volume (Figura 11 a;b) crescente durante a fase de desenvolvimento, reduzindo durante a fase de maturação, indicando o ponto de colheita, fato este não verificado no 1º semestre de 2013, 2º ciclo (2 CP), apresentando linear, ou seja, as bagas ainda estavam em desenvolvimento. Indicando um aumento durante a fase de crescimento rápido de baga, logo após a floração; nesta fase, as bagas apresentam textura firme, cor verde, baixo teor de açúcares e acúmulo de ácidos orgânicos, permanecendo relativamente constante durante a fase de crescimento de baga e retomam maturação do fruto.

Analisando o diâmetro e comprimento de bagas verifica-se que tanto no 2º semestre de 2012 como no 1º semestre de 2013 as bagas apresentaram comportamento semelhante, ou seja, crescimento até aproximadamente 100 dias após a poda, atingindo o tamanho máximo e depois, valores constantes (Figura 11 a). Porém, as bagas desenvolvidas no 2º semestre de 2012 apresentaram maior diâmetro e menor comprimento, ocorrendo o inverso em bagas desenvolvidas no 1º semestre de 2013.



**Figura 11.** Análises de covariância para (a) massa (g), (b) volume (mL), (c) diâmetro (mm) e (d) comprimento (mm) e de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, em dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP), no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

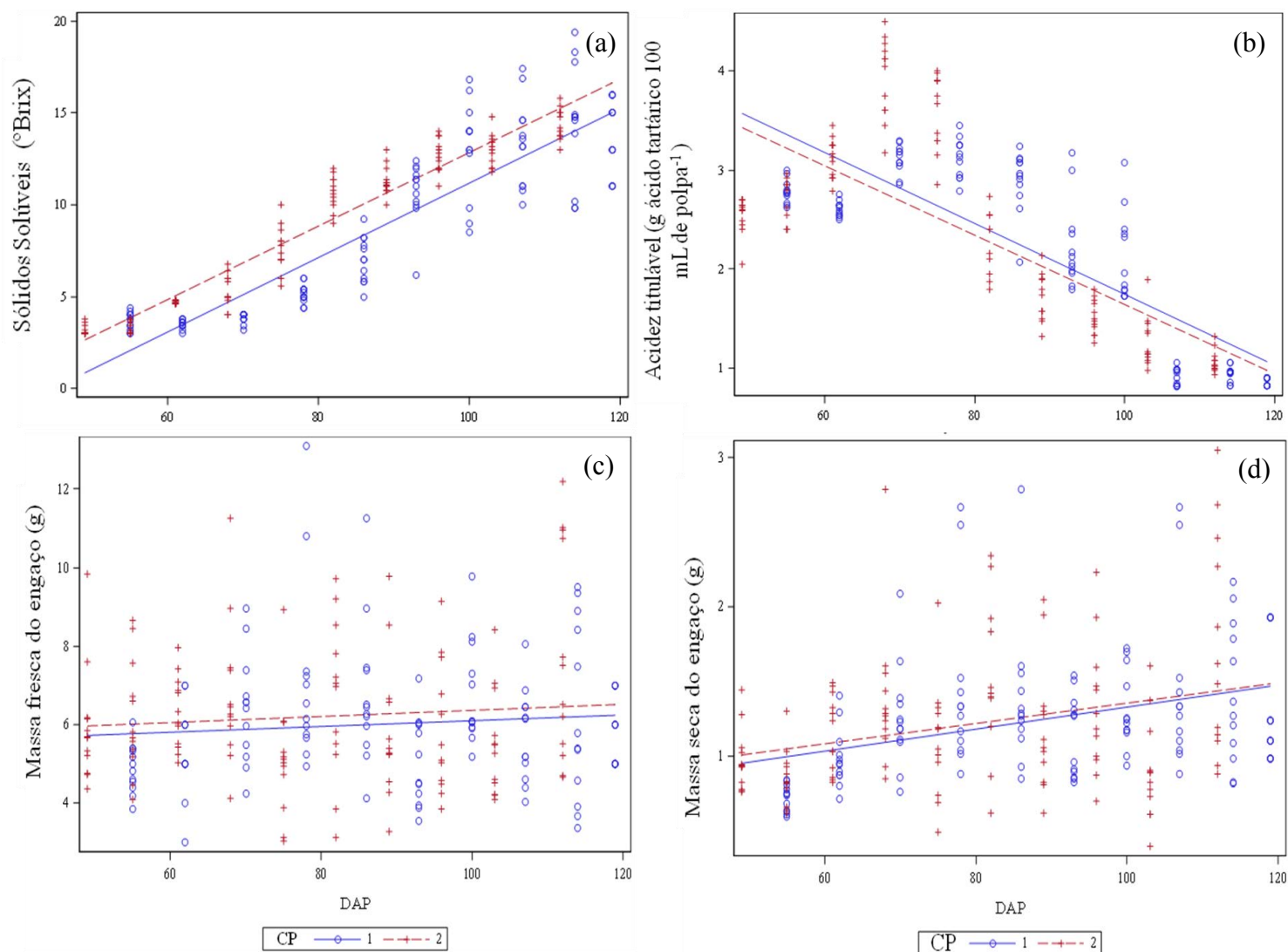
Pela Tabela 4 observa-se que houve diferenças estatísticas para variáveis, teor de sólidos solúveis (SS, °Brix), massa fresca (g) e seca (g) do engaço nos dias após a poda (DAP); para acidez titulável (g de ácido tartátrico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>) e diâmetro apical do engaço (DAE) nos ciclos produtivos (CP) e DAP; e para diâmetro basal (DBE, mm) e mediano (DME) do engaço nos CP, DAP e na interação enteração entre CP\*DAP.

**Tabela 4.** Teor de sólidos solúveis (SS°Brix); acidez titulável (g de ácido tartático 100 mL de polpa<sup>-1</sup>); massa fresca (g), seca (g), diâmetro basal (mm), mediano (mm) e apical (mm) do engaço da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

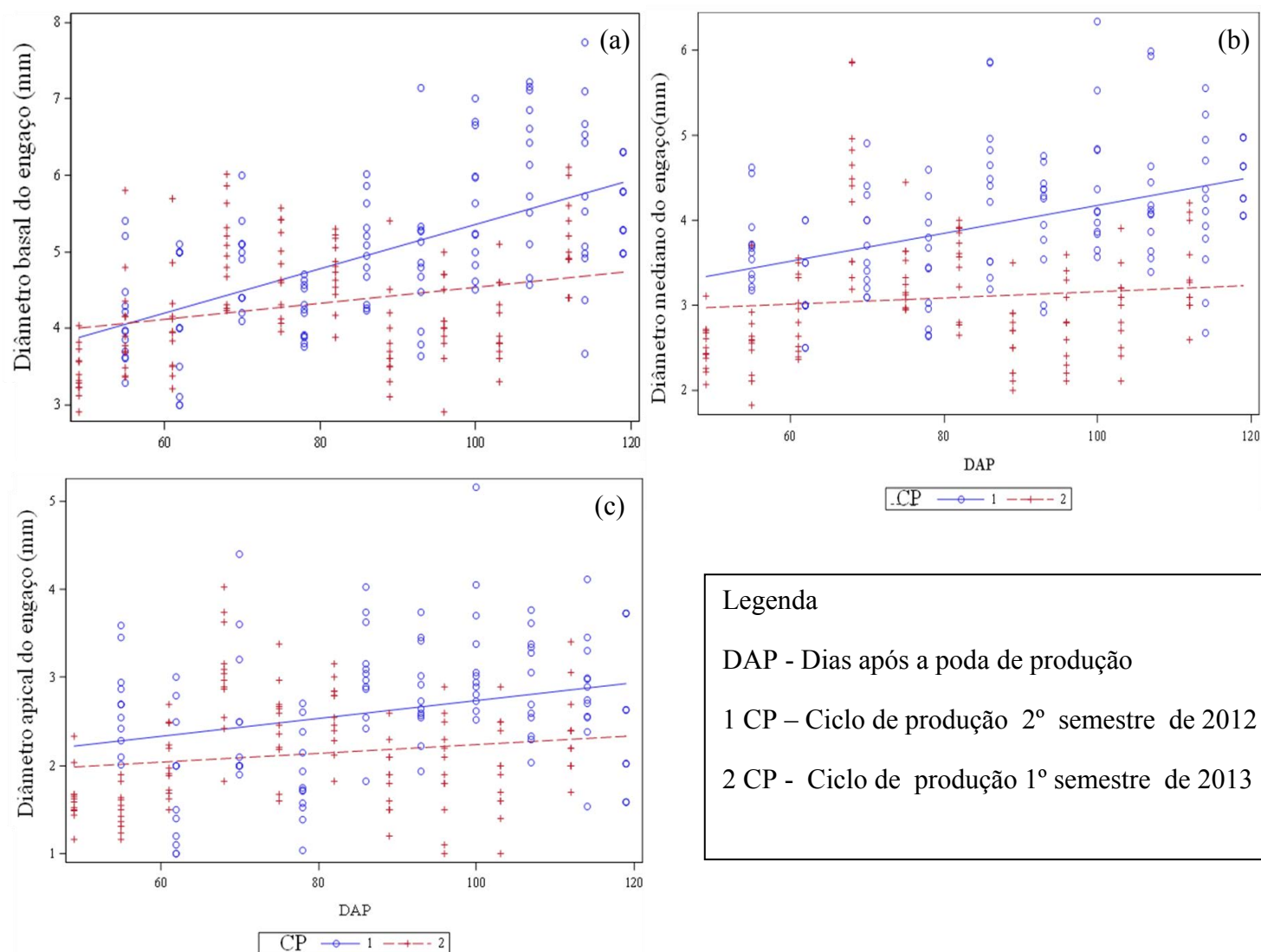
Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Sólidos solúveis (° Brix)	CP	0,3323
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,8369
Acidez titulável (g de ácido tartático 100 mL de polpa <sup>-1</sup> )	CP	0,0062
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,8383
Massa fresca do engaço (g)	CP	0,4242
	DAP	0,1647
	DAP* CP	0,9921
Massa seca do engaço (g)	CP	0,6004
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,8430
Diâmetro basal do engaço (mm)	CP	<0,0001
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,0002
Diâmetro mediano do engaço (mm)	CP	<0,0001
	DAP	<0,0001
	DAP* CP	0,0062
Diâmetro apical do engaço (mm)	CP	<0,0001
	DAP	0,0005
	DAP* CP	0,2551

O teor de sólidos solúveis (Figura 12) não atingiu os valores recomendados pelas normas internacionais de comercialização, que é de 17°brix para uvas de mesa (BARROS et al., 1995) e do valor indicado pela *International Fruit Genetic* (20°brix), nos dois ciclos avaliados, com média de 13,75 e 14,6°brix para o 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, respectivamente. Para a acidez titulável houve variação de acordo com a época de poda, observando-se valores de 0,86 e 0,83g de ácido tartático/100 mL<sup>-1</sup> de mosto de bagas colhidas no 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, respectivamente. Esses baixos teores de sólidos solúveis podem estar relacionados às condições climáticas, principalmente, a temperatura.

Com relação às características do engaço (Figuras 12 c; d e 13) as plantas apresentaram comportamento semelhante em ambos os semestres. À medida que os cachos se desenvolvem há acúmulo de massa fresca e aumento no diâmetro do pedúnculo.



**Figura 12.** Análise de covariância para (a) teor de sólidos solúveis (°Brix), (b) acidez titulável (g de ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>), (c) massa fresca (g) e (d) seca (g) do engaço da videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.



**Figura 13.** Análise de covariância para (a) diâmetro basal (mm); (b) diâmetro mediano (mm) e (c) diâmetro apical (mm) do engaço, dos cachos da videira ‘Sweet Sunshine®’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 (1 CP) e 1º semestre de 2013 (2 CP) no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

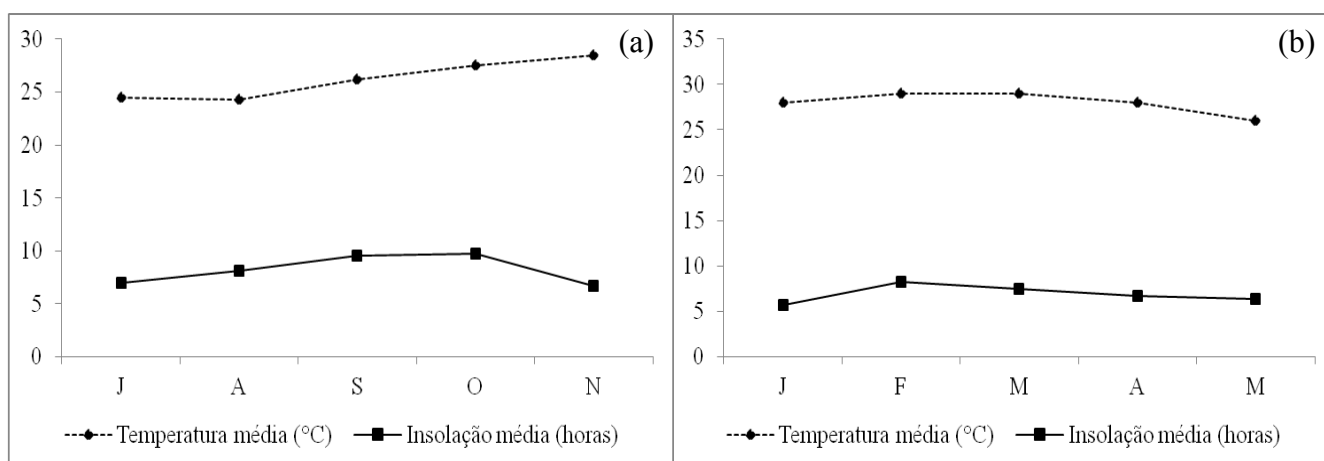


### **5.1.1. Considerações finais**

A videira cv. Sweet Sunshine não apresentou diferenças nas características das plantas entre os dois períodos na duração do ciclo, embora fisiologicamente tenham ocorrido alterações, pois os comportamentos das curvas das medidas de trocas gasosas foram bem distintos. Assim, com manejo adequado, a utilização de reguladores vegetais e fertilizantes foliares devem ser ajustados para serem empregados durante o ciclo da cultura.

## 5.2. Ação de reguladores vegetais e fertilizante foliar nos aspectos fisiológicos da videira ‘Sweet Sunshine’ no 2º semestre de 2012 e no 1º semestre de 2013

Para melhor exposição dos resultados, os dados de trocas gasosas, macromoléculas, clorofila e atividade enzimática foram discutidos por semestre, enquanto que, os biométricos e químicos dos frutos, juntos.



**Figura 14.** Temperatura média do ar (°C) e insolação média (horas), quantificadas no (a) 2º semestre de 2012 e no (b) 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Pela Tabela 5 observa-se que houve diferença estatística apenas para os dias após aplicação (DAA) para a maioria das variáveis analisadas, exceto para taxa de transpiração ( $E$ , mmol vapor d'água  $m^{-2} s^{-1}$ ).

**Tabela 5.** Taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ); eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e temperatura da folha (TF, °C) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
$A$ ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,1368
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,1698
$g_s$ ( $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,2492
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,5198
$E$ ( $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,0642
	DAA	0,0593
	DAA* Trat	0,0409
$C_i/C_a$	Trat	0,0421
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,5801
$EUA$ ( $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ )	Trat	0,0160
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,4340
$A/C_i$	Trat	0,1367
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,6564
TF (°C)	Trat	0,4084
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,9515

DAA- Dias após aplicação; Trat.- Tratamentos.

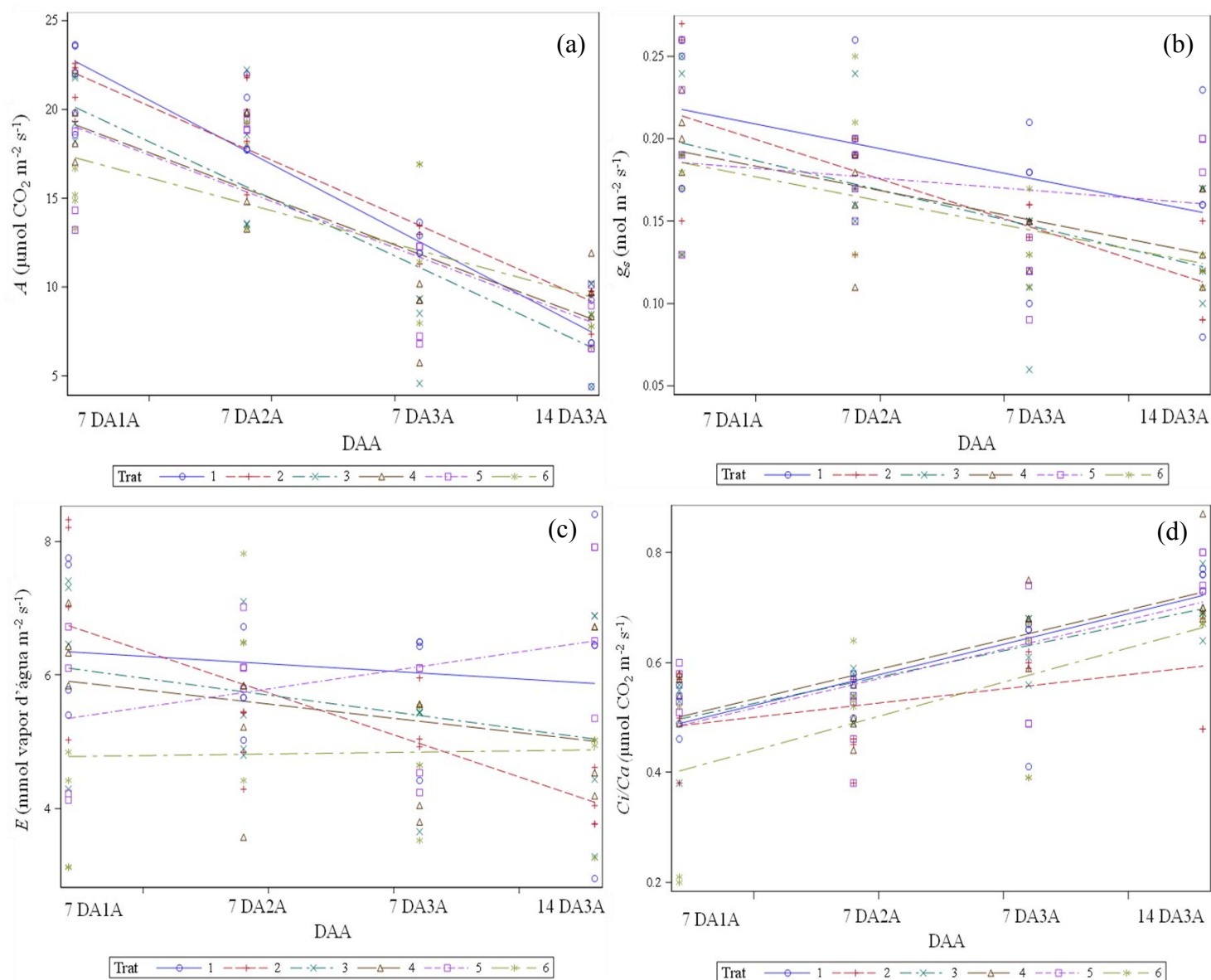
Pela Figura 15 e 16 observa-se que houve uma queda na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação [ $(\mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}) (\mu\text{mol mol}^{-1})^{-1}$ ] e um aumento na concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ) e na temperatura da folha nos dias após aplicação (DA1A; DA2A; DA3A) para todos os

tratamentos. Esse aumento da temperatura foliar refletiu na queda da taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, condutância estomática ( $g_s$ , mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), eficiência do uso da água ( $EUA$ , μmol CO<sub>2</sub> (mmol H<sub>2</sub>O)<sup>-1</sup>) e na eficiência de carboxilação [(μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) (μmol mol<sup>-1</sup>)<sup>-1</sup>]. Isso explica a baixa capacidade da folha em absorver calor e o controle da transpiração pela temperatura da folha.

A queda destas variáveis durante as fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e fase de amolecimento de baga, pode ser um indicativo da transferência de metabólitos para as fases seguintes, demandando um gasto muito alto de energia, fazendo com que as plantas reduzam sua capacidade fotossintética para favorecer o crescimento e desenvolvimento dos cachos.

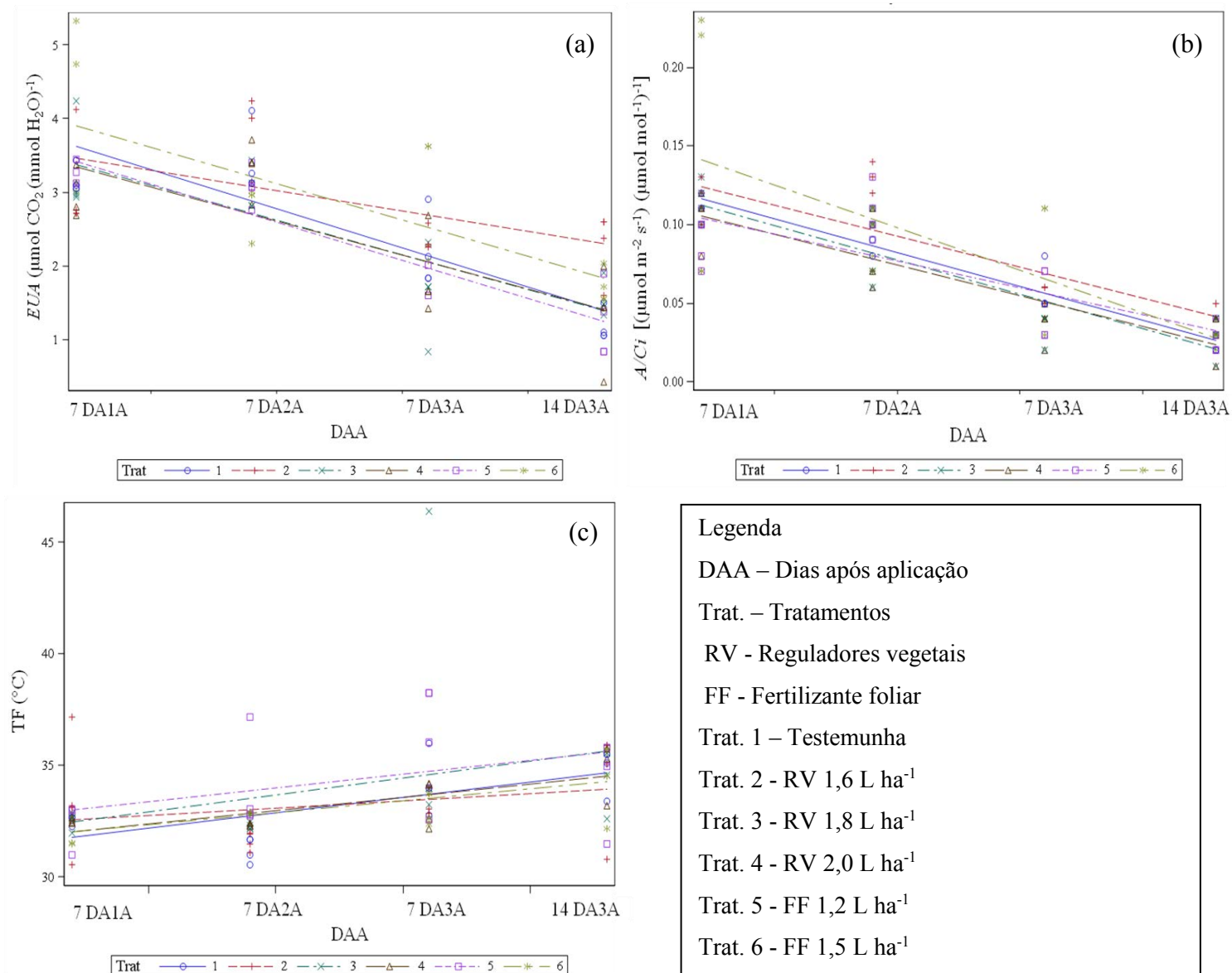
Para taxa de transpiração ( $E$ , mmol vapor d'água m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) a maioria dos tratamentos apresentou queda nos DAA, exceto as plantas tratadas com as doses de 1,2 L ha<sup>-1</sup> e 1,5 L ha<sup>-1</sup> do fertilizante foliar, que aumentaram ao longo dos DAA.

Observa-se ainda uma relação inversa entre a condutância estomática ( $g_s$ , mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) e taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ , μmol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) com a concentração interna de CO<sub>2</sub>, à medida que um aumenta o outro reduz. E um sinergismo entre  $A$  (μmol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>),  $g_s$  (mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), eficiência do uso da água ( $EUA$ , μmol CO<sub>2</sub> (mmol H<sub>2</sub>O)<sup>-1</sup>) e eficiência de carboxilação [(μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) (μmol mol<sup>-1</sup>)<sup>-1</sup>].



**Figura 15.** Análise de covariância para taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$  ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); Condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ); Taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e concentração interna de  $\text{CO}_2$  ( $C_i/C_a$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

DAA- Dias após aplicação; RV- Reguladores vegetais; FF- fertilizante foliar; Trat.- Tratamentos – 1 – Testemunha; 2- RV 1,6 L  $\text{ha}^{-1}$ ; 3- RV 1,8 L  $\text{ha}^{-1}$ ; 4- RV 2,0 L  $\text{ha}^{-1}$ ; 5- FF 1,2 L  $\text{ha}^{-1}$ ; 6- FF 1,5 L  $\text{ha}^{-1}$



**Figura 16.** Análise de covariância para eficiência do uso da água ( $EUA$ , ( $\mu\text{mol CO}_2$  ( $\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação ( $A/Ci$ ) e temperatura da folha ( $TF$ ,  $^{\circ}\text{C}$ ), aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

Observa-se pela Tabela 6 pode-se observar que não houve diferença estatística entre os tratamentos para a maioria das variáveis, exceto para a atividade da enzima superóxido dismutase e catalase. Já para dias após aplicação (DAA) as diferenças foram observadas para a maioria das variáveis, exceto para clorofila *a* e *b*, e na atividade da enzima catalase. E para a interação, apenas a atividade da enzima catatase.

**Tabela 6.** Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos e proteínas  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas;, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Açúcares totais ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,2705
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,0957
Açúcares redutores ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,6013
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,8880
Sacarose ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,0205
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,6988
Aminoácidos ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,0017
	DAA	0,0004
	DAA* Trat	0,8236
Proteínas ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	<0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001
Clorofila <i>a</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,1652
	DAA	0,6724
	DAA* Trat	0,0078
Clorofila <i>b</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,1081
	DAA	0,9405
	DAA* Trat	0,1004
Superóxido dismutase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	0,0005
	DAA	0,0002
	DAA* Trat	0,0302
Catalase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	<0,0001
	DAA	0,0881
	DAA* Trat	<0,0001
Peroxidase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	0,0120
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,6263
Peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ )	Trat	0,2471
	DAA	0,0768
	DAA* Trat	0,4463

DAA- Dias após aplicação; Trat.- Tratamentos.

Observa-se pela Figura 17 que houve um aumento na concentração nos açúcares solúveis totais (Fig. 17 a), açúcares redutores (Fig. 17 b), sacarose (Fig. 17 c) e aminoácidos (Fig. 1 d)  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF), nas fases estudadas, sendo menor nas fases inflorescências desenvolvidas: flores separadas, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e maior aos 14 DA3A na fase de amolecimento de baga (dreno forte). Apresentando um comportamento semelhante à concentração interna de  $\text{CO}_2$ . Os açúcares são utilizados no crescimento das plantas e armazenados nos tecidos drenos, podendo serem armazenados na forma de AST (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Observa-se ainda, maior atividade fotossintética,  $g_s$ ,  $E$ ,  $A/E$  e  $A/C_i$  aos 7 DA1A e 7DA2A, caindo aos 7 e 14 DA3A, promovendo aumento nos teores de açúcares nas folhas. Assim, parece haver um desequilíbrio entre fotossíntese e exportação de carbonos fotoassimilados.

O teor de açúcares redutores (AR) nas folhas foi menor durante as fases iniciais de desenvolvimento do fruto, apresentando acréscimo gradativo durante a fase de crescimento de bagas e na fase de amolecimento, concordando com os resultados obtidos por Souza et al. (2013).

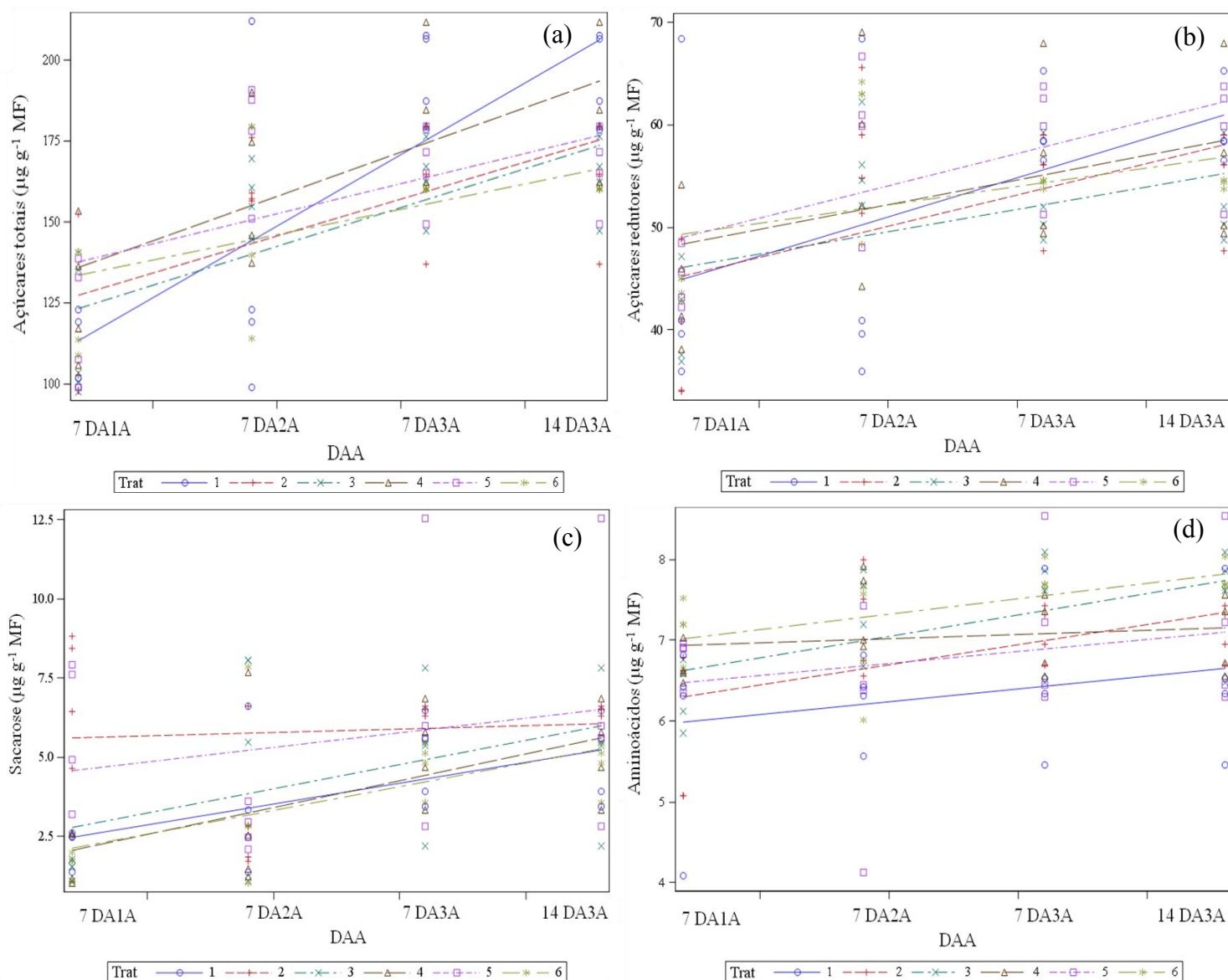
Durante o crescimento vegetativo, a maioria dos carboidratos é transportada para as raízes e folhas jovens enquanto após o florescimento, os carboidratos são direcionados prioritariamente para os frutos (ROITSCH et al., 2003). Segundo Borba et al. (2005) quando uma planta entra em crescimento ativo, o metabolismo de carboidratos se torna mais intenso, devido à produção de carboidratos pela fotossíntese.

Observa-se ainda que os teores de AST e AR aos 7 DA1A, fase de inflorescências desenvolvidas: flores separadas, foram menores, aumentando nas fases de crescimento de bagas (7 DA2A e 7 DA3A), evidenciando o transporte de fotoassimilados nessas fases. Esses resultados podem estar relacionados à baixa taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$  (Figura 15), já que os açúcares são indicadores de estresses da videira em diferentes condições ambientais (AIT BARKA et al., 2006), que no momento da 4ª avaliação não era satisfatória ao metabolismo da videira, que por ser uma planta  $\text{C}_3$  promove o fechamento estomático, controlando a perda d'água por transpiração pelas plantas e, conseqüentemente, menor condutância estomática, reduzindo a taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$ , que influencia na taxa de síntese de carboidratos.

Jain et al. (2002), estudando o padrão de acúmulo de açúcares em genótipos de videira muscadínias, definiram que o maior requerimento em açúcares pelos



órgãos dreno ocorrem durante o florescimento e após o *veraison* (amadurecimento das bagas), concordando com os resultados obtidos neste trabalho.



**Figura 17.** Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose e aminoácidos  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

DAA – Dias após aplicação; Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar  
 Trat. 1 – Testemunha; Trat. 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>

O metabolismo de carboidratos fornece energia (ATP), agentes redutores (NAD(P)H), ferredoxina (Fd) e esqueletos de carbono (compostos intermediários) para a redução de  $\text{NO}_3^-$  e assimilação de amônio para a formação de aminoácidos, proteínas e enzimas. Estes produtos atuarão nos processos fotossintéticos, respiratórios e na síntese de enzimas associadas à assimilação de nitrogênio, como a redutase do nitrato, redutase do nitrito, o sistema glutamina sintase (GS), glutamina oxoglutarato aminotransferase (GOGAT) e aminotransferases. Por essas razões, diz-se que o metabolismo de carbono e de nitrogênio está intrinsicamente interligado (LAWLOR, 2002).

A sacarose, glicose e frutose são os principais açúcares redutores do floema que promovem o desenvolvimento da inflorescência (LEBON et al., 2008) e os aminoácidos estão envolvidos, em grande parte, no metabolismo primário e secundário, levando à síntese de vários compostos que influenciam na produção e na qualidade dos frutos (SOUZA et al., 2013).

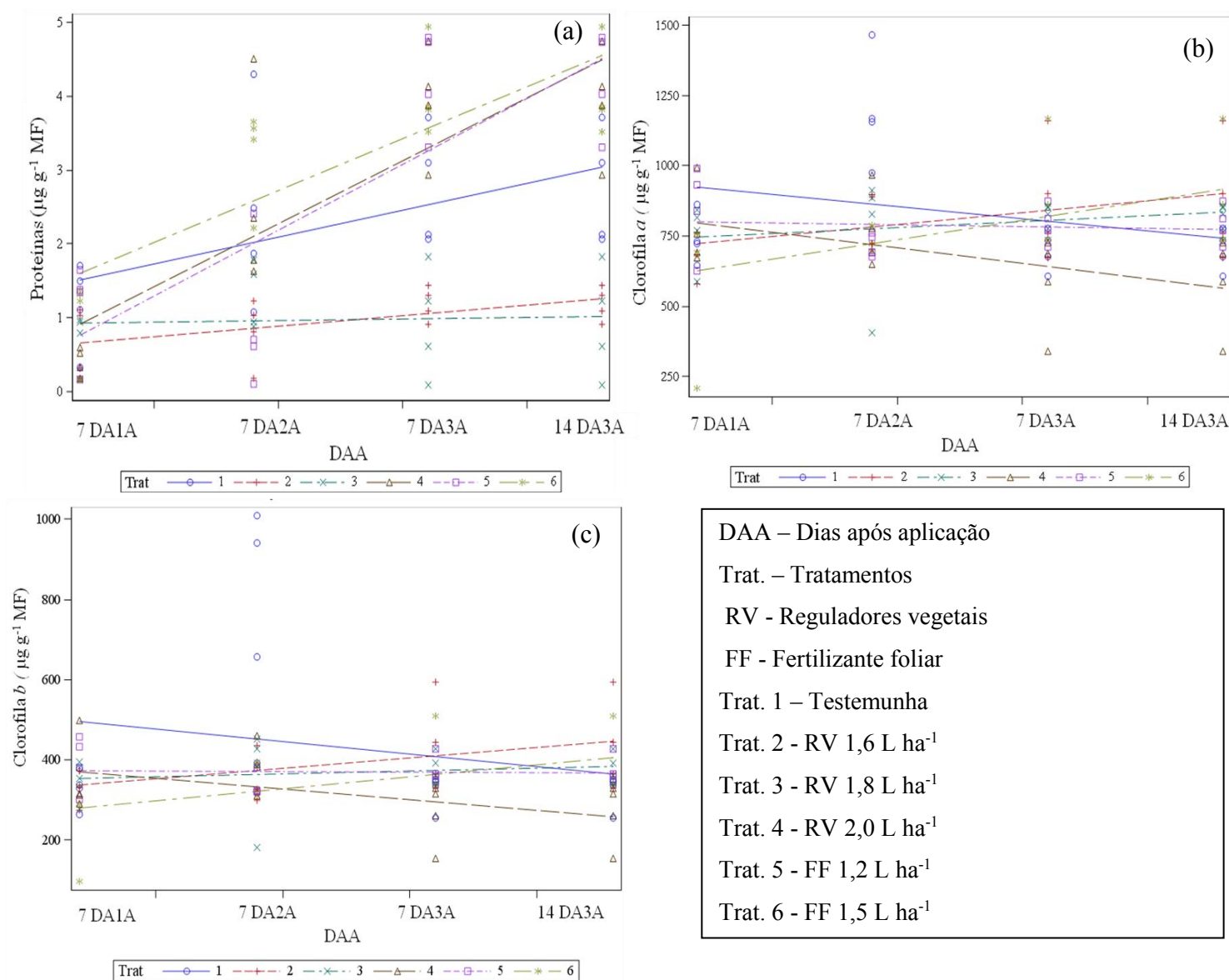
Em *Vitis vinifera*, durante o amadurecimento de frutos, a sacarose exportada para o vacúolo é armazenada na forma de glicose e frutose (DAVIES & ROBINSON, 1996). A sacarose é importante no metabolismo da planta, por ser um dos principais produtos da fotossíntese, representando porção significativa do  $\text{CO}_2$  incorporado durante esse processo; além de ser a forma mais importante de translocação do carbono na maioria das plantas, é o principal açúcar de reserva (MARENCO & LOPES, 2005).

Quanto ao teor de proteínas (Figura 18 a) nas fases fenológicas verifica-se que ocorreu aumento progressivo durante as fases avaliadas, sendo menor aos 7 DA1A, fase de inflorescência desenvolvida e maior aos 14 DA3A, fase de amolecimento de bagas.

Apesar dos aminoácidos serem os precursores das proteínas, não houve correlação entre os teores de aminoácidos e proteínas, nas diferentes fases fenológicas.

Para os teores de clorofilas *a* e *b* (Figura 18 b e 18 c) observa-se que as plantas apresentaram comportamento semelhante nas fases analisadas. Assim, a quantificação de clorofilas presentes nas folhas não pode ser um indicativo do poder de assimilação de  $\text{CO}_2$  das plantas que estão submetidos aos fatores bióticos e abióticos do ambiente. Segundo Kramer & Kozlowski (1979) a clorofila é constantemente sintetizada e destruída (foto-oxidação) na presença de luz, mas sobre intensidades luminosas muito

elevadas a velocidade de decomposição é maior, sendo o equilíbrio estabelecido em baixa intensidade.



**Figura 18.** Análises de covariância para Teores foliares de proteínas, clorofilas *a* e *b* ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

Observa-se ainda que, mesmo apresentando oscilações entre os resultados, os teores de clorofilas *a* e *b* não reduziram durante as fases fenológicas estudadas. De maneira geral, demonstra-se que a proporção entre clorofilas *a* e *b* tende a reduzir com a redução da intensidade luminosa (BOARDMAN, 1977; KRAMER & KOZLOWSKI, 1979; WHATLEY & WATLEY, 1982; GRAÇA, 1983; LEE, 1988; ENGEL & POGGIANI, 1991).

Segundo Gabrielsen (1948) a proporção de luz incidente que é refletida é maior quando a concentração de pigmentos na folha é baixa, assim, quanto menor a concentração de clorofila na folha, maior será o aumento relativo da absorção de luz devido ao aumento nesta concentração inicial. Ainda para o mesmo autor, a concentração de clorofila só influencia as taxas fotossintéticas se estiver abaixo da concentração ótima para este processo.

Pela Figura 19 observa-se que houve diferença estatística entre os tratamentos aos 7 e 14 DA3A na atividade da enzima superóxido dismutase (Figura 19 a), sendo que as plantas tratadas com 1,6 e 1,8 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentaram maior atividade aos 7 DA3A quando comparada com as plantas tratadas com 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV e 1,2 L ha<sup>-1</sup> de FF e para os 14 DA3A a maior atividade foi evidenciada nas plantas tratadas com 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF diferindo estatisticamente da testemunha; 1,8 L ha<sup>-1</sup> e 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV e 1,2 L ha<sup>-1</sup> de FF. Este aumento da atividade da superóxido dismutase indica maior atividade metabólica e proteção das plantas ao estresse oxidativo. Já que a fonte de fósforo presente no fertilizante foliar tem um importante papel na manutenção da integridade da membrana e os hormônios vegetais (giberelina, auxina e citocinina) presentes na planta e nos reguladores vegetais utilizados também podem atuar na proteção das plantas ao estresse oxidativo.

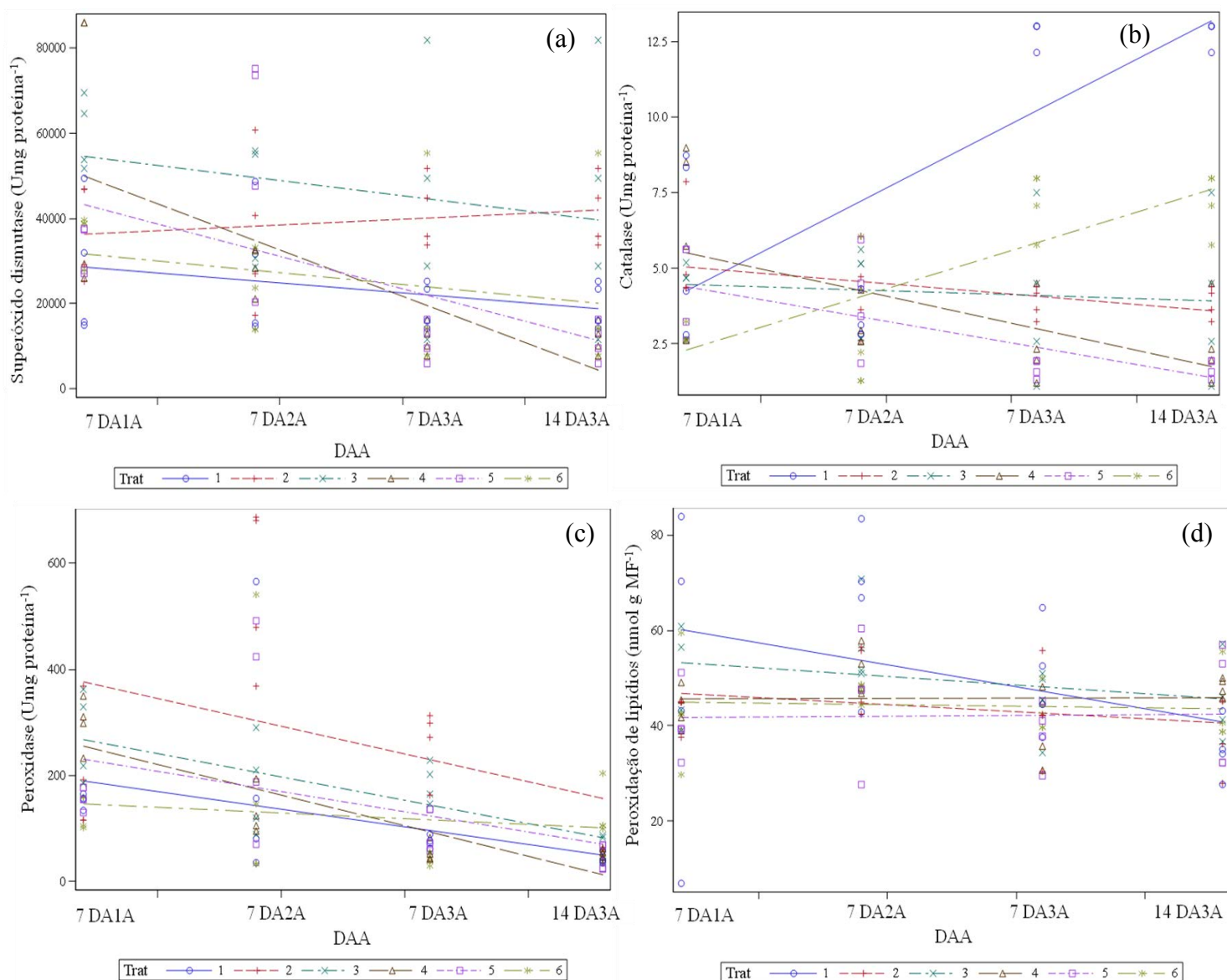
Este grupo de enzima é encontrado no citoplasma celular e matriz mitocondrial, constituindo-se na primeira linha de defesa contra as EROs (Espécies Reativas de Oxigênio). Assim, as superóxido dismutase estão entre os mais importantes sistemas de defesa enzimático, quando acopladas a rotas de eventos necessários à completa detoxificação das EROs (ALSCHER et al., 2002). O peróxido de hidrogênio, formado como subproduto da atividade da SOD, apesar de menos reativo, em altas concentrações torna-se tóxico, pois pode reagir formando radicais hidroxila (BOWLER et al., 1992) que causam a peroxidação de lipídios.

Em relação à atividade da enzima catalase (Figura 19 b), só houve diferença estatística entre os tratamentos aos 7 e 14 DA3A. Plantas da testemunha apresentaram alta atividade da catalase aos 7 DA3A e aos 14 DA3A as plantas tratadas com 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF apresentou maior atividade diferindo estatisticamente da testemunha e da dose de 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV. Essa enzima está presente nos peroxissomos e age decompondo o H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> em oxigênio molecular e água (MOLLER et al., 2007). Alternativamente, o H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> pode ser removido das células pela peroxidase.

Para a atividade da peroxidase (Figura 19 c) observa-se que houve diferença estatística entre todos os tratamentos, nas diferentes fases fenológicas. Assim, aos 7 DA1A plantas tratadas com 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentaram maior atividade, diferindo estatisticamente das plantas tratadas com 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF, enquanto que aos 7 DA2A e 7 DA3A as plantas tratadas com 1,6 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentaram maior atividade, não diferindo das doses de 1,2 L ha<sup>-1</sup> de FF e 1,8 L ha<sup>-1</sup> de RV, respectivamente, e aos 14 DA3A, fase de amolecimento de baga, a atividade desta enzima foi mais elevada no tratamento com 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF. O aumento da atividade desta enzima durante a fase de amolecimento de baga pode ser devido ao aumento da solubilidade da enzima com o grau de maturação.

Para peroxidação de lipídios (Figura 19 d) não houve diferença estatística entre os tratamentos e nem nas fases avaliadas. Assim, apesar da SOD, CAT e POD terem apresentado maiores atividades em determinadas fases fenológicas estudadas, estes não influenciaram na redução ou aumento da peroxidação de lipídios.

A alta atividade das enzimas em plantas submetidas ao estresse pode indicar a habilidade de certos genótipos em degradar substâncias tóxicas, como os radicais livres (peróxidos) liberados nestas condições (SUBASHINI & REDDY, 1990).



**Figura 19.** Análises de covariância para atividade das enzimas superóxido dismutase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ ), catalase ( $\text{U mg proteína}^{-1}$ ), peroxidase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ ) e peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g massa fresca}^{-1}$ ), 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas de inflorescências desenvolvidas: flores separadas, crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012.

DAA – Dias após aplicação; Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar

Trat. 1 – Testemunha; Trat. 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; Trat. 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>

A Tabela 7 indica que houve diferença estatística para maioria dos dados de trocas gasosas, exceto para condutância estomática ( $g_s$ , mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) e taxa de transpiração ( $E$ , mmol vapor d'água m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>). As variáveis concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), eficiência de carboxilação [( $\mu$ mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) ( $\mu$ mol mol<sup>-1</sup>)<sup>-1</sup>], eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu$ mol CO<sub>2</sub> (mmol H<sub>2</sub>O)<sup>-1</sup>) e temperatura da folha (TF, °C) diferiram estatisticamente entre os dias após aplicação (DAA), tratamentos e na interação, e a taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu$ mol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>) apenas entre os DAA e os tratamentos.

**Tabela 7.** Taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu$ mol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), condutância estomática ( $g_s$ , mol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), taxa de transpiração ( $E$ , mmol vapor d'água m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu$ mol CO<sub>2</sub> (mmol H<sub>2</sub>O)<sup>-1</sup>); eficiência de carboxilação e temperatura da folha (TF, °C) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira 'Sweet Sunshine', no 1<sup>o</sup> semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
$A$ ( $\mu$ mol CO <sub>2</sub> m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> )	Trat	0,0248
	DAA	0,0071
	DAA* Trat	0,6091
$g_s$ (mol m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> )	Trat	0,5024
	DAA	0,4082
	DAA* Trat	0,6673
$E$ (mmol vapor d'água m <sup>-2</sup> s <sup>-1</sup> )	Trat	0,9309
	DAA	0,2208
	DAA* Trat	0,8896
$C_i/C_a$	Trat	<0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001
$EUA$ ( $\mu$ mol CO <sub>2</sub> (mmol H <sub>2</sub> O) <sup>-1</sup> )	Trat	0,0030
	DAA	0,0114
	DAA* Trat	0,0065
$A/C_i$	Trat	0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001
TF (°C)	Trat	0,0005
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001

DAA- Dias após aplicação; Trat.- Tratamentos.

Pela Figura 14 observa-se que o mês de março de 2013 apresentou temperatura média de 29°C, o que influenciou na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> (*A*), condutância estomática (*g<sub>s</sub>*), transpiração (*E*), concentração interna de CO<sub>2</sub> (Figura 20), eficiência de carboxilação (*A/C<sub>i</sub>*) e temperatura da folha (°C) aos 14 DA3A (Figura 21), mês correspondente à 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação dos tratamentos.

Segundo Oliari et al. (2010), a temperatura influencia no metabolismo das plantas alterando a velocidade das reações químicas e a atividade das enzimas que participam deste processo. Em elevadas temperaturas, a velocidade das reações é alta, assim, a disponibilidade de substrato e o transporte de energia não acompanham essas reações, não aumentando a taxa de assimilação de carbono. Além disso, altas temperaturas provocam desequilíbrio na absorção e liberação de CO<sub>2</sub> pelas plantas (ATKIN et al., 2007), influenciando na capacidade da enzima ribulose 1,5-bifosfato carboxilase/oxigenase (Rubisco) em desenvolver sua função na fixação de carbono (ANDERSSON & BACKLUND, 2008), além de promover a degradação da Rubisco. Além disso, em altas temperaturas ocorre o fechamento dos estômatos, diminuindo a atividade da enzima Rubisco, pois o CO<sub>2</sub> atua tanto como ativador quanto substrato para a ação dessa enzima. Assim, ocorrerá baixa competição entre o CO<sub>2</sub> e o O<sub>2</sub> pela reação com a ribulose 1,5-bifosfato, pois a atividade de carboxilação e oxigenação ocorrem dentro do mesmo sítio ativo da enzima Rubisco.

Entre os fatores que afetam a produção das plantas, os climáticos são os mais importantes, principalmente, a luz solar e a temperatura, sendo que esses fatores influenciam tanto na eficiência fotossintética como respiratória, promovendo modificação na atividade catalítica e no transporte de elétrons, alteração na composição de pigmentos e provocando mudanças na anatomia das folhas.

A Figura 20 mostra a variação na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> (*A*) nas diferentes fases avaliadas e nos diferentes tratamentos, contribuíram significativamente com 2,48% e 0,71%, respectivamente, na qual o tratamento com FF a 1,2 L ha<sup>-1</sup> foi superior à testemunha, à 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV e à 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF aos 14 DA3A. A dose de 1,2 L ha<sup>-1</sup> de FF apresentou a maior média aos 14 DA3A, refletindo em maior condutância estomática, eficiência de carboxilação (*A/C<sub>i</sub>*) e maior teor de sacarose (Figura 22 c). Essa maior assimilação de CO<sub>2</sub> está relacionada à maior demanda por carboidratos para o desenvolvimento da baga, onde aos 14 DA3A está ocorrendo ao mesmo tempo crescimento e amolecimento das bagas. Nessa fase, as bagas são os principais drenos e a



maior proporção de fotoassimilados está sendo direcionada para esses órgãos. Portanto, os tratamentos interferiram na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, conseqüentemente, no transporte de fotoassimilados e na produtividade da planta.

Quando analisado por fases fenológicas observa-se que houve um decréscimo na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, nos dias após aplicação (DAA) atingindo níveis altos aos 7 DA1A data correspondente à fase de inflorescência desenvolvida: flores separadas e caindo aos 7 DA2A, 7 e 14 DA3A datas correspondentes às fases de crescimento de bagas (3-5 mm), crescimento de bagas (10-12 mm) e amolecimento de baga, respectivamente. Indicando o transporte de fotoassimilado para o desenvolvimento das bagas, dreno principal.

Essas variações nos valores da taxa de fotossíntese nas diferentes fases e nos diferentes tratamentos podem estar relacionadas, ao efeito dos tratamentos e/ou as condições ambientais, que podem influenciar em todo o processo fotossintético. No processo fotoquímico da fotossíntese a energia luminosa é absorvida e transformada em energia química potencial, com formação de ATP e NADPH+H<sup>+</sup>, que serão utilizados na redução do CO<sub>2</sub> e na fase bioquímica da fotossíntese, que utiliza o potencial de redução do NADPH e a energia armazenada no ATP para reduzir o CO<sub>2</sub> em açúcares (MARENCO & LOPES, 2011), confirmando assim, a variação observada nos teores de carboidratos nas folhas de videira (Figura 22). Os açúcares produzidos nas folhas promovem o crescimento e desenvolvimento das bagas e o armazenamento de carboidratos nos tecidos drenos não fotossintetizantes.

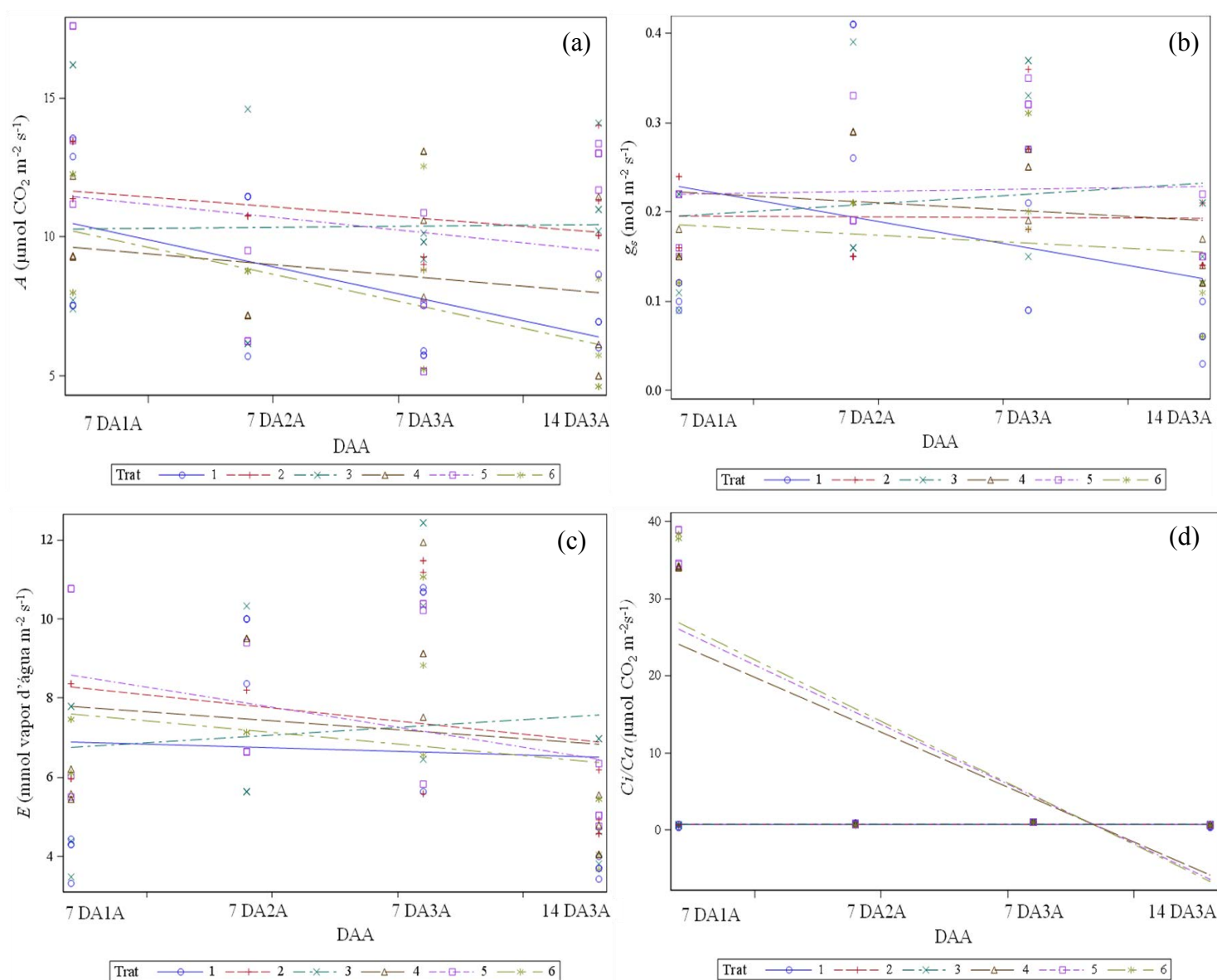
Para os resultados de condutância estomática ( $g_s$ ) e taxa de transpiração não houve efeito significativo dos tratamentos. Esses resultados indicam relação positiva entre essas características. Autores como Oliveira et al. (2002), Fereres & Soriano (2007) e Pompelli et al. (2010) relatam que a redução/aumento da  $E$  sofre efeito da redução/aumento da  $g_s$ , como mecanismo de proteção contra a desidratação foliar.

Observou-se também, relação positiva entre os valores de transpiração ( $E$ ), condutância estomática ( $g_s$ ) e concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ) nas fases avaliadas. Essa relação aumenta a eficiência da planta, pois à medida que aumenta a condutância estomática, aumenta a perda de água pela transpiração e conforme os estômatos permanecem abertos ocorre a entrada de CO<sub>2</sub> e, assim, aumentando a concentração interna de CO<sub>2</sub> e, conseqüentemente, maior taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> pelas folhas.

Os resultados de  $C_i/C_a$  apresentaram diferenças estatísticas entre os tratamentos, os DAA e na interação, sendo a maioria dos tratamentos superiores à testemunha, com alto grau de significância 0,01%. Apresentando as doses de RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>, FF 1,2 L ha<sup>-1</sup> e 1,5 L ha<sup>-1</sup> os melhores resultados.

Analisando cada fase verifica-se que houve uma maior concentração interna de CO<sub>2</sub> na fase de inflorescências desenvolvidas: flores separadas (7 DA1A), que foi favorecido pela abertura estomática (condutância estomática) ocorrida durante a fase, aumentando a concentração intercelular de CO<sub>2</sub> e, conseqüentemente, ao aumento da assimilação de CO<sub>2</sub>, que também poderá levar ao aumento do fluxo de elétrons para a produção de ATP e NADPH+H<sup>+</sup>, e menores nas fases subsequentes.

Observa-se ainda que, quando houve aumento na taxa de transpiração, ocorreu redução na EUA e  $A/C_i$  e quando houve maior  $g_s$ , houve menor EUA e vice-versa. Essa relação negativa pode ser um indicativo da baixa eficiência da planta no uso da água para a realização de fotossíntese, ou seja, perde grande quantidade de água para produzir baixa quantidade de massa seca.



**Figura 20.** Análises de covariância para taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$  ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e concentração interna de  $\text{CO}_2$  ( $C_i/C_a$ ) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1<sup>o</sup> semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

Para eficiência do uso da água (Figura 21 a) observa-se que a testemunha e os tratamentos de RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 1,8 L ha<sup>-1</sup> foram superiores aos demais tratamentos aos 7 DA1A e 7 DA2A, e aos 7 DA3A apenas os tratamentos com RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 1,8 L ha<sup>-1</sup>. Contudo, o tratamento de FF 1,5 L ha<sup>-1</sup> apresentou comportamento linear nos DAA, atingindo valor superior aos 14 DA3A, acontecendo o mesmo para teor de açúcares redutores (Figura 22 b). O que pode ser justificado pela fonte de fósforo presente no fertilizante foliar, por fazer parte da molécula de ATP, composto rico em energia, participa de vários processos metabólicos (síntese e degradação de carboidratos, síntese de proteínas e de ácidos graxos).

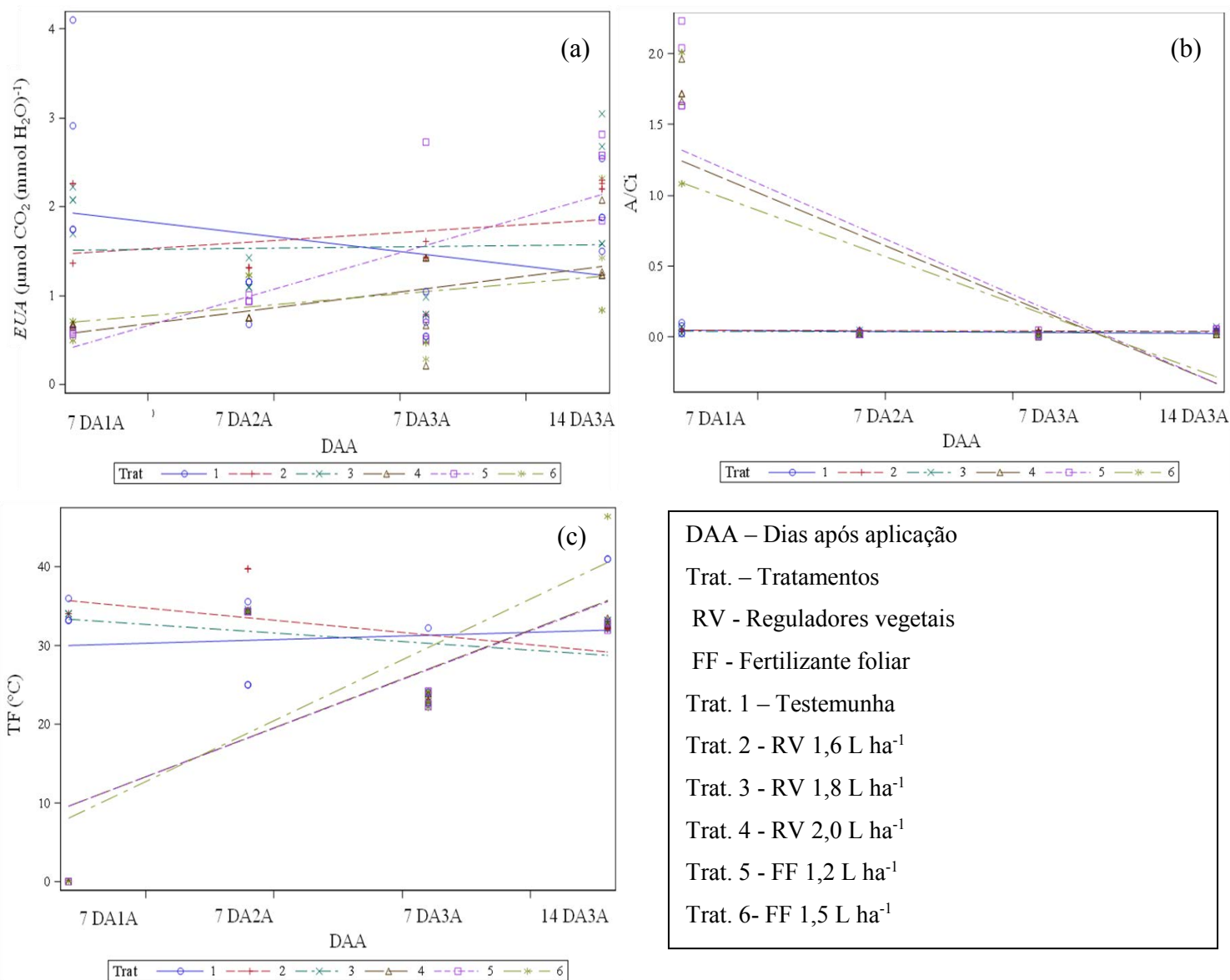
A EUA está associada à capacidade da planta em assimilar maiores concentrações de carbono limitando a perda de água pelo controle da abertura e fechamento estomático (SILVA et al., 2006). Para Silva et al. (2010) reduções na eficiência de carboxilação também indicam limitação do mesófilo foliar na fotossíntese de plantas estressadas.

Para temperatura da folha (°C) houve diferença estatística entre os tratamentos aos 7 DA1A e 7 DA2A, sendo 37°C a temperatura média observada aos 7 DA1A nas plantas tratadas com 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF, o que refletiu em menor assimilação de CO<sub>2</sub> e EUA. Porém, aos 7 DA2A, mesmo a testemunha apresentando menor temperatura (28°C) em relação aos demais tratamentos, não houve aumento na eficiência fotossintética para as variáveis de trocas gasosas, enquanto que, as plantas tratadas com a dose de 1,6 L ha<sup>-1</sup> de RV, mesmo apresentando maior temperatura (39°C), apresentou taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> de 10,7699 μmol CO<sub>2</sub> m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>, valor superior a todos os tratamentos, indicando efeito protetor dos reguladores vegetais, protegendo o tecido foliar das altas temperaturas e da inibição dos processos fotossintéticos.

Quando analisadas dentro dos DAA e/ou fases, os tratamentos 1,2 L ha<sup>-1</sup> e 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF apresentaram menor temperatura aos 7 DA1A (fase de inflorescência desenvolvida: flores separadas) aumentando rapidamente para as fases seguintes, atingindo maiores valores aos 14 DA3A, acontecendo o inverso com os demais tratamentos, porém com quedas gradativas no grau da temperatura.

Neste estudo observou-se baixa insolação média (horas) e altas temperaturas nos meses de fevereiro, março e abril durante o desenvolvimento do trabalho (Figura 14). Em regiões semiáridas, apesar da baixa precipitação, altas temperaturas e elevado déficit de pressão de vapor na atmosfera ao longo do ano, há uma concentração de

nuvens, promovendo o sombreamento às plantas, que pode provocar redução na absorção de energia luminosa e, conseqüentemente, redução na taxa fotossintética.



**Figura 21.** Análises de variância para eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2$  ( $\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação e temperatura da folha ( $TF$ ,  $^{\circ}\text{C}$ ) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1<sup>o</sup> semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

Pela Tabela 8 observa-se que houve diferença estatística para a maioria das variáveis analisadas, exceto, para clorofila *a* e *b*, e para atividade das enzimas antioxidantes superóxido dismutase e catalase.

**Tabela 8.** Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos, proteínas, clorofila *a* e *b*  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF), enzimas superóxido dismutase, catalase e peroxidase  $\text{Umg de proteína}^{-1}$ , e peroxidação de lipídios aos 7 dias após a 1ª, 2ª e 3ª aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3ª aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1º semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Açúcares totais ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,4692
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,8259
Açúcares redutores ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,1686
	DAA	0,0022
	DAA* Trat	0,1030
Sacarose ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,0047
	DAA	0,7288
	DAA* Trat	0,1483
Aminoácidos ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	<0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,0143
Proteínas ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,0433
	DAA	0,0112
	DAA* Trat	0,0012
Clorofila <i>a</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,9349
	DAA	0,0605
	DAA* Trat	0,3476
Clorofila <i>b</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,8554
	DAA	0,2042
	DAA* Trat	0,6487
Superóxido dismutase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	0,0559
	DAA	0,8733
	DAA* Trat	0,1237
Catalase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	0,0659
	DAA	0,4009
	DAA* Trat	0,6318
Peroxidase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	0,0510
	DAA	0,0937
	DAA* Trat	0,0315
Peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g MF}^{-1}$ )	Trat	0,0387
	DAA	0,0967
	DAA* Trat	0,0421

Com relação às macromoléculas (Figura 22) se observa que houve diferenças estatísticas para a concentração de açúcares totais (Fig. 22 a) aos 7 DA1A e 7 DA2A, açúcares redutores (Fig. 22 b) aos 7 DA2A e 14 DA3A, sacarose (Fig. 22 c) aos 7 DA1A, aminoácidos (Fig. 22 d) aos 7 DA1A e 14 DA3A e proteínas (Fig. 23 a) apenas aos 7 DA1A. Indicando a demanda da planta por carboidratos nas diferentes fases.

Aos 7 DA1A, o teor de açúcares totais foi baixo quando comparado com as fases seguintes, porém, foi nesta fase de aplicação dos tratamentos que houve maior taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>, bem como maior  $A/C_i$  (Figuras 20 a e 21 b). Quando analisado os tratamentos observa-se que o tratamento com 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentou, significativamente, o maior valor quando comparado com os demais, apresentando um aumento crescente ao longo das fases, apresentando comportamento semelhante no teor de sacarose (Figura 22 c), principal açúcar de reserva, resultando em maior produtividade (Figura 25), indicando que houve equilíbrio na distribuição de fotoassimilados na planta de videira.

As diferentes estratégias de aplicação de RV e FF proporcionaram aumento crescente nos valores médios de AST nas folhas da videira ao longo das fases, que vão desde a inflorescência desenvolvida: flores separadas até o amolecimento de bagas, evidenciando maior produção e translocação de carboidratos das folhas fontes para suprir as necessidades dos cachos (drenos), corroborando com os resultados obtidos por Santos et al. (2013) que, estudando o metabolismo da videira ‘Syrah’ sobre três estratégias de irrigação observaram que os maiores valores de AST foram verificados na fase de amadurecimento de bagas.

Quanto aos resultados referentes aos teores de AR (Figura 22 b) observa-se que a testemunha e o tratamento 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF foram eficientes na produção e translocação desses açúcares, aos 7 DA2A, 7 e 14 DA3A, respectivamente, evidenciando produção ao longo das fases. Observa-se ainda, aumento desses açúcares no decorrer das fases de crescimento e amolecimento de bagas, indicando relação entre a translocação de fotoassimilados e o índice de crescimento de bagas.

As flutuações nos níveis de sacarose nas diferentes fases e nos diferentes tratamentos mostraram redução do teor desse açúcar aos 7 DA3A para todos os tratamentos na fase que corresponde ao crescimento de bagas (10-12 mm), aumentando aos 14 DA3A, fase de amolecimento de bagas. Essa mobilização de sacarose nessa fase foi responsável pela formação das bagas, como o esperado, já que a sacarose é um dos

produtos finais da assimilação do CO<sub>2</sub> e sustenta o requerimento de fotoassimilados para o desenvolvimento dos tecidos dreno.

Quando analisado os níveis de sacarose por fase observa-se que o tratamento que apresentou o maior teor de sacarose aos 7 DA1A foi 1,5 L ha<sup>-1</sup> de FF, reduzindo nas fase seguintes, mostrando que os minerais presentes no FF proporcionaram maior acúmulo de sacarose na fase inicial do ciclo da videira, principalmente, o enxofre por ser componente da acetil-CoA e está envolvido na síntese da clorofila, evitando o desarranjo dos cloroplastos. Por outro lado, o teor de sacarose foi aumentado ao longo do ciclo nas plantas tratadas com a dose de RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>, interferindo positivamente no transporte de fotoassimilados e na produtividade da planta.

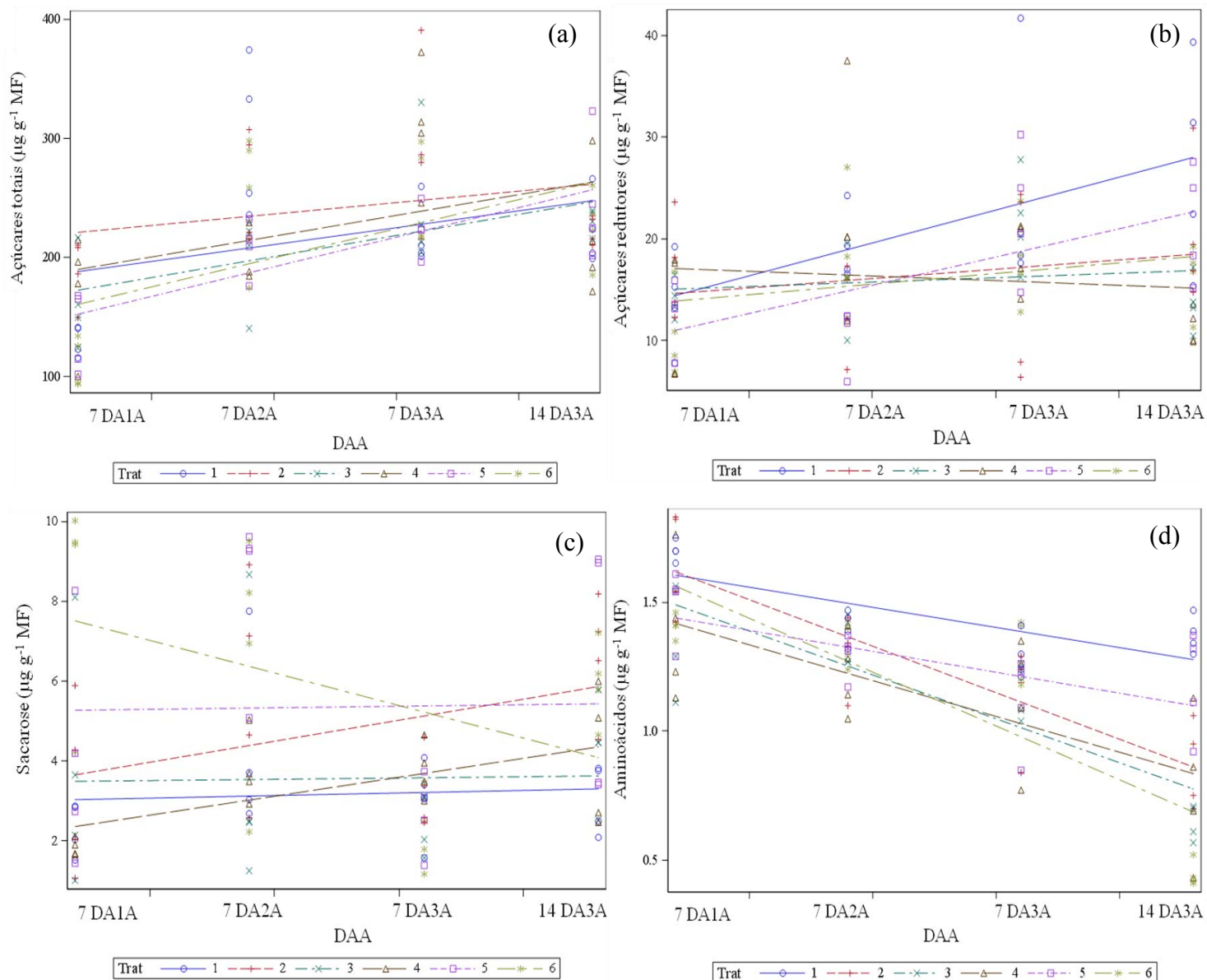
A análise detalhada do transporte de açúcares durante a fase reprodutiva (inflorescência desenvolvida: flores separadas até amolecimento de baga) pode explicar a demanda por açúcares durante o desenvolvimento dos frutos.

Os maiores valores médios de aminoácidos (Fig. 22 d) ocorreram aos 7 DA1A, no início da fase reprodutiva, decrescendo nas demais épocas de aplicação e avaliações, sendo o menor teor encontrado aos 21 DA3A. A testemunha apresentou as maiores médias aos 7 DA1A e 14 DA3A e nas demais fases, valores foram mais expressivos que os demais tratamentos. Esse elevado valor no teor de aminoácidos apresentado pela testemunha pode ser um indicativo de que as plantas estão sob estresse.

Analisando o teor de proteínas (Fig. 23 a) observa-se que as diferenças foram mais significativas aos 7 DA1A, 7 DA2A, sendo que todos os tratamentos apresentaram médias superiores à testemunha. Porém, aos 14 DA3A apenas o tratamento RV 2,0 L ha<sup>-1</sup> foi superior à testemunha. A citocinina presente na mistura de reguladores vegetais utilizados pode ter aumentado a composição de proteínas, evitando a degradação de cloroplastos, promovendo ganho de proteínas, lipídios e clorofila, mantendo a atividade do metabolismo das células, assim, retardando a senescência.

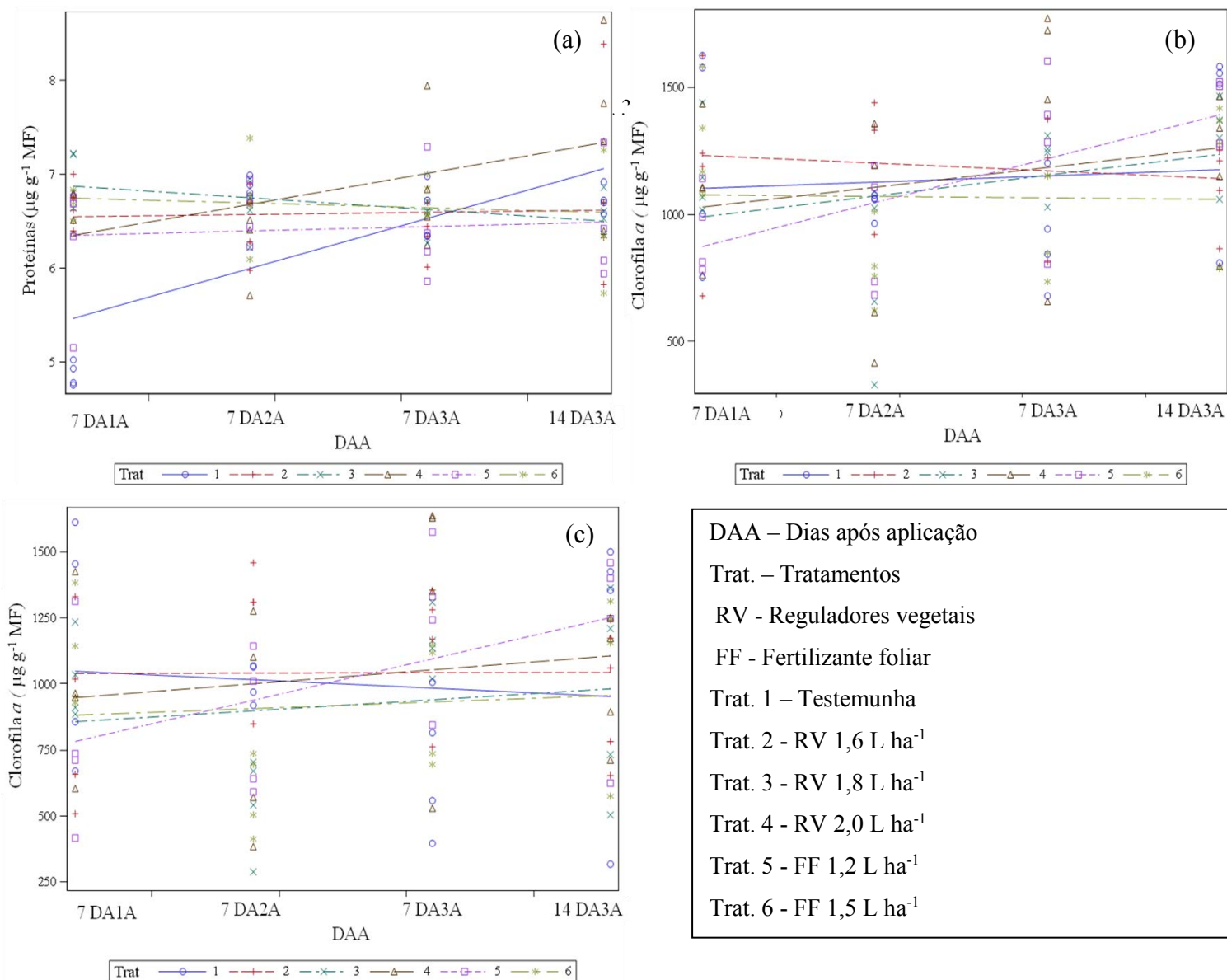
Observa-se ainda, uma relação entre o teor de proteínas e o teor de clorofilas *a* e *b* (Figura 23). Que pode ser justificado pela associação entre as clorofilas e as proteínas para a formação do complexo pigmentos-proteínas otimizando o processo de transferência de energia (complexo de antenas) e de elétrons (centro de reações).





**Figura 22.** Teores foliares de açúcares solúveis totais (AST), açúcares redutores (AR), sacarose (SUC) e aminoácidos (AA) µg g<sup>-1</sup> de matéria fresca (MF) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

DAA – Dias após aplicação; Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar.



**Figura 23.** Análises de covariância para Teores foliares de proteínas, clorofilas  $a$  e  $b$  ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca) aos 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10-12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, na fase de amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 2<sup>o</sup> semestre de 2012 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

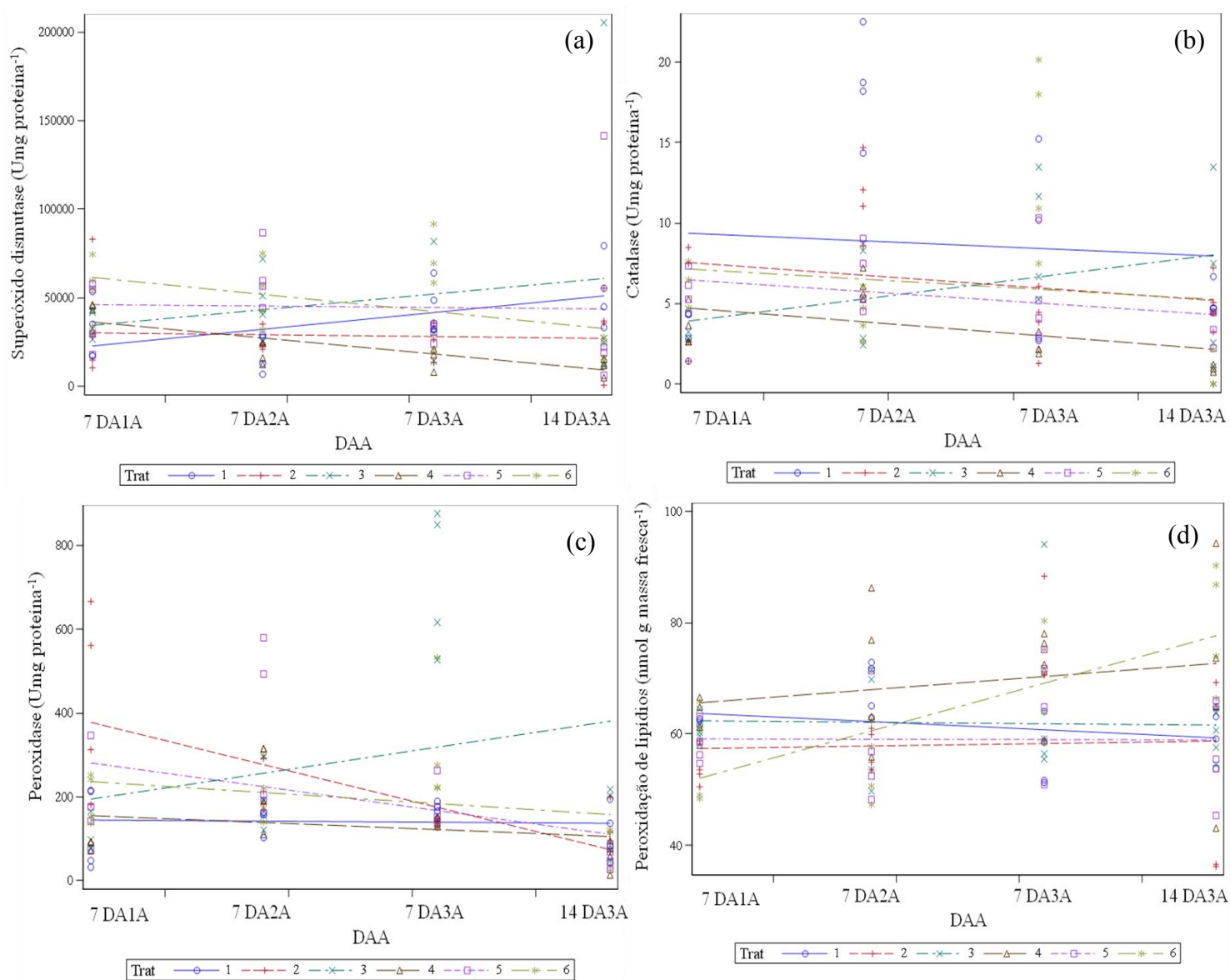
Analisando a atuação da enzima peroxidase (Fig. 24 c), nas fases de fenológicas, observa-se alta atividade dessa enzima na fase de inflorescências desenvolvidas: flores separadas, reduzindo nas fases seguintes, indicando a atividade dessa enzima no combate ao estresse oxidativo na fase inicial do ciclo produtivo da videira.

Houve uma significância de 3,87% dos tratamentos e 4,21% de interação significativa, para a peroxidação de lipídios (Figura 24 d), apresentando o tratamento RV 2,0 L ha<sup>-1</sup> maior peroxidação de lipídios, porém, menor atividade das enzimas antioxidantes superóxido dismutase e catalase, sugerindo que o tratamentos foi efetivo no controle das EROs. Segundo Lin & Kao (2000), a peroxidação de lipídios produz aldeído malônico (MDA), que é um produto da decomposição dos ácidos graxos das biomembranas e é uma forma de atestar a presença de radicais livres. Garcia (2009) relata que a elevação nos teores de MDA é indicativo de danos nas membranas.

No que se refere à decomposição de espécies reativas de oxigênio (EROs), observou-se, o incremento na atividade POD em todos os tratamentos e nas diferentes fases. Esse fato indica um mecanismo de defesa antioxidante eficiente, capaz de evitar o estresse oxidativo. Para Souza et al. (2005), a condição de desequilíbrio entre a atividade fotoquímica e bioquímica da fotossíntese favorece a geração de EROs, que segundo Cavalcante et al. (2004) resulta numa maior demanda por um eficiente mecanismo antioxidante de defesa para evitar o estresse oxidativo.

Para espécies de plantas C3 em condições que favorecem a alta atividade oxigenase da enzima Rubisco, tais como temperatura elevada, alta intensidade luminosa e fechamento dos estômatos (FOYER & NOCTOR, 2000), condições nas quais foi desenvolvido o presente estudo, o caminho fotorrespiratório será, provavelmente, o processo de geração de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> nos peroxissomos (FOYER & NOCTOR, 2003).

Shim et al. (2003) relatam que a inibição da atividade da catalase é um fenômeno que ocorre em muitas espécies de plantas expostas ao estresse oxidativo e está relacionada com a acumulação de ácido salicílico. No entanto, estas enzimas parecem ser incapazes de trabalhar com a produção abundante de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> que acompanha o alto fluxo fotorrespiratório (FOYER & NOCTOR, 2000).



**Figura 24.** Análises de covariância para atividade da superóxido dismutase ( $\text{Umg}^{-1}$  proteína), catalase ( $\text{Umg}^{-1}$  proteína), peroxidase ( $\text{Umg}^{-1}$  proteína) e peroxidação de lipídios (LIPO,  $\text{nmol g}$  massa fresca $^{-1}$ ), 7 dias após a 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), nas fases fenológicas, inflorescências desenvolvidas: flores separadas; crescimento de baga (3 a 5 mm), crescimento de baga (10 a 12 mm) e 14 dias após a 3<sup>a</sup> aplicação, fase amolecimento de baga da videira ‘Sweet Sunshine’, no 1<sup>o</sup> semestre de 2013 no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2013.

DAA – Dias após aplicação Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar ; 1 – Testemunha; 2 - RV 1,6 L ha $^{-1}$ ; 3 - RV 1,8 L ha $^{-1}$ ; 4 - RV 2,0 L ha $^{-1}$ ; 5 - FF 1,2 L ha $^{-1}$ ; 6 - FF 1,5 L ha $^{-1}$

Pela Tabela 9 observa-se que houve diferença estatística entre os tratamentos para todas as variáveis analisadas. Contudo, não foi verificada diferença estatística entre os ciclos produtivos e nem na interação tratamentos x ciclo produtivo.

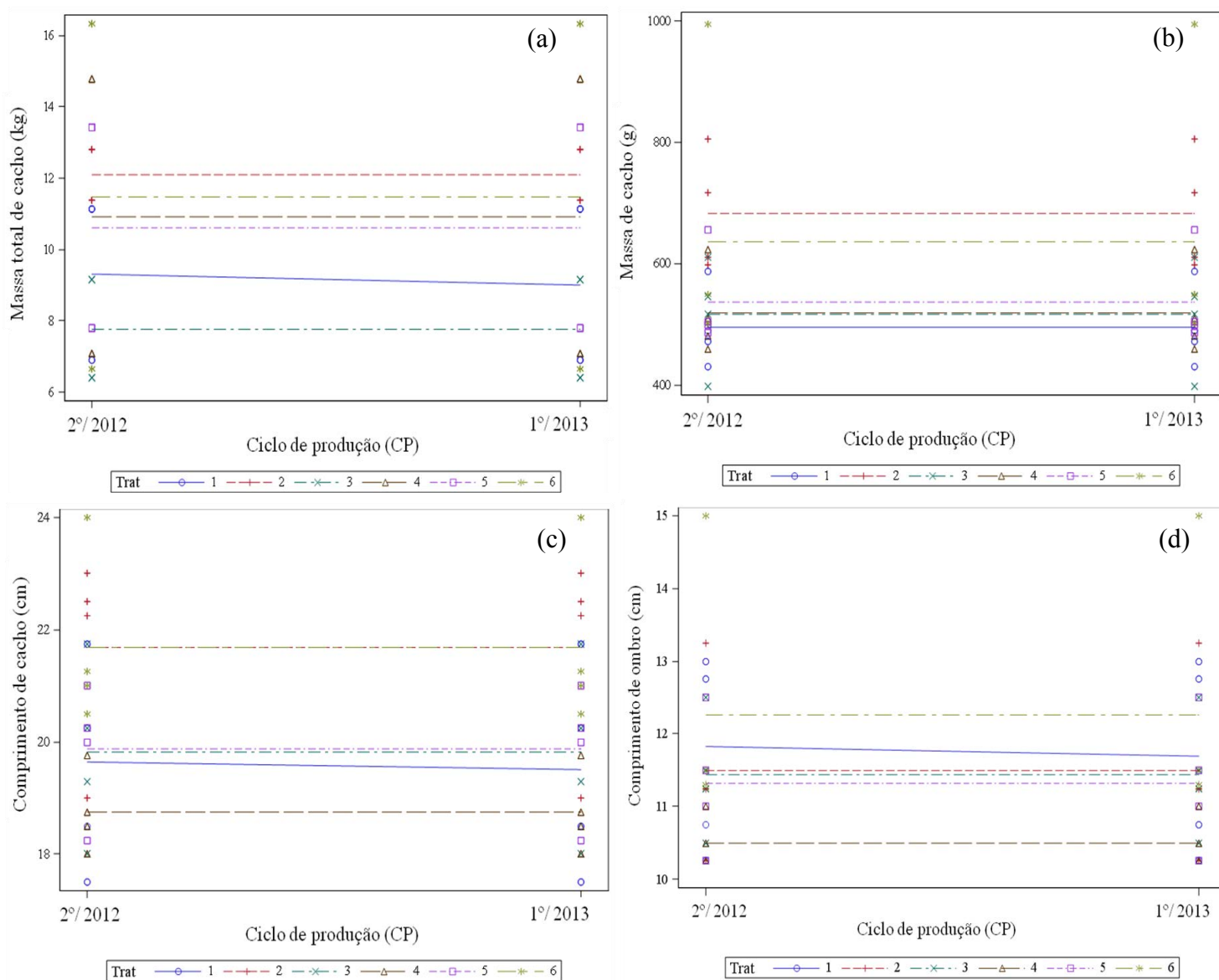
**Tabela 9.** Massa total de cacho por planta (MTC, kg), massa (MC, g) e comprimento (CC, cm) de cacho, comprimento de ombro (CO, cm), massa (MB, g), volume (VB, mL), diâmetro (DB, mm) e comprimento (CB, mm) de baga, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Massa total de cacho (g)	CP	0,9104
	Trat.	0,0027
	Trat.* CP	1,0000
Massa de cacho (g)	CP	0,9463
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000
Comprimento de cacho (cm)	CP	0,8991
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000
Comprimento de ombro (cm)	CP	0,9479
	Trat.	0,0014
	Trat.* CP	1,0000
Massa de baga (g)	CP	0,7897
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9997
Volume de baga (mL)	CP	0,7853
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9996
Diâmetro de baga (mm)	CP	0,8233
	Trat.	0,0017
	Trat.* CP	0,9999
Comprimento de baga (mm)	CP	0,8984
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000

Pela Figura 25(a) observa-se que a maioria dos tratamentos foi superior a testemunha para a produção por planta, exceto o tratamento RV 1,8 Lha<sup>-1</sup>, apresentando o maior valor significativo à dose de RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>, refletindo em maior massa em que todos os tratamentos foram superiores a testemunha, já para comprimento de cacho os tratamentos RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> e FF 1,5 L ha<sup>-1</sup> foram mais significativos e para comprimento do primeiro ombro apenas o tratamento FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>, no 2º semestre de 2012. Contudo, em 2013.1 as plantas tratadas com 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentaram maior massa total de cachos por planta (4,63 kg), ou seja, 19,6% a mais do que a testemunha. O mesmo tratamento promoveu a formação de cachos mais pesados (1054,5 g) e com maior comprimento (19,5 cm), bem como, menor índice de degrana (0,88%), diferindo estatisticamente dos demais tratamentos. A massa de cacho obtida neste trabalho em 2013.1 está de acordo com as informações da variedade, que pode variar entre 907,19 a 1020,58 g. O tratamento com 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV, nos semestres 2012.2 e 2013.1, respectivamente, proporcionaram aumento na massa de cacho devido à mistura de reguladores vegetais auxina, giberelina e citocinina, que são promotores do crescimento e desenvolvimento do vegetal através do estímulo à divisão, expansão e alongamento celular, aumentando a massa dos cachos e, conseqüentemente, a produção das plantas.

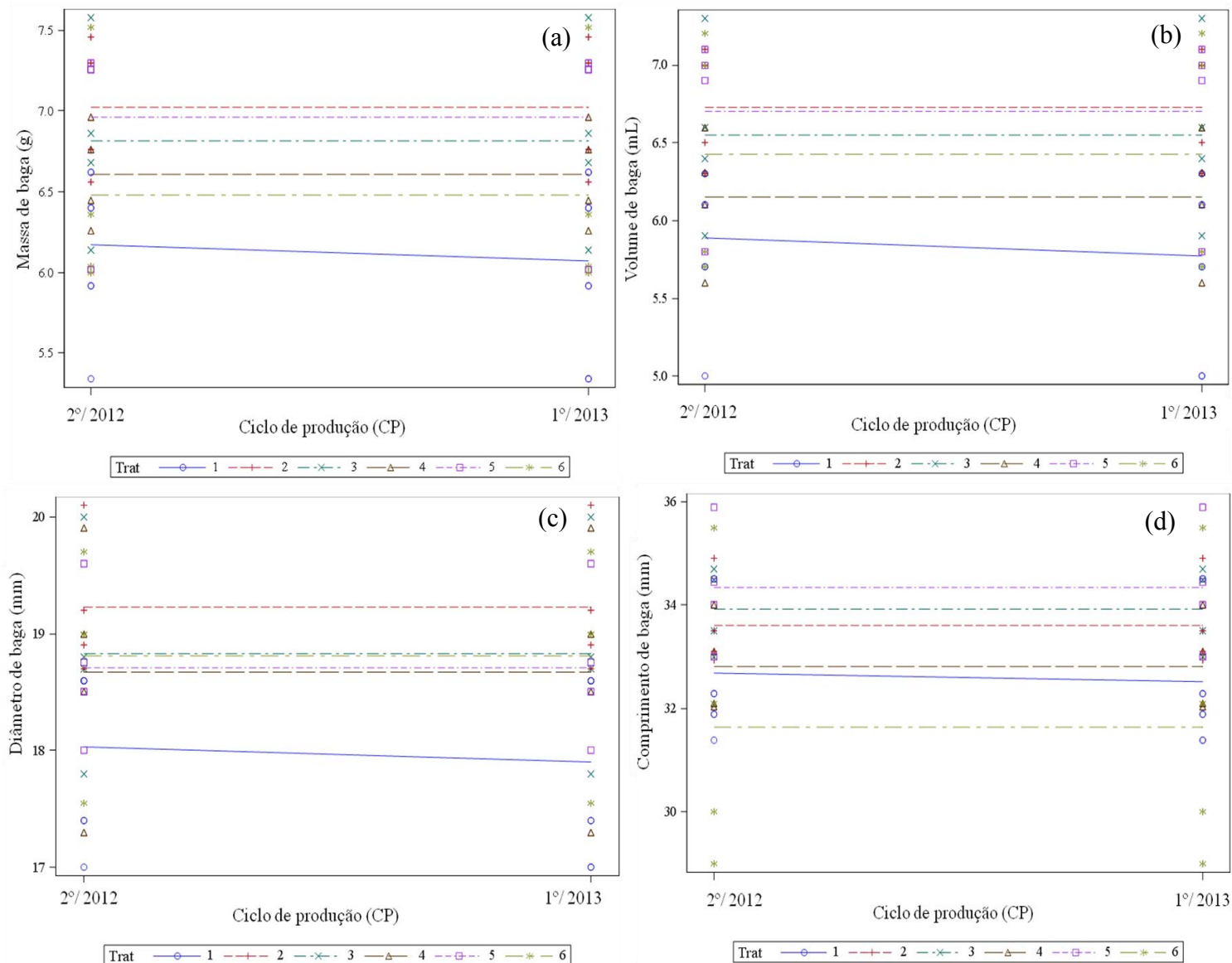
Para massa, diâmetro e volume de bagas (Figura 26) houve diferença estatística entre os tratamentos, em que todos foram superiores a testemunha. O diâmetro de baga é a principal característica utilizada como medida para avaliar o tamanho das bagas de determinada cultivar de videira, sendo uma medida rigorosamente observada em sistemas nacionais e internacionais de classificação da videira (MASCARENHAS et al., 2012). Já para comprimento de baga a maioria dos tratamentos foi superior à testemunha, exceto a dose de FF 1,5 Lha<sup>-1</sup>.

Com relação à eficiência dos tratamentos por semestre, observa-se que o tratamento 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV 2012.2 e 2013.1 de reguladores vegetais apresentaram as maiores massa de baga (7,07g; 7,17g), respectivamente, características estas, responsáveis pela maior massa de cacho verificada nestes tratamentos.



**Figura 25.** Gráfico de interação para massa total de cacho por planta (MTC, kg), massa de cacho (g), comprimento de cacho (cm) e comprimento de ombro (cm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

DAA – Dias após aplicação Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar ; 1 – Testemunha; 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>



**Figura 26.** Gráfico de interação para massa (MB, g), volume (VB, mL), diâmetro (DB, mm) e comprimento (CB, mm) de baga, após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

DAA – Dias após aplicação Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar ; 1 – Testemunha; 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>



Na Tabela 10 observa-se que houve diferença estatística entre os tratamentos para todas as variáveis analisadas.

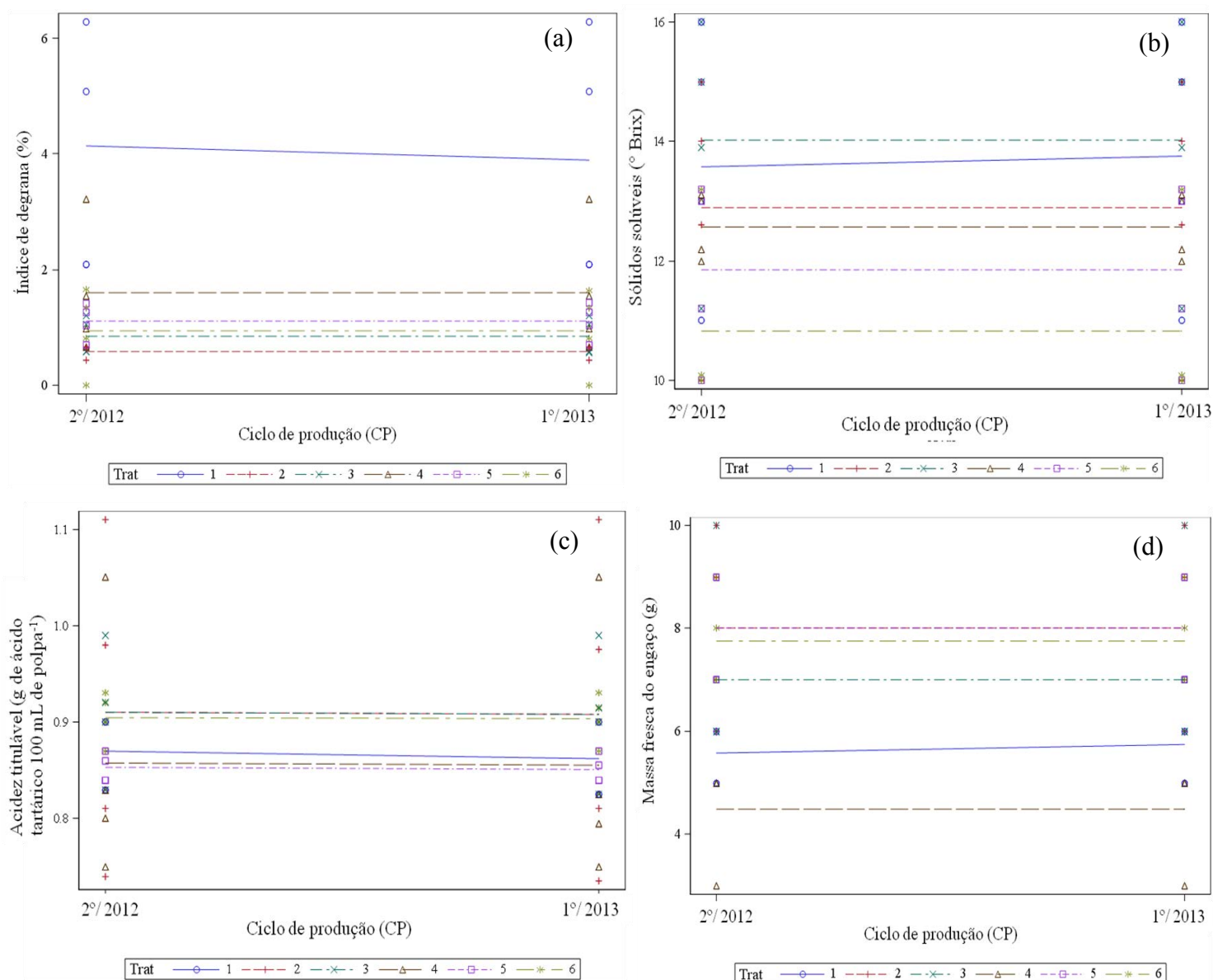
**Tabela 10.** Índice de degrana (%), teor de sólidos solúveis (SS, °brix), acidez titulável (AT, g de ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>), massa fresca do engaço (MFE, g), massa seca do engaço (MSE, g), diâmetro basal do engaço (DBE, mm), diâmetro mediano do engaço (DME, mm) e diâmetro apical do engaço (DAE, mm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Índice de degrana (%)	CP	0,9460
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9988
Sólidos solúveis (° Brix)	CP	0,8834
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000
AT (g de ácido tartárico 100 mL de polpa <sup>-1</sup> )	CP	0,8580
	Trat.	0,1788
	Trat.* CP	1,0000
Massa fresca do engaço (g)	CP	0,9893
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9999
Massa seca do engaço (g)	CP	0,8654
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9923
Diâmetro basal do engaço (mm)	CP	0,9080
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000
Diâmetro mediano do engaço (mm)	CP	0,9208
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	0,9999
Diâmetro apical do engaço (mm)	CP	0,9202
	Trat.	<0,0001
	Trat.* CP	1,0000

Já para o índice de degrana (Figura 27 a) todos os tratamentos apresentaram porcentagem menor que a testemunha (3%) em ambos os ciclo de produção, sendo que o tratamento com RV a  $1,6 \text{ L ha}^{-1}$  foi aquele que apresentou o menor percentual, 0,59% no 2º semestre de 2012 e para o 1º semestre de 2013 as plantas tratadas com a dose RV  $2,0 \text{ L ha}^{-1}$  apresentou menor índice 0,88%. Esses resultados podem ter sido influenciados pela auxina que controla o processo de abscisão e, assim, atrasando a abscisão (TAIZ & ZEIGER, 2013) e promovendo maior fixação das bagas no engaço.

Um dos principais problemas da qualidade da uva de mesa está relacionado à facilidade de degrana ou abscisão das bagas, após a colheita dos cachos, devido ao desenvolvimento da zona de abscisão (ZHANG & ZHANG, 2009), processo este que pode ser controlado pelo nível de auxina presente na zona de abscisão.

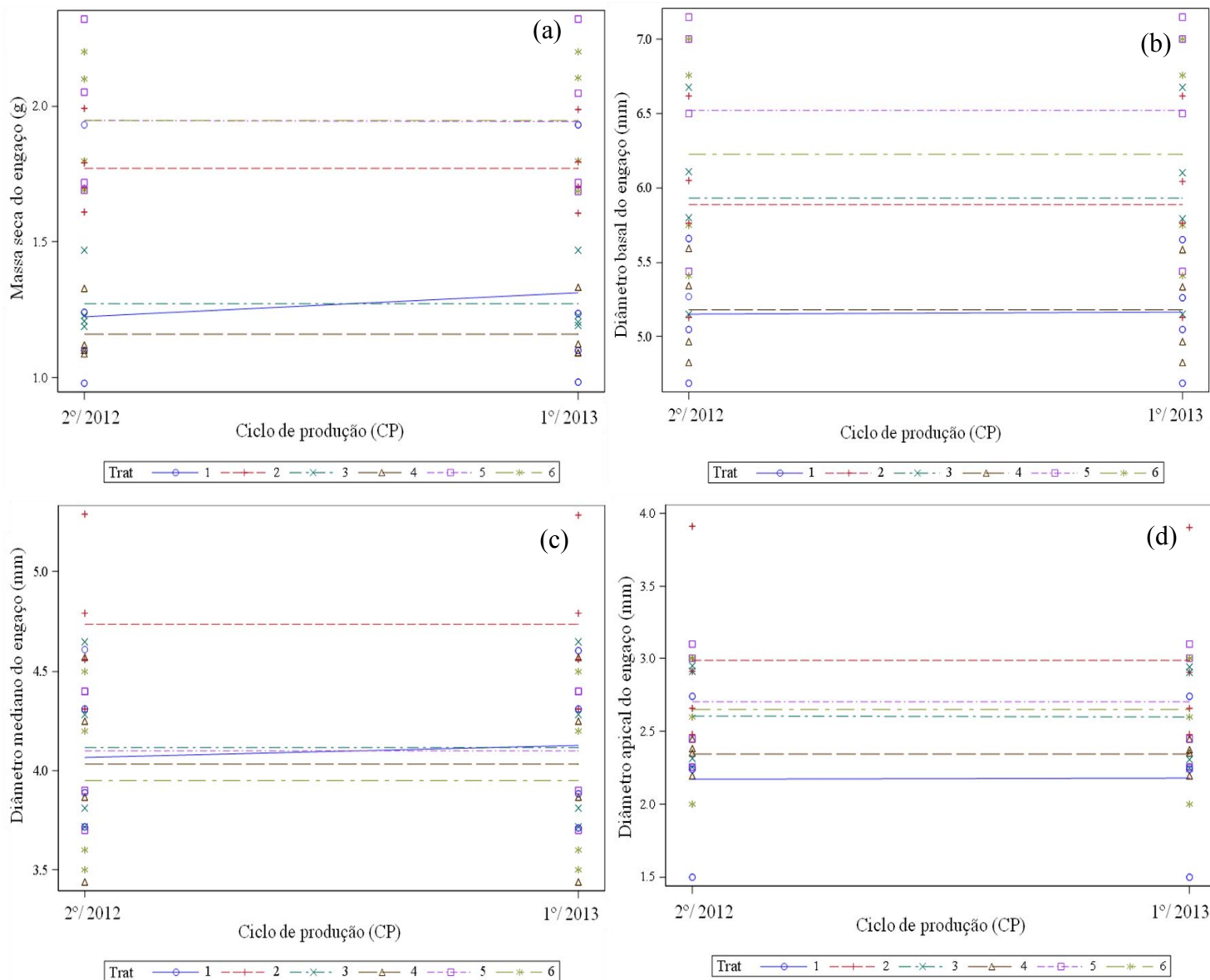
Para o teor de sólidos solúveis e acidez titulável (Fig. 27 b e 27 c) observa-se que os valores variaram entre  $14^\circ\text{brix}$  e  $0,9 \text{ g de ácido tartárico } 100 \text{ g de polpa}^{-1}$ , no tratamento RV  $1,8 \text{ L ha}^{-1}$  no 2º semestre de 2012 e para o 1º semestre de 2013 os melhores valores  $13,8^\circ\text{brix}$  e  $0,85 \text{ g de ácido tartárico } 100 \text{ g de polpa}^{-1}$  foram atingidos na dose de FF  $1,5 \text{ L ha}^{-1}$ , apresentando estes, valores superiores aos demais tratamentos, porém, não correspondendo aos valores exigidos pelo mercado que é de  $17^\circ\text{brix}$  e acidez de  $0,6 \text{ g de ácido tartárico } 100 \text{ g de polpa}^{-1}$ . Esses menores valores de sólidos solúveis obtidos podem estar relacionados às condições climáticas, visto que, a testemunha apresentou valores semelhantes aos encontrados nos diferentes tratamentos ou podem estar relacionados aos níveis inadequados de manganês aplicado no ciclo da cultura, já que o mesmo é aplicado na composição de fungicidas para controle de doenças. O elevado teor de manganês promove aumento do ácido tricarbóxico, conseqüentemente, ocorre déficit no teor de açúcares, reduzindo o teor de sólidos solúveis. Por outro lado, segundo Kirkby & Römheld (2007) a deficiência de  $\text{Mn}^{2+}$  prejudica a estrutura dos cloroplastos, afetando a fotossíntese, o que diminui o nível de carboidratos solúveis na planta.



**Figura 27.** Gráfico de interação para índice de degrana (%), teor de sólidos solúveis (SS, °brix), acidez titulável (AT, g de ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>) e massa fresca do engaço (MFE, g), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

DAA – Dias após aplicação Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar ; 1 – Testemunha; 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>

Observa-se que houve influência dos tratamentos na formação do engaço, avaliado pela massa fresca (Figura 27 d), seca e diâmetro basal, mediano e apical do engaço (Figura 28). Os resultados mostram a ação de reguladores vegetais e fertilizante foliar no acúmulo de biomassa e água no engaço, evitando rápida desidratação do mesmo, promovendo maior vida de prateleira.



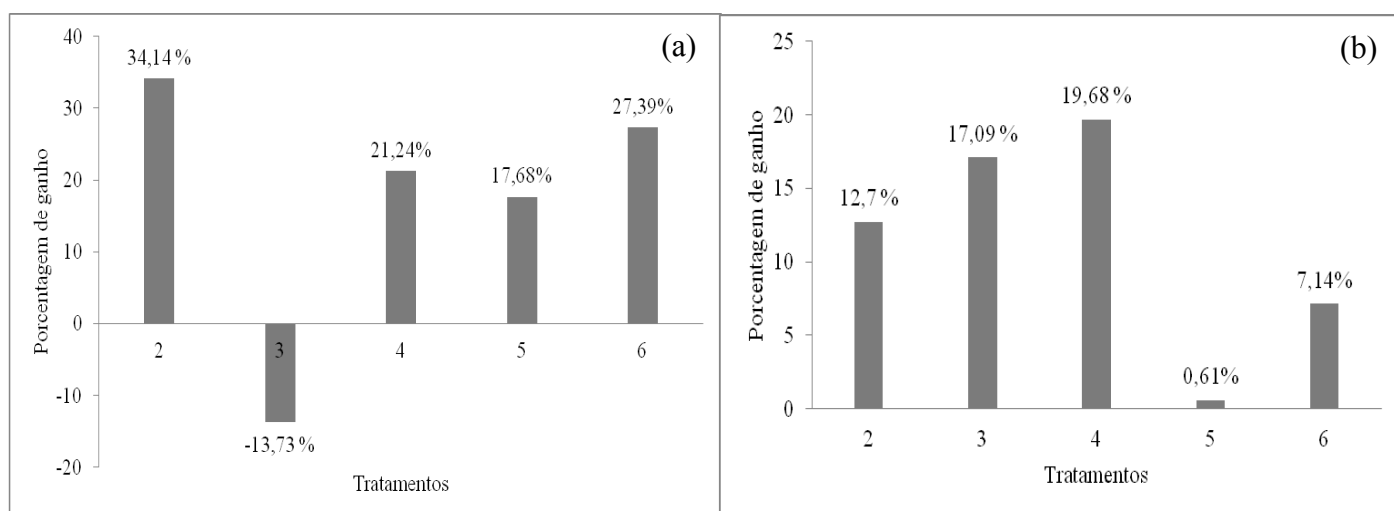
**Figura 28.** Gráfico de interação para massa seca do engaço (MSE, g), diâmetro basal do engaço (DBE, mm), diâmetro mediano do engaço (DME, mm) e diâmetro apical do engaço (DAE, mm), após a aplicação de reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF) em videira ‘Sweet Sunshine’, durante dois ciclos de produção, 2º semestre de 2012 e 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

DAA – Dias após aplicação Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF - Fertilizante foliar ; 1 – Testemunha; 2 - RV 1,6 L ha<sup>-1</sup>; 3 - RV 1,8 L ha<sup>-1</sup>; 4 - RV 2,0 L ha<sup>-1</sup>; 5 - FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; 6 - FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>

A porcentagem de ganho de produtividade (Figura 29) dos tratamentos T2; T3; T4; T5 e T6 em relação à testemunha no 2º semestre de 2012 foram de 34,14 %; -13,73%; 21,24%; 17,68%; 27,39 %, e no 1º semestre de 2013 foram de 12,7%; 17,09%; 19,68%; 0,61% e 7,14%, respectivamente. Em que, no 2º semestre de 2012, as plantas tratadas com 1,6 L ha<sup>-1</sup> de RV apresentaram maior incremento, enquanto que, no 1º semestre de 2013 foram às plantas tratadas com a maior dose 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV que apresentaram maior incremento. Indicando que as doses de reguladores vegetais devem ser ajustadas de acordo com o ciclo produtivo. Esse incremento na produtividade pode ser justificado pelo balanço hormonal presente na composição do regulador vegetal, já que esses tratamentos também proporcionaram incremento na massa total de cacho, conseqüentemente, melhor massa de cacho e baga.

Por esses valores verifica-se que plantas tratadas com 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV incrementaram na produção total por hectare. Esse incremento na produção pode ter sido influenciado pelo incremento no teor de sacarose (Figura 22 c ) pela produção de açúcares na fotossíntese, já que essa maior produção de carboidratos refletiu no aumento da massa total de cachos por planta, massa de cacho, comprimento de cacho, massa, diâmetro e volume de baga, massa fresca do engaço e menor índice de degrana. Esse fato sugere que esse tratamento proporcionou acúmulo de biomassa que pode ter sido proporcionada pelo aumento na taxa de assimilação de CO<sub>2</sub>.

Assim, pode-se sugerir que as doses de 1,6 L ha<sup>-1</sup> e 2,0 L ha<sup>-1</sup> de RV promoveu equilíbrio hormonal na planta, que favoreceu a alocação e transporte de fotoassimilados para o melhor e maior desenvolvimento dos frutos.



**Figura 29-** Porcentagem de ganho de produtividade em relação à testemunha na videira ‘Sweet Sunshine’, tratada com reguladores vegetais (RV) e fertilizante foliar (FF), no 2º semestre de 2012 e no 1º semestre de 2013, no submédio do Vale do São Francisco. Petrolina-PE. 2012/2013.

### 5.2.1 Considerações finais

A aplicação da mistura de reguladores vegetais (IBA+GA3+Kt) a  $1,6 \text{ L ha}^{-1}$  e  $2,0 \text{ L ha}^{-1}$ , e fertilizante foliar a  $1,5 \text{ L ha}^{-1}$ , aplicados separadamente, promoveram alterações nas enzimas antioxidantes. Quando aplicados nas fases de inflorescência separadas, crescimento de bagas (3-5 mm e 10-12 mm) e amolecimentos de bagas favoreceu a formação de cachos com bagas mais pesadas e menor índice de degrana. Assim, a aplicação dessa mistura de reguladores vegetais foram essenciais para a produção da videira 'Sweet Sunshine' nas condições do submédio do Vale do São Francisco.

Sugere-se que, para a obtenção de resultados mais expressivos, a aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados com fertilizante foliar, associados a uma fonte de manganês, poderia promover efeitos positivos nas plantas de videira, resultando em maior produtividade e com frutos de melhor qualidade, principalmente, quanto ao teor de sólidos solúveis.

### **5.3. Reguladores vegetais e fertilizante foliar aplicado na fase de crescimento de bagas da videira ‘Sweet Sunshine’ no 1º semestre de 2013**

Pela Tabela 11 observa-se que houve diferença estatística entre os tratamentos para taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ) e eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ). Enquanto, para dias após aplicação (DAA) as diferenças foram verificadas nas variáveis  $A$ ;  $g_s$ ;  $E$ ; eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ );  $A/C_i$  e temperatura da folha (TF, °C), já na interação apenas  $C_i/C_a$  e  $A/C_i$  foram significativos, em videira ‘Sweet Sunshine’ no 1º semestre de 2013.



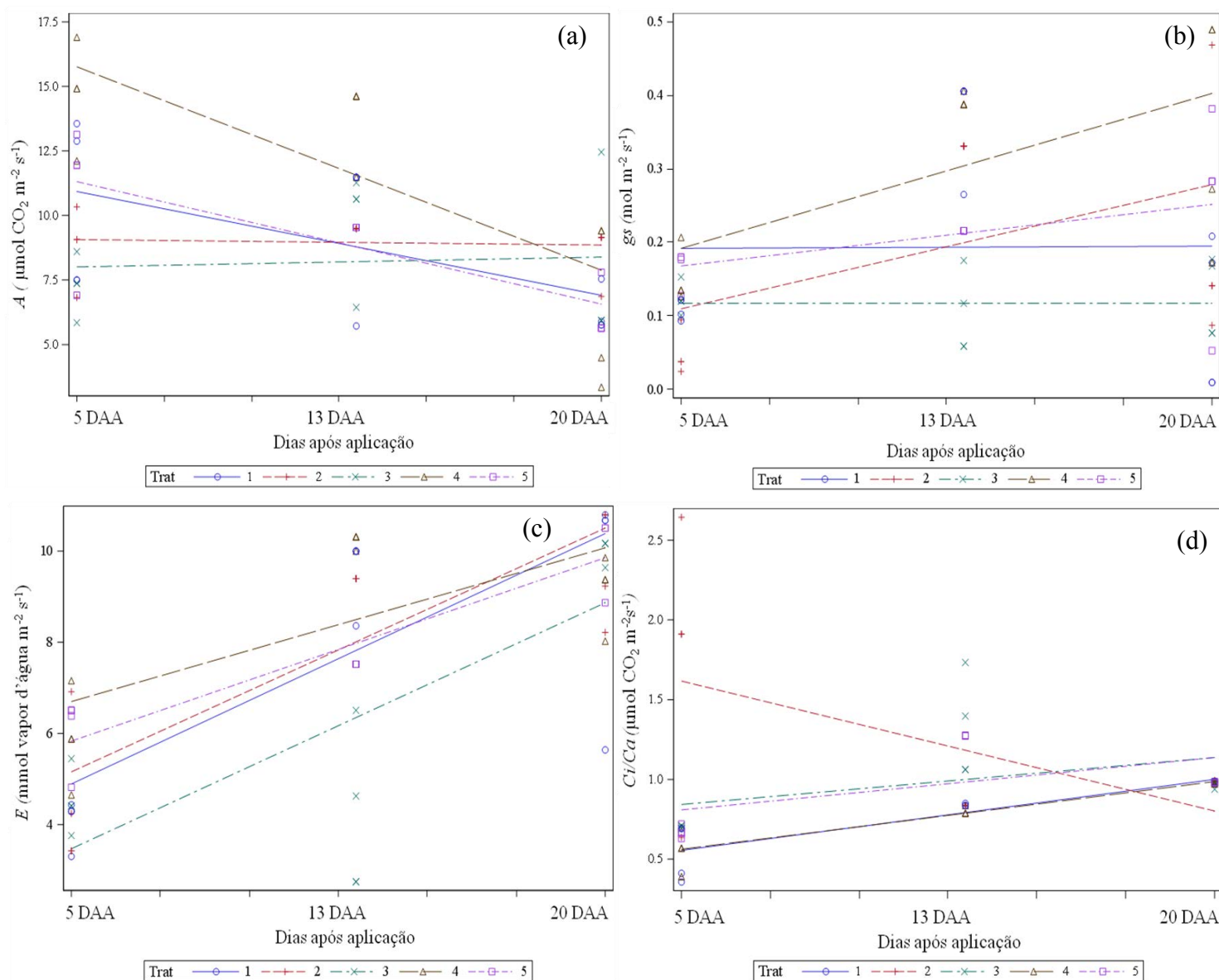
**Tabela 11.** Taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ), eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ ); eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ) e temperatura da folha (TF, °C) aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
$A$ ( $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,0041
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,0033
$g_s$ ( $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,0073
	DAA	0,0120
	DAA* Trat	0,2399
$E$ ( $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ )	Trat	0,0254
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,5994
$C_i/C_a$	Trat	0,0058
	DAA	0,1523
	DAA* Trat	0,0003
$EUA$ ( $\mu\text{mol CO}_2 (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ )	Trat	0,4482
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,3515
$A/C_i$	Trat	0,0130
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,0027
TF (°C)	Trat	0,0571
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	0,8193

Pela Figura 30 observa-se o efeito significativo dos tratamentos sobre a taxa de assimilação de CO<sub>2</sub> ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ) e taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), apresentando a mistura de RV 1, 8 L ha<sup>-1</sup> + FF 1,2 L ha<sup>-1</sup> melhor resultado. Essa maior abertura estomática promoveu maior difusão de CO<sub>2</sub> para o mesofilo foliar, promovendo maior taxa de assimilação.

Observa-se ainda uma queda brusca destas variáveis ao longo do ciclo da videira, atingindo valores altos aos 5 dias após aplicação (5DAA), favorecendo uma absorção máxima de fotoassimilados, e regredindo aos 13 e 20 DAA, o que pode estar relacionado a redistribuição dos fotoassimilados nessas fases. Já para concentração interna de CO<sub>2</sub> ( $C_i/C_a$ ) os melhores resultados foram alcançados na dose da mistura de RV 1,6 L

ha<sup>-1</sup> + FF 1,2 L ha<sup>-1</sup> aos 5 e 13 DAA, reduzindo aos 20 DAA. Indicando o tempo de ação desse tratamento na planta.



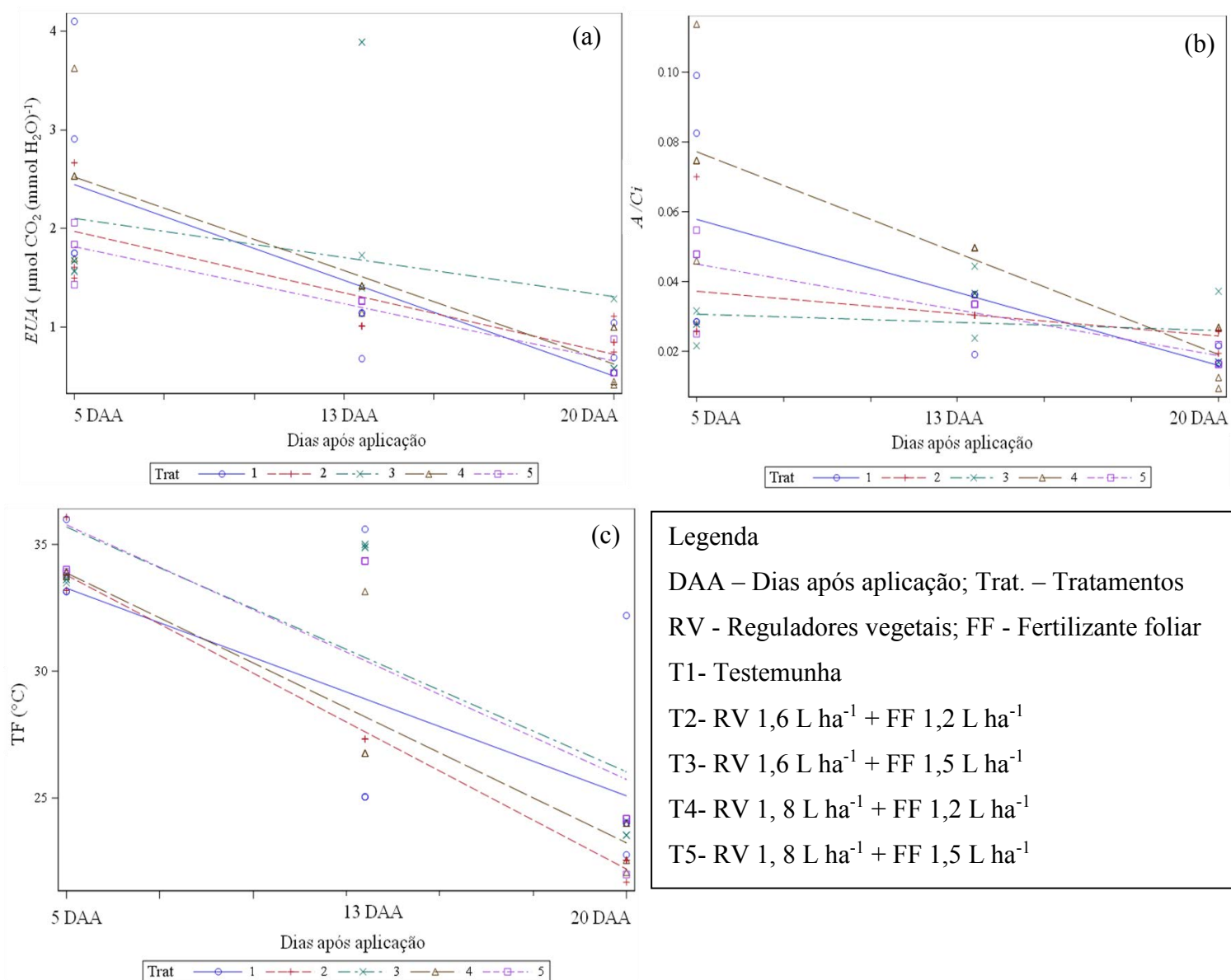
**Figura 30.** Análise de covariância para taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$  ( $A$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), condutância estomática ( $g_s$ ,  $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), taxa de transpiração ( $E$ ,  $\text{mmol vapor d'água m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), concentração interna de  $\text{CO}_2$  ( $C_i/C_a$ ,  $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ ), aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira 'Sweet Sunshine', no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

DAA – Dias após aplicação; Trat. – Tratamentos; RV - Reguladores vegetais; FF -Fertilizante foliar; T1- Testemunha; T2- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + FF 1,2 L ha<sup>-1</sup> ; T3- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + FF 1,5 L ha<sup>-1</sup> ; T4- RV 1, 8 L ha<sup>-1</sup> + FF 1,2 L ha<sup>-1</sup>; T5- RV 1, 8 L ha<sup>-1</sup> + FF 1,5 L ha<sup>-1</sup>

As taxas de transpiração ( $E$ ) acompanharam as de condutância estomática ( $g_s$ ). O acréscimo da taxa de transpiração ( $E$ ) como efeito do acréscimo da  $g_s$  indica que os tratamentos atuaram no mecanismo de proteção contra a perda de água até aos 13 DAA, devido às condições climáticas da região do semiárido. Verifica-se ainda que, valores altos de  $g_s$  induziram reduções dos valores de  $A$  (Fig. 30 a), eficiência do uso da água (Fig. 31 a) e eficiência de carboxilação (Fig. 31 b).

Analisando a temperatura da folha (TF) aos 5, 13 e 20 DAA, os tratamentos com RV a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de FF e RV a  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de FF apresentaram os maiores valores, diferindo estatisticamente dos demais tratamentos. Essa maior temperatura foliar não refletiu no aumento ou na redução da taxa de assimilação de  $\text{CO}_2$ .

Os resultados mostram ainda que, o efeito dos tratamentos foi mais evidente aos 5 e 13 DAA, enquanto que aos 20 DAA, todos os tratamentos apresentaram redução das respostas para a maioria das variáveis avaliadas, indicando que os reguladores vegetais e os minerais podem apresentar atividade nas plantas por, pelo menos, 13 dias e após esse período, a sua atividade diminui.



**Figura 31.** Análises de covariância para eficiência do uso da água ( $EUA$ ,  $\mu\text{mol CO}_2$  ( $\text{mmol H}_2\text{O}$ )<sup>-1</sup>); eficiência de carboxilação ( $A/C_i$ ) e temperatura da folha ( $TF$ , °C) aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

Observa-se pela Tabela 12 que houve diferença estatística entre os tratamentos para açúcares redutores, aminoácidos, superóxido dismutase, catalase e peroxidase, já para dias após aplicação (DAA) açúcares solúveis totais, açúcares redutores, aminoácidos, proteínas, clorofila *b*, superóxido dismutase, catalase e peroxidase, e na

interação açúcares totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos, superóxido dismutase, catalase e peroxidase.

**Tabela 12.** Teores foliares de açúcares solúveis totais, açúcares redutores, sacarose, aminoácidos, proteínas, clorofila *a* e *b*  $\mu\text{g g}^{-1}$  de matéria fresca (MF), superóxido dismutase, catalase e peroxidase  $\text{Umg proteína}^{-1}$ , e Peroxidação de lipídios  $\text{nmol g MF}^{-1}$  aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

Variáveis Dependentes	Variáveis Independentes	Prob. Teste F
Açúcares totais ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,1656
	DAA	0,7390
	DAA* Trat	0,0001
Açúcares redutores ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	<0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001
Sacarose ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,2839
	DAA	0,3358
	DAA* Trat	<0,0001
Aminoácidos ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	<0,0001
	DAA	0,0001
	DAA* Trat	0,0009
Proteínas ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,5770
	DAA	0,0370
	DAA* Trat	0,7973
Clorofila <i>a</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,2200
	DAA	0,5282
	DAA* Trat	0,7801
Clorofila <i>b</i> ( $\mu\text{g g}^{-1}$ MF)	Trat	0,4312
	DAA	0,0456
	DAA* Trat	0,6827
Superóxido dismutase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	<0,0001
	DAA	0,0202
	DAA* Trat	0,0002
Catalase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	<0,0001
	DAA	0,0302
	DAA* Trat	0,0001
Peroxidase ( $\text{Umg proteína}^{-1}$ )	Trat	<0,0001
	DAA	<0,0001
	DAA* Trat	<0,0001
Peroxidação de lipídios ( $\text{nmol g MF}^{-1}$ )	Trat	0,8465
	DAA	0,1818
	DAA* Trat	0,8441

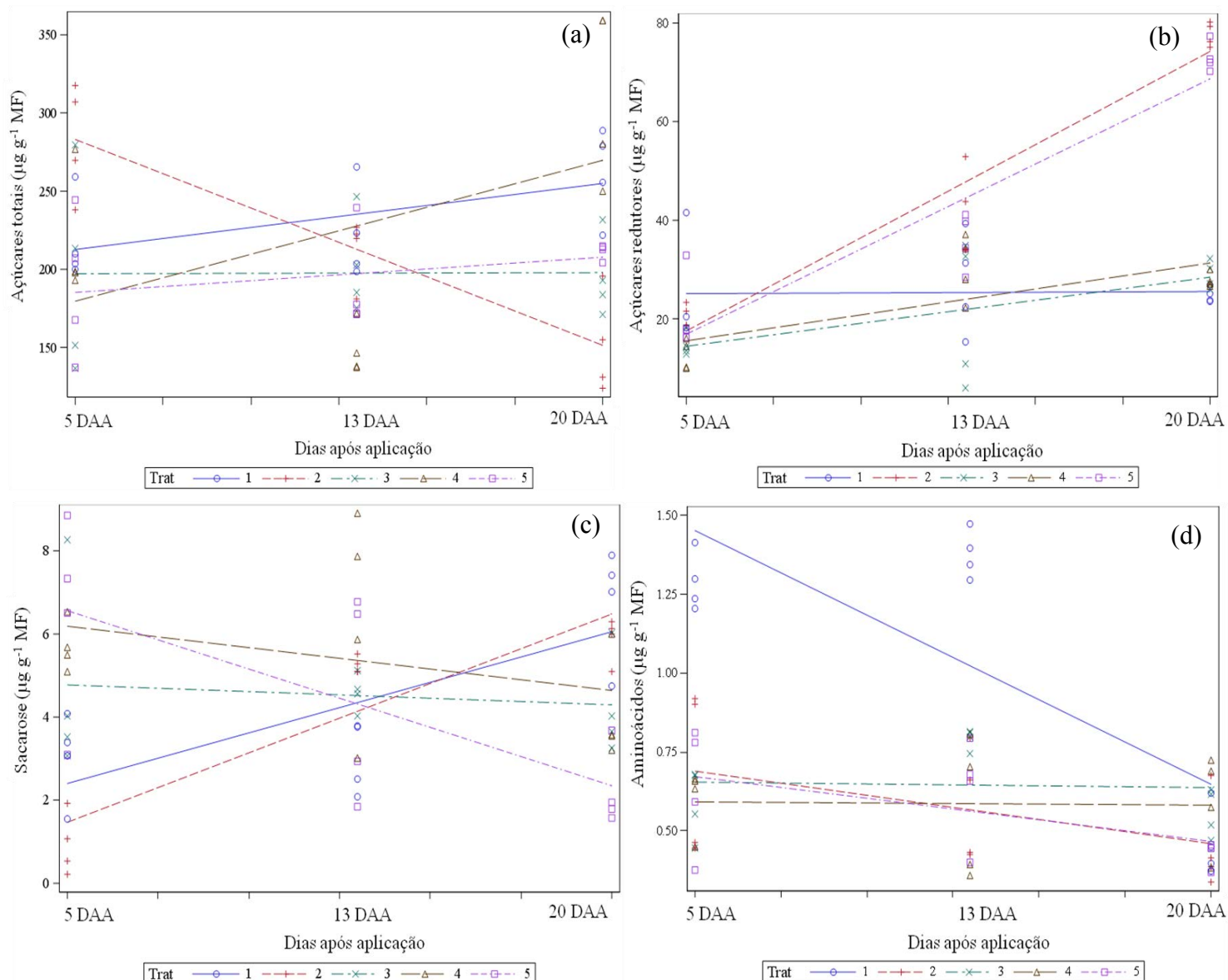
Analisando o teor de açúcares totais (Figura 32 a) observou-se um aumento progressivo destes açúcares ao longo do ciclo da videira, em que a maior

demanda foi aos 20 DAA, fase de crescimento e desenvolvimento de bagas, indicando que os tratamentos pode ter favorecido o acúmulo de fotoassimilados nas folhas, uma vez que, as plantas de videira apresentam maior demanda de fotoassimilados nas fases de crescimento e desenvolvimento dos frutos.

Para o teor de açúcares redutores (AR), aos 13 e 20 DAA, os tratamentos com reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$  de fertilizante foliar e RV a  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de FF foram aqueles que apresentaram as maiores médias (Figura 32 b). Assim, houve maior acúmulo de açúcares redutores, glicose e frutose, nas folhas na fase de amolecimento de baga, justificando a demanda de carboidratos nas diferentes fases fenológicas de plantas de videira.

Para sacarose (Figura 32 c), aos 5 DAA, os tratamentos com reguladores vegetais associado ao fertilizante foliar ( $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$ ;  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$ ;  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$ , respectivamente) apresentaram alto teores, regredindo aos 13 e 20 DAA, possibilitando o armazenamento de reservas em órgãos como ramos e raízes, sendo este, o primeiro carboidrato de reserva encontrado nas folhas. Aos 20 DAA, a testemunha e as plantas tratadas com a dose de RV  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$  FF apresentaram alto teor aos 20 DAA, ocorrendo o inverso, quando comparada aos resultados aos 13 e 5 DAA, indicando deficiência da testemunha e deste tratamento na translocação de sacarose, o que refletiu em menor massa total de cacho por planta (Figura 35 a).

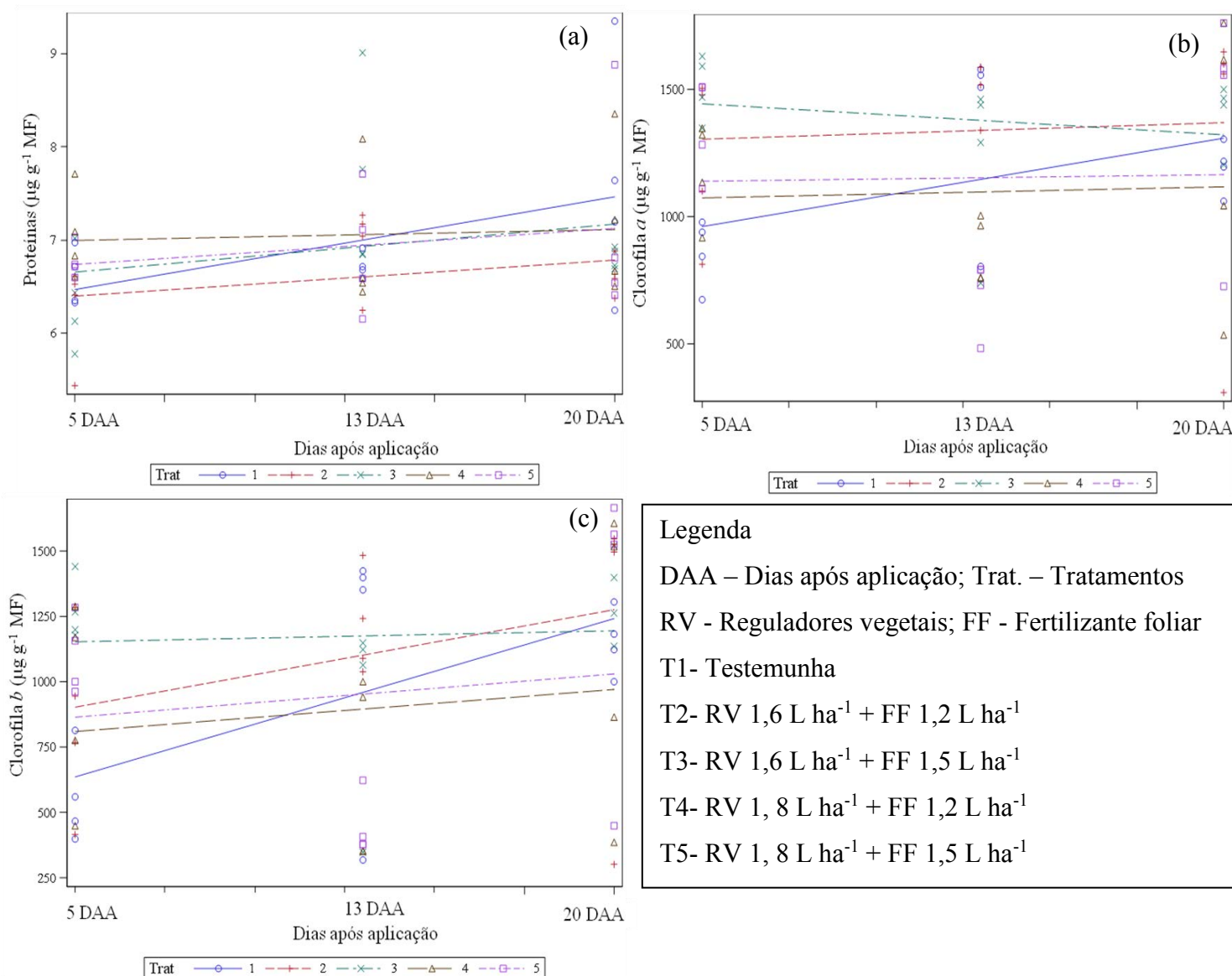
Avaliando o teor de aminoácidos totais observa-se que a testemunha apresentou os maiores teores aos 5 DAA, reduzindo e mantendo –se superiores aos tratamentos aos 13 e 20 DAA (Figura 32 d), indicando que os aminoácidos se acumularam nos tecidos foliares e isso pode ser considerado um sinal de tolerância das plantas às diferentes estresses ambientais. Enquanto, que a maioria dos tratamentos permaneceu constante ao logo dos DAA, exceto as plantas tratadas com RV  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$  FF e RV  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  FF, que apresentaram valores altos aos 5 DAA e regredindo aos 13 e 20 DAA. Porém, inferiores a testemunha.



**Figura 32-** Análises de covariância para açúcares totais, açúcares redutores, sacarose e aminoácidos  $\mu\text{g g}^{-1}$  MF aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

T1- Testemunha; T2- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T3- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF; T4- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T5- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF.

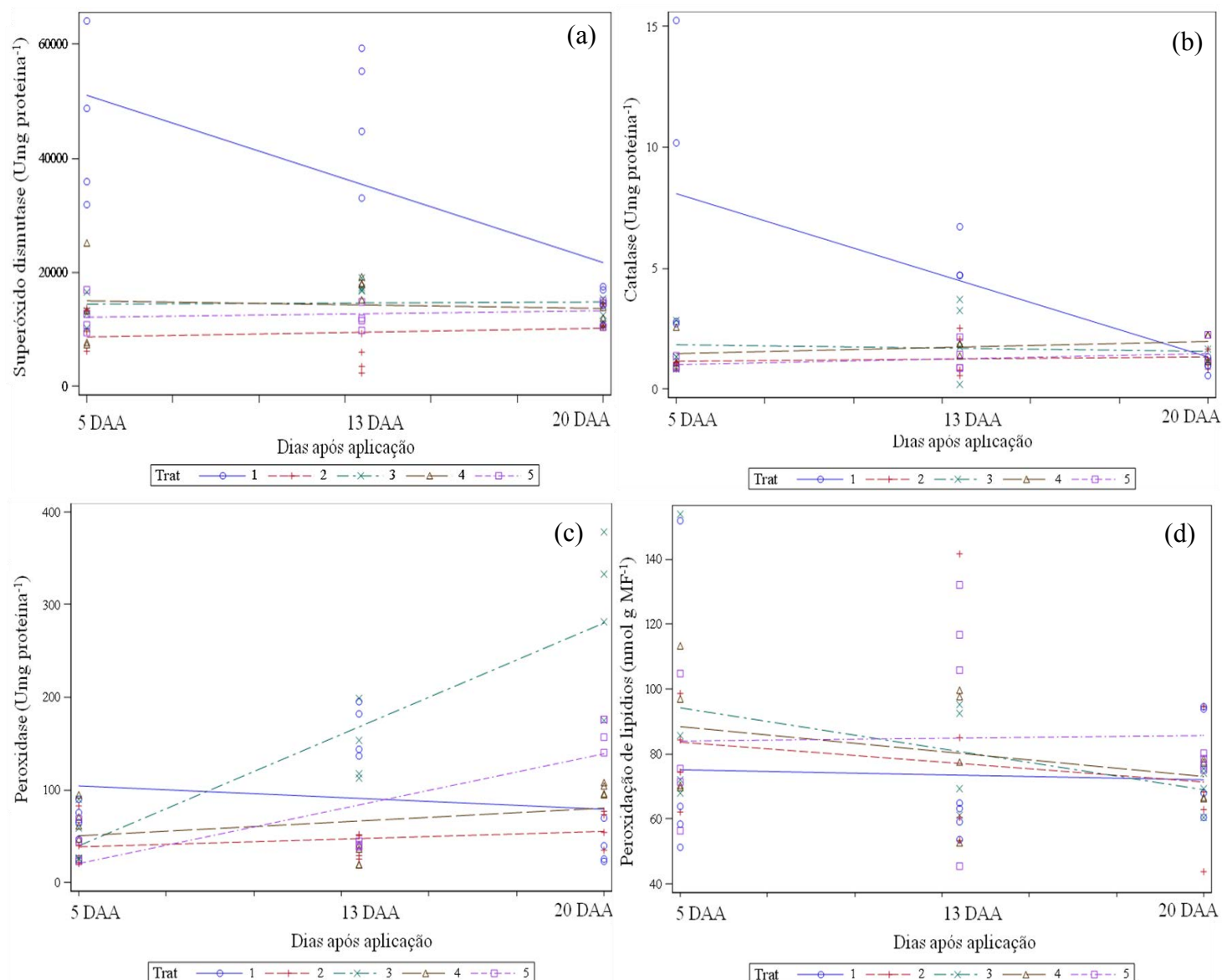
Para os teores de clorofilas *b* (Figura 33 c) houve um efeito significativo na interação entre os tratamentos e os DAA, em que aos 5 e 13 DAA, a testemunha apresentou os menores teores de clorofilas *b* e o tratamento com reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de fertilizante foliar os maiores valores. Já aos 20 DAA, o maior teor foi observado no tratamento RV  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + \text{FF } 1,2 \text{ L ha}^{-1}$ , também foi aos 20 DAA que todos os tratamentos apresentaram maiores teores. Indicando que as folhas estavam saindo da fase de maturação fisiológica.



**Figura 33.** Análises de covariância para teores foliares de proteínas, clorofilas *a* e *b*  $\mu\text{g g}^{-1}$  MF aos 5, 13 e 20 dias após aplicação da mistura de reguladores vegetais combinados ao fertilizante foliar na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.



Analisando a atividade das enzimas antioxidantes, SOD e CAT, aos 5 e 13 DAA pode-se observar que o comportamento entre os tratamentos foram semelhantes, apresentando a testemunha a maior atividade (Figura 34 a; b). A SOD é a enzima que primeiro atua na defesa contra o estresse oxidativo e a CAT atua na detoxificação do  $H_2O_2$  nas plantas.



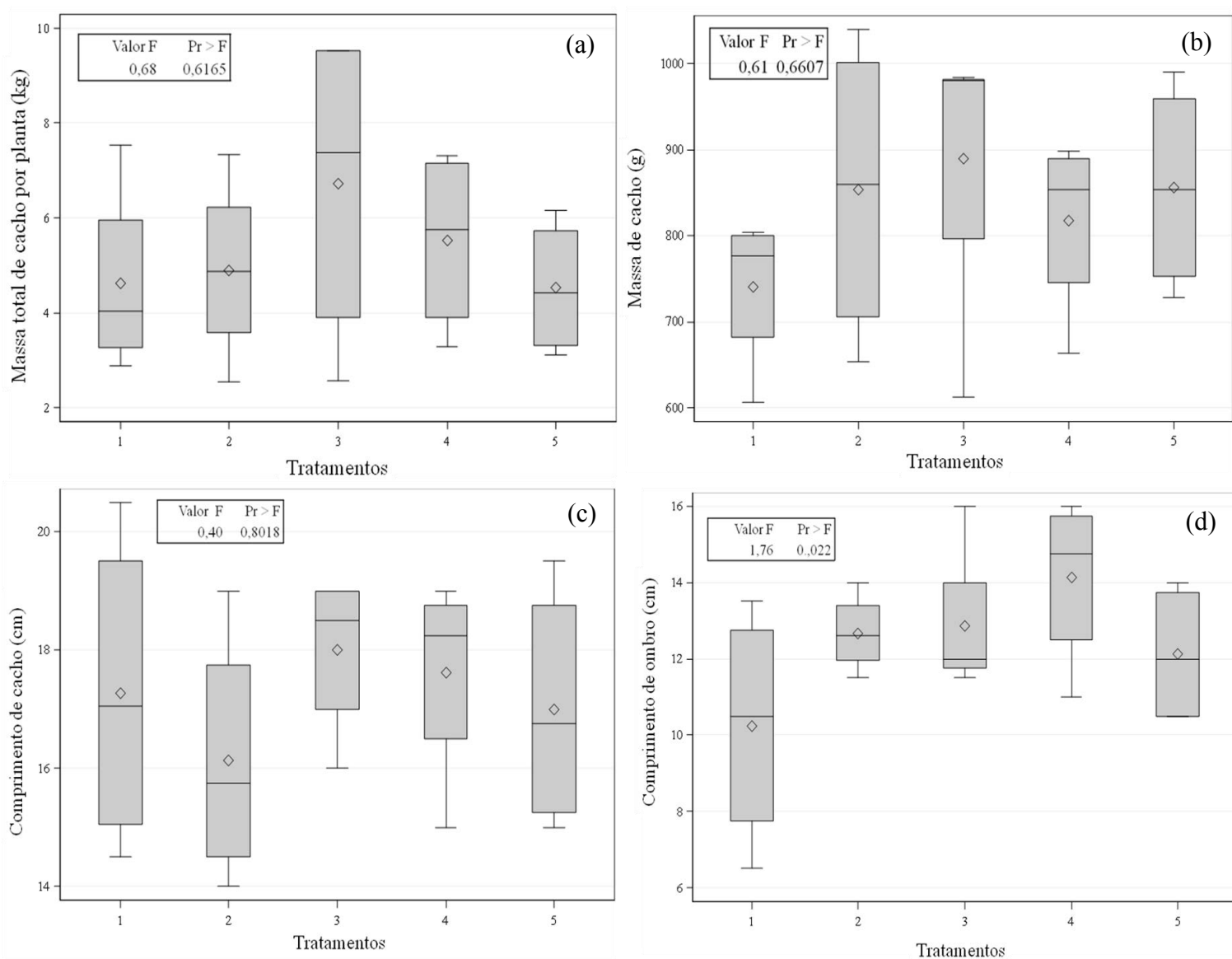
**Figura 34.** Análises de covariância para atividades da superóxido dismutase ( $U\ mg^{-1}$ ), catalase ( $U\ mg^{-1}$ ), peroxidase ( $Umg^{-1}\ proteína$ ) e peroxidação de lipídios ( $nmol\ g\ massa\ fresca^{-1}$ ) aos 5, 13 e 20 dias após a aplicação de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

T1- Testemunha; T2- RV  $1,6\ L\ ha^{-1} + 1,2\ L\ ha^{-1}\ FF$ ; T3- RV  $1,6\ L\ ha^{-1} + 1,5\ L\ ha^{-1}\ FF$ ; T4- RV  $1,8\ L\ ha^{-1} + 1,2\ L\ ha^{-1}\ FF$ ; T5- RV  $1,8\ L\ ha^{-1} + 1,5\ L\ ha^{-1}\ FF$ .

Observa-se ainda, alta atividade da peroxidase (Figura 34 c) aos 13 e 20 DAA, apresentando as plantas tratadas com os reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de fertilizante foliar as maiores atividades, atuando no combate ao estresse oxidativo. Portanto, o tratamento atuou contra o estresse oxidativo, possibilitando melhor desenvolvimento das plantas de videira ‘Sweet Sunshine’, conseqüentemente, maior produção.

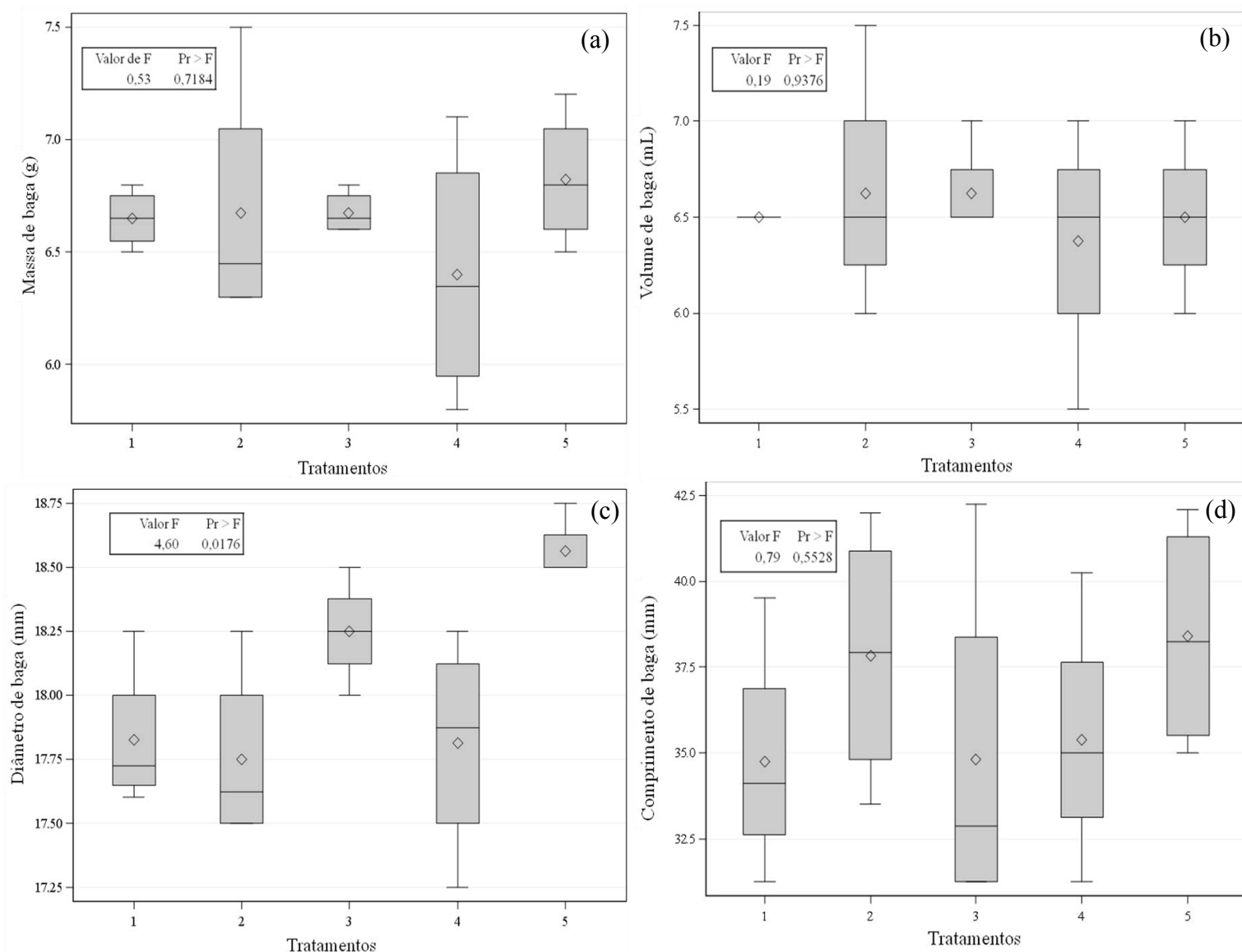
Na Figura 35 observa-se que não houve diferença estatística para a maioria das características biométricas dos cachos avaliadas, exceto para comprimento de ombro (Fig. 35 d), em que todos os tratamentos foram superiores a testemunha. Contudo, a diferença de produção por planta entre a testemunha e o tratamento referido acima foi de 2,1 kg, que reflete na produção por hectare num aumento de 2993,1 kg, ou seja, um ganho de aproximadamente 3 toneladas, que é significativo para a produção comercial.

Nas Figuras 36 c e 37a verifica-se que só houve diferença estatística entre os tratamentos para diâmetro de baga (g) e teor de sólidos solúveis ( $^{\circ}\text{brix}$ ), nos quais o tratamento com reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de fertilizante foliar apresentou os melhores resultados, com diferença de  $1,7^{\circ}\text{ brix}$  da testemunha. Apesar do tratamento acima ter apresentado maior teor de sólidos solúveis ( $15^{\circ}\text{brix}$ ) e menor acidez titulável ( $0,7 \text{ g de ácido tartárico } 100 \text{ g de polpa}^{-1}$ ), esses valores ainda estão abaixo do exigido pelo mercado que é de  $17^{\circ}\text{brix}$ . Segundo o geneticista David W. Cain, que deu origem a essa cultivar, aumentar o teor de SS nesta variedade implica em alguns cuidados, como por exemplo, o aparecimento de mancha marrom na película das bagas que se intensificam com o aumento do teor de SS. Segundo dados visualizados na área experimental, pertencente à fazenda do grupo Labrunier, nas condições do submédio do Vale do São Francisco, essas manchas começam a se expressar com teor de SS acima de  $18^{\circ}\text{brix}$ . Essas manchas podem estar relacionadas ao desequilíbrio no teor de Cu nas plantas de videira de bagas de coloração branca, sendo que o mesmo atua na rota das antocianinas em uvas de cor. Concentrações elevadas deste elemento podem apresentar pigmentações de cor marrom nas bagas de uvas brancas.



**Figura 35.** Distribuição da massa total de cacho por planta (kg), massa de cacho (g), comprimento de cacho (cm) e comprimento de ombro (CO, cm) após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

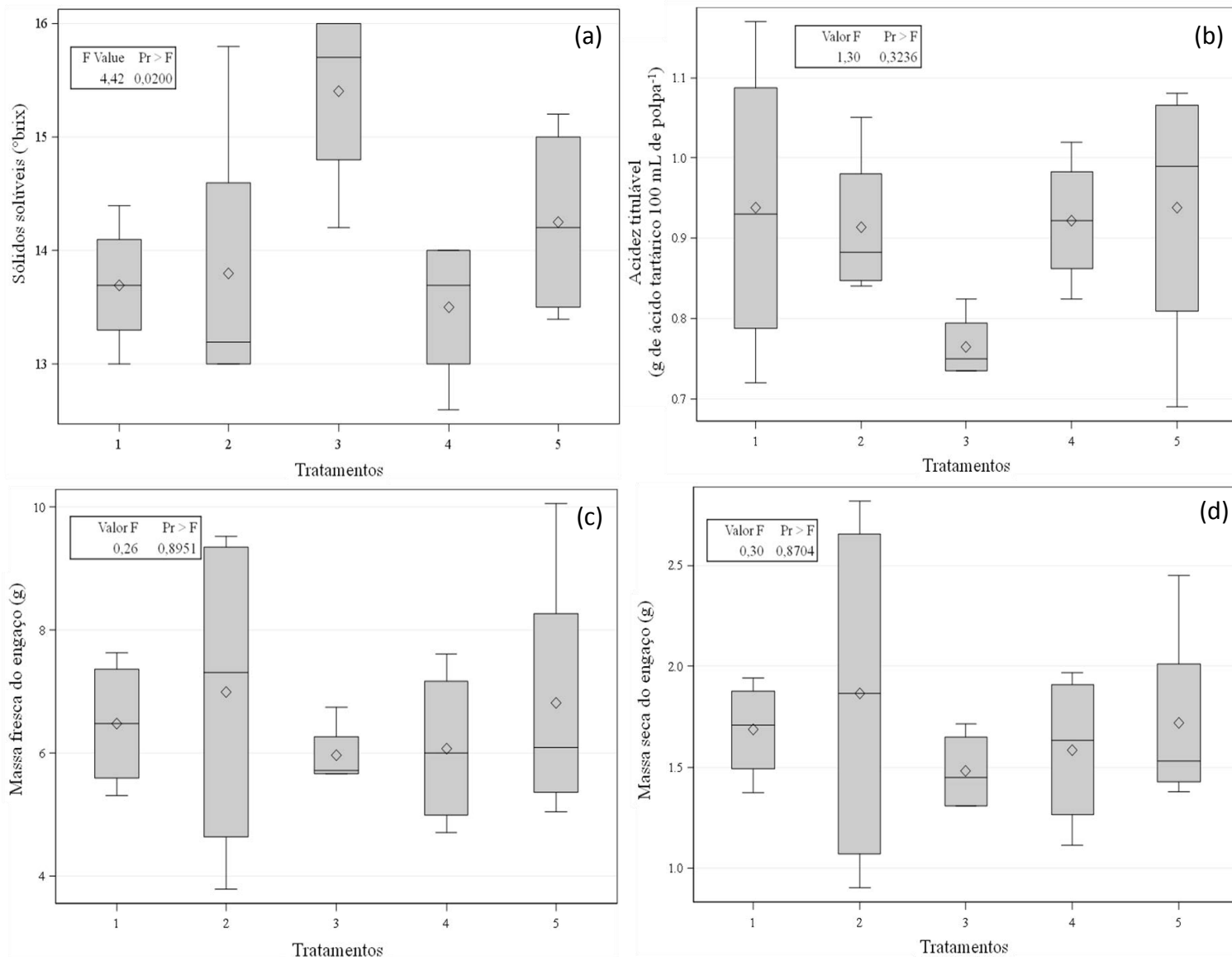
T1- Testemunha; T2- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T3- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF; T4- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T5- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF.



**Figura 36.** Distribuição da massa (g), volume (mL), diâmetro (mm) e comprimento (mm) de baga, após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

(T1- Testemunha; T2- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T3- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF; T4- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T5- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF).

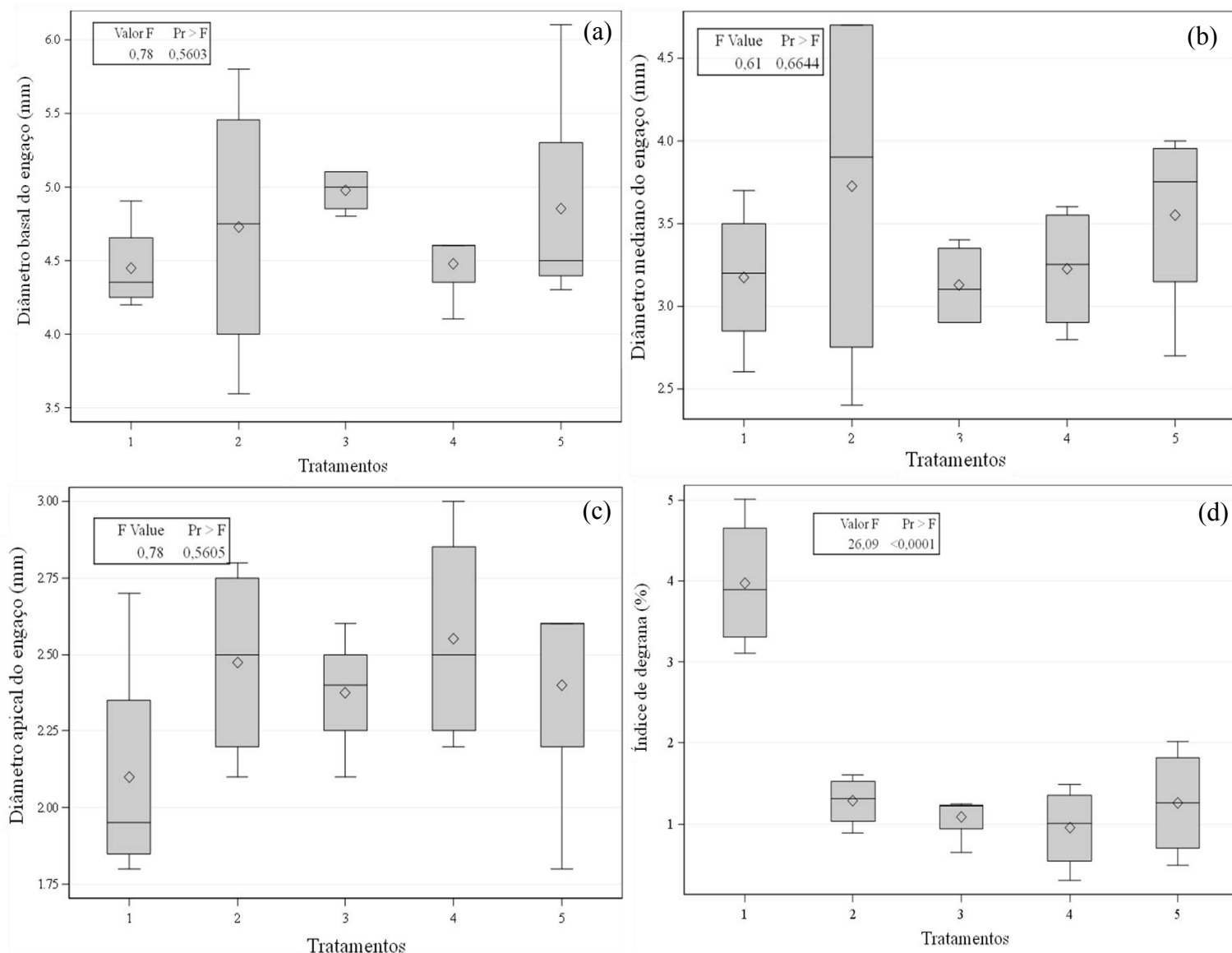
Para os dados referentes ao engajo dos cachos (Figuras 37 c; 37 d; 38 a, b, c) observa-se que todos os tratamentos apresentaram valores aproximadamente semelhantes, não diferindo estatisticamente entre si.



**Figura 37.** Distribuição para teor de sólidos solúveis (° Brix), acidez titulável (g ácido tartárico 100 mL de polpa<sup>-1</sup>), massa fresca (g) e seca (g) do engajo, após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

(T1- Testemunha; T2- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T3- RV 1,6 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF; T4- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,2 L ha<sup>-1</sup> FF; T5- RV 1,8 L ha<sup>-1</sup> + 1,5 L ha<sup>-1</sup> FF).

A condição do engajo é um importante atributo na conservação pós-colheita, por proporcionar melhor vida de prateleira, mantendo o engajo hidratado por mais tempo, principalmente, nas variedades usadas para exportação.



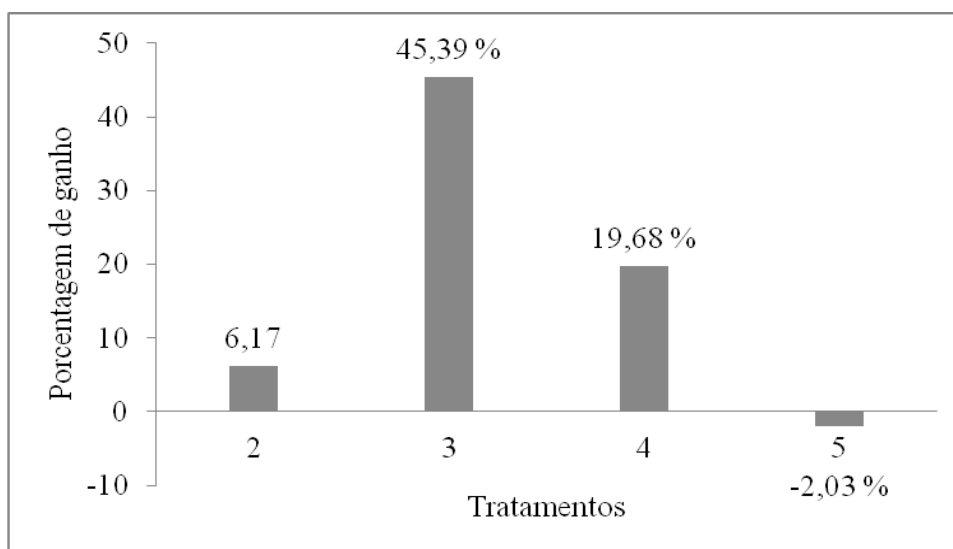
**Figura 38.** Distribuição do diâmetro basal (mm), mediano (mm) e apical (mm) do engajo, e índice de degrana (%) após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de baga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

Analisando o índice de degrana (Figura 38 d), observa-se que todos os tratamentos apresentaram índice de degrana inferiores à testemunha. Assim, pode-se

sugerir que todos os tratamentos foram eficientes na redução da abscisão das bagas de videira. A redução da degrana pode estar relacionada à auxina, que é o hormônio vegetal responsável pelo controle da abscisão. Assim, a aplicação dessa mistura de reguladores vegetais pode ter aumentado a concentração de auxina nas bagas, retardando o processo da abscisão.

Analisando a percentagem de ganho de produtividade em relação à testemunha (Figura 39), observa-se que os tratamentos T2; T3; T4 e T5 apresentaram percentagem de ganho em relação à testemunha de 6,17%; 45,39%; 19,68% e -2,03%, respectivamente, apresentando as plantas tratadas com a mistura de reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  de fertilizante foliar maior incremento.

Esses efeitos proporcionados pelos tratamentos nas diferentes variáveis analisadas podem estar relacionados aos efeitos benéficos promovidos pelos nutrientes e reguladores vegetais presente nos tratamentos. Os nutrientes minerais presentes no fertilizante foliar utilizado participam de vários processos na fisiologia da planta, bem como os reguladores vegetais.



**Figura 39-** Percentagem de ganho de produtividade em relação à testemunha, após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) + fertilizante foliar (FF), após a aplicação da mistura de reguladores vegetais (RV) combinados ao fertilizante foliar (FF) na fase de crescimento de boga (10-12 mm) da videira ‘Sweet Sunshine’, no submédio do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 2013.

(T1- Testemunha; T2- RV  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$  FF; T3- RV  $1,6 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  FF; T4- RV  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,2 \text{ L ha}^{-1}$  FF; T5- RV  $1,8 \text{ L ha}^{-1} + 1,5 \text{ L ha}^{-1}$  FF).

### **5.3.1 Considerações finais**

A combinação da mistura de reguladores vegetais a  $1,6 \text{ L ha}^{-1}$  e de fertilizante foliar a  $1,5 \text{ L ha}^{-1}$  promoveu alterações no metabolismo da videira, aumentando produção, massa de cacho, teor de sólidos solúveis e reduzindo a acidez e o índice de degrana. Contudo, sugere-se aumento no número de aplicações desta combinação no 1º semestre, sendo uma durante a fase de chumbinho, e duas na fase de crescimento de baga, espaçadas de 10 dias, pois os efeitos dos tratamentos foram mais expressivos para a maioria das variáveis analisadas até 13 dias após a aplicação.



## 6. Conclusões

Pelos resultados obtidos e nas condições que foram desenvolvidos os experimentos, pode-se concluir que:

Por expressar fenotipicamente a sua capacidade produtiva, a cv. Sweet Sunshine pode ser implantada em escala comercial como uva para mesa, com uso de técnicas de manejo adequadas para as condições do submédio do Vale do São Francisco.

Cada fase fenológica da cultura da videira está condicionada a uma distribuição uniforme de fotoassimilados.

Quando há equilíbrio nutricional, hormonal e teor ideal de água, a videira cv. Sweet Sunshine consegue desenvolver seu ciclo, mesmo em elevadas condições ambientais, como temperatura, umidade relativa e radiação solar.

Para melhor resposta para redução de degrana de bagas dos cachos de videira, recomenda-se a mistura de reguladores vegetais (IBA + GA<sub>3</sub>+ Kt) a 2,0 L ha<sup>-1</sup> e 1,6 L ha<sup>-1</sup> aplicados isolados e/ou combinado com o fertilizante foliar a 1,5 L há, nas fases de pré-floração, floração, frutificação e amolecimento no 1º e 2º semestre, respectivamente.

## 7. Referências Bibliográficas

AGRIANUAL. Anuário da Agricultura Brasileira, São Paulo: FNP, 2012, 482 p.

AIT BARKA, E.; NOWAK, J.; CLÉMENT, C. Enhancement of chilling resistance of inoculated grapevine plantlets with a plant growth promoting rhizobacterium *Burkholderia phytofirmans* strain PsJN. **Applied and Environmental Microbiology**, v.72, n.11, p.7246-7252, 2006.

ALI, K.; MALTESE, F.; CHOI, Y. H.; VERPOORTE, R. Metabolic constituents of grapevine and grape-derived products. **Phytochemistry Reviews**, Dordrecht, v. 9, n. 3, p. 357-378, 2010.

ALLEN, R.G.; PEREIRA, L.S.; RAES, D.; SMITH, M. Crop evapotranspiration - guidelines for computing crop water requirements. **Irrigation and Drainage**, Rome: FAO, n.56, 1998, 300p.

ALMEIDA, L.P. de.; ALVARENGA, A.A. de.; CASTRO, E.M. de.; 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.

ALSCHER, R.G.; ERTURK, N.; HEALTH, L.S. Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. **Journal of Experimental Botany**, Antioxidants and Reactive Oxygen Species in Plants Special Issue, v.53, n.372, p.1331-1341, 2002.

ANDERSSON, I.; BACKLUND, A. Structure and function of Rubisco. **Plant Physiology and Biochemistry**, v.46, p.275-291, 2008.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. **Uvas–Caminho com obstáculos** – Bento Gonçalves, Santa Cruz do Sul: editora Gazeta Santa Cruz, 2012, 128p.

ARAUJO, F.J. Table grape production in Tropical America, In: **International symposium on table grape production**, Anaheim, California, Proceedings, 1994.

ASSIS, J.S. de.; LIMA FILHO, J.M.P. Aspectos fisiológicos da videira irrigada. In: LEÃO, P.C. de S.; SOARES, J.M. **A viticultura no semi-árido brasileiro**. 2. ed. Petrolina: EMBRAPA Semi-Árido. 2000, p.129-142.

ATKIN, O.K.; SCEURWATER, I.; PONTS, T.L. Respiration as a percentage of daily photosynthesis in whole plants in homeostatic at moderate, but not high, growth temperatures. **New Phytologist**, v.174, n.2, p. 367-380, 2007.

AZIZ, A.; LARHER, F.; Osmotic stress induced changes in lipid composition and peroxidation in leaf discs of *Brassic nappus* L. **Journal of Plant Physiology**, Jena, v. 153, n. 5/6, p.754-762, 1998.

BAKER, C.J.; ORLANDI, E.W. Active oxygen in plant pathogenesis. **Annual Review of Phytopathology**, v. 33, p.299-321, 1995.

BARROS, J. C. da S. M. de; FERRI, C.P.; OKAWA, H. Qualidade da uva fina de mesa comercializada na Cearsa de Campinas, 1993 - 1994. **Informações Econômicas**, São Paulo, v.25, n.7, p. 53-61, 1995.

BERRY, J.A.; DOWNTON, W.J.S. Environmental regulation of photosynthesis. In: GOVINDJEE, E. **Photosynthesis: development, carbon metabolism, and plant production**. New York, Academic Press, v.2, p-306-308, 1982.

BERTIN, N.; GAUTIER, H.; ROCHE, C. Number of cells in tomato fruit depending on fruit position and source-sink balance during plant development. **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 36, n. 2, p. 105-112, 2002.

BLEVINS, D. G.; LUKASZEWSKI, K. M. Boron in plant structure and function. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 49, p.481-500, 1998.

BLOOM, A.J.; EPSTEIN, E. **Nutrição Mineral de Plantas** - Princípios e perspectivas. Ed: 2, 2006. Disponível em: <http://www.editoraplanta.com.br/demoNM.pdf>. Acesso: 12 Jun. 2014.

BOARDMAN, N.K. Comparative photosynthesis of sun and shade plants. **Annual Review of Plant Physiology**, California, v.28, p.355-77, 1977.

BORBA, M. R. DA C.; SCARPARE FILHO, J. A.; KLUGE, R. A. Teores de carboidratos em pessegueiros submetidos a diferentes intensidades de poda verde em clima tropical. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.27, n.1, p.68-72, 2005.

BOTELHO, R.V.; PIRES, E.J.P.; TERRA, M.M.; CARVALHO, C.R.L. Efeitos do thidiazuron e do ácido giberélico nas características dos cachos e bagas de uvas 'Niagara Rosada' na região de Jundiaí. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 25, n. 1, p. 96-99, 2003 (a).

BOTELHO, R.V.; PIRES, E.J.P.; TERRA, M.M. Qualidade da uva de mesa 'Vênus' tratada com thidiazuron. **Revista Ceres**, Viçosa, v.49, n. 286, p. 629-639, 2003b.

BOTELHO R. V.; PIRES E. J. P.; TERRA M. M. Fertilidade de gemas em videiras: fisiologia e fatores envolvidos. **Ambiência - Revista do Centro de Ciências Agrárias e Ambientais**, v.2, n.1, p. 129-144, 2006.

BOWLER, C.; VAN MONTAGU, M.; INZÉ, D. Superoxide dismutase and stress tolerance. **Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 43, p. 83-116, 1992.

BLOKHINA, O.; VIROLAINEN, E.; FAGERSTEDT, K. V. Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: a review. **Annals of Botany**, London, v. 91, n. 2, p. 179-194, 2003.

BRACKMANN, A.; VIZZOTTO, M.; CERETTA, M. Qualidade de uvas cv. Dona Zilá e Tardia de Caxias sob diferentes condições de armazenamento. **Revista Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 26, n.5, p. 1019-1026, 2002.

BRADFORD, M.M. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v.72, p.248-254, 1976.

BREUSEGEM, F. V.; VRANOVÁ, E.; DAT, J. F.; INZÉ, D. The role of active oxygen species in plant signal transduction. **Plant Science**, v. 161, p. 405-414, 2001.

CAMARGO, U. A.; RIBEIRO, V. G.; MAIA, J. D. G.; CZERMAINSKI, A. B. C. Efeito do cycocel e da despona dos ramos sobre a fertilidade das gemas da cv. Thompson Seedless. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 9., 1999, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: EMBRAPA UVA E VINHO, 1999. p. 142.

CAMARGO, U. A.; MAIA, J. D.G.M.; RITSCHKEK, P. **Novas cultivares brasileiras de uva**. Bento Gonçalves : Embrapa Uva e Vinho, 2010.64 p

CAMARGO, U. A. Impacto das cultivares brasileiras de uva no mercado interno e potencial no mercado internacional. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 12., 2008, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: Embrapa CNPUV, 2008. p. 37-42.

CAMILI, E. C.; RODRIGUES, J. D.; ONO, E. O. Giberelina, citocinina e auxina na qualidade química de bagas de uva ‘Superior Seedless’. **Biosci. J.**, Uberlândia, v. 29, n. 6 , p. 1761-1770, 2013.

CARMAK, I.; HORST, W.J. Effect of Al lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glicine max* L.). **Physiologia Plantarum**, Copenhagem, v. 834, p. 463-468, 1991.

CARVALHO, C.R.L.; MANTOVANI, D.M.B.; CARVALHO, P.R.N.; MORAES, R.M. de. **Análises químicas de alimentos**. Campinas, Instituto de Tecnologia de Alimentos, 1990, 121p. (Manual Técnico).

CAVALCANTI, F. R. *et al.* Superoxide dismutase, catalase and peroxidase activities do not confer protection against oxidative damage in salt-stressed cowpea leaves. **New Phytologist**, n. 163, n. 03, p. 563-71, 2004.

CENCI, S. A.; CHITARRA, M. I. F. Controle da abscisao pos-colheita de uva 'Niagara Rosada' *Vitis (labrusca L. x vinifera L.)*: mecanismos decorrentes da aplicacao de ANA e calcio no campo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 16, n.1, p.146-155,1994.

CHAPPELLE, E.W.; KIM, M.S. Ratio analysis of reflectance spectra (RARS): an algorithm for a remote estimation of the concentrations of chlorophyll A, chlorophyll B, and carotenoids in soybean leaves. **Remote Sensing of Environment**, New York, v. 39, p.239-247, 1992.

CHERVIN, C.; LAVIGNE, D.; WESTERCAMP, P. Reduction of gray mold development in table grapes by preharvest sprays with ethanol and calcium chloride. **Postharvest Biology and Technology**, Louven, v. 54, p.115-117, 2009.

COLAPIETRA, M.; TARRICONE, L.; TAGLIENTE, G. Determinazione delle caratteristiche morfo-produttive dei vitigni di uva da tavola. **L'Informatore Agrario**, Verona. v. 51, n. 49 (suplemento), p. 5-34, 1995.

COLL, J. B.; RODRIGO, G. N.; GARCIA, B. S.; TAMÉS, R. S. In: **Fisiología Vegetal**, Madrid: Ediciones Pirámide, 2001, 566p.

COOMBE, B.G. Influence of temperature on composition and quality of grapes. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.206, p.23-35, 1987.

COSTACURTA, A.; ROSELLI, G. Critères climatiques et edaphiques pour l'établissement des vignobles. **Bulletin de Loiv**, Paris, v.53, n.596, p.783-786, 1980.

CRUZ, H. **Efeitos da auxina**, Disponível em: <http://terragiratg.blogspot.com,br/2009/06/efeitos-da-auxina.html>, Acessado em 08 de jan de 2013.

DACOSTA, M.; HUANG, B. Changes in antioxidant enzyme activities and lipid peroxidation for Bentgrass species in response to drought stress. **J. Amer. Soc. Hort. Sci.**, v.132, n.3, p.319–326, 2007.

DAVIES, C.; ROBINSON, S. P. Sugar accumulation in grape berries: cloning of two putative vacuolar invertase DNAs and their expression in grapevine tissues. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 111, p. 275-283, 1996.

DAVIES, P. J. **Plant hormones: biosynthesis, signal transduction, action**, 3rd ed. Dordrecht: Kluwer Academic, 2004. 750 p.

DELUC, L. G; GRIMPLET, J.; WHEATLEY, M. D; TILLET, R. L; QUILICI, D. R; OSBORNE, C.; SCHOOLEY, D.A; SCHLAUCH, K. A; CUSHMAN, J. C; CRAMER, G. R. Transcriptomic and metabolite analyses of Cabernet Sauvignon grape berry development. **BMC Genomics**, v.8, p.429, 2007.

DENG, Y.; WU, Y.; LI, Y.; YANG, M.; SHI, C.; ZHENG, C.A. Mathematical model for predicting grape berry drop during storage. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 43, p. 95–101, 2007.

DEYTIEUX-BELLEAU, C.; VALLET, A.; DONÈCHE, B.; GENY, L. Pectin methylesterase and polygalacturonase in developing grape skin. **Plant Physiology and Biochemistry**, Brussels, v. 46, p. 638-646, 2008.

DÍAZ-RIQUELME, J.; MARTÍNEZ-ZAPATER, J. M.; CARMONA, M. J. Transcriptional Analysis of Tendril and Inflorescence Development in Grapevine (*Vitis vinifera* L.). **Plos One**, v.9, n.3, 2014. Disponível em: <http://www.plosone.org/article/info%3Adoi%2F10.1371%2Fjournal.pone.0092339>. Acesso em 27 Abr. 2014. DOI: 10.1371/journal.pone.0092339.

DIETZ, K.J; HARRIS, G.C. Photosynthesis under nutrient deficiency. In: PESSARAKLI, M. (Org.). **Handbook of photosynthesis**. New York: Marcel Dekker, 1997. p. 951-975

DINIZ, K.A. **Mecanismos fisiológicos e bioquímicos da ação de fitohormônios na germinação de sementes**. Lavras, 2005. Disponível em: <<http://pt.scribd.com/doc/55110906/1/AUXINAS>>. Acesso em: 30 jan. 2013.

DOKOOZLIAN, N. K. **Table Grape Berry Growth and Development: A Review**. In: Grape Notes. Department of Viticulture and Enology University of California, Davis, 2002, p. 4. Disponível em: [http://cetulare.ucanr.edu/newsletters/March-April\\_200230429.pdf](http://cetulare.ucanr.edu/newsletters/March-April_200230429.pdf). Acesso em: 26 Abr. 2014.

DORNHOFF, G.M.; SHIBLES, R.M. Varietal differences in net photosynthesis of soybean leaves. **Crop Science**, Madison v.10, p.42-45, 1970.

DROUX, M. Sulfur assimilation and the role of sulfur in plant metabolism: a survey. **Photosynthesis Research**, v. 79, p.331-348, 2004.

DUARTE, T. S.; PEIL, R. M. N. Relações fonte: dreno e crescimento vegetativo do meloeiro. **Horticultura Brasileira**, v. 28, n. 03, p. 271-276, 2010.

EICHHORN, K.W.; LORENZ, D.H. Phaenologische entwicklungsstadien der rebe. **European and Mediterranean Plant Protection Organization**, Paris, v.14, n.2, p.295-298, 1984.

ELIAS, H. H. de S. **Caracterização física, química e bioquímica de cultivares de videira durante a maturação**. 2008. 74 f. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2008.

ENGEL, V. L. **Influência do sombreamento sobre o crescimento de mudas de essências nativas, concentração de clorofila nas folhas e aspectos de anatomia**. 1989. 202 f. Dissertação (Mestrado) – ESALQ, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

ENGEL, V.L.; POGGIANI, F. Estado nutricional de folhas de mudas de essências nativas em função de diferentes graus de sombreamento. In: Congresso Florestal Brasileiro, 6. 1990. **Anais**. p. 76.(vol.2)

ENGEL, V.L.; POGGIANI, F. Estudo da concentração de clorofila nas folhas e seu espectro de absorção de luz em função do sombreamento em mudas de quatro espécies florestais nativas. **Revista Brasileira Fisiologia Vegetal**, v.3, n.1, p. 39-45, 1991.



FAGAN, E. B. et al. Expansão de frutos de meloeiro hidropônico em dois intervalos de irrigações. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 12, n. 03, p. 287-293, 2006.

FANG, W. C.; WANG, J.W.; LIN, C. C.; KAO, C.H. Iron induction of lipid peroxidation and effects on antioxidative enzyme activities in rice leaves. **Plant Growth Regulation**, v.35, p.75-80, 2001.

FARQUHAR, G.D.; SHARKEY, T.D. Stomatal conductance and photosynthesis. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 33, p.317-345, 1982.

FAVARIN, J. L.; MARINI, J. P. Importância dos micronutrientes para a produção de grãos. In: **Sociedade Nacional da Agricultura 2000**. Disponível em: [www.sna.com.br](http://www.sna.com.br) Online. Acesso 18 Ab. 2013.

FERREIRA, E. A.; REGINA, M. A.; CHALFUN, N. N. J.; ANTUNES, L.E.C. Antecipação de safra para videira Niágara Rosada na região sul do Estado de Minas Gerais. **Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v. 28, n. 6, p. 1221-1227, 2004

FERERES, E.; SORIANO, M. A. Deficit irrigation for reducing agricultural water use. **Journal of Experimental Botany**, v. 58, n. 2, p. 147-159, 2007.

FILHO, J. M. P. L.; DANTAS, B. F.; ASSIS, J. S.; SOUZA, C. R.; ALBUQUERQUE, T. C. S. Aspectos Fisiológicos In: SOARES, J. M.; LEAO, P.C.S. (Ed.). **A Viticultura no Semiárido Brasileiro**: Embrapa, 2009, cap.3, p.73- 108.

FOYER, C. H.; NOCTOR, G. Redox sensing and signaling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. **Physiologia Plantarum**, v.119, p.355–364, 2003.

FOYER, C.H.; NOCTOR, G. Tansley Review 112. Oxygen processing in photosynthesis: regulation and signaling. **New Phytologist**, v.146, p.359–388, 2000.

GABRIELSEN, E. K. Effects of different chlorophyll concentrations on photosynthesis in foliage leaves. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v.1, p.5-37, 1948.

GARCIA, M.P. **Alterações Fisiológicas e avaliação do estresse oxidativo durante o desenvolvimento e a senescência de folhas se soja (*Glycine max* L.)**. 2009. 62f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.

GASPAR, T.H.; PENEL, C.L.; THORPE, T.; GREPPIN, H. **Peroxidases**: a survey of their biochemical and physiological roles in higher plants. Genève: Université de Genève, 1982. 324p.

GHOSH, A.; CHIKARA, J.; CHAUDARY D.R. Diminution of economic yield as affected by pruning and chemical manipulation of *Jatropha curcas* L.. **Biomass and Bioenergy**, v.35, p.1021-1029, 2011.

GIANNAKOULA, A.; MOUSTAKAS, M.; SYRUS, T.; YUPSANIS, T. Aluminum stress induces up-regulation of an efficient antioxidant system in the Al-tolerant maize line but not in the Al-sensitive line. **Environmental and Experimental Botany**, Oxford, v. 67, p. 487-494, 2010.

GIANNOPOLITIS, C. N.; REIS, S. K. Superoxido Dismutases. **Plant physiology**, v. 59, p. 309-314, 1977.

GIOVANINNI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. Porto Alegre: Renascença, 1999, 364p.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. 3. ed. Porto Alegre: Renascença, 2008. 368 p.

GRAÇA, M.E.C. **Influence of light intensity on growth nodulation and nitrogen fixation of selected woody actinorhizal species**. Purdue, 1983. 109p. Thesis (Doctor)-Purdue University.

GUAK, S.; KIM, E.; KOOK, J. MaxCel as a postbloom for 'Hongro' and 'Fuji' apples. **Horticultural Environment Biotechnology**, Jangan-gu, v.3, n. 50, p. 181-187, 2009.

HAMADA, K.; HASEGAWA, K.; KITAJIMA, A.; OGATA, T. The relationship between fruit size and cell division and enlargement in cultivated and wild persimmons. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, Asford, v. 83, n. 2, p. 218-222, 2008.

HAMMOND, J. P.; 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.

HEATH, R. L.; PACKER, L. Photoperoxidation in isolated chloroplasts, I. Kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v.125, p.189–198, 1968.

HERNÁNDEZ-MUÑOZ, P.; ALMENAR, E.; OCIO, M. J.; GAVARA, R. Effect of calcium dips and chitosan coatings on postharvest life of strawberries (*Fragaria x ananassa*). **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v.39, n.3, p.247-253, 2006.

HESPANHOL-VIANA, L.; POMMER, C.V.; VIANA, A.P.; CAMPOSTRINI, E. Avaliação da aderência ao pedicelo das bagas de algumas variedades de uva de mesa. **Jornal da Fruta**, Lages, v. 15, n.º192 (novembro), p. 2-3, 2007.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Métodos físico-químicos para análise de alimentos, ed.IV, 2005. Método 016/IV.

IBRAVIN. **INSTITUTO BRASILEIRO DO VINHO**. Principais Regiões Produtoras de uva do Brasil, Rio Grande do Sul, Disponível em: <http://www.ibravin.org.br>, Acesso 22 de jun 2012.

IBRAVIN. **INSTITUTO BRASILEIRO DO VINHO**. Promoção do suco de uva. Disponível em: <[http://www.ibravin.org.br/admin/UPL\\_arquivos/310720091714272.pdf](http://www.ibravin.org.br/admin/UPL_arquivos/310720091714272.pdf)>. Acesso em: 05 nov. 2014.

IMSANDE, J.; TOURAINÉ, B. N Demand and regulation of nitrate uptake. **Plant Physiology**, Lancaster, v.105, p.3-7, 1994.

JAIN, A. K. et al. Variation in the sugar accumulation pattern of muscadine grape genotypes. **Proceedings of the Florida State Horticultural Society**, Goldenrod, v. 115, p. 329-336, 2002.

KANELLIS, A. K.; ROUBELAKIS-ANGELAKIS, K. A. Grape, In: SEYMOUR, G.B.; TAYLOR, J.L.; TUCKER, G.A. (eds.). **Biochemistry of fruit ripening**. London: Chapman & Hall, 1993, p.189-234.

KANG, H.; SALTVEIT, M. E. Reduced chilling tolerance in elongating cucumber seedling radicles is related to their reduced antioxidant enzyme and DPPH-radical scavenging activity. **Physiol. Plant**, v.115, p. 244-250, 2002.

KAO, C.H. Differential effect of sorbitol and polyethylene glycol on antioxidant enzymes in rice leaves. **Plant Growth Regulation**, v.39, p.83-89, 2003.

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, peroxidase, and polyphenoloxidase activities during rice leaf senescence. **Physiologia Plantarum**, v.57, p.315-319, 1976.

KAWASHIMA, S.; NAKATANI, M. An Algorithm for Estimating Chlorophyll Content in Leaves Using a Video Camera, **Annals of Botany**, v. 81, p. 49-54, 1998.

KELLER, M, Managing grapevines to optimize fruit development in a challenging environment: A climate change primer for viticulturists. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.16, p. 56-69, 2010.

KELLER, M.; KUMMER, M.; VASCONCELOS, M.C. Reproductive growth of grapevines in response to nitrogen supply and rootstock. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.7, p.12–18, 2001.

KENNEDY, J. **Understanding grape berry development**. Winegrowing, Practical Winery and Vineyard, San Rafael. 2002, p. 1-5.

KIM, J.S. et al. Death mechanisms caused by carotenoid biosynthesis inhibitors in green and in undeveloped plant tissues. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.78, p.127-139, 2004.

KIRKBY, E. A.; RÖMHELD, V. **Micronutrientes na fisiologia de plantas: funções, absorção e mobilidade**. Encarte Técnico. International Plant Nutrition Institute. Informações Agronômicas, Piracicaba, n. 118, 2007.

KLUGE, R.A. LCB - 311 **Fisiologia vegetal: apontamentos de aulas teóricas de fotossíntese**. ESALQ/USP. 2004. Disponível em: [http://orion.cpa.unicamp.br/sbfv/arquivos/aulas/gradOI/06\\_fotoquímica\\_da\\_fotossíntese/fotossínteseKluge](http://orion.cpa.unicamp.br/sbfv/arquivos/aulas/gradOI/06_fotoquímica_da_fotossíntese/fotossínteseKluge). Acesso 27 Abr. 2014

KÖEPPEN, W. **Climatologia**: con um estudio de los climas de la Tierra, México: Fondo de Cultura Economica, 1948, 478p.

KRAMER, T.; KOZLOWSKI, T. **Physiology of woody plants**. New York, Academic Press, 1979. 811p.

KUMAR, N.; ANAND, K.G.V.; REDDY, M.P. Plant regeneration of non-toxic *Jatropha curcas*-impacts of plant growth regulators, source and type of explants. **Journal of Plant Biochemistry and Biotechnology**, v.20, p.125-133, 2011.

KUNH, G. B. Descrição da planta. In: KUNH, G. B. **Uva para processamento, Produção, Aspectos Técnicos**. Bento Gonçalves: Embrapa Informação Tecnológica, 2003, Cap. 4, p. 24-26.

LAMBERS, H.; CHAPIN, F.S.; PONS, T.L. **Plant physiological ecology**. New York: Springer-Verlag, 1998. 540p.

LANTMANN, A. F. **Nutrição e produtividade da soja com molibdênio e cobalto**. Artigos EMBRAPA, Coletânea rumos & debates, 2002. Disponível em: [www.embrapa.org.br](http://www.embrapa.org.br). Online, Acesso 18 Abr. 2013.

LARKUM, A. W.D.; MICHAEL KÜHL, M. Chlorophyll d: the puzzle resolved. **TRENDS in Plant Science**, v.10, n.8, 2005.

LAWLOR, D.W. Carbono and nitrogen assimilation in relation to yield: mechanisms are the key to understanding production systems. **Journal of Experiment Botany**, v.53, p. 773-787, 2002.

LEÃO, P.C. de S., MAIA, J.D.G. Aspectos culturais em viticultura tropical – Uvas de mesa. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.19, n.194, p.34-40, 1998.

LEÃO, P. C. de S. **Avaliação do comportamento fenológico e produtivo de seis variedades de uva sem sementes no Vale do Rio São Francisco**. 1999.124f. Dissertação (Mestrado)-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 1999.

LEÃO, P. C. de S.; POSSÍDIO, E. L. de. Manejo e tratos culturais. In: SOUZA LEÃO, P. C. de (Ed.). **Uva de mesa: produção - aspectos técnicos**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica; Petrolina-PE: Embrapa Semiárido, 2001. cap.10, p. 70-81. (Frutas do Brasil, 13).

LEÃO, P.C.de.S. **Cultivo da Videira**, 2010. Disponível: <[http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/CultivodaVideira\\_2ed/cultivares.html](http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/CultivodaVideira_2ed/cultivares.html)>, Acessado em: 25 Abr. 2013.

LEÃO, P.C. de S; SOARES, J. M.; RODRIGUES, B. L. Principais Cultivares. In: SOUZA LEÃO, P.C. de.; SOARES, J.M. **A viticultura no Semiárido**. Ed. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2009. cap.5, p.151-213.

LEÃO, P. C. de S.; SILVA, D. J.; SILVA, E. E. G. da. Efeito do ácido giberélico, do Bioestimulante Crop Set e do anelamento na produção e na qualidade da uva ‘Thompson Seedless’ no Vale do São Francisco. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 27, n. 3, p. 418-421, 2005.

LEBON, G.; WOJNAROWIEZ, G.; HOLZAPFEL, B.; FONTAINE, F.; VAILLANT-GAVEAU, N.; CLÉMENT, C. Sugars and flowering in the grapevine (*Vitis vinifera* L.). **Journal of Experimental Botany**, v.59, n.10, p.2565-2578, 2008.

LEE, D.W. Simulating forest shade to study the development ecology of tropical plants: Juvenile growth in three vines in India. **Journal of Tropical Ecology**, Cambridge, v.4, p.281-92, 1988.

LETHAM, D. S.; PALNI L. M. S. The biosynthesis and metabolism of cytokinins. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v, 34, p, 163-197, 1983

LIMA, S.S. **Crescimento, composição Mineral e sintomas visuais de deficiências de macronutrientes em plantas de Zingiber Spectabilis Griff.** 2009. 84f. Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2009.

LIMA FILHO, J. M. P.; DANTAS, B. F.; ASSIS, J. S. de; SOUZA, C. R. de; ALBUQUERQUE, T. C. S. de. Aspectos fisiológicos, In: SOARES, J, M.; LEAO, P, C, de S, (Ed). **A vitivinicultura no Semiárido brasileiro**, Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica; Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2009, cap. 3, p. 73-108.

LEUSTEK, T.; MARTIN, M. N.; BICK, J. A.; DAVIES, J. P. Pathways and regulation of sulfur metabolism revealed through molecular and genetic studies. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.51, p.141-165, 2000.

LIN, C.C.; KAO C.H. Effect of NaCl stress on H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> metabolism in rice leaves. **Plant Growth Regul**, v.30, p.151–155, 2000.

MAGALHÃES FILHO, J. R. **Photosynthetic responses to changes in root temperature of sweet orange ‘Valência’ plants grafted on Rangpur lime.** 2009. 50f Dissertação (Mestrado) – Instituto Agronômico de Campinas, 2009.

MAJEROWICZ, N. Fotossíntese. In: KERBAUY, G. B. (Ed.). **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 2004. 114-178p.

MALAVOLTA, E. **Manual de nutrição mineral de plantas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2006. 631p.

MALAVOLTA, E. **Elementos de Nutrição Mineral de plantas**: São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 1980. 231p

MANDELLI, F.; BERLATO, M. A.; TONIETTO, J.; BERGAMASCHI, H. Fenologia da videira na Serra Gaúcha. **Pesquisa Agropecuária Gaúcha**, v. 9, n. 1-2, p. 129-144, 2003.

MANDELLI, F. **Comportamento Meteorológico e sua Influência na Vindima de 2009 na Serra Gaúcha**, 2009. Disponível em:

<http://revistagloborural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC1664546-4529,00.html>. Acesso 10 Abr. 2013.

MANGANARIS, G. A.; VASILAKAKIS, M.; DIAMANTIDIS, G.; MIGNANI, I. The effect of postharvest calcium application on tissue calcium concentration, quality attributes, incidence of flesh browning and cell wall physicochemical aspects of peach fruits, **Food Chemistry**, New York, v.100, n.4, p.1385–1392, 2007.

MANICA, I.; POMMER, C.V. **Uva: do plantio a produção, pós-colheita e mercado**, Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003, 185p.

MARENCO, R.A.; LOPES, N.F. **Fisiologia Vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral**. Viçosa: UFV, 439p. 2005. <http://revistagloborural.globo.com/GloboRural/0,6993,EEC1664546-4529,00.html>. Acesso em: 10 de Abr. 2013.

MARENCO, R.A.; LOPES, N.F. **Fisiologia Vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral**. Viçosa: UFV, 2011. 439p.

MARSCHNERS, H. **Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants**. 3rd Edition London, New York: Academic Press, 2011, 672 p.

MASCARENHAS, R. J.; SILVA, S. M.; LIMA, M. A. C.; MENDONÇA, R. J. N.; HOLSCHUH, H. J. Characterization of maturity and quality of Brazilian apirenic grapes in the São Francisco river Valley. **Revista Ciência Tecnologia de Alimentos**, v.32, n.1, 2012.

MELLO, L. M. R de. **Vitivinicultura brasileira: panorama 2010**. Embrapa Uva e Vinho, Disponível em: <http://www.cnpuv.embrapa.br>. Acessado 28 Jun. 2012.

MENEZES, A. C. P. **Reguladores vegetais na brotação, características dos cachos e produtividade da videira cv. Itália no Vale do São Francisco**. 2007. 117f. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2007.



MESSINGER, S. M. et al. Evidence for involvement of photosynthetic processes in the stomatal response to CO<sub>2</sub>. **Plant Physiologic**, v. 140, n.2, p. 771-778, 2006. doi: <http://dx.doi.org/10.1104/pp.105.073676>

MILLER, G. L. Use of dinitrosalicylic and reagent for determination of reducing sugar. **Analytical Chemistry**, v.31, n.3, p.426-428, 1959. <<http://dx.doi.org/10.1021/ac60147a030>>.

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, v.7, n.9, p.405-410, 2002.

MOLLER, I. M.; JENSEN, P. E.; HANSSON, A. Oxidative modifications to cellular components in plants. **Annual Review of Plant Biology**, v.58, p.459-481, 2007.

MOORE, T. C. Auxins. In: MOORE, T. C. (Ed). **Biochemistry and Physiology of Plant Hormones**. New York: Springer Verlag, 1989. 29-93p.

MOREIRA, E. R. **Efeitos do ácido giberélico e do thidiazuron nos cachos e bagas de uvas cv. Niagara Rosada**. 2009. 70f. Dissertação (Mestrado)- Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2009.

MORRIS, D. L. Quantitative determination os carbohydrates with Derwood's anthrone reagent. **Science**, v.5, n.107, p.254-255, 1948.

MORRISON, J. Bud development in *Vitis vinifera* L. **Bot Gaz**, v.152, p. 304–315, 1991. doi: 10.1086/337894

MOURA, M.F.; TECCHIO, M.A.; TERRA, M.M. ; CIA, P. ; HERNANDES, J.L.; BENATO, E.A.; SIGRIST, M.M.J.; PIRES, E.J.P.; BETTIOL NETO, J.E. Influência do ácido naftalenoacético e do cloreto de cálcio na redução da degrana em uva Niagara Rosada cultivada em Jales. In: XIX Congresso Brasileiro de Fruticultura, 2006, Cabo Frio-RJ. Frutas do Brasil: Saúde para o mundo. **Palestras e resumos**. Viçosa-MG : JARD Editora, v. 1, p. 284, 2006.

MOURA, M. S. B. de; TEIXEIRA, A. H. de C.; SOARES, J.M. **Exigências Climáticas**. In: SOARES, J. M.; LEO, P. C. de S. A Vitivinicultura no Semiárido Brasileiro. Petrolina: Embrapa Semiárido; Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. 2009. 37-67p.

MULLINS, M. G.; BOUQUET, A.; WILLIAMS, L. E. **Biology of the Grapevine**. Cambridge University Press, 1992.

NAIFF, A.P.M. **Crescimento, composição mineral e sintomas visuais de deficiências de macronutrientes em plantas de *Alpinia Purpurata* cv. Jungle King**. 2007. 77f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural Da Amazônia. Belém, 2007.

NAVES-BARBIERO, C. C. et al. Fluxo de seiva e condutância estomática de duas espécies lenhosas sempre-verdes no campo sujo e cerrado. **Revista Brasileira Fisiologia Vegetal**, v.12, p.119-134, 2000.

OLIARI, I.C.R.; UMBURANAS, R. C.; ESCHEMBACK, V.; KAWAKAMI, J. Efeito da restrição de luz solar e aumento da temperatura no crescimento de plantas de rabanete. **Pesquisa Aplicada & Agrotecnologia**, v.3, n.3, Set.- Dez. 2010.

OLIVEIRA, M. J. A. et al. Fotossíntese, condutância estomática e transpiração em pupunheira sob deficiência hídrica. **Scientia Agricola**, v. 59, n. 1, p. 59-63, 2002.

PALLIOTTI, A.; CARTECHINI, A. Developmental changes in gas exchange activity in flowers, berries, and tendrils of field-grown Cabernet Sauvignon. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 52, n. 4, p. 317-323, 2001.

PASCHOLATI, S.F.; LEITE, B. Mecanismos bioquímicos de resistência às doenças. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.2, p.1-51, 1994.

PASSOS, L. P. **Métodos analíticos e laboratoriais em fisiologia vegetal**. Coronel Pacheco: Embrapa – CNPGL, 1996. 223p.

PEIXOTO, H. P. P. et al. Aluminium effects on lipid peroxidation and the activities of enzymes of oxidative metabolism in sorghum. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Londrina, v. 11, n. 3, p. 137-143, 1999.

PEREIRA, G. E.; GUERRA, C. C.; MANFROI, L. Vitivinicultura e Enologia. In: SOARES, J. M.; LEÃO, P. C. S. **A Vitivinicultura no Semiárido brasileiro**. Petrolina: EMBRAPA Semi-Árido, 2009. 756 p.59

PEREIRA, G.E. **Tempranillo e Petit Verdot ganham espaço em vinícolas do Semiárido**. Notícias, 2009. Disponível em: <<http://www.embrapa.br/imprensa/noticias/2009>> Acesso em 5 nov. 2014.

PETRI, J,L.; PALLADINI, L,A,; POLA, A,C, **Dormência e indução da brotação da macieira**. In: EPAGRI. **Manual da cultura da macieira**, Florianópolis: EPAGRI, 2002. 261-298 p.

PETRI, J.L.; HAWERROTH, F. J.;LEITE, G. B.; COUTO, M. Raleio químico em macieiras ‘Fuji Suprema’ e ‘Lisgala’. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 35, n. 1, p. 170-182, 2013.

PIMENTEL, C.; PEREZ, A. J. de L. C. Estabelecimento de parâmetros para avaliação de tolerância à seca em genótipos de feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 35, n. 1, p. 31-39, 2000.

POMMER, C. V.; TERRA, M. M.; PIRES, J. P. Cultivares, melhoramento e fisiologia. In: POMMER, C. V. **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Cinco Continentes. Porto Alegre. 2003. 109-294 p.

POMPELLI, M. F. et al. Photosynthesis, photoprotection and antioxidant activity of purging nut under drought deficit and recovery. **Biomass and Bioenergy**, v. 34, p. 1207-1215, 2010.

PORRA, R. J.; THOMPSON, W. A.; KRIDEMANN, P. E. Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying *a* and *b* extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophylls standards by atomic absorption spectroscopy. **Biochimic et Biophysica Acta**, Amsterdam, v.975, p.384-394, 1989.

POSSNER, D. R. E.; KLIOWER, W. M. The localization of acids, sugars, potassium and calcium in developing grape berries. **Vitis**, Siebeldingen, v. 24, p. 229-240, 1985.

PRICE, C. A. et al. Functions of Micronutrients in agriculture. In: MONTVEDT, J. J. et al. (eds). **Micronutrients in agriculture; Zn, Fe, Mo, Cu, B, Mn**, Soil Science Society of America, Madison, 1972. 231-242 p.

PROTAS, J. F. da S.; CAMARGO, U. A. **Viticultura brasileira: panorama setorial de 2010** / - Brasília, DF: SEBRAE; Bento Gonçalves: IBRAVIN: Embrapa Uva e Vinho, 2011.

QUEIROZ, C. G. S.; ALONSO, A.; MARESGUIA, M.; MAGALHÃES, A. C. Chilling induced changes in membrane fluidity and antioxidant enzyme activities in *Coffea arabica* L. roots. **Biology Plantarum**, Prague, v. 41, n. 3, p.403-413, 1998.

QUEIROZ, C.G.S.; GARCIA, Q. S.; LEMOS FILHO, J. P. Atividade fotossintética e peroxidação de lipídios de membrana em plantas de aroeira-do-sertão sob estresse hídrico e após reidratação. **Brazilian Journal Plant Physiology**, v.14, n.1, p.59-63, 2002.

QUEIROZ-VOLTAN, R. B.; PIRES, E. J. P. A Videira: In: POMMER, C.V. **Uva: do plantio a produção, pós-colheita e mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003, Cap.1, 185 p.

RAMA DEVI, S.; PRASAD, M. N. V. Copper toxicity in *Ceratophyllum demersum* L. (Coontail), a free floating macrophyte: response of antioxidant enzymes and antioxidants. **Plant Science**, Limerick, v. 138, n. 2, p. 157-65, 1998.

RAYCHAUDHURI, S. S. The role of superoxide dismutase in combating oxidative stress in higher plants. **The Botanical Review**, New York, v. 66, p. 89-98, 2000.

RODRIGUES, A.; ARAUJO, J. P. C.; GIRARDI, E. A.; SCARPARE, F. V.; FILHO, J. A. S. Aplicação de AG3 e CPPU na qualidade da uva 'Itália' em Porto Feliz-Sp, **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, n. 1, p. 001-007, 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-29452011005000033>.

RODRIGUES, B. L. **Efeito do ácido giberélico (GA3) nas características de bagas e cachos de uvas sem semente no Submédio do Vale do São Francisco-Brasil**, 2008. 96f. Dissertação (Mestrado) – Universidade do Estado da Bahia, 2008.

ROITSCH, T.; BALIBREA, M. E.; HOFMANN, M.; PROELS, R.; SINHA, A. K. Extracellular invertases: metabolic enzyme and metabolic protein. **Journal of Experimental Botany**, v.54, n.382, p.513- 524, 2003.

ROSEN, H. A modified ninhydrin colorimetric analysis for amino acids. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v.67, n.1, p.10, 1957. <[http://dx.doi.org/10.1016/0003-9861\(57\)90241-2](http://dx.doi.org/10.1016/0003-9861(57)90241-2)>.

ROSS, J.; O'NEILL, D. New interactions between classical plant hormones. **Trends in Plant Science**, v.6, p.2-4, 2001.

RUIZ, V. S. Fitorreguladores, In: **Los Parasitos de la vid: estrategias de proteccion razonada**. 4 ed. Madrid: Mundi-Prensa, 1998. 303-306p.

SALISBURY, F.B.; ROSS, C. W. **Plant Physiology**, 4. ed. Belmont, CA: Wadsworth publishing, 1992. 682p.

SANTOS, C. E. dos; ROBERTO, S. R.; SATO, A. J.; JUBILEU, B. da. Caracterização da fenologia e da demanda térmica das videiras ‘Cabernet Sauvignon’ e ‘Tannat’ para a região norte do Paraná. **Acta Sci. Agron**. Maringá, v. 29, n.3, p. 361-366, 2007.

SANTOS, C. F.; LIMA, G. P. P.; MORGADO, L. B. Tolerância e caracterização bioquímica em feijão-caupi submetido a estresse hídrico na pré-floração. **Naturalia**, Rio Claro, v. 33, p. 34-44, 2010.

SANTOS, L. de S. **Exigências térmicas, manejo de ácido giberélico e pós-colheita da videira cv. Sweet Celebration cultivada no submédio do Vale do São Francisco**. 2013. 101 f. Dissertação (Mestrado)-Universidade do Estado da Bahia, Juazeiro, 2013.

SANTOS, C. M. G.; MOREIRA, M. M.; RODRIGUES, J. D. Metabolismo da videira ‘syrah’ no semiárido nordestino sob três estratégias hídricas. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 34, n. 6, suplemento 1, p. 3611-3624, 2013.

SCANDALIOS, J. G. Oxidative stress: molecular perception and transduction of signals triggering antioxidant gene defenses. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, v. 38, n. 7, p. 995-1014, 2005.

SCHADCHINA, T.M.; DMITRIEVA, V.V. Leaf chlorophyll content as a possible diagnostic mean for the evaluation of plant nitrogen uptake from the soil. **Journal of Plant Nutrition**, New York, v.18, p.1427-1437, 1995.

SENTELHAS, P.C. Aspectos climáticos para a viticultura tropical. **Informe Agropecuário**, v. 19, p. 9-14, 1998.

SHIM, I. S.; MOMOSE, Y.; YAMAMOTO, A.; KIM, D. W.; USUI, K. Inhibition of catalase activity by oxidative stress and its relationship to salicylic acid accumulation in plants. **Plant Growth Regulation**, v.39, p.285–292, 2003.

SIEGEL, B.Z. Plant peroxidases - an organismic perspective. **Plant Growth Regulation**, v.12, p.303-312, 1993.

SILVA, R. B. C. et al. Eficiência de uso da água e da radiação em um ecossistema de manguezal no estado do Pará. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v. 21, n. 3a, p. 104-116, 2006.

SIMS, D.A. GAMON, J.A. Relationships between leaf pigment content and spectral reflectance across a wide range of species, leaf structures and developmental stages. **Remote Sensing of Environment**, v.81, p. 337-354, 2002.

SMEAL, D.; ZHANG, H. Chlorophyll meter evaluation for nitrogen management in corn. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, New York, v.25, n.9/10, p.1495-1503, 1994.

SNEDDEN, W. A.; FROMM, H. Calmodulin, calmodulin-related proteins and plant responses to the environment. **Trends in Plant Science**, v.3, p.299-304, 1998.

SOUSA, J. S. I. Uvas para o Brasil. ed.1. Piracicaba: FEALQ, 1996. 791 p.

TERRA, M. M. Nutrição, Calagem e adubação. In: Pommer, C. V. **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Cinco Continentes. Porto Alegre, 2003. 405-475 p.

SOUZA, J. S. I. de; MARTINS, F. P. **Viticultura Brasileira: principais variedades e suas características**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 368p.

SOUZA, A. R. E. **Produção e qualidade de cachos da videira cv. Crimson Seedless sob ação de biorreguladores**. 2013. 92f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Horticultura Irrigada) – Universidade do Estado da Bahia – UNEB, 2013.

SOUZA, E. L.; WOYANN, L. G.; AHLERT, R. J.; ALMEIDA, A. M. de.; COSTA de O. A Peroxidação lipídica em cultivares de arroz irrigado submetidas ao estresse por ferro em hidroponia. **Anais**. CIC 2011. XX Congresso de iniciação científica. UFPEL. 2011.

SOUZA, E. R. **Comportamento fisiológico e a influência da desfolha sobre a produção e a qualidade de cachos da videira cv, Itália no Vale do Submédio São Francisco**. 2010. 65 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade do Estado da Bahia, Juazeiro, 2010.

SOUZA, E. R.; PEREIRA, M. C.; SANTOS, L. S.; RIBEIRO, V. G.; PIONÓRIO, J. A. A.; ARAÚJO, E. A. Qualidade da uva ‘Superior Seedless’ com aplicações de benziladenina Combinadas ou não com ácido giberélico. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 23, n. 4, p. 144-148, 2010.

SOUZA, E. R.; RIBEIRO, V. G.; DANTAS, B. F.; LIMA FILHO, J. M. P. Variação de carboidratos em folhas da videira ‘Itália’ submetida a diferentes de níveis de desfolhas. **Revista Brasileira Ciências Agrárias**. Recife, v.8, n.4, p.535-539, 2013.

SOUZA, R. P. de.; RIBEIRO, R. V.; MACHADO, E. C.; OLIVEIRA, R. F. de.; SILVEIRA, J. A. G. DA. Photosynthetic responses of young cashew plants to varying environmental conditions. **Pesquisa agropecuaria brasileira**, Brasília , v. 40, n. 8, 2005.

SPINELLI F, A. W.; RADEMACHER, B. E.; SABATINI, A. C. G.; COSTA, A. Reduction of scabincidence(*Venturia inaequalis*) in apple with prohexadione-Ca and

trinexapac-ethyl, two growth regulating acylcyclohexanediones. **Crop Protection**, v. 29, p. 691-698, 2010.

SRINIVASAN, C.; MULLINS, M. G. Control of flowering in the grapevine (*Vitis vinifera* L.): formation of inflorescences in vitro by isolated tendrils. **Plant Physiology**, v.61, p.127-130, 1978.

SUBASHINI, K.; REDDY, G.M. Effect of salt stress on enzyme activities on callus culture of tolerant and susceptible rice cultivars. **Indian Journal of Experimental Biology**, v.28, p.277-279, 1990.

SUELTER, C.H. Enzymeys activated by monovalent cations. **Science**, v.168, p.789-795, 1970.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**, 5ª ed, Trad, de E, R, Santarém, Porto Alegre: Artmed, 2013. 918 p.

TECCHIO, M. A.; TERRA, M. M.; CIA, P.; PAIOLI-PIRES, E. J.; MOURA, M. F.; SANCHES, J.; BENATO, E. A.; HERNANDES, J. L.; VALENTINI, S. R. de. T.; SIGRIST, J. M. M. Efeito do ácido naftalenoacético e do cloreto de cálcio na redução das perdas pós-colheita em uva 'Niagara Rosada', **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 1, p. 053-061, 2009.

TEISSEIRE, H.; GUY, V. Copper-induced changes in antioxidant enzymes activities in fronds of duckweed (*Lemna minor*), **Plant Science**. Limerick, v. 153, n. 1, p. 65–72, 2000.

TEIXEIRA, A. H. de. C.; BASTIAANSSEN, W. G. M.; AHMAD, M. D.; BOS, M. G. Analysis of energy fluxes and vegetation-atmosphere parameters in irrigated and natural ecosystems of semi-arid Brazil. **Journal of Hydrology**, v.362, p.110-127, 2008.

TEIXEIRA, A. H. de. C.; BASTIAANSSEN, W. G. M.; BASSOI, L. H. Crop water parameters of irrigated wine and table grapes to support water productivity analysis in Sao Francisco River basin, Brazil. **Agricultural Water Management**, v.94, p.31-42, 2007.



TEIXEIRA, A. H. de. C.; TONIETTO, J.; PEREIRA, G. E.; ANGELOTTI, F. Delimitação da aptidão agroclimática para videira sob irrigação no Nordeste Brasileiro. **Revista brasileira Eng. Agríc. Ambiental**, Campina Grande, v.16, n.4, 2012.

TEIXEIRA, A. H. de. C.; AZEVEDO, P. V. de. Zoneamento agroclimático para a videira européia no Estado de Pernambuco. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v.4, n.1, p.137-141, 1996.

TEIXEIRA, A.H.C.; SOUZA, R.A.; RIBEIRO, P.H.B.; REIS, V.C.S.; SANTOS, M.G.L. Aptidão agroclimática da cultura da videira no Estado da Bahia, Brasil. **Revista de engenharia Agrícola e ambiental**, Campina Grande, v.6, n.1, 2002.

TERRA, M.M.; PIRES, E.J.P.; NOGUEIRA, N.A.M.; POMMER, C.V. **Tecnologia para produção de uva Itália na região noroeste do Estado de São Paulo**. Campinas: CATI, 1998, (Boletim Técnico, 97).

TERRA, M. M. Nutrição, Calagem e adubação. In: Pommer, C. V. **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Cinco Continentes. Porto Alegre, 2003. 405-475 p.

THIMM, O.; BLASING, O.; GIBON, Y.; NAGEL, A.; MEYER, S.; KRUGER, P.; SELBIG, J.; MULLER, L.A.; RHEE, S.Y.; STITT, M. MAPMAN: a user-driven tool to display genomics data sets onto diagrams of metabolic pathways and other biological processes. **Plant Journal**, v.37, p.914–939, 2004.

THORNBER, J.P. Chlorophyll-proteins: light-harvesting and reaction center components of plants. **Annual Review of Plant Physiology**, California, v.26, p.127-58, 1975.

TONDATO, C. **Caracterização dos canais de marketing da uva de mesa na região noroeste do estado de São Paulo**, 2006. 151f. Dissertação (Mestrado) –Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, 2006.

VASCONCELOS, M. C.; GREVEN, M.; WINEFIELD, C. S.; TROUGHT, M.C.T.; RAW, V. The Flowering Process of *Vitis vinifera*: A Review. **Am. J. Enol. Vitic.**, v.60, n.4, p. 441-434, 2009.

VIEIRA, C.R.Y.I.; PIRES, E.J.P.; TERRA, M.M.; TECCHIO, M.A.; BOTELHO, R.V. Efeitos do ácido giberélico e do thidiazuron sobre as características os frutos e do mosto da uva 'Niagara Rosada'. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal, v. 30, n.1, 2008.

VIEIRA, E. L.; SOUZA, G. S, de.; SANTOS, A. R. dos.; SANTOS SILVA, J. dos. **Manual de fisiologia vegetal**, São Luís, MA: EDUFMA, 2010, 230p, Disponível em:<[http://books.google.com.br/books?hl=ptBR&lr=&id=enZO\\_ItTcvMC&oi=fnd&pg=PA1&dq=%27%27Manual+de+fisiologia+vegetal+2010%22&ots=S4o7J56e1b&sig=E3hllqlch3EbzebSXSyoJtoPtJk#v=onepage&q="Manual%20de%20fisiologia%20vegetal%202010%22&f=false](http://books.google.com.br/books?hl=ptBR&lr=&id=enZO_ItTcvMC&oi=fnd&pg=PA1&dq=%27%27Manual+de+fisiologia+vegetal+2010%22&ots=S4o7J56e1b&sig=E3hllqlch3EbzebSXSyoJtoPtJk#v=onepage&q=)>. Acesso 20 Nov. 2013.

VON CAEMMERER, S.; FARQUHAR, G. D. Some relationships between the biochemistry of photosynthesis and the gas exchange of leaves. **Planta**, Berlin, v. 153, n. 4, p. 376-387, 1981.

VON ELBE, J. H. Colorantes. In: FENNEMA, O.W. **Química de los alimentos**. 2.ed. Zaragoza: Wisconsin - Madison, 2000. Cap.10, 782-799 p.

WHATLEY, J.M.; WHATLEY, F.R. **A luz e a vida das plantas**. São Paulo, EPU EDUSP, 1982. 101p. (Temas de biologia, 30).

WHITHAM, F. H.; BLAYDES, D. F.; DEVLIN, R. M. **Experiments in Plant Physiology**. New York, D. Van Nostrand Company, 1971. 55-8 p.

WINKLER, A.J.; COOK, J.A.; KLIWER, W.M. **General viticulture**. 2.ed. Berkeley: University of California Press, 1974. 710p.

YEMM, E. W.; WILLIS, A. J. The estimation of carbohydrates in plant extracts by anthrone. **Biochemical Journal**. v.57, p.508-514, 1954.

YUAN, R.; GREENE, D.W. Benzyladenine as chemical thinner for 'McIntosh' apples. I. Fruit thinning effect and associated relationship with photosynthesis, assimilate translocation, and non-structural carbohydrates. **Journal of American Society for Horticultural Science**, Alexandria, n.125, p.169-176, 2000.

ZHÃO, F. J.; HAWKESFORD, M. J.; MCGRATH, S. P. Sulphur assimilation and effects on yield and quality of wheat. **Journal of Cereal Science**, London, v. 30, p. 1-17, 1999.

ZHANG, Y. L.; ZHANG, R.G. Effects of ABA content on the development of abscission zone and berry falling after harvesting of grapes. **Agricultural Sciences in China**, China, v. 8, n.1, p.59-67, 2009.