

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**CITOCININA, PIRACLOSTROBINA E PUTRESCINA:
INFLUÊNCIA NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS EM TRÊS
CULTIVARES DE VIDEIRA EM DIFERENTES AMBIENTES**

RÚBIA BRITO CAMARGO

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

BOTUCATU - SP
Setembro - 2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JULIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

**CITOCININA, PIRACLOSTROBINA E PUTRESCINA:
INFLUÊNCIA NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS EM TRÊS
CULTIVARES DE VIDEIRA EM DIFERENTES AMBIENTES**

RÚBIA BRITO CAMARGO

Orientadora: Prof^{fa} Dr^a Elizabeth Orika Ono

Coorientador: Dr. Daniel Terao

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

BOTUCATU - SP
Setembro - 2016

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

C172c Camargo, Rúbia Brito, 1978-
Citocinina, piraclostrobina e putrescina: influência no desenvolvimento de mudas em três cultivares de videira em diferentes ambientes / Rúbia Brito Camargo. - Botucatu : [s.n.], 2016
xiv, 80 f. : grafs. color., ils. color., tabs.

Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2016
Orientador: Elizabeth Orika Ono
Coorientador: Daniel Terao
Inclui bibliografia

1. Uva - Mudas - Produtividade. 2. Poliaminas. 3. Crescimento (Plantas). 4. Plantas - Reguladores. 5. Efeito fisiológico. I. Ono, Elizabeth Orika. II. Terao, Daniel. III. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (Câmpus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agrônômicas. IV. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: CITOCININA, PIRACLOSTROBINA E PUTRESCINA: INFLUÊNCIA NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS EM TRÊS CULTIVARES DE VIDEIRA EM DIFERENTES AMBIENTES

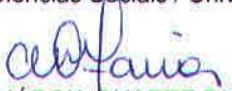
AUTORA: RUBIA BRITO CAMARGO

ORIENTADORA: ELIZABETH ORIKA ONO

COORDENADOR: DANIEL TERAQ

COORDENADOR: JOÃO DOMINGOS RODRIGUES

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Doutora em AGRONOMIA (HORTICULTURA), pela Comissão Examinadora:


Profa. Dra. ELIZABETH ORIKA ONO
Dep Botânica / Instituto de Biociências de Botucatu
Prof. Dr. JOAO DOMINGOS RODRIGUES
Dep de Botânica / Instituto de Biociências de Botucatu
Prof. Dr. MARCO ANTONIO TECCHIO
Depto de Horticultura / Faculdade de Ciências Agronômicas de Botucatu
Prof. Dr. MANOEL ABÍLIO DE QUEIROZ
Dep de Tecnologia e Ciências Sociais / Universidade do Estado da Bahia - UNEB
Profa. Dra. CACILDA MÁRCIA DUARTE RIOS FARIA
Dep de Agronomia / Universidade Estadual do Centro Oeste

Botucatu, 13 de outubro de 2016

SUMÁRIO

1 RESUMO	1
2 ABSTRACT.....	3
3 INTRODUÇÃO.....	5
4 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
4.1 Histórico e índices econômicos da cultura da videira	7
4.2 Produção de mudas de videira.....	9
4.3 Características da videira	13
4.3.1 Descrição das cultivares:.....	13
4.4 Reguladores vegetais e Piraclostrobina: modo de ação e efeitos fisiológicos na propagação de mudas de videira.....	15
4.4.1 Poliaminas:	16
4.4.2 Citocinina (CK):.....	18
4.4.3 Piraclostrobina:	19
4.5 Interação genótipos x ambientes (G x E).....	21
4.6 Aspectos bioquímicos.....	25
4.7 Proteína total.....	26
4.7.1 Influência das citocininas nos teores das proteínas.....	27
4.7.2 Influência das poliaminas nos teores das proteínas.....	27
4.7.3 Influência da piraclostrobina nos teores das proteínas.....	28
4.8 Flavonoides.....	28
5 MATERIAL E MÉTODOS.....	31
5.1 Primeira etapa: Botucatu (SP)	31
5.2 Segunda etapa: Petrolina (PE).....	32
5.3 Terceira etapa: Juazeiro (BA).....	32
5.4 Descrição geral da metodologia aplicada	33
5.5 Método estatístico	36
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	37
7 CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	67
8 CONCLUSÃO.....	69
9 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	70

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Análise de variância (teste F) para número de folhas de mudas de videira do cultivar Niagara Rosada tratados com: T1- Testemunha (água bruta); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹).UNESP – FCA. Botucatu, SP, 2013	37
Tabela 2 - Análise de variância para o número de folhas de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ tratados com:T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). RKF mudas. Juazeiro, BA. 2015.....	39
Tabela 3 - Interação cultivares x tratamentos para o número de folhas em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ para os tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹).RKF mudas. Juazeiro, BA. 2015.....	39
Tabela 4 - Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para MFF – massa fresca de folhas, MFRz – massa fresca de raiz (g), MSF – massa seca de folhas e MSRz – massa seca de raiz (g) em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetida a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina(Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CKvia foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....	40
Tabela 5 - Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) massa seca de folhas (MFF) e massa seca de raiz (MSRz, g) em mudas de videira cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L-1); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L-1); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L-1) + via solo (40 mg L-1). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....	40
Tabela 6 - Comparação das médias para massa seca de raiz (MSRz, g), em mudas de videira‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....	41
Tabela 7 - Comparação de médias para MFF – massa fresca de folhas e MSRz – massa seca de raiz (g), em mudas de videira‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....	41

- Tabela 8 - Interação Ambientes x tratamentos para: MFRz – massa fresca de raiz e MSF – massa seca de folhas (g), em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....41
- Tabela 9 -Desdobramento da interação Ambiente x tratamento (Botucatu – Juazeiro) para MFRz e MSF em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.....40
- Tabela 10 -Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para massa fresca de folhas (MFF, g), massa fresca de raiz (MFRz, g) de mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.....43
- Tabela 11 -Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para massa seca de folhas (MSF, g) e massa seca de raiz (MFRz, g) de mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.....43
- Tabela 12 -Desdobramento da interação Ambientes x tratamentos (MFF) em mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014 e RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.....44
- Tabela 13 -Interação Ambiente x cultivar para: massa fresca de raiz (MFRz, g) e massa seca de folhas (MSF, g), em mudas de videira dos cultivares de ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....45
- Tabela 14 -Interação Ambiente x tratamentos para: MFF - massa fresca de folhas, MFRz – massa fresca de raiz, para MSF – massa seca de folhas (g), em mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....46
- Tabela 15 -Interação cultivares x tratamentos para: massa fresca de folhas (MFF, g) e massa seca de folhas (MSF, g), em mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA).

Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.....	46
Tabela 16 -Resumo da análise de variância (valores de F) para Proteína total de folhas (PTF) de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	47
Tabela 17 -Resumo da análise de variância (valores de F) para Proteína total em folha de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina,PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	49
Tabela 18 -Resumo da análise de variância (valores de F) para flavonoides em folhas (FF) e raiz (FRz) e Proteína total de folhas (PTF) de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	54
Tabela 19 -Média para flavonoides (folhas e raiz) em mudas de videira do cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	54
Tabela 20 -Média para flavonoides (raiz) em mudas de videira do cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	55
Tabela 21 - Resumo da análise de variância (valores de F) para flavonoides (folhas e raiz) de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina,PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L ⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L ⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L ⁻¹) + via solo (40 mg L ⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....	55
Tabela 22. Interação Ambientes x cultivares para flavonoides em folhas em mudas de videira dos cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless, em dois ambientes	

	(Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina (PE); RKF MUDAS. Juazeiro (BA) 2015.....	56
Tabela 23	-Análise de variância para a atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) em mudas de videira cultivar Niagara Rosada, tratadas com: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L-1); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L-1); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L-1) + via solo (40 mg L-1). UNESP – FCA. Botucatu (SP), 2013 e RKF mudas. Juazeiro (BA), 201.....	59
Tabela 24	-Análise de variância para a atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L-1); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L-1); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L-1) + via solo (40 mg L-1). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina (PE), 2014; RKF Mudas. Juazeiro (BA), 2015.....	59
Tabela 25	Interação ambientes x cultivares para a atividade das enzimas: Peroxidase (POD) e Polifenoloxidase (PPO) em mudas de videira cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina (PE); RKF MUDAS. Juazeiro (BA) 2015.....	60

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Representação do ciclo de produção de mudas de videira na região do Submédio do Vale do São Francisco, Pernambuco, PE e Juazeiro, BA para enxertia de mesa.....11
- Figura 2 - Representação do ciclo de produção de mudas de videira na região de São Bento de Sapucaí, SP para enxertia de mesa.....12
- Figura 3 – Síntese das poliaminas. ODC = ornitina descarboxilase; ADC = arginina descarboxilase; SAMDC = S-adenosil metionina descarboxilase; NCPAH = N-carbamoil putrescina.....17
- Figura 4 - Representação das interações genótipos x ambientes (G x E) em dois ambientes distintos: Exemplo 1– cultivares sem interação com o ambiente; Exemplo 2– cultivares com interação simples; Exemplo 3– cultivares com interação complexa.....22
- Figura 5 - Papel da glutamina sintetase (GS) no crescimento das plantas. O círculo central destaca a função da GS na assimilação de amônio, transformando-o em aminoácidos que podem ser transportados para o desenvolvimento de tecidos e órgãos. Fontes de nitrogênio são destacadas em torno dos círculos centrais. Glutamato sintase= GOGAT.....27
- Figura 6 - Valores médios para o número de folhas de mudas de videira cultivar Niagara Rosada, em função do tempo, para os tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹).UNESP – FCA. Botucatu, SP, 2013.....38
- Figura 7 -Média para proteína total (folhas) de mudas de videira cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....48
- Figura 8 -Proteína total (Folha) de mudas de videira para interação ambientes x tratamentos x cultivares (Petrolina,PE e Juazeiro, BA) ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....50
- Figura 9 - Proteína total (raiz) de mudas de videira para interação (Ambiente x Tratamento x Cultivar) ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina,PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA

- 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....52
- Figura 10 - Interação para flavonoides (folhas) de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....57
- Figura 11. Interação para flavonoides em raiz de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.....58
- Figura 12 – Atividade da enzima Peroxidase (μmol H₂O₂ decomposto min⁻¹ g⁻¹ MF) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidas a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. Embrapa Semiárido. Petrolina (PE), 2014.....62
- Figura 13 – Atividade da enzima Peroxidase (μmol H₂O₂ decomposto min⁻¹ g⁻¹ MF) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidas a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. RKF Mudas. Juazeiro (BA), 2015.....63
- Figura 14 – Atividade da enzima Polifenoloxidase (μmol catecoltrnsf min⁻¹ g⁻¹ MF) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. Embrapa Semiárido. Petrolina (PE), 2014.....65
- Figura 15 – Atividade da enzima Polifenoloxidase (μmol catecoltrnsf. min⁻¹ g⁻¹ MF) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. RKF Mudas. Juazeiro (BA), 2015.....66

ABREVIATURAS

ADC – arginina descarboxilase
AGM – agmatina
Arg – arginina
CAT – catalase
CK – citocinina
FF – flavonoides na folha
FFRz – flavonoides na raiz
GABA – ácido amino butírico
Glu – glutamina
GOGAT – síntese do glutamato
GSH – glutathione redutase
MFF – massa fresca de folha
MFRz – massa fresca de raiz
MSF – massa seca de folhas
MSRz – massa seca de raiz
NCPAH – N-carbamoylputrescine
ODC – ornitina descarboxilase
PA – poliaminas
PFO – polyphenol oxidase
Pira – piraclostrobina
POD – peroxidase
PPO – polifenoloxidase
Pro – prolina
Put – putrescine
SAM – S-adenosyl methionine
SAMDC – S-adenosyl methionine descarboxilase
Spd – spermidine
Spm – spermine

CITOCININA, PIRACLOSTROBINA E PUTRESCINA: INFLUÊNCIA NO DESENVOLVIMENTO DE MUDAS EM TRÊS CULTIVARES DE VIDEIRA EM DIFERENTES AMBIENTES. Botucatu, 2016. 80 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) - Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Autora: RÚBIA BRITO CAMARGO

Orientadora: ELIZABETH ORIKA ONO

Coorientador: DANIEL TERAÔ

1 RESUMO

Este trabalho objetivou estudar a produção de mudas dos cultivares Niagara Rosada no ambiente de Botucatu, SP, Isabel Precoc e Thompson Seedless sobre o porta-enxerto 'IAC 766', nos ambientes de Petrolina, PE e Juazeiro, BA utilizando-se reguladores vegetais, poliaminas e citocininas (CK), e fungicida (piraclostrobina). Para tanto, o experimento foi dividido em três etapas: o primeiro, instalado em viveiro telado na FCA-UNESP, Botucatu – SP de agosto a outubro de 2013 com o cv. Niagara Rosada. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com oito tratamentos e cinco repetições. O segundo experimento foi conduzido em ambiente protegido (casa de vegetação) na Embrapa Semiárido – Petrolina, PE de setembro a novembro de 2014 em esquema fatorial 2 x 8, dois cultivares (Isabel Precoc e Thompson Seedless) e oito tratamentos com reguladores vegetais e fungicidas, com cinco repetições e o terceiro, conduzido em ambiente protegido (viveiro telado) em área comercial da RKF Mudas – Juazeiro, BA de dezembro/2014 a fevereiro/2015 em esquema fatorial 3 x 8, com três cultivares, Niagara Rosada, Isabel Precoc e Thompson Seedless, e oito tratamentos. Em todos os experimentos os tratamentos utilizados foram: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3- Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹), com aplicações realizadas uma vez por semana, num total de três aplicações. Para verificar o efeito dos tratamentos avaliou-se os caracteres morfológicos e fisiológicos dos cultivares, como: número de folhas; massa fresca de folha e raiz; massa seca de folha e raiz, além dos caracteres bioquímicos: proteína total, flavonoides, atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PFO) nos três cultivares estudados nos

diferentes ambientes, bem como suas interações de acordo com cada produto (putrescina; citocinina e piraclostrobina), isolados e em combinações. Ficou evidente que as mudas de videira dos três cultivares avaliados tiveram desempenho diferenciado, seja pela influência do ambiente e/ou dos tratamentos aos quais foram submetidos ou das duas condições associadas em todos os caracteres analisados. Os tratamentos que repetiram resultados significativos nas respostas fisiológicas, no teor de proteína total e flavonoides e atividade das enzimas POD e PFO foram putrescina; citocinina e a associação de Put + CK que podem ser utilizados como ferramenta de auxílio para o desenvolvimento de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’.

Palavras chaves: poliaminas, 6-benzilaminopurina, estrobirulinas, crescimento vegetativo, efeito fisiológico, interação genótipo x ambiente.

CYTOKININ, PYRACLOSTROBIN AND PUTRESCINE: INFLUENCE IN THE DEVELOPMENT OF SEEDLINGS OF THE THREE VINE CULTIVARS IN DIFFERENT ENVIRONMENTS. Botucatu, 2016. 80 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) - Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: RÚBIA BRITO CAMARGO

Adviser: ELIZABETH ORIKA ONO

Co-adviser: DANIEL TERAÔ

2 ABSTRACT

This work aimed to study the production of seedlings of 'Niagara Rosada', on rootstock 'IAC 766', in environments located in Botucatu, state of São Paulo, and Juazeiro, state of Bahia, as well as the production of seedlings of the cultivars Isabel Precoce and Thompson Seedless, on rootstock 'IAC 766', in environments in Petrolina, state of Pernambuco, and Juazeiro, state of Bahia, using plant growth regulators polyamines and Cytokinin (CK) and fungicide (pyraclostrobin). Therefore, the experiment was divided in three stages, the first being conducted in a shaded nursery at FCA-UNESP, Botucatu (SP), from August to October 2013 with the cv. Niagara Rosada. The experimental design was completely randomized, with eight treatments and five repetitions. The second experiment was conducted in protected environment (greenhouse) at Embrapa Semiárido, Petrolina (PE), from September to November 2014, using factorial design (2 x 8), two cultivars (Isabel Precoce and Thompson Seedless) and eight treatments with five repetitions; while the third one, also in protected environment (shaded nursery), was conducted in the commercial nursery of RKF Mudas, Juazeiro (BA), from December 2014 to February 2015, using factorial design (3 x 8), three cultivars (Niagara Rosada, Isabel Precoce and Thompson Seedless) and eight treatments. The treatments for all experiments consisted of: T1- Control (water); T2- Putrescine (Put, 2 mM); T3- Cytokinin (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Pyraclostrobin (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via leaves (20 mg L⁻¹) + applied to soil (40 mg L⁻¹), with applications carried out once a week, at a total of three applications. In order to assess the effectiveness of the treatments, morphological and physiological parameters of the cultivars were evaluated as follows:

number of leaves, leaf and root fresh weight, leaf and root dry weight; in addition to the biochemical parameters: total proteins, flavonoids, peroxidase (POD) and polyphenol oxidase (PPO), for all three studied cultivars in the various environments, as well as their interactions according to each product (Putrescine, Cytokinin, Pyraclostrobin), isolated and combined. It became evident that the seedlings of the three evaluated cultivars had differentiated performance, either influenced by environmental conditions and/or the treatments they were submitted to, or by the association of both conditions, regarding all assessed traits. The treatments that showed repeated significant results regarding physiological responses, for total protein content and flavonoids and activity of the enzymes POD and PPO, were Putrescine, Pyraclostrobin and the association of Put + CK, which can be used as an auxiliary tool for developing seedlings of 'Niagara Rosada', 'Isabel Precoce' and 'Thompson Seedless'.

Keywords: polyamines, 6-benzylaminopurine, strobilurins, vegetative growth, physiological effect, genotype x environment interaction.

3 INTRODUÇÃO

Um importante aspecto para a maximização do desempenho agronômico é a escolha de cultivares adaptados às condições ambientais em que se deseja implementar o pomar, bem como, a aceitação do cultivar do ponto de vista comercial de acordo com a região de cultivo.

Após a escolha do cultivar e visando uma melhor expressão do potencial genético da planta está a técnica de propagação de mudas pela enxertia de mesa ou propagação vegetativa assexuada, aliado ao controle das condições ambientais e das condições de plantio em viveiro, o que têm permitido a melhoria constante dos índices de produção de mudas com alto padrão de qualidade (REGINA, 2002; REVERS, 2007).

Entretanto, para auxiliar os conhecimentos já existentes, na investigação de novos conceitos para a técnica de propagação de plantas e na recomendação de produtos mais adequados para cada cultivar é necessária a compreensão de como é o desempenho de diferentes cultivares em diferentes ambientes e examinar se o desempenho relativo dos cultivares é o mesmo ou apresenta variação, ou seja, se ocorre a interação genótipos x ambientes para os elementos fundamentais da produção de mudas (BORÉM; MIRANDA, 2013).

Dentre as técnicas utilizadas para promover o desenvolvimento vegetativo e melhoria da expressão dos caracteres morfológicos em função dos seus efeitos na divisão celular, atualmente, estão sendo utilizados uma gama de reguladores vegetais. Entretanto, pouco se tem estudado sobre a atuação de citocininas (CK) e poliaminas (PA), em relação às técnicas de enxertia de mesa e do grupo de fungicidas de efeitos fisiológicos, como as estrobilurinas.

Para entender os efeitos fisiológicos de poliaminas, estrobilurinas e citocininas, bem como suas associações, aplicados em cultivares de videira e ambientes

diferenciados, em especial, na fase de propagação, faz-se necessária a condução de trabalhos que analisem estes elementos, pois, respostas diferenciais de genótipos a diferentes ambientes, poderá ocorrer, em consequência da variação do ambiente (BRADSHAW, 1965; PIGLIUCCI, 2001; FELDBERG et al., 2007).

Com isso, este trabalho objetivou investigar os efeitos fisiológicos de reguladores vegetais, putrescina e citocinina e do fungicida piraclostrobina no desenvolvimento de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ de forma isolada e combinada, em diferentes ambientes e em três momentos de propagação. Para tanto, avaliou-se o desempenho do cultivar ‘Niagara Rosada’, sobre o porta-enxerto ‘IAC 766’, nos ambientes de Botucatu, SP e Juazeiro, BA; a interação genótipos x ambientes do ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, sobre o porta-enxerto ‘IAC 766’, nos ambientes de Petrolina, PE e Juazeiro, BA e a interação genótipos x reguladores vegetais (poliaminas e CK) e fungicida (piraclostrobina). Além disso, avaliou-se caracteres morfológicos e as respostas fisiológicas em função dos produtos aplicados e suas interações.

4 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

4.1 Histórico e índices econômicos da cultura da videira

O cultivo da videira é muito antigo, pois vasos sagrados desenterrados em escavações na Turquia, na antiga cidade comercial de Kannish, mostraram que a viticultura era praticada desde a idade do bronze, há cerca de 3.500 anos a.C. Propagou-se por toda a Ásia menor e em direção ao Sul, até a Síria e o Egito. Na Grécia alcançou extraordinário progresso, impregnando sua história, tradições e religiões. Os navegadores fenícios difundiram a videira em Roma, França e outros povos mediterrâneos. Em Roma, a viticultura apresentou grande avanço e daí foi difundida por toda a Europa, atingindo as ilhas da Madeira e Canárias. Os espanhóis, na conquista do continente americano, introduziram a espécie *Vitis vinifera* L. em áreas correspondentes ao México e aos estados da Califórnia e Arizona, nos Estados Unidos (BOLIANI, 2005).

Desde a década de 60, a cada ano a exportação mundial de frutas tem crescido, associada, principalmente, ao aumento populacional e crescente procura por alimentos saudáveis, elevando o consumo e expandindo o mercado de frutas. A uva, em função de suas propriedades organolépticas, é um produto bastante apreciado nos diversos mercados, principalmente, na Europa, onde tradicionalmente é consumida e cultivada.

Atualmente, o Brasil está no 15º lugar do *ranking* mundial para a produção de uvas, com uma área colhida de 78.450 ha e produção anual de 1.300.000 t ha⁻¹ (AGRIANUAL, 2015).

A produção interna está voltada para dois mercados com características particulares que são: uvas para mesa e vinhos/sucos. No grupo das uvas finas (*Vitis vinifera* L.) estão os cultivares Itália e suas mutações (Rubi, Benitaka e Brasil) (PROTAS; CAMARGO, 2011) e os cultivares apirênicos (Thompson Seedless, Superior

Seedless, Crimson Seedless, Perlette, Catalunha, entre outras) e no grupo das chamadas uvas comuns ou rústicas (*Vitis labrusca*) está o cultivar Niagara Rosada, sua principal representante. Quanto ao comércio internacional de uvas de mesa, redes de supermercados têm dado preferência para uvas apirênicas, devido à sua grande procura e facilidade de consumo (TONDATO, 2009; PROTAS; CAMARGO, 2011).

Apesar do aumento nas áreas de produção nos últimos anos, o volume de uvas comercializado internacionalmente representa menos de 10% de toda a produção interna, estando o Brasil fora das dez primeiras posições nas vendas mundiais da fruta (AGRIANUAL, 2015). Isso se deve também a problemas relacionados à economia do País, pois, desde 2008, o segmento de uvas de mesa do Polo Agrícola do Submédio do Vale do São Francisco também entrou em crise. Aliado a isso, problemas de competitividade com surgimentos de novos mercados exportadores, com menor custo de produção; competitividade no mercado interno, devido a entrada de uvas apirênicas provindas do Chile, com preços mais baixos; escassez de mão-de-obra (PROTAS; CAMARGO, 2011); problemas de origem fitossanitária; aquisição de mudas certificadas e de boa qualidade; ausência de pesquisas que abordem os temas referentes à adaptabilidade e susceptibilidade a pragas e doenças dos cultivares produzidos na região, em especial, para os novos cultivares que foram introduzidos. Entre estes, estão: ‘Midnight Seedless’, ‘Arra 15 Seedless’, ‘Black Seedless’, ‘Timpson Seedless’. Além dos cultivares desenvolvidos pela EMBRAPA: ‘BRS Vitória’, ‘Isis’ e ‘Núbia’, sendo necessário o emprego de técnicas especializadas, desde a formação do pomar até a colheita, que contribui ainda mais, para a elevação significativa dos custos de produção e implantação da cultura.

Neste particular, ou seja, na implantação do pomar é fundamental a escolha de mudas de qualidade para auxiliar na garantia de sucesso, pois é nesta fase de formação da planta, que se pode garantir boa produtividade na fase adulta (FERREIRA, 2013).

Nas condições da região do Submédio do Vale do São Francisco a enxertia de mesa é uma das técnicas que vêm promovendo melhoria na formação da muda e na uniformidade dos parreirais, em termos de vigor e produtividade.

4.2 Produção de mudas de videira

Devido ao ataque de filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae* (FITCH, 1855)) na videira, ocorrente na Califórnia e Europa no sec. XIX, a partir de 1850 a enxertia passou a ser prática obrigatória, em especial, para as videiras da espécie *Vitis vinifera*, altamente susceptíveis ao pulgão. Desde então, a utilização de porta-enxertos resistentes ao ataque desta praga, passou a ser a forma de controle mais eficiente (NACHTIGAL, 2003).

Inicialmente, esta técnica começou a ser desenvolvida e utilizada, principalmente na França, Itália e Alemanha. No final da década de 60, evoluiu muito e nos últimos tempos apresentou significativo avanço tecnológico, colocando a França e a Itália como os principais países produtores de mudas, utilizando o método da enxertia (REGINA, 2002; NACHTIGAL, 2003). No início do século XXI a França era responsável pela produção de 270 milhões de enxertos por ano, o que levou a enxertia de mesa a ser considerada como excelente ferramenta de apoio na propagação de plantas (REGINA, 2002).

No Brasil, estudos abordando esta técnica foram iniciados desde os anos 90, mas esta, só começou a ser difundida comercialmente a partir dos anos 2000. Ainda assim, várias etapas da produção foram adaptadas de conhecimentos trazidos do hemisfério norte, sem que fossem realizadas pesquisas locais (SOUSA, 1959; REGINA, 2002). Na atualidade, essa já não é mais uma realidade, tendo o Brasil também avançado nas pesquisas neste setor (REGINA et al., 2012).

Em relação à técnica de propagação, ainda não existem dados estatísticos publicados sobre a produção comercial de mudas. Contudo, baseado nas informações dos viveiristas, a produção nacional situa-se por volta de 1.500.000 mudas por ano, aproximadamente, e os principais estados produtores são Minas Gerais e Rio Grande do Sul (REGINA et al., 2012).

Atualmente, o uso da enxertia se faz necessária, mesmo quando se trata de uvas comuns, pois se reconhece que a utilização do porta-enxerto, além de assegurar o controle mais eficiente da filoxera, agrega outras vantagens como: maior resistência a fitopatógenos habitantes do solo, dos quais, os três principais são a fusariose (*Fusarium oxysporum* f.sp. *herbemontis*), pé-preto (*Cylindrocarpon* spp., *Ilyonectria macrodidyma*) e chocolate (*Phaeoacremonium* spp., *Phaeomoniella* spp); o uso de porta-enxertos para cada tipo de solo específico, o que a auxilia na adaptabilidade ao solo;

precocidade; controle do vigor do cultivar copa que podem influenciar em uma maior ou menor expressão gênica da planta (KUHN et al., 2007; GROHS, 2015).

Alguns dos porta-enxertos mais utilizados no país são resultados do cruzamento de espécies de videiras realizados pelo IAC – Instituto Agrônomo de Campinas. Os materiais utilizados para os cruzamentos foram originários de outras regiões tropicais de nosso continente e, em geral, esses materiais resultantes apresentam vigor, resistência as principais pragas do solo, folhas resistentes as principais doenças fúngicas, estacas caulinares com bom índice de enraizamento e elevado percentual de sobrevivência das mudas no campo, após o transplântio (CAMARGO, 1998; NACHTIGAL, 2003).

Dentre os porta-enxertos mais utilizados, em regiões tropicais e subtropicais, pode-se destacar: o ‘IAC 313’ Tropical - (‘Golia’ [(*V. riparia* x *V. vinifera*) x *V. rupestris*] x *V. cinerea* (SANTOS NETO, 1973); ‘IAC 572’ - *V. tiliifolia* x ‘101-14 Mgt’ (CAMARGO, 1998); ‘IAC 766’ Campinas - ‘106-8 Mgt’ [*V. riparia* x (*V. rupestris* x *V. cordifolia*)] x *V. tiliifolia* (CAMARGO, 1998). Na região do Submédio do Vale do São Francisco outros porta-enxertos também são utilizados, como: ‘Dog Ridge’, ‘Salt Creek’, ‘Harmony’, ‘1103 Paulsen’, ‘SO4’ e ‘1613 Couderc’ (NACHTIGAL, 2003), dos quais, o ‘SO4’, o ‘Harmony’ e o ‘1103 Paulsen’ são os mais utilizados.

No processo de preparo de material para a enxertia, algumas etapas são bem definidas: a produção e a conservação de estacas; a conservação de enxertos e o plantio no viveiro. Estas etapas devem ser seguidas criteriosamente, pois interferem diretamente na sobrevivência dos enxertos. Além disso, deve-se associar a qualidade de manejo dos matrizeiros à boa conservação das estacas durante as diferentes etapas da enxertia e ao bom estabelecimento dos enxertos (CORDEAU, 1998).

Assim, é fundamental realizar um bom manejo das plantas matrizes para aumentar o rendimento do material, sendo necessárias realizações de podas (desbrota, desponte e desnetamento), condução das brotações, através do processo de amarração, tratamentos fitossanitários, adubações, irrigações, aplicação de reguladores vegetais para maturação de ramos, quando necessário, etc. Com a realização desses procedimentos pode ser possível a retirada em torno de 100.000 estacas de porta-enxerto, com tamanhos entre 30 e 40 cm por ha.ano⁻¹ (NACHTIGAL, 2003).

Vale lembrar que para a retirada do material, tanto do porta-enxerto como do cultivar copa, é necessário que os ramos estejam totalmente maduros e em estágio de dormência (sem folhas); deve-se evitar ramos “ladrões” (originados do tronco) ou

velhos (de podas de anos anteriores), pois isso, afeta diretamente o índice de estabelecimento e uniformidade das mudas, devido à baixa quantidade de reservas existentes neste tipo de material (KUNH et al., 2007).

Na região do Submédio do Vale do São Francisco, após a coleta, as estacas passam por um processo de limpeza, sanitização, tratamento fitossanitário com produtos à base de cobre. Em seguida, as estacas são submersas em água para hidratação. Após esse procedimento, o material é envolvido em papel e filme plástico, em seguida, são identificados e armazenados em câmara refrigerada, onde ficará por um período de no mínimo 72 horas. Os ramos do cultivar copa são preparados e armazenados utilizando o mesmo procedimento (Figura 1).

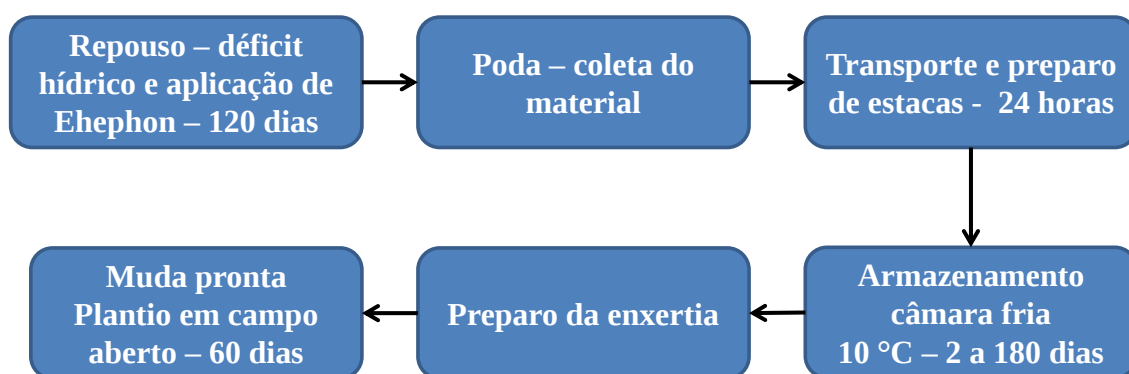


Figura 1. Representação do ciclo de produção de mudas de videira na região do Submédio do Vale do São Francisco, Pernambuco (PE) e Juazeiro (BA) para enxertia de mesa.

De acordo com Regina (2002), a temperatura da câmara fria deverá estar situada entre 3 a 5°C e umidade relativa próxima de 95%. Nas condições do Submédio do Vale do São Francisco adota-se temperatura em torno de 8 a 10°C e umidade relativa de 95%(comunicação pessoal Vagner Kill).

O material retirado das câmaras frias deve passar por um processo de reidratação. Em seguida, as estacas dos porta-enxertos são cortadas entre 28 a 30 cm de comprimento e todas as gemas são retiradas. Já os enxertos são cortados com apenas uma gema, deixando-se em torno de cinco centímetros de meritalo abaixo da gema. Após esse procedimento, são realizadas enxertias do tipo garfagem no topo (fenda cheia), que pode ser feita manualmente ou com o auxílio de máquina de enxertia e plantados em sacolas de mudas ou tubetes até a formação completa da muda (REGINA, 2002; KUNH et al., 2007).

Nas condições da região do Submédio do Vale do São Francisco, o tempo de formação da muda para ser levada ao campo é de 60 dias, com limite máximo de 70 dias para transplântio, sem que haja prejuízos para a mesma.

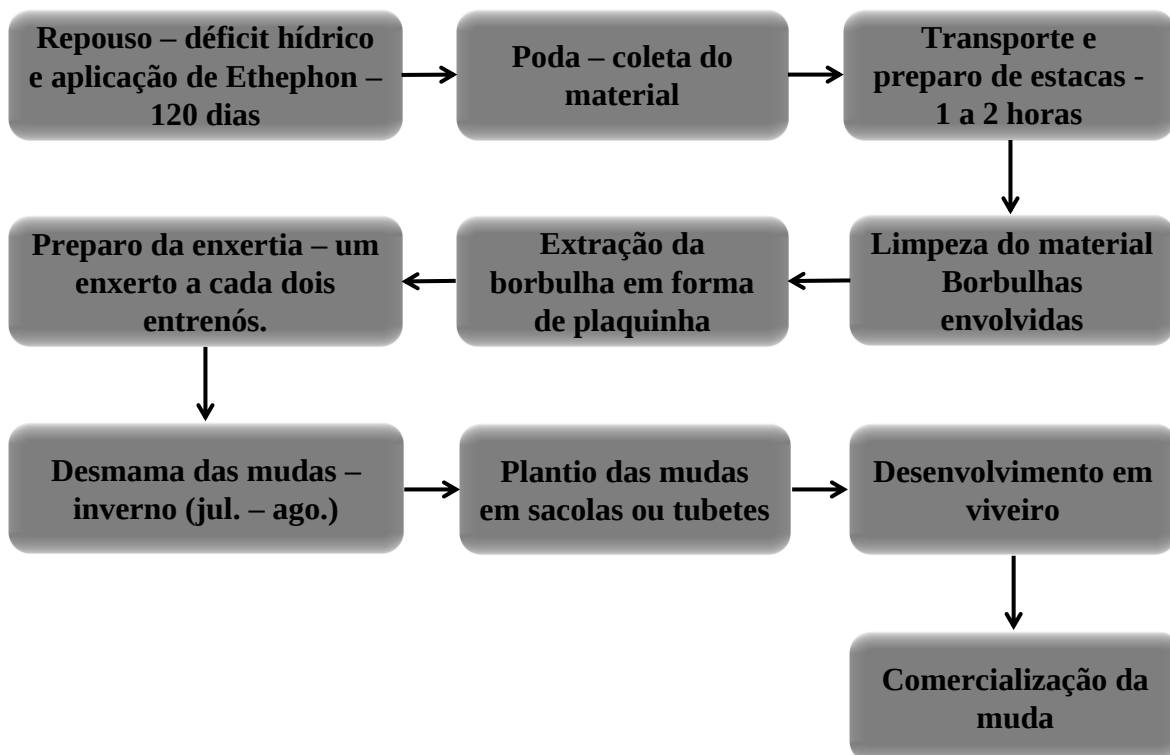


Figura 2. Representação do ciclo de produção de mudas de videira na região de São Bento de Sapucaí (SP) para enxertia de mesa (BERTI; SEVERINO, 2008). Adaptado por Camargo (2016).

Na região de São Bento de Sapucaí (SP), após a coleta, as borbulhas das estacas são envolvidas em panos úmidos e acondicionadas em recipientes devidamente higienizados. Após, do material coletado são extraídas as borbulhas em formas de “plaquinha” ou “escudo”. Em seguida é realizada uma seleção do ramo em que será enxertada a borbulhia, levando-se em consideração o diâmetro do ramo. Um aspecto interessante é que os ramos são cortados a aproximadamente 2 m de comprimento e as borbulhas são enxertadas a cada dois entrenós por ramo, o que propicia, em média, 12 novas mudas enxertadas por ramo. Quando as mudas saem do período de dormência (pouco antes da brotação), as mudas devem ser separadas e a desmama origina entre 8 a 10 mudas de videira por ramo. Em seguida, as mudas são plantadas em sacos plásticos ou

tuberes e levadas para desenvolvimento vegetativo em viveiro, onde permanecem até estarem prontas para a comercialização (BERTI; SEVERINO, 2008)(Figura 2).

Nas condições do estado de São Paulo, com tecnologia adotada pela Coordenadoria de Assistência Técnica Integral - CATI o tempo de formação da muda é de um ano (PRODUÇÃO DE MUDAS, 2012).

4.3 Características da videira

A videira pertence ao gênero *Vitis*, o único de importância econômica e alimentar da família Vitaceae ou Ampelidaceae da ordem Rhamnales. O gênero é composto por duas seções: *Muscadinia* com 40 cromossomos ($n=20$) e *Vitis* com 38 cromossomos ($n=19$), sendo este último, composto por 64 espécies (CAMARGO, 2000).

O germoplasma de *Vitis* está distribuído em três centros de diversidade: Centro Euroasiático, Asiático e Americano (CAMARGO, 2001).

A videira é uma planta sarmentosa que ao ser explorada economicamente deve estar apoiada em latadas, onde os caules são conduzidos e distribuídos uniformemente, formando o parreiral. O sistema radicular é ramificado, abrangendo ampla área do solo. As folhas se originam nos nós, estando dispostas ao longo do caule, de modo alternado e divididas em lobos. As flores são pequenas, de coloração verde clara, sendo completas ou hermafroditas e o caule é ramificado (GAVAZZONI, 2007).

4.3.1 Descrição dos cultivares copa e porta-enxerto

a) ‘Thompson Seedless’

O cultivar Thompson Seedless de *V. vinifera* originária da Ásia Menor é a uva apirênica mais cultivada no mundo, sendo consumida há séculos *in natura* ou através de sua utilização como matéria-prima para a produção de vinhos licorosos e destilados. Também é conhecida por outros nomes como ‘Kishmish Oval’, no Mediterrâneo oriental, ‘Sultana’ na África do Sul e Austrália; ‘Sultanish’ e ‘Cekizdecsis’ na Turquia, ‘Thompson Seedless’ nos Estados Unidos, Chile e Brasil (SOUSA; MARTINS, 2002).

Originalmente, esse cultivar possui cachos grandes, pesando de 400 a 600 g, acentuadamente alados, cilindro-alongados, com bagas médias, ovaladas, de coloração esverdeada ou verde-amarelada quando maduras, com polpa de textura firme e sucosa, sabor neutro agradável, sem sementes e de baixa aderência ao pedicelo (POMMER, 2003).

Entretanto, na região do Submédio do Vale do São Francisco que apresenta clima semiárido, segundo a classificação de Köppen, tipo Bswb, que corresponde a uma região muito quente, com índice pluviométrico anual de 571,5 mm e temperatura média anual de 26,4°C torna-se um grande desafio a produção de variedades sem sementes, em especial a ‘Thompson Seedless’, tendo em vista as dificuldades de adaptação às condições do semiárido nordestino. O cultivar apresenta excesso de vigor, que compromete a regularidade na produção, conseqüentemente, a redução da produtividade, como resultado da baixa fertilidade de gemas, susceptibilidade a rachaduras do pedicelo em condições chuvosas, além da elevada susceptibilidade a doenças durante o ciclo produtivo, em especial, as doenças de pós-colheita ou final de ciclo da maturação (LEÃO, 2002).

b) ‘Niagara Rosada’

Mutação somática natural da ‘Niagara Branca’, originariamente norte americana, este cultivar remonta ao ano de 1868, a partir do cruzamento das americanas ‘Concord’ (*Vitis labrusca*) e ‘Cassidy’ (*Vitis labrusca* x *V. vinifera*), introduzida no Brasil, especificamente no estado de São Paulo em 1894, que passou a ser amplamente conhecida como cultivar comercial em 1934. Assim, resultou de um retrocruzamento do híbrido interespecífico *Vitis labrusca* x *Vitis vinifera* com *Vitis labrusca* (HEDRICK et al., 1908; SOUSA, 1959).

A complexidade de seus antecessores, explica a instabilidade genética deste cultivar e 39 anos após a sua introdução, no município de Jundiaí (SP) houve registro da principal mutação. Uma planta de bagas rosadas foi descoberta, marcado o ramo da qual se originou a panícula e o material propagado. Por sucessivas propagações vegetativas, rapidamente difundiu-se por todo o estado e, atualmente, é um dos cultivares mais importantes (SOUSA, 1959; POMMER et al., 1997).

A ‘Niagara Rosada’ é de fácil cultivo e bem adaptada às condições do estado de São Paulo. Possui boa produtividade com cachos de tamanho médio, cônicos

e compactos, que pesam em média de 200 a 300 gramas. A planta em si, possui vigor médio e é tolerante a pragas e doenças. Muito utilizada para consumo *in natura* e na fabricação de vinhos e sucos(POMMER et al., 1997).

c) ‘Isabel Precoce’

É uma mutação somática natural do cultivar Isabel e foi identificado em 1995, no município de Farroupilha, RS. Possui comportamento agrônômico e de produção semelhante da ‘Isabel’, exceto pelo ciclo, que antecede em torno de 30 a 35 dias em relação ao cultivar não-mutante (CAMARGO, 2004).

Tem hábito de crescimento prostrado e é muito vigoroso. Além da precocidade, apresenta como vantagem a uniformidade de maturação. Seus cachos são cilindro-cônicos, alados e compactos, com média de massa de 110 g. É recomendado para a elaboração de vinho de mesa, suco de uva e, também, como opção para o consumo *in natura* (CAMARGO, 2004).

d) ‘IAC 766’

Resultado do cruzamento entre ‘106-8 Mgt’ [*V. riparia* x (*V. rupestres* x *V. cordifolia*)] x *V. tiliifolia* é um porta-enxerto vigoroso, de excelente adaptação as condições de clima de regiões tropicais e tem bom enraizamento de estacas. Este porta-enxerto costuma ser recomendado para os cultivares Itália, Rubi, Benitaka, Brasil, Red Globe, Centennial Seedless, Patrícia, Maria, Paulistinha, Niagara Branca e Niagara Rosada (CAMARGO, 1998; NACHTIGAL, 2003; LEÃO; BORGES, 2009).

Embora exista a necessidade de estudos mais completos, acredita-se que esse porta-enxerto seja uma boa alternativa para cultivares de uvas apirênicas e uvas para suco, devido ao fato de proporcionar menor vigor à copa, o que favorece a diferenciação das gemas nas uvas sem sementes e facilita o manejo da copa nas uvas para suco, em espaçamentos adensados (NACHTIGAL, 2003).

4.4 Reguladores vegetais e Piraclostrobina: modo de ação e efeitos fisiológicos na propagação de mudas de videira

Produtos de efeitos fisiológicos são aqueles que alteram a fisiologia da planta, que pode resultar em aumento de produtividade e/ou qualidade na produção final

de determinado produto (RAMOS, 2013) como também melhor desempenho no que diz respeito ao desenvolvimento da planta.

Geralmente, o efeito fisiológico observado é resultado da fotossíntese líquida, devido à redução temporária da respiração das plantas, que promove menor consumo de carbono e na geração de mais energia para a planta. Aliado a isso, esses produtos aumentam a atividade da enzima nitrato redutase, provoca melhor balanço hormonal e eleva a concentração de IAA (ácido indol-3-acético), I6-ADE (isopentenil-adenina) e ABA (ácido abscísico) (YPEMA; GOLD, 1999; KÖEHLE et al., 2002).

Porém, a resposta irá depender da condição de cada cultivar e período de aplicação de cada produto para atingir o máximo de sua eficiência produtiva, aliado aos fatores de adubação, qualidade do material a ser propagado, do solo, controle de pragas e doenças, irrigação, luminosidade, entre outros (RAMOS, 2013).

4.4.1 Poliaminas:

Há alguns anos, existiam polêmicas em considerar as poliaminas como hormônios vegetais; no entanto, atualmente, elas são classificadas como hormônios vegetais por serem encontradas em todas as células vegetais e participarem da regulação do crescimento e desenvolvimento vegetal (DAVIES, 1968; VIEIRA; MONTEIRO, 2002).

As poliaminas são bases orgânicas alifáticas que pertencem às aminas bioativas de baixo peso molecular que contém um ou mais grupos amina. São solúveis em água, o que permite sua utilização em uma variedade de produtos e em pH fisiológico atuando como cátions ou policátions. Como policátions são flexíveis e exibem duas, três ou quatro cargas positivas, podendo girar em torno das ligações C-C ou C-N, o que confere a flexibilidade conformacional. Essas cargas positivas, distribuídas ao longo de suas cadeias carbônicas, podem interagir e levar a formar pontes com estruturas de cargas negativas (DAVIES, 1987; BARDÓCZ et al., 1993; LIMA; MORGAN, 1999; GLÓRIA, 2005).

A síntese de poliaminas ocorre a partir da descarboxilação da ornitina e da arginina pelas enzimas ornitina descarboxilase (ODC) e arginina descarboxilase (ADC), respectivamente e pela ação da S-adenosil metionina descarboxilase (SAMDC) quando a síntese ocorre via metionina (MORGAN, 1999). A ADC é a principal enzima responsável pela descarboxilação da arginina em vegetais, formando, em seguida, a agmatina (AGM). Esta última, em vegetais, é convertida em N-

carbamoil putrescina e, por conseguinte, em putrescina (Put), pela enzima agmatina ureia-hidrolase ou agmatinase (HILLARY; PEGG, 2003).

Para que a conversão da Put em espermidina (Spd) aconteça e, esta, em espermina (Spm), várias reações envolvendo transferases, descarboxilases e sintetases acontecem de forma paralela. A metionina é convertida em SAM que pela ação da SAMDC é transformada em S-adenosil metionina descarboxilada, que por sua vez, fornece um grupo propilamina à Put formando a Spd, via espermidina sintase e a Spd forma a Spm pela espermina sintase (Figura 3) (GLÓRIA, 2005).

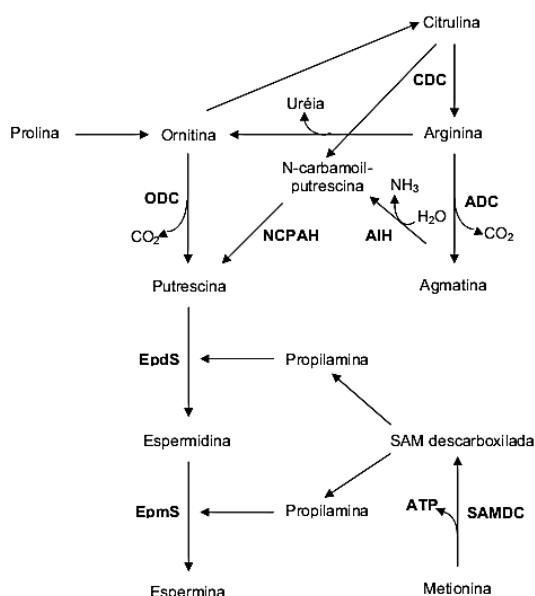


Figura 3– Síntese das poliaminas. ODC= ornitina descarboxilase; ADC= arginina descarboxilase; SAMDC= S-adenosil metionina descarboxilase; NCPAH= N-carbamoi putrescina (Fonte: GLÓRIA, 2005).

As poliaminas são derivadas de aminoácidos, arginina e lisina, e podem estar localizadas no citoplasma, vacúolo, mitocôndrias e cloroplastos. Nas plantas podem estar na forma de macromoléculas ou conjugadas com compostos fenólicos, tais como o ácido hidroxicinâmico, ácido cumárico ou ácido caféico (MARTIN-TANGUY, 2001; KUSANO et al., 2008).

A conjugação com o ácido cumárico é importante porque atua na regulação dos níveis de poliaminas livres e na desintoxicação de compostos fenólicos, podendo estas serem classificadas em função do número de grupamentos amina, da estrutura química, da biossíntese e das funções fisiológicas (BARDÓCZ, 1995; GLÓRIA, 2005).

Entre as poliaminas (PA) encontradas nos vegetais, aquelas que estão presentes de forma mais abundante, são a putrescina (Put), espermina (Spm) e espermidina (Spd), desempenhando papéis importantes nos diversos eventos metabólicos, que incluem desde a síntese proteica, replicação do DNA e morfogênese. Estão também presentes em maior quantidade nos tecidos vegetais mais jovens. Nas plantas superiores, os altos níveis de PA são característicos de tecidos meristemáticos e em crescimento ativo, nos quais cada órgão da planta representa um padrão específico e está diretamente relacionado com os processos de divisão celular (BARDÓCZ et al., 1993; LOVAAS, 1997; RAVINDAR et al., 2003; ALCÁZAR et al., 2010).

No desenvolvimento vegetal, o ambiente tem influência direta nos níveis de poliaminas, podendo estas aumentar ou reduzir suas concentrações em função dos agentes estressantes (COUÉE et al., 2004).

Entre os agentes estressantes estão as condições extremas de luminosidade, excesso ou ausência de água, salinidade do solo, raios UV e, além disso, os processos oxidativos que normalmente ocorrem nas células e injúrias no tecido vegetal provocados por patógenos. Estes são os responsáveis pela produção de $O_2\bullet$, estando os mecanismos de geração de radicais livres, normalmente, nas mitocôndrias, cloroplastos e peroxissomos. Os elicitores mais efetivos para a geração de espécies reativas de oxigênio (EROS) são macromoléculas derivadas de fitopatógenos que se ligam aos receptores na superfície da célula vegetal (FOYER; NOCTOR, 2000; RESENDE et al., 2003).

4.4.2 Citocinina (CK):

As citocininas são hormônios vegetais diretamente relacionados com o alongamento e a divisão celular que promovem efeitos fisiológicos sobre o desenvolvimento e crescimento de plantas (ARTECA, 1995; RAVEN et al., 2001). Quando interagem com a auxina participam, também, do processo de alongamento e diferenciação celular. Na indução da germinação e de processos enzimáticos são fundamentais para complementar a ação das giberelinas, quando estes são bloqueados por inibidores (FRAGA, 1982). Na videira, também é muito utilizado para o crescimento de cachos e bagas.

Essas substâncias possuem papel fundamental no desenvolvimento do aparelho fotossintético com modo de ação no desenvolvimento dos cloroplastos que, possuem correlação na recepção da luz, além de influenciarem no transporte de elétrons,

acúmulo de clorofila, atividade fotossintética e na síntese da enzima ribulose di-fosfato carboxilase (NYITRAI, 1997).

Diversas pesquisas tem demonstrado a utilização da citocinina, 6-BAP (6-benzilaminopurina) na propagação de plantas, em especial na propagação *in vitro*, o que comprova a eficácia de sua utilização (LIMA; MORAES, 2006; SOUZA et al., 2008; DIAS et al., 2010; FILTER et al., 2014). Colleto et al. (2008), em trabalho de micropropagação de porta-enxerto de videira ‘Paulsen1103’ *in vitro* com diferentes concentrações de citocinina, concluíram que o meio de cultura suplementado com 1µM de BAP apresentaram os melhores resultados, em relação ao número de brotações por explante.

Em *Salvia officinalis* sob a ação de diferentes reguladores vegetais, GA₃ a 100 mg L⁻¹, BAP a 100 mg L⁻¹, ethephon a 100 mg L⁻¹, mistura de auxina, giberelina e citocinina a 2% e água, observou-se que plantas tratadas com BAP apresentaram maiores valores de RAF (razão de área foliar), aos 47 dias após o transplante das mudas em virtude da maior expansão foliar promovida por esta substância (POVH; ONO, 2008).

Köse e Güleriyüz (2006), em pesquisa realizada sobre os efeitos de auxinas e citocininas na união dos enxertos (‘41B’-‘Erenköy Beyazi’, ‘41B’-‘Itália’, ‘Rupestris du Lot’-‘Erenköy Beyazi’ e ‘Rupestris du Lot’ – ‘Itália’) de videira (*Vitis vinifera*) submetidos aos tratamentos com NAA (ácido naftalenoacético) e IBA (ácido indolilbutírico) nas concentrações de 500, 1000 e 2000 mg L⁻¹ e CK (citocinina) nas concentrações de 250, 500 e 1000 mg L⁻¹ observaram que o estímulo da brotação em todos os nós da planta copa e porta-enxertos os melhores resultados foram obtidos para os tratamentos com 250 e 500 mg L⁻¹ de CK, exceto para a concentração de 1000 mg L⁻¹ onde a CK apresentou melhores cicatrizações na região de enxertia para todas as combinações de enxerto testado em comparação com a testemunha.

4.4.3 Piraclostrobina:

A piraclostrobina que, possui fórmula molecular [C₁₉H₁₈ClN₃O₄], nome químico, metil N-{2-[1-(4-chlorofenil)-1H-pirazol-3-ilyloximetil] fenil}(N-methoxi) carbamato é um fungicida do grupo químico das estrobilurinas que apresenta eficiência para o controle de doenças como antracnose, ferrugem, míldio, oídio e pinta-preta em diversas culturas de grande importância econômica, dentre as quais, estão o alho, o algodão, a batata, a cenoura, a cebola, o melão, a melancia, a soja, o tomate, a maçã, o

mamão, citros, manga e uva (AGROFIT, 2013). Na videira é eficiente no controle das principais doenças da cultura, *Uncinula necator* (oídio) e *Plasmopora viticola* (míldio). As estrobilurinas atuam por inibição da respiração mitocondrial pelo bloqueio da transferência de elétrons no complexo III (complexo bc1) e no transporte de elétrons mitocondriais, interferindo na respiração do patógeno (KÖEHLE et al., 1994; AMMERMAN et al., 2000; PARREIRA et al., 2009).

Aliado à ação fungicida, as estrobilurinas apresentam efeitos fisiológicos positivos nas culturas, pois mesmo na ausência de fitopatógenos, as plantas tratadas com esses produtos, apresentam maior produtividade e vigor, em relação as plantas não tratadas (KÖEHLE et al., 1994).

O aumento da produtividade, associado à utilização desses produtos, se dá por promoverem o chamado ‘efeito verde’, folhas mais verdes com maior teor de clorofila e melhor desenvolvimento (BASF, 2005). Estudos demonstraram a elevação média de 6% na produtividade, que puderam ser avaliados em condições de campo, demonstrando a influência desses fungicidas na regulação hormonal e desenvolvimento da planta (GERHARD et al., 1998).

Esse fato ocorre porque, estas moléculas, quando aplicadas sobre as plantas atuam na ativação da enzima NADH-nitrato redutase, aumentando a assimilação de nitrato e sua posterior incorporação nas moléculas vitais da planta, como a clorofila. Com isso ocorre elevação na eficiência da assimilação de CO₂, aumento da taxa fotossintética e redução da taxa respiratória. Outro efeito promissor é a redução na produção de etileno, que retarda a senescência das folhas, aumentando o período que a planta permanece com a fotossíntese ativa (VENÂNCIO et al., 2003; OLIVEIRA, 2005; FAGAN et al., 2010).

Pesquisa realizada com mudas de bananeira pulverizadas com piraclostrobina e azoxistrobina na dose de 100 g i. a. ha⁻¹, aos 15, 30, 45, 60 e 75 dias, comprovaram que plantas tratadas com piraclostrobina apresentaram área foliar, atividade da nitrato redutase e teor de clorofila *a* e de nitrogênio foliar total superiores às plantas tratadas com azoxistrobina e água (LIMA et al., 2012).

A nitrato redutase catalisa a primeira base de absorção de nitrato do solo e, por isso, é considerada um aspecto relevante para o efeito do aumento na biomassa das plantas tratadas com estrobilurina, pois esse acréscimo requer grande assimilação de nitrogênio (KÖEHLE et al., 1994).

Outros efeitos fisiológicos da ação da estrobilurina foram observados, como por exemplo, efeitos sobre os reguladores vegetais endógenos. Os níveis de auxina também são alterados, pois ocorre aumento na produção de ácido indolilacético (IAA), o que estimula o alongamento e divisão celular, desenvolvimento inicial das raízes, atraso da senescência das folhas e atraso do amadurecimento dos frutos. Além disso, também se verificou aumento na síntese de citocininas, principalmente, com o uso de piraclostrobina, uma estrobilurina (KÖEHLE et al., 1994).

Ocorre, também, aumento nos níveis endógenos de ácido abscísico (ABA), o que permite a adaptação da planta a situações de estresse hídrico, aumentando a eficiência do uso de água e adaptação a baixas temperaturas. No entanto, a aplicação da estrobilurina em concentrações muito altas, promove a abscisão e senescência foliar, além de inibir a abertura estomática (KÖEHLE et al., 1994).

4.5 Interação genótipo x ambiente (G x E)

São coletivamente denominadas de ambiente, as condições de clima (temperatura, umidade relativa, luz e as condições de solo), associados as práticas culturais, a ocorrência de pragas, patógenos e outras variáveis que afetam o desenvolvimento das plantas, ou seja, o ambiente é constituído de todos os elementos que afetam o desenvolvimento da planta e não são de origem genética (BORÉM; MIRANDA, 2013).

E a interação de genótipos com ambientes pode ser definida como respostas diferenciais de genótipos quando submetidos à diferentes ambientes (ALLARD; BRADSHAW, 1964). De acordo com Borém e Miranda (2013), a interação genótipos com ambientes é a alteração no desempenho relativo de um genótipo em relação ao outro, em ambientes diferenciados.

Cultivares recomendados em ambientes distintos podem ter desempenhos relativos diferentes, isto é, um cultivar pode ser extremamente produtivo em um ambiente e pouco produtivo em outro, enquanto que um segundo cultivar, avaliado nas mesmas condições, se sobressai neste, porém, apresenta fraco desempenho no ambiente anterior, o que ocasiona desempenho relativo diferenciado de genótipos (RAMALHO et al., 2008).

Quando cultivares respondem de forma semelhante em dois ambientes, não há interação dos cultivares com o ambiente (Figura 4- exemplo 1). Já,

quando ocorre o que se chama de interação simples (Figura 4- exemplo 2) e se têm dois cultivares, existe aumento significativo de um determinado cultivar (cv. B), em relação a outro cultivar (cv. A). Na interação complexa, os cultivares mostram respostas totalmente diferentes (Figura 4- exemplo 3), sendo esta última considerada o caso mais importante nos trabalhos de melhoramento de plantas, tendo em vista que o genótipo A apresenta menor valor de produção no ambiente II, em relação ao I, seguindo-se o mesmo desempenho para o genótipo II (FERREIRA et al., 2006; BORÉM; MIRANDA, 2013) .

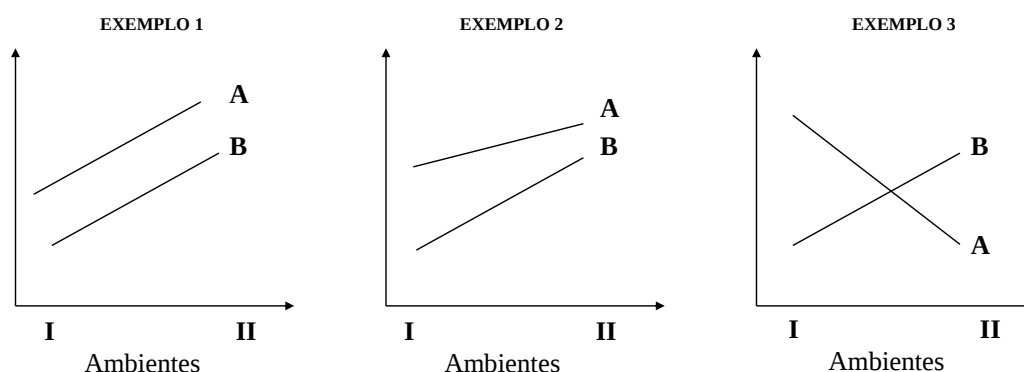


Figura 4. Representação das interações genótipos x ambientes (G x E) em dois ambientes distintos: Exemplo 1– cultivares com interação nula, com efeito de ambiente; Exemplo 2– cultivares com interação simples; Exemplo 3– cultivares com interação complexa. (Fonte: Adaptado de NETO, 2009; BORÉM; MIRANDA, 2013).

As respostas morfofisiológicas de cada genótipo às variações ambientais, geralmente é diferente e reduz a correlação entre fenótipo e genótipo. Como ao se pensar em melhoramento genético deve-se ter em mente qual o objetivo final, isto é, se obter um cultivar de amplo espectro de ambientes ou adaptados a ambientes específicos. Ao decidir-se pela primeira hipótese deve-se desejar situações de pequenas interações genótipos x ambientes (G x E) e para o segundo caso, de grande interação G x E (BORÉM; MIRANDA, 2013).

Em geral, os trabalhos de melhoramento são desenvolvidos em ambientes diversificados, testando-se uma série de genótipos, o que significa que GxE é esperada. Entretanto, as causas da interação G x E são várias e os fatores de influência deste, previsíveis ou imprevisíveis. Assim, apenas uma parte da interação genótipos x ambientes podem ser atribuídas aos fatores ambientais previsíveis e, nestes momentos, é

que se tem a dimensão da complexidade para as respostas de determinado estudo ou pesquisa (SQUILASSI, 2003; RAMALHO, 2008; NETO, 2009).

Os fatores previsíveis são o fotoperíodo, tipo de solo, fertilidade do solo, toxicidade por alumínio, época de semeadura e práticas agrícolas e imprevisíveis são a distribuição pluviométrica, umidade relativa do ar, temperatura atmosférica e de solo, patógenos e insetos (ALLARD; BRADSHAW, 1964; ARAÚJO, 200; BORÉM; MIRANDA, 2013).

Entretanto, existem situações em que, mesmo as plantas estando na mesma unidade experimental, em uniformes condições de execução, podem estar sujeitas a diferentes ambientes, denominados microambientes. Ao conjunto da população de microambientes ocorre o que se chama de macroambientes. Neste caso, quando ocorre a complexidade do ambiente é ainda mais evidenciada, considerando-se que, apenas uma parte da interação G x E poderá ser atribuída a fatores de ambientes conhecidos (BORÉM; MIRANDA, 2013).

Em virtude desta situação é que a interação G x E é um importante desafio aos profissionais da área agrícola, que atuam no desenvolvimento de testes comparativos ou na recomendação de cultivares. Pois, quanto maior a interação G x E, maior será a importância dessa interação (SQUILASSI, 2003; BORÉM; MIRANDA, 2013).

Neto (2009) ao estudar genótipos de melancia em dois ambientes (anos de 2006 e 2007) nos meses de agosto a novembro e junho a outubro, respectivamente, quanto a expressão da *Alternariose* e interações genótipos com ambientes, concluiu que houve interação G x E na avaliação de genótipos de melancia quanto à resistência a *Alternariose* com predomínio da parte complexa e que a maior parte da variância fenotípica observada foi explicada por fatores genéticos.

Nos anos de 2008 e 2009, nos meses de janeiro a maio e julho a novembro, respectivamente, pesquisa para avaliação dos parâmetros genéticos, fenotípicos e ambientais em sete genótipos de abóbora, foram implantados e analisados o comprimento e largura do fruto, espessura da polpa na região do pedúnculo, do meio e da parte inferior do fruto, altura e largura da cavidade interna do fruto, rendimento de frutos, número de sementes por fruto e massa de 100 sementes, em que Blank et al. (2013) concluíram que houve interação genótipos x anos, demonstrando que houve influência dos anos sobre o

comportamento dos genótipos e que na análise conjunta dos dados os genótipos apresentaram desempenho diferenciado entre si.

Com o objetivo de avaliar o desempenho de oito híbridos de melão rendilhado em 23 diferentes ambientes, cultivados em diferentes épocas, densidades de plantio, presença ou ausência de cobertura dos canteiros e cultivo em condições de campo, túnel baixo ou casa de vegetação, Gusmão (2001) concluiu em um dos caracteres analisados que o índice de rendilhamento variou entre híbridos e ambientes de cultivo, que nas condições do trabalho, chuva e baixa temperatura prejudicaram o cultivo do meloeiro ao contrário da cobertura do solo com polietileno, túnel baixo e casas de vegetação. Concluiu também que os híbridos mais produtivos apresentaram instabilidade para as características de produção e, no geral, a pesquisa evidenciou o potencial de cultivo dos melões rendilhados nas condições de Jaboticabal-SP.

Leão e Silva (2003) ao estudarem o comportamento fenológico e requerimentos térmicos em cinco cultivares de videira (Superior Seedless, Thompson Seedless, Catalunha, Perlette e Marroo Seedless), em que utilizou-se o 'IAC 572' como porta enxerto, nas condições do Submédio do Vale do São Francisco pelo período de dois anos, em seis diferentes datas de poda (12/2000, 04/2001, 06/2001, 10/2001, 01-02/2002 e 04/2002) concluíram que o requerimento térmico para os cultivares completarem o ciclo fenológico foram mais elevados no 'Perlette', 'Thompson Seedless' e 'Catalunha', enquanto 'Superior Seedless' e 'Marroo Seedless' foram menos exigentes. Em relação ao ciclo fenológico houve variação média de 89 dias para o cultivar Superior Seedless a 105 dias para o 'Perlette', dos quais os cultivares Superior Seedless e Marroo Seedless apresentaram desempenho precoce em relação os demais.

Pesquisa com 11 cultivares de uvas sem sementes foram realizadas em cinco ciclos de produção (1997 e 1998) em que, objetivando obter informações para a escolha de estratégias no melhoramento, avaliou-se o coeficiente de repetibilidade para os caracteres sólidos solúveis (SS); acidez titulável (AT); relação SS/AT; comprimento, diâmetro e massa de bagas; comprimento, largura e massa de cachos; produção e número de cachos por planta; o número de avaliações aos quais o caracter deve ser submetido e o efeito das interrelações de cinco caracteres sobre a produtividade, Leão e Costa (2003) verificaram que houve baixa regularidade na repetição do desempenho dos genótipos de uma avaliação para outra em relação aos caracteres SS, AT e comprimento de cachos, que nos demais caracteres houve regularidade na repetição do comportamento dos genótipo e

os resultados da análise de trilha mostraram que as variáveis utilizadas explicaram satisfatoriamente a produtividade por planta.

4.6 Aspectos bioquímicos

Ao mesmo tempo em que o oxigênio (O_2) é essencial à vida, em alguns momentos pode se tornar um produto tóxico e as espécies aeróbias convivem constantemente com este risco. A estes inconvenientes, que surgiram como resultado desse metabolismo, surgiram as espécies reativas de oxigênio (EROs). No estado molecular, o O_2 é pouco reativo, porém o metabolismo aeróbico produz inevitavelmente as EROs como o radical superóxido ($O_2^{\bullet-}$), dotado de baixa capacidade oxidativa, peróxido de hidrogênio (H_2O_2), capaz de romper a membrana nuclear e causar danos ao DNA, radical hidroxila ($\bullet OH$), com baixa capacidade de difusão, porém, alta reatividade, provocando lesões em uma série de moléculas em meio celular e o oxigênio “singlet” (FOYER; NOCTOR, 2000; SCANDALIOS et al., 2000).

Os mecanismos de geração de radicais livres, ou seja, espécies reativas de oxigênio (EROS) ocorrem, normalmente, nas mitocôndrias, cloroplastos e peroxissomos (FOYER; NOCTOR, 2000).

Todas as EROs são extremamente reativas e citotóxicas e os radicais superóxidos ($\bullet OH$) podem sofrer uma série de transformações pelos processos enzimáticos e se tornarem mais reativos, como peróxido de hidrogênio (H_2O_2), que quando em alta concentração na planta, pode inibir a fixação de CO_2 (gás garbônico), visto que muitas enzimas envolvidas no ciclo de Calvin são muito sensíveis ao H_2O_2 e, estas, atuam na permeabilidade da membrana, provocando danos ao DNA e às proteínas (SCANDALIOS et al., 2000; ALMEIDA et al., 2008).

Quando comparado aos demais radicais o $O_2^{\bullet-}$ e o H_2O_2 são relativamente pouco reativos, mas quando em presença de íons metálicos como o Fe, por exemplo, ativam uma sequência de reações que levam a formação de $\bullet OH$ na reação de Haber-Weiss (BOWLER et al., 1992).

A eliminação do radical superóxido ($O_2^{\bullet-}$) é realizada por enzimas como a superóxido dismutase (SOD), considerada a primeira na linha de defesa e a peróxido dismutase (POD), que catalisa o $O_2^{\bullet-}$ em H_2O_2 , protegendo as células dos efeitos tóxicos desses radicais. Entretanto, os níveis intracelulares de H_2O_2 são regulados por

outras enzimas, como a catalase (CAT), a glutathione redutase (GSH) e a peroxidase, que atuam transformando as EROs intermediárias em água (ROSSI, 2012; ALMEIDA, 2008).

4.7 Proteína total

Dentre os elementos fundamentais para auxiliar o aumento da concentração dos teores de proteína na planta está o nitrogênio que, por ser elemento essencial, afeta o processo da fotossíntese, consequentemente, na produção e translocação de fotoassimilados, taxa de crescimento entre folhas e raízes, bem como a sua formação (FAGAN et al., 2007).

Hermansson (1978) relata que os mecanismos que estão relacionados à formação de estruturas tridimensionais das proteínas globulares eram pouco compreendidos, apesar de serem conhecidos os vários processos para a sua formação. E, baseado na solubilidade das proteínas vegetais em vários solventes, o sistema de classificação geral (SMITH; GRIERSON, 1982) estabeleceu quatro tipos de proteínas: albumina, globulina, prolamina e glutenina. Sendo que a maior parte pertence ao grupo das globulinas, que constituem um importante grupo de proteínas presentes nas plantas, cuja finalidade é prover nitrogênio e aminoácidos para o seu desenvolvimento (BARROS, 2006).

Dentre as globulinas encontram-se elevados níveis de aminoácidos como a glutamina, asparagina e arginina, mas, baixas concentrações de aminoácidos sulfurados como a metionina e cisteína. Sua massa molecular varia de 18 a 360 kDa e são solúveis em solução salina (0,5 a 1,0 M de NaCl) (SMITH; GRIERSON, 1982).

A amônia é o intermediário chave no processo que marca o começo da incorporação do nitrogênio em compostos orgânicos (aminoácidos e proteínas), por meio da ação da glutamina sintetase (GS) e/ou sintase do glutamato (GOGAT), com formação de glutamato que será posteriormente translocado à parte aérea da planta. A GS é uma enzima fundamental, pois a fixação dependente de amônio ao grupo δ -carboxilo de glutamato para formar glutamina. A enzima GOGAT catalisa a conversão de glutamina e 2-oxoglutarato em duas moléculas de glutamato, proporcionando assim, glutamato para a assimilação de amônio (Figura 5) (BROCH; FERNANDES, 2000; BERNARD; HABASH, 2009; GALLO; BASSO, 2013).

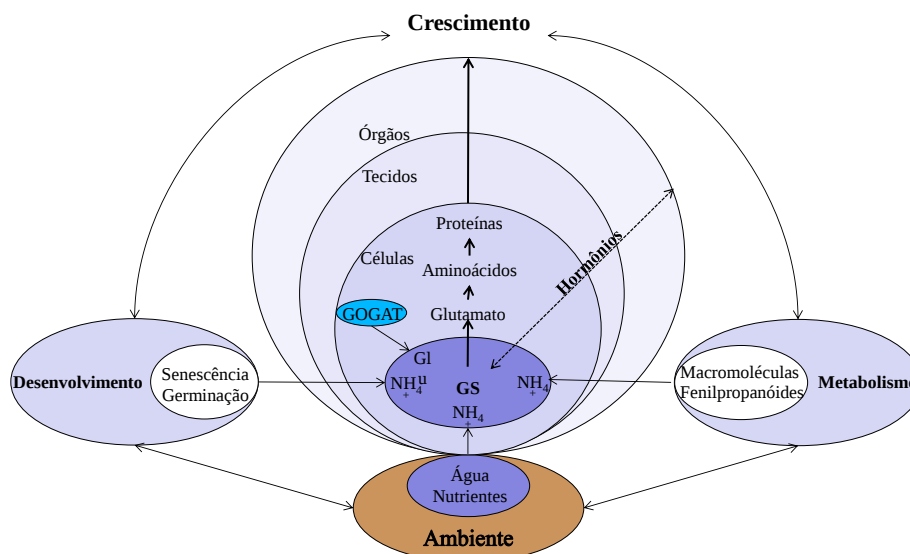


Figura 5. Papel da glutamina sintetase (GS) no crescimento das plantas. O círculo central destaca a função da GS na assimilação de amônio, transformando-o em aminoácidos que podem ser transportados para o desenvolvimento de tecidos e órgãos. Fontes de nitrogênio são destacadas em torno dos círculos centrais. Glutamato sintase= GOGAT. Fonte: (BERNARD; HABASH, 2009). Adaptado por Camargo (2016).

4.7.1 Influência das citocininas nos teores de proteínas

O nitrogênio é um dos principais nutrientes com que as citocininas interagem, tendo em vista o seu papel na regulação de enzimas do metabolismo do nitrogênio, por meio da ação da enzima nitrato redutase, que converte o nitrato a nitrito (FAGAN et al., 2015).

Além disso, as CK alteram a síntese proteica em vegetais, com o aumento da quantidade de polirribossomos e, consequentemente, aumento na taxa da síntese de algumas proteínas e enzimas. Não se tem uma explicação conclusiva sobre esse papel, mas, resultados de pesquisas mostram que possa ser na estabilização do mRNA, na tradução ou mesmo transcrição. Porém, um outro aspecto que já foi comprovado é o seu papel na síntese de proteínas de ligação das clorofilas *a* e *b* do sistema de antenas do tilacóide e de proteínas de uma subunidade da enzima ribulose 1,5-difosfato-carboxilase (Rubisco) (FAGAN et al., 2015).

4.7.2 Influência das poliaminas nos teores de proteínas

O glutamato (Glu), a prolina (Pro), ornitina (Orn), arginina (Arg), poliaminas (PA) e ácido γ -aminobutírico (GABA) constitui o grupo de reações de uma das principais vias metabólicas para assimilação e distribuição do carbono (C) e nitrogênio

(N). Os produtos desta via tem uma ampla gama de funções fisiológicas em plantas. Além da produção de ácidos, aminoácidos e moléculas sinalizadoras como o óxido nítrico (NO). Esse grupo de subvias é a fonte primária da biossíntese de putrescina, que por sua vez, produz espermidina e espermina. As três PA são requisitos obrigatórios para a sobrevivência e crescimento das células, através das suas interações moleculares com ácidos nucleicos (transcrição e tradução) e membranas celulares (MAJUMDAR et al., 2016).

Majumdar et al. (2016), ao estudarmos efeitos do fornecimento exógeno de carbono e de nitrogênio em poliaminas e a biossíntese do catabolismo de poliaminas em *Arabidopsis thaliana*, concluíram que a conversão global de glutamato, arginina e poliaminas é reforçado pelo aumento da utilização de ornitina para a biossíntese de poliaminas e o aumento da biossíntese da poliamina resulta no aumento da assimilação de nitrogênio e de carbono pelas células.

4.7.3 Influência da piraclostrobina nos teores de proteínas

Vários estudos demonstram a eficiência das estrobilurinas no aumento da taxa fotossintética, na taxa de transporte de elétrons, eficiência do uso da água, redução da formação de etileno, aumento na produtividade de grãos, aumento da massa seca e área foliar (MICHAEL, 2002; KOZŁOWSKI et al., 2009; FAGAN et al., 2010; LIMA et al., 2012; RAMOS, 2013).

Em trabalho para investigar o impacto da piraclostrobina sobre a atividade da nitrogenase em soja, Joshi et al. (2014) verificaram que 45 dias após a emergência das plantas houve aumento no teor da leghemoglobina (Lb), da atividade da nitrogenase nos nódulos radiculares das plantas, biomassa radicular, crescimento da parte aérea e folhas, onde concluíram que a piraclostrobina pode ser empregada com sucesso na pulverização foliar em condições de campo para aumentar o crescimento, a assimilação de nitrogênio e, conseqüentemente, o rendimento da cultura da soja.

4.8 Flavonoides

A síntese de todos os compostos fenólicos ocorre a partir do aminoácido fenilalanina através da via fenilpropanóide (SPARVOLI et al., 1994). A fenilalanina é, por sua vez, um produto da via do chiquimato, que liga o metabolismo de hidratos de carbono com a biossíntese dos aminoácidos aromáticos e metabólitos

secundários. Na via fenilpropanóide podem ser produzidas duas classes principais de compostos fenólicos: flavonoides (via chalcona sintase) e estilbenos (via estilbeno sintase). A via dos flavonoides conduz à síntese de várias classes de metabólitos secundários, tais como flavonóis, flavan-3-óis, proantocianidinas e antocianinas (FLAMINI et al., 2013).

Flavonóis são metabólitos secundários presentes em quase todas as plantas superiores. Eles são considerados foto-protetores porque absorvem fortemente a radiação UV-A/UV-B e, juntamente, com as antocianinas são marcadores úteis em taxonomia de uva (FLAMINI et al., 2013).

A estrutura química dos flavonóis está intimamente relacionada com a sua biossíntese e na videira a composição fenólica é altamente afetada por diferenças entre cultivares, condições ambientais e práticas culturais. Os flavonoides que ocorrem normalmente em videiras são a quercetina, campferol, miricetina, isorametina, laricitrina e siringetina (FLAMINI et al., 2013).

Como dito anteriormente, a composição fenólica pode variar expressivamente entre cultivares e/ou espécies, das quais algumas espécies silvestres de *Vitis* foram identificadas por conter quantidades muito mais elevadas de flavonoides do que *Vitis vinifera*, como por exemplo, as espécies *V. palmate* (124 mg kg⁻¹) e *V. riparia* (111 mg kg⁻¹) (MATTIVI et al., 2006; FIGUEIREDO-GONZÁLEZ et al., 2012; LIANG et al., 2012).

Fatores agronômicos e ambientais também afetam fortemente a quantidade e o perfil de flavonóis na uva. Em particular, a luz solar, que influencia a biossíntese de flavonol. De acordo com Liang et al. (2012) e Mattivi et al. (2006), de modo geral, é de se esperar que as uvas mais expostas à luz do dia podem melhorar a via de biossíntese de todos os flavonoides.

A temperatura parece ter influência menos significativa (MAKRIS et al., 2006; AZUMA et al., 2012). Estudos têm demonstrado que altas temperaturas durante a maturação diminui a expressão de genes relacionados com a síntese de flavonoides e favorece a biossíntese de antocianinas. Temperaturas diurnas em torno de 15-25°C, caindo para 10-20°C durante à noite produziu uvas com maior quantidade de flavonóis em relação às temperaturas mais elevadas durante o dia (30-35°C) (KLIEWER; TORRES, 1972).

No período vegetativo, o teor de fenóis totais em folhas de videira cresce significativamente (LIMA, 2015). Katalinić et al. (2009), em estudo sobre a

composição de compostos fenólicos e propriedades antioxidantes em extratos de folhas de *Vitis vinifera* coletadas no início do ciclo vegetativo e após o período de repouso, concluíram que a concentração de fenóis totais foi 30% maior que no início do ciclo, devido especialmente, à fração de flavonoides (catequina). Os flavonoides identificados foram a catequina, epicatequina, apigenina, miricetina, quercetina, quercetina-4' glicosídeo e rutina.

5 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado em três etapas: a primeira em Botucatu, SP em 2013; a segunda em Petrolina, PE em 2014 e a terceira em Juazeiro, BA nos anos de 2014-2015.

Tabela x. Caracterização climática dos ambientes nos períodos experimentais utilizados para avaliação das interações genótipos x ambientes em mudas de videira dos cultivares Niagara Rosada, Isabel Precoce e Thompson Seedless em condições de cultivo protegido.

Ambientes		T (°C)	UR (%)	P (mm)	Vv (m s ⁻¹)	RSG (MJ m ² dia ⁻¹)
Botucatu (SP) jul. - nov. (2013)	Média	17,82	77,55	12,9	-	-
	Amplitude	15,5 – 22,5	79 – 76	6,0 – 6,0		
Petrolina (PE) jul. - nov. (2014)	Média	26,2	57,8	15,46	259,22	448,48
	Amplitude	24,5 – 27,7	61 - 61	6,8 – 65,53	263,8 – 203,4	386,4 – 485,4
Juazeiro (BA) out. (2014) - fev. (2015)	Média	27,35	58,6	56,76	189,94	507,62
	Amplitude	27,3 – 27,4	56 – 61	0,0 – 101,3	259,9 – 151,2	525,9 – 473,4

T= temperatura; UR= umidade relativa; P= precipitação; Vv= velocidade do vento; RSG= radiação solar global. Fonte: Unesp; Petrolina e Juazeiro (Embrapa Semiárido, Petrolina – PE).

5.1 Primeira etapa: Experimento I

Este experimento foi instalado no período de julho a novembro de 2013 com mudas de videira ‘Niagara Rosada’ enxertada sobre o porta-enxerto ‘IAC 766’, conduzidas em viveiro telado com sombrite a 25% e irrigadas via microaspersão com Kc de referência para a cultura de 0,35 a 0,55 em fase de desenvolvimento, na Faculdade de Ciências Agrônômicas, UNESP, Botucatu (SP), situado a 22°51’55” S e 48°26’22” O, 810 m de altura, com médias anuais de temperatura em torno de 20,6°C, umidade relativa de 73,9% e precipitação de 1.501,4 mm, sendo o clima predominante na região de temperado a quente (CUNHA, 2009).

As mudas foram adquiridas da CATI (Coordenadoria de Assistência Técnica Integral), de São Bento do Sapucaí (SP). Essas mudas foram transplantadas para vasos de PVC, com capacidade para 5,0 L, utilizando Plantmax® como substrato e tutoradas com estacas de madeira com 1,20 m de altura para facilitar a condução das plantas e as avaliações, durante o experimento.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com oito tratamentos e cinco repetições, sendo cada parcela experimental composta por cinco plantas de videira.

5.2 Segunda etapa: Experimento II

Essa etapa do experimento foi instalada de julho a novembro de 2014 com mudas de videira ‘Isabel’ e ‘Thompson Seedless’ enxertado sobre o porta-enxerto ‘IAC 766’, conduzidas em ambiente protegido e irrigadas via microaspersão com Kc de referência para a cultura de 0,35 a 0,55 em fase de desenvolvimento, na Embrapa Semiárido, em Petrolina (PE), latitude 09°23' S e longitude 40°30' O e 365,5 m de altitude. Segundo classificação de Köppen, o clima da região é tipo Bswb, correspondente a clima semiárido muito quente, com temperatura variando entre a média mínima de 20,6°C e média máxima de 31,7°C, sendo a média anual em torno de 27°C, umidade relativa de 73,9% e precipitação média de 571 mm.

As mudas foram propagadas em viveiro comercial da RKF Mudas, localizada em Juazeiro (BA) e após 60 dias, foram transportadas para a casa de vegetação da Embrapa Semiárido e transplantadas para vasos de PVC, com capacidade para 5,0 L, utilizando fibra de côco como substrato e tutoradas com estacas de madeira com 1,50 m de altura para facilitar a condução das plantas e as avaliações, durante o experimento.

O delineamento experimental utilizado foi em esquema fatorial (2 x 8), dois cultivares e oito tratamentos, com cinco repetições, sendo cada parcela experimental composta por cinco plantas de videira.

5.3 Terceira etapa: Experimento III

O terceiro experimento foi instalado e conduzido no período de outubro de 2014 a fevereiro de 2015 com mudas de ‘Isabel Precoce’, ‘Niagara Rosada’ e ‘Thompson Seedless’ enxertados sobre porta-enxerto ‘IAC 766’, conduzidas em viveiro com telado 25% e irrigadas via microaspersão com Kc de referência para a cultura de 0,35

a 0,55 desenvolvido na RKF Mudas, Juazeiro (BA). As coordenadas geográficas da região é 9°06'55" S de latitude e longitude de 40°05'53" O, com médias anuais de temperatura em torno de 28,5°C, umidade relativa de 60% e precipitação de 498,8 mm, 375,5 m de altura, sendo o clima predominante na região quente e seco, semiárido (ALCÂNTARA, 2012).

As mudas foram propagadas no próprio viveiro comercial da RKF Mudas e após 60 dias, transplantadas para vasos de PVC, com capacidade para 5,0 L, utilizando fibra de coco como substrato e tutoradas com estacas de madeira com 1,50 m de altura para facilitar a condução das plantas e as avaliações, durante o experimento.

O delineamento experimental utilizado foi em esquema fatorial (3 x 8), três cultivares e oito tratamentos, com cinco repetições sendo cada parcela experimental composta por cinco plantas de videira.

5.4 Descrição geral da metodologia aplicada

Para todos os experimentos (I, II e III) adotou-se a seguinte metodologia para execução do trabalho:

As mudas foram dispostas aleatoriamente em bancadas e três semanas após o transplântio foram iniciadas as aplicações dos seguintes tratamentos:

Tratamentos	Concentração de ingrediente ativo (i.a.)
T1 –Testemunha	Água bruta
T2 - Putrescina (Put)	2 mM
T3 - Citocinina – CK (6-BA)	20 mg L ⁻¹
T4 - Piraclostrobina (Pira)	200 g 100L ⁻¹
T5 - Put + CK	2mM + 20 mg L ⁻¹
T6 - Put + Pira	2mM + 200 g 100L ⁻¹
T7 - Pira + CK	200 g 100L ⁻¹ + 20 mg L ⁻¹
T8 - CK (via foliar) + CK (via solo)	(20 mg L ⁻¹) + (40 mg L ⁻¹)

Durante a condução do experimento foram realizadas três aplicações dos tratamentos a intervalos de sete dias com pulverizador costal pressurizado por CO₂ e volume de calda correspondente a 150 L ha⁻¹.

Os produtos com os ingredientes ativos dos produtos pulverizados nas mudas de videira foram:

Descrição	Nome comercial (ingrediente ativo)	Fabricante
Putrescina (Put)	Putrescine dihydrochloride $\leq 98\%$ (Putrescine®)	Sigma - Aldrich
Citocinina (6-BA)	Benziladenina 2% (Maxcell®)	Sumitomo Chemical do Brasil
Piraclostrobina	Metiram 55% + Piraclostrobina 5% (Cabrio Top®)	Basf S.A.

Antes de cada aplicação dos tratamentos foram previamente selecionadas três plantas de cada tratamento para as análises de taxa de crescimento e número de folhas. Para as análises de atividade enzimática da peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) foram selecionadas duas plantas de cada tratamento.

O número de folhas foi avaliado em função do tempo. Para tanto, foram realizadas avaliações semanais durante a condução do trabalho a intervalos de sete dias, sendo a primeira avaliação realizada antes do início das aplicações dos tratamentos.

Para a taxa de crescimento foram realizadas medidas de altura das plantas e os valores coletados a cada semana. Para tal, foram realizadas cinco avaliações de altura de plantas, por um período de cinco semanas.

As análises enzimáticas, também foram avaliadas em função do tempo, em que, após a última aplicação dos tratamentos, as folhas das plantas foram coletadas durante um período de seis dias: um, dois, três, quatro, cinco e seis dias após a última aplicação dos tratamentos, sendo congeladas em nitrogênio líquido e levadas para o Laboratório de Bioquímica do Departamento de Química e Bioquímica do Instituto de Biociências – UNESP, Campus de Botucatu, onde foram armazenadas em freezer à -25°C , para o experimento I.

Para os experimentos II e III as folhas das plantas foram levadas para o Laboratório de Biologia do Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais – UNEB, Campus III, Juazeiro (BA), onde foram armazenadas em freezer a -25°C .

A determinação da atividade da polifenoloxidase (PPO) foi realizada segundo metodologia descrita por Kar e Mishra (1976) e adaptado por Lima (1994) e da peroxidase (POD), segundo metodologia descrita por Lima e Glória (1999). Para a extração utilizou-se material fresco e congelado com nitrogênio líquido, sendo essas

amostras maceradas e pesadas 10 µg de amostra. Posteriormente, foram colocadas em tubos de ensaio com solução de fosfato de potássio pH 6,7, 0,2 M. Para a atividade da POD, após a centrifugação foi adicionada solução de peróxido de hidrogênio e amino antipirina. Em seguida, os tubos foram mantidos em banho-maria por cinco minutos, sendo a reação interrompida com a adição de etanol absoluto. A leitura da absorbância foi realizada a 505 nm. A atividade específica da peroxidase foi expressa em $\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ min}^{-1} \text{ g}^{-1}$ de matéria fresca (MF). Para a PPO, após a centrifugação foi adicionado catecol. Em seguida, os tubos foram mantidos em banho-maria por 30 minutos, sendo a reação interrompida com a adição de etanol absoluto. A leitura da absorbância foi realizada a 395 nm e a atividade específica da polifenoloxidase foi expressa em μmol de catecol transferido. $\text{min}^{-1} \text{ g}^{-1}$ de MF.

A determinação da proteína solúvel foi realizada pela metodologia descrita por Bradford (1976). A leitura para proteína em espectrofotômetro foi efetuada a 595 nm e comparada com a curva-padrão de caseína a 1%, sendo o teor proteico da amostra expresso em mg de proteína g^{-1} de matéria fresca.

Uma semana depois da última aplicação dos tratamentos foram realizadas as análises referentes à massa fresca e seca. Para massa fresca de folhas e raiz foram realizadas lavagens das raízes em água corrente e as folhas foram destacadas do caule. Posteriormente, estas foram pesadas em balança de precisão e, em seguida, foram colocadas em sacos de papel identificados e mantidos em estufa com circulação forçada de ar a 60°C por quatro dias, até massa constante. Após este período, o material foi retirado da estufa, pesado e a massa seca das raízes e folhas expressa em gramas (g). Com o material seco foram realizadas as análises de flavonoides e proteína total.

A determinação de flavonoides foi realizada de acordo com o método espectrofotométrico adaptado de Santos e Blat (1998) e Awad et al. (2000) e a leitura efetuada em espectrofotômetro a 425 nm e os resultados expressos em μg flavonoides g^{-1} de massa fresca equivalente de quercetina.

A determinação da proteína total foi realizada pelo método de digestão de Kjeldahl (AOAC, 1995). Foram pesados 0,1 g de amostra, em seguida acrescentados 5 mL de solução digestora. Mineralizou-se até que se obteve um líquido claro. Esfriou-se e adicionou-se ao balão digestor cerca de 10 mL de água destilada. Procedeu-se a destilação utilizando o volume total da alíquota (10 mL). Adicionou-se 15 mL de hidróxido a 50% do aparelho destilador de nitrogênio. Em paralelo, adicionou-se 20

mL de ácido bórico a 4%, mais três gotas do indicador em Erlenmeyer com capacidade para 250 mL, onde também foi levado ao destilador. Após o processo de destilação titulou-se com solução padrão de ácido sulfúrico a 1%, com fator conhecido, até o ponto de viragem do indicador.

5.5 Método estatístico

Para a análise dos resultados realizou-se previamente a verificação das pressuposições da análise de variância, tais como a normalidade dos dados e homogeneidade das variâncias. Uma vez verificada a adequação das suposições para todas as avaliações realizadas as análises estatísticas foram realizadas como segue:

Para o número de folhas, massa fresca e seca, taxa de crescimento, atividades da peroxidase e polifenoloxidase e teores de flavonoides e proteínas foi realizada análise em esquema fatorial 2 x 8, dois ambientes e oito tratamentos, com três repetições para cada cultivar, para o primeiro e terceiro experimentos. Também foi realizada outra análise, modelo fatorial 2 x 2 x 8, dois ambientes, dois cultivares e oito tratamentos, com três repetições para cada cultivar, para o segundo e terceiro experimentos.

Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste Tukey ($p = 0,05$) utilizando o programa Sisvar versão 5.6 (FERREIRA, 2014).

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados experimentais demonstram que não houve efeito significativo do tempo, dos tratamentos e nem da interação tempo x tratamentos, sobre o número de folhas das plantas de videira cv. Niagara Rosada, no ambiente de Botucatu, SP. O melhor ajuste dos dados pela análise de regressão para o número de folhas foi a regressão linear (Tabela 1).

Tabela 1. Análise de variância (teste F) para número de folhas de mudas de videira do cultivar Niagara Rosada submetidas aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹).UNESP – FCA. Botucatu, SP, 2013.

FV	GL	SQ	QM (p-valor)
Tempo	3	1,9597	0,6532 (p= 0,1470)
Tratamentos	7	3,5892	0,5127 (p= 0,2005)
Tempo x Trat	21	7,9371	0,3779 (p= 0,4006)
Regressão linear	1	1,4577	1,4577 (p= 0,0460)
Regressão quadrática	1	0,3469	0,3469 (p= 0,3250)
Regressão cúbica	1	0,1551	0,1551 (p= 0,5100)
CV (%)	18,26		

GL= graus de liberdade; SQ= Soma dos quadrados; QM=Quadrado médio; CV= coeficiente de variação.

Os melhores valores de R² foram para os tratamentos T1 (testemunha), T2 (Put), T3 (CK), T6(Put + Pira) e T7 (Pira + CK). O que demonstra que tanto os produtos aplicados isolados ou em conjunto contribuem para o incremento do número de folhas. Ao contrário de todos os demais, o T3 (citocinina), apresentou comportamento inverso com redução do número de folhas durante o período experimental e a associação de CK (via foliar) + CK (via solo) também resultou em desempenho diferenciado com R² de 0,6 e pouco incremento no número de folhas ao longo do período de avaliação (Figura 6).

O resultado para citocinina não era esperado, já que este grupo hormonal está diretamente relacionado com o alongamento e a divisão celular, que promove efeitos fisiológicos sobre o desenvolvimento e crescimento de folhas (ARTECA, 1995; RAVEN et al., 2001). Além de seu papel fundamental no desenvolvimento do aparelho fotossintético, no transporte de elétrons, acúmulo de clorofila, atividade fotossintética e na síntese da enzima ribulose di-fosfato carboxilase (NYITRAI, 1997). Assim, será bom investigar no futuro alguns mecanismos ligados ao modo de ação da CK (6-BA) no cultivar Niagara Rosada para o ambiente de Botucatu (SP) e avaliar de forma mais detalhada a influência do meio na resposta fisiológica para esta cultura.

Devido o não atendimento aos pressupostos da análise de variância para número de folhas da videira cv Niagara Rosada, no ambiente de Juazeiro (BA), não foi possível a comparação desta variável entre os ambientes de Botucatu (SP) e Juazeiro (BA).

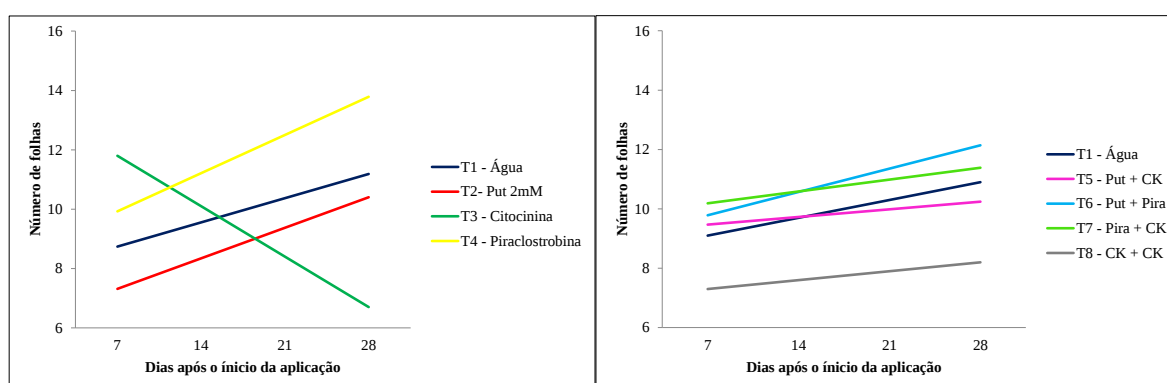


Figura 6. Valores médios para o número de folhas de mudas de videira cultivar Niagara Rosada, em função do tempo, para os tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹).UNESP – FCA. Botucatu, SP, 2013.

Equações e valor de R²:

T1 ($y = 0,8143x + 7,9286$, $R^2 = 0,9742$);

T2 ($y = 1,0286x + 6,2857$, $R^2 = 0,9324$);

T3 ($y = -1,7x + 13,5$, $R^2 = 0,9797$);

T4 ($y = 1,2857x + 8,6429$, $R^2 = 0,8544$);

T5 ($y = 0,2571x + 9,2143$, $R^2 = 0,4765$);

T6 ($y = 0,7857x + 9$, $R^2 = 0,9181$);

T7 ($y = 0,4x + 9,7857$, $R^2 = 0,8$);

T8 ($y = 0,3x + 7$, $R^2 = 0,6$).

Já, nos municípios de Juazeiro (BA) e Petrolina (PE), para o número de folhas de mudas de videira cv Niagara Rosada, Isabel Precoce e Thompson Seedless houve efeito significativo do tempo, cultivares, tratamentos e da interação cultivar

x tratamentos com ajuste de regressão linear ($p=0,00$) altamente significativo em relação ao tempo (Tabela 2).

Tabela 2. Análise de variância para número de folhas de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ tratadas com: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). RKF mudas. Juazeiro, BA. 2015.

FV	GL	SQ	QM (p-valor)
Tempo	3	3,6081	1,2027 (0,0000)
Cultivar (cv)	2	8,0298	4,0149 (0,0000)
Tratamentos (trat)	7	0,5057	0,0722(0,0002)
Tempo x Cv	6	0,1808	0,0301(0,0971)
Tempo x Trat.	21	0,1640	0,0078(0,9772)
Cv x Trat.	14	1,0591	0,0756(0,0000)
Tempo x Cv x Trat.	42	0,2983	0,0071(0,9992)
Regressão linear	1	3,5627	3,5627(0,0000)
Regressão quadrática	1	0,0045	0,0045(0,6020)
Regressão cúbica	1	0,0409	0,0409(0,1180)
CV (%)	10,47		

GL= graus de liberdade; SQ= Soma dos quadrados; QM= Quadrado médio; CV= coeficiente de variação.

Para ‘Isabel Precoce’ os tratamentos que promoveram o aumento do número de folhas foram Put (T2), Pira (T4) e a associação de Put + Ck (T5); já para ‘Thompson Seedless’ não houve efeito dos tratamentos para número de folhas; para ‘Niagara Rosada’ os tratamentos com Put, CK e a testemunha não proporcionaram o aumento do número de folhas (Tabela 3).

Tabela 3. Interação cultivares x tratamentos para número de folhas em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ para os tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3– Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). RKF mudas. Juazeiro, BA. 2015.

Tratamentos	Cultivares					
	‘Niagara’		‘Isabel’		‘Thompson’	
Testemunha	13,0	aB	24,0	bcA	19,0	aA
Put 2mM	12,0	aC	32,0	abA	18,0	aB
CK 20 mg L ⁻¹	11,0	aB	21,0	cA	19,0	aA
Piraclostrobina 200 g L ⁻¹	10,6	abC	30,0	abA	20,0	aB
Put + CK	7,2	bC	36,0	aA	22,0	aB
Put + Pira	9,0	abcC	24,0	bcA	22,0	aB
Pira + CK	7,0	bcC	23,0	bcA	18,0	aB
CK (foliar)+CK (solo)	7,0	bcC	23,0	bcA	19,0	aB

Médias seguidas de mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Esses dados demonstram que cada cultivar respondeu diferentemente aos tratamentos utilizados.

A aplicação dos tratamentos nas mudas de cv. Niagara Rosada, nos ambientes de Botucatu – SP e Juazeiro – BA (Tabela 4) mostrou que houve efeito significativo do ambiente e dos tratamentos para a variável MFF, não havendo efeito significativo da interação entre o ambiente e os tratamentos para esta variável. Já para massa fresca de raiz houve interação significativa ($p < 0,05$) entre o ambiente e os tratamentos.

Tabela 4. Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para massa fresca de folhas (MFF, g), massa fresca de raiz (MFRz, g) em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidas aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Fontes de variação	GL	MFF		MFRz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	20,92	47,760(<0,000)	1,01	0,036 (0,323)
Tratamentos	7	3,13	7,139 (0,012)	5,42	0,198 (0,000)
Amb. x Trat	7	2,13	4,874 (0,068)	4,34	0,158 (0,001)
CV (%)			21,52		15,35

Para massa seca de folhas houve interação significativa entre o ambiente e os tratamentos (Tabela 5). Já para massa seca de raiz não houve interação significativa, mas houve efeito isolado do ambiente e dos tratamentos.

Tabela 5. Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) massa seca de folhas (MSF) e massa seca de raiz (MSRz, g) em mudas de videira cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Fontes de variação	GL	MSF		MSRz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	21,72	0,397(<0,000)	37,08	1,168 (<0,000)
Tratamentos	7	2,33	0,042 (0,048)	4,25	0,134 (0,002)
Amb. x Trat	7	2,33	0,042 (0,048)	2,02	0,063 (0,083)
CV (%)			22,82		33,37

Em relação ao ambiente (Tabela 6) MSRz, o ambiente de Botucatu - SP promoveu maior acúmulo de massa seca que ambiente de Juazeiro - BA.

Tabela 6. Comparação das médias para massa seca de raiz (MSRz, g), em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Ambiente	MSRz (g)
Botucatu	1,1 a
Juazeiro	0,5 b

Médias seguidas de mesma letra na coluna, não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

O tratamento com Put promoveu maior acúmulo de massa seca de em raiz (Tabela 7).

Tabela 7. Comparação de médias para MFF – massa fresca de folhas e MSRz – massa seca de raiz (g), em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Tratamentos	MSRz (g)
Testemunha	0,60 ab
Put 2mM	0,78 a
CK 20 mg L ⁻¹	0,64 ab
Piraclostrobina 200 g L ⁻¹	0,53 ab
Put + CK	0,42 b
Put + Pira	0,57 ab
Pira + CK	0,33 b
CK (foliar)+CK (solo)	0,37 b

Médias seguidas por mesma não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Para a interação ambientes x tratamentos (Tabela 8) analisando-se a MFRz observa-se que a interação foi significativa, no qual apenas a associação CK + CK (T8) apresentou diferença significativa, com resposta positiva para o ambiente de Botucatu e Put + Pira (T6) no ambiente de Juazeiro. Já para MSF os tratamentos Pira + CK (T7) e CK via foliar + CK via solo (T8) no ambiente Juazeiro (BA), diferiram significativamente do ambiente de Botucatu (SP) que obteve resposta com desempenho superior.

Tabela 8. Interação Ambientes x tratamentos para: MFRz – massa fresca de raiz e MSF – massa seca de folhas (g), em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA. UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Tratamentos	MFRz (g)				MSF (g)			
	Botucatu		Juazeiro		Botucatu		Juazeiro	
Testemunha	0,98	aA	1,30	bA	0,61	aA	0,63	aB
Put 2mM	1,21	aA	1,48	aA	0,69	aA	0,66	aB
CK 20 mg L ⁻¹	1,41	aA	1,13	abA	0,65	aA	0,59	aB
Piraclostrobina 200 g L ⁻¹	1,14	aA	1,18	aA	0,67	aA	0,59	aB
Put + CK	1,32	aA	1,47	aA	0,82	aA	0,43	abB
Put + Pira	1,24	aB	1,61	aA	0,72	aA	0,53	aB
Pira + CK	1,26	aAB	1,42	aA	0,70	aA	0,29	bB
CK (foliar)+CK (solo)	1,16	aA	0,59	bB	0,58	aA	0,27	bB

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

As não interações existentes entre ambientes x tratamentos para MFRz e MSF (Tabela 8) indicam que estes fatores agem de forma independentes e ao mesmo tempo dinâmicas em relação a estas duas variáveis. Esses resultados são importantes porque indicam que para o cultivar Niagara Rosada o que se aplica no ambiente de Botucatu, poderá ser aplicado em Juazeiro e vice-versa.

Vale observar que, mesmo quando houve interação significativa, ao examinar o desdobramento (Tabela 9) da interação nas partes simples e complexa, verificamos que a interação foi simples, ou seja, as mudas de videira cultivar Niagara Rosada quando foram submetidas aos diversos tratamentos nos dois ambientes, mesmo havendo diferença relativa na magnitude de produção das diversas variáveis estudadas (MFF, MFR, MFRz, MSF, MSR e MSRz), a resposta fisiológica das mudas aos produtos utilizados no ambiente de Botucatu – SP, apresentou a mesma tendência de resposta, quando os produtos foram empregados no ambiente de Juazeiro – BA.

Tabela 9. Desdobramento da interação Ambiente x tratamento (Botucatu – Juazeiro) para MFRz e MSF em mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

		QMg1	QMg2	Gmgxa	r	C	%C	%S
Amb. xtrat.	MFRz	0,05	0,31	0,16	-0,01253	0,015792	9,8702	90,1298
(Bot – Jua)	MSF	0,02	0,07	0,04	0,113822	0,001168	2,919774	97,08023

QM = quadrado médio; g = genótipo; a = ambiente; r = resíduo; C = complexa; S = simples.

Os resultados obtidos pela análise de massa fresca e seca, apesar de muito variados, podem ser explicados, porque são várias as causas da interação, que vai desde o fotoperíodo a fatores abióticos e compreendendo-se que diferentes ambientes podem estimular respostas de maneiras diferentes mesmo quando da utilização de um mesmo cultivar, o que em alguns tratamentos provocaram comportamento relativo diferenciado, embora de pequena magnitude (interação simples). Um ou mais fatores podem estar contribuindo para que haja a interação nos diferentes ambientes. Além disso, este tipo de interação indica que as populações são geneticamente homogêneas ou ambientes heterogêneos e vice-versa (SQUILLASSI, 2003; BORÉM; MIRANDA, 2013).

Para ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, cultivados nas regiões de Petrolina –PE e Juazeiro – BA, em condições de cultivo protegido (casa de vegetação e viveiro, respectivamente) (Tabela 10), ocorreram interações significativas para

MFF, ambientes x tratamentos e cultivares x tratamentos. Para o caráter MFRz ocorreram interações significativas para ambientes x cultivares e ambientes x tratamentos (Tabela 10).

Tabela 10. Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para massa fresca de folhas (MFF, g), massa fresca de raiz (MFRz, g) de mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	MFF		MFRz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	66,82	212,561(<0,000)	0,13	0,009 (0,724)
Cultivar	1	1,38	4,384 (0,244)	2,83	0,210 (0,097)
Tratamentos	7	2,66	8,463 (0,017)	3,28	0,244 (0,004)
Amb. x Cv.	1	1,37	4,367 (0,245)	4,51	0,335 (0,037)
Amb. x Trat	7	3,14	9,996 (0,006)	2,16	0,161 (0,049)
Cv. x Trat.	7	2,37	7,523 (0,032)	1,35	0,100 (0,242)
Amb. x Cv. x Trat.	7	1,13	3,591 (0,356)	0,66	0,049 (0,701)
CV (%)			21,52		15,35

Resultados da análise de variância para MSF (Tabela 11) demonstraram que houve interação significativa para amb. x cv e amb. x trat. nas condições avaliadas. Para MSRz ocorreram efeitos significativos para ambiente, cultivar e tratamentos separadamente.

Tabela 11. Resumo da análise de variância (valor de F e QM (p-valor)) para massa seca de folhas (MSF, g) e massa seca de raiz (MSRz, g) de mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	MSF		MSRz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	101,28	1,908(<0,000)	13,92	0,363 (0,000)
Cultivar	1	8,45	0,159(0,005)	3,77	0,098 (0,056)
Tratamentos	7	4,48	0,084(0,000)	2,71	0,070 (0,015)
Amb. x Cv.	1	4,93	0,092 (0,030)	0,93	0,024 (0,337)
Amb. x Trat	7	3,18	0,059 (0,006)	1,67	0,043 (0,133)
Cv. x Trat.	7	2,09	0,039 (0,057)	1,57	0,040 (0,162)
Amb. x Cv. x Trat.	7	1,28	0,024 (0,276)	2,05	0,053 (0,062)
CV (%)			22,82		33,87

Assim, os resultados (Tabelas 10 e 11) sugerem que as condições climáticas e os tratamentos ao qual as mudas de videira dos cultivares Isabel Precocce e Thompson Seedless foram submetidos afetaram de maneira substancial o processo fisiológico da planta e, assim, ocasionou efeito no rendimento de massa seca da planta. As

variações fisiológicas apresentadas nas mudas produzidas em ambientes distintos, ocorreram em virtude do desempenho relativo de cada cultivar, independentemente do ambiente, ou as duas condições associadas.

Revers (2007) afirma que um dos critérios mais importantes para a realização da técnica de propagação de plantas, seja ela vegetativa ou assexuada, é a expressão máxima do potencial genético do cultivar a ser multiplicado, aliada ao controle das condições ambientais.

Resultados semelhantes às mudas do cultivar Niagara Rosada para os processos de interação (Tabela 9) ocorreram nas mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ (Tabela 12), exceto para o caráter MFF em que a interação ocorrida foi complexa, ou seja, os cultivares mostraram respostas diferenciais entre os ambientes.

Tabela 12. Desdobramento da interação Ambientes x tratamentos (MFF) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014 e RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

		QMg1	QMg2	Gmgxa	r	C	%C	%S
Amb. x Trat. (Jua - Petro)	MFF	5,84	12,56	9,1	0,05	67,91847	746,3568	-646,357

QM – quadrado médio; g – genótipo; a – ambiente; r – resíduo; C – complexa; S – simples.

Esse dado é relevante, pois mostra a importância do ambiente, no qual a muda foi propagada e se desenvolveu, em termos de qualidade de material, além do ajuste para os critérios na escolha do produto, dose e/ou concentração, mais adequada a cada condição.

Um exemplo clássico desta condição é o cultivar Thompson Seedless, que tem se adaptado às condições da região Sanfranciscana. Mas, sua produção ainda é um desafio aos produtores, pois, apresenta algumas limitações ou dificuldades de manejo, por apresentar excesso de vigor, redução da produtividade e baixa fertilidade de gemas (LEÃO, 2002).

O outro cultivar objeto de estudo, Isabel Precoce, de cultivo amplamente difundido na região sul e sudeste do País, tem como principais características a precocidade e uniformidade de maturação (CAMARGO, 2004). Tem apresentado excelente capacidade de adaptação nas condições do semiárido, entretanto, apresenta algumas limitações como a alta susceptibilidade ao fungo agente da ferrugem.

Por isso também, torna-se necessário o entendimento do efeito de reguladores vegetais, a exemplo das citocininas, além do grupo das poliaminas, ainda pouco utilizados comercialmente, bem como, fungicidas que promovam efeitos fisiológicos benéficos às plantas, a exemplo das estrobirulinas.

Resultados (Tabela 13) para as interações das médias de MFRz demonstram que não houve diferença no desempenho das mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ para os ambientes de Petrolina (PE) e Juazeiro (BA), sendo o resultado da interação, influenciado apenas pelo efeito de ambiente. Para massa seca de folhas pode-se verificar que houve maior acúmulo de massa seca no ambiente de Juazeiro (BA), nos dois cultivares estudados. Assim, sugere-se que o ambiente de Juazeiro (BA) é mais favorável para o desenvolvimento desses dois cultivares.

Tabela 13. Interação Ambiente x cultivar para: massa fresca de raiz (MFRz, g) e massa seca de folhas (MSF, g), em mudas de videira dos cultivares de ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Ambiente	MFRz (g)				MSF (g)			
	‘Isabel Precoce’		‘Thompson Seedless’		‘Isabel Precoce’		‘Thompson Seedless’	
Petrolina	1,03	aB	1,07	aB	0,55	bB	0,41	bB
Juazeiro	1,17	aA	0,96	aA	0,77	aA	0,75	aA

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Nas interações referentes a MFF, MFRz e MSF (Tabela 14) nas interações ambientes x tratamentos observa-se que para a maioria dos tratamentos no ambiente de Juazeiro (BA) não houveram diferenças significativas. Para MFF a testemunha (T1) do ambiente de Petrolina (PE), diferiu significativamente da testemunha no ambiente de Juazeiro (BA). Neste caso em particular, quando realizado o desdobramento (Tabela 12), observa-se que houve interação complexa. Isso demonstra que neste caso específico não houve interferência do desempenho dos cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless em função dos produtos aplicados, já que o mesmo continha apenas água, mas efeito considerável de ambiente.

Para MSF foram observados (Tabela 14), resultados semelhantes à MFF, em que as diferenças significativas foram apenas para os tratamentos à base de água (testemunha) e, mais uma vez, o ambiente de Juazeiro (BA) apresentou desempenho superior ao de Petrolina (PE). Para este caso, o desdobramento demonstrou que a interação foi simples. Ou seja, ainda que as diferenças apresentadas sejam significativas, as mudas

de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ têm a mesma tendência de resposta para os dois ambientes.

Tabela 14. Interação Ambiente x tratamentos para: MFF - massa fresca de folhas, MFRz – massa fresca de raiz, para MSF – massa seca de folhas (g), em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (Ck, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + Ck; T6- Put + Pira; T7- Pira + Ck; T8- Ck via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Tratamentos	MFF				MFRz				MSF			
	Petrolina		Juazeiro		Petrolina		Juazeiro		Petrolina		Juazeiro	
Testemunha	3,62	bB	9,18	aA	0,60	bA	1,03	aA	0,19	bB	0,74	aA
Put 2mM	6,58	abA	8,70	aA	0,97	abA	0,94	aA	0,45	abB	0,69	aA
CK 20 mg L ⁻¹	8,19	aA	9,05	aA	1,22	aA	0,91	aA	0,62	aA	0,75	aA
Piraclostrobina 200 g L ⁻¹	6,19	abA	10,19	aA	0,93	abA	1,04	aA	0,39	abB	0,75	aA
Put + CK	6,51	abA	11,70	aA	1,26	aA	1,21	aA	0,56	abA	0,89	aA
Put + Pira	7,57	aA	9,79	aA	1,23	aA	1,07	aA	0,56	abA	0,75	aA
Pira + CK	7,51	aA	10,08	aA	1,13	aA	1,35	aA	0,54	abA	0,85	aA
CK (foliar)+CK (solo)	7,68	aA	8,84	aA	1,09	aA	1,01	aA	0,54	abA	0,69	aA

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste Tukey (p < 0,05).

Para a interação cultivares x tratamentos o cultivar Isabel Precoce apresentou maior MFF no tratamento T4 (Piraclostrobina)(Tabela 15).

Tabela 15. Interação cultivares x tratamentos para: massa fresca de folhas (MFF, g) e massa seca de folhas (MSF, g), em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina, PE; RKF MUDAS. Juazeiro, BA 2015.

Tratamentos	MFF				MSF			
	‘Isabel Precoce’		‘Thompson Seedless’		‘Isabel Precoce’		‘Thompson Seedless’	
1 – Testemunha	6,27	bA	6,53	aA	0,48	bA	0,45	bA
2 – Put 2mM	8,52	abA	6,76	aA	0,68	abA	0,46	abA
3 – CK 20 mg L ⁻¹	8,48	abA	8,75	aA	0,72	abA	0,65	abA
4 – Piraclostrobina 200 g L ⁻¹	9,83	aA	6,56	aA	0,70	abA	0,44	abA
5 – Put + CK	8,08	abA	10,14	aA	0,69	abA	0,76	aA
6 – Put + Pira	8,33	abA	9,04	aA	0,64	abA	0,67	abA
7 – Pira + CK	9,44	abA	8,16	aA	0,76	aA	0,64	abA
8 – CK (foliar)+CK (solo)	8,33	abA	8,19	aA	0,63	abA	0,60	abA

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste Tukey (p < 0,05).

Fagan et al.(2010) relatam que a piraclostrobina pode favorecer a produção de fitomassa, devido ao aumento da fotossíntese líquida da planta, sendo a atuação deste composto mais intensa sobre a respiração de manutenção.

Em mudas de bananeira tratadas com azoxistrobina, piraclostrobina e água, Lima et al. (2012) observaram que houve alterações no acúmulo de fitomassa e

crescimento das mudas que foram submetidas à aplicação com piraclostrobina em relação as plantas tratadas com água.

Quanto à MSF os cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless obtiveram resultados significativos dos tratamentos T7 (Pira + CK) e T5 (Put + CK), respectivamente, em relação ao tratamento testemunha – T1 (Tabela 15).

Observa-se que as associações de Pira + CK e Put + CK foram positivas, possivelmente em virtude do modo de ação dos produtos que foram associados.

A piraclostrobina e CK tem em comum, como modo de ação, a inibição da síntese de etileno. A piraclostrobina, por sua vez, promove a degradação mais lenta da citocinina, que favorece o desenvolvimento de cloroplastos e a síntese de clorofila, o que promove alteração das características morfofisiológicas da planta e aumento de sua capacidade em manter a área foliar verde, maximizando a produtividade da cultura (BARTLETT et al., 2002; FAGAN et al., 2010).

A explicação para a associação de putrescina e citocinina terem sido positivas pode ter acontecido, visto que a aplicação de citocinina promove o aumento da concentração de poliaminas. Com o aumento das PA, em especial, dos níveis de putrescina, irá ocorrer também o aumento da resposta da S-adenosilmetionina (SAM)-descarboxilase, inibindo assim, a síntese de etileno (FAGAN et al., 2015).

A análise conjunta para as características avaliadas (MFF, MS, MFRz e MSRz) nesta pesquisa, demonstram as diferenças em relação às fontes de variação analisadas (ambiente, tratamentos e cultivares). Isso implica que estes são fatores dinâmicos e, isto, naturalmente ocorre em função dos diferentes fatores que o compõem. E, mesmo quando ocorreram certas diferenças, elas não foram expressivas, a exemplo das interações genótipos x ambientes e/ou tratamentos x ambientes, apresentando resultado de desdobramento em interações simples, com exceção da MFF (Tabela 14) nos ambientes de Juazeiro (BA) e Petrolina (PE), em que o resultado da interação foi complexa. Os casos de interação simples demonstram claramente, que apesar de existirem diferenças do desempenho relativo das mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em termos de manejo na aplicação dos produtos analisados nesta pesquisa, existe a mesma tendência de resposta, ou seja, o que se aplica no ambiente de Botucatu (SP), poderá ser aplicado no ambiente de Juazeiro (BA) e o que se aplica no ambiente de Juazeiro (BA), poderá ser aplicado em Petrolina (PE) e vice-versa.

O resumo da análise de variância do cultivar Niagara Rosada para proteína total folha em dois ambientes (tabela 16) revelou diferenças significativas nas fontes de variações analisadas, bem como interação ambiente x tratamentos ($p = 0,003$).

Tabela 16. Resumo da análise de variância (valores de F) para Proteína total de folhas (PTF) de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	Proteína folha	
		F	QM (p-valor)
Ambiente	1	46,223	38,279 (0,000)
Tratamentos	7	14,680	12,157 (0,000)
Amb. x Trat	7	5,471	4,53 (0,003)
CV (%)		7,96	

Na Figura 7 verifica-se que houveram diferenças significativas entre os ambientes para a testemunha (T1), putrescina (T2), citocinina (T3), piraclostrobina (T4) e a associação Put + Pira (T6), com desempenho superior para Juazeiro (BA) quanto ao conteúdo de proteínas nas folhas. Entretanto, analisando-se os tratamentos observa-se diferenças significativas para citocinina (T3), piraclostrobina(T4) e Put + CK(T5) no ambiente de Juazeiro (BA) e que houve diferença significativa entre o tratamento com piraclostrobina (T4) em relação a testemunha (água) no ambiente de Botucatu (SP).

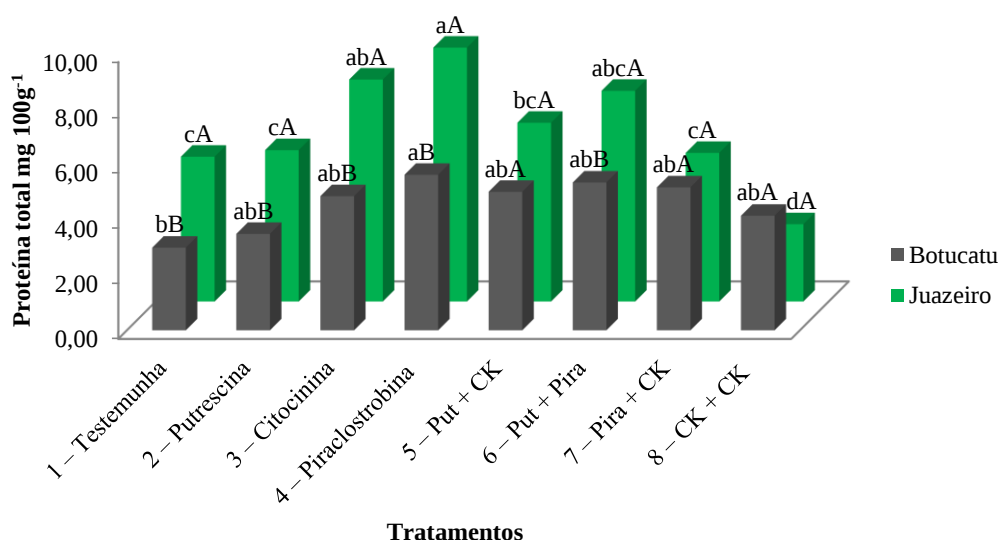


Figura 7. Proteína total (folhas) de mudas de videira cultivar Niagara Rosada, nos ambientes de Botucatu(SP) e Juazeiro (BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

Médias seguidas por mesma letra maiúscula, na coluna (ambientes), e por mesma letra minúscula, na linha (tratamentos), não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Nos ambientes de Juazeiro – BA e Petrolina – PE para proteína total (folha e raiz) observa-se pelo valor de F, no resumo da análise de variância, resultado de interação tripla significativo ($p = 0,000$) para as os caracteres analisados (Tabela 17),o que pode indicar efeito diferenciado dos cultivares, dada a combinação dos níveis de ambiente, com os níveis de tratamentos.

Tabela 17. Resumo da análise de variância (valores de F) para Proteína total em folha de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	Proteína total Folha		Proteína total Raiz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	32,90	18,146(<0,000)	2,00	1,416 (0,161)
Cultivar	1	14,96	8,255 (0,000)	18,11	12,81(<0,000)
Tratamentos	7	6,68	3,686 (<0,000)	13,17	9,316(<0,000)
Amb. x Cv.	1	0,52	0,287 (0,473)	3,98	2,815 (0,050)
Amb. x Trat	7	2,38	1,314 (0,031)	17,41	12,313(<0,000)
Cv. x Trat.	7	7,81	4,306 (<0,000)	9,40	6,541 (<0,000)
Amb. x Cv. x Trat.	7	4,93	2,720 (0,000)	11,10	7,850 (<0,000)
CV %			11,25		8,46

Os dados que seguem (Figuras 8 e 9) referem-se ao teste de médias de proteína total em folha e raiz. Para análise da interação tripla, os níveis do fator ambiente combinados com os níveis do fator tratamentos foram fixados, obtendo-se, assim, o efeito dos cultivares para cada combinação dos níveis de ambiente com tratamentos.

Na análise de proteína da folha (Figura 8) para o ambiente de Petrolina - PE nos tratamentos T4 (Piraclostrobina), T7 (Pira + CK) e T8 (CK + CK) foram detectadas diferenças significativas para o cultivar Thompson Seedless. Já para o ambiente de Juazeiro, em relação a maioria dos tratamentos, não houveram diferenças significativas, exceto para T1 (água), no qual houve diferença significativa também para o cultivar Thompson Seedless.

Entretanto, para análise de proteína (raiz) no ambiente de Petrolina – PE não houve a mesma tendência de resposta que na análise anterior e os tratamentos que tiveram resultados significativos foram T2 (Putrescina) e T8 (CK + CK) para cultivar

Isabel. No ambiente de Juazeiro – BA, destaque para T1 (água) e T5 (Put + CK, para cultivar Isabel Precoce) e T3 (Citocinina, para cultivar Thompson Seedless) (Figura 9).

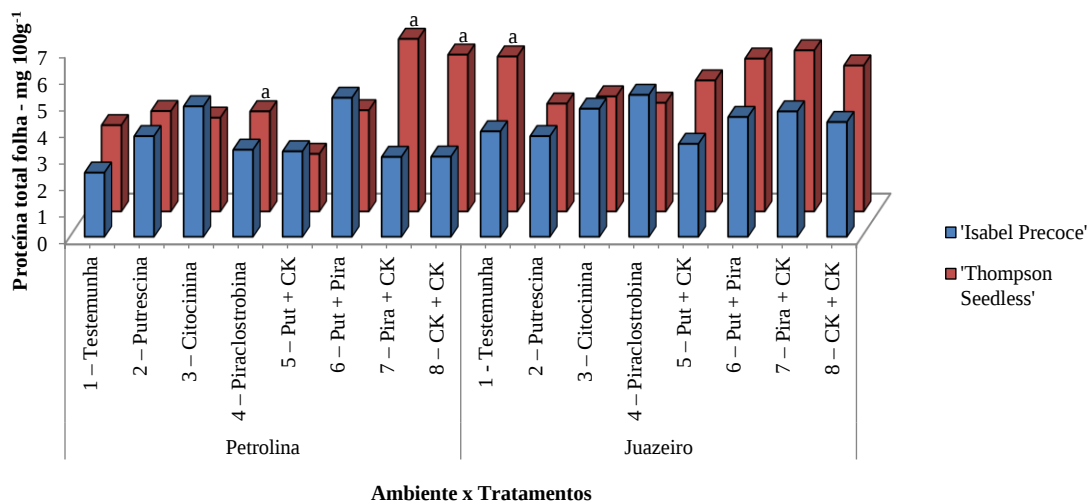


Figura 8. Proteína total (**Folha**) de mudas de videira para interação ambientes x tratamentos x cultivares (Petrolina, PE e Juazeiro, BA) 'Isabel Precoce' e 'Thompson Seedless' submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

Fazendo uma análise global (Figuras 7, 8 e 9) é possível explicar o comportamento dos cultivares em relação aos ambientes a que foram submetidos, bem como seus tratamentos. Assim, a boa resposta da piraclostrobina (T4) no ambiente de Juazeiro para o cultivar Niagara Rosada (Tabela 17) e no ambiente de Petrolina para o cultivar Thompson Seedless (Figura 8) pode ser explicada devido ao seu modo de ação, que ativa a enzima nitrato-redutase, promove melhor utilização do CO₂ e reduz o gasto de energia da planta, o que resulta em maiores concentrações de carboidratos, por meio da elevação da fotossíntese líquida (KÖEHLE et al., 2002; FAGAN et al., 2010; LIMA et al., 2012).

Em pesquisa realizada com *Triticum aestivum* L. e tratadas com piraclostrobina, os autores obtiveram resposta no aumento da biomassa de 20% em relação ao tratamento controle (água). Além disso, analisaram a absorção de nitrato *in vivo* e concluíram que a mesma fora estimulada pelo fungicida. Sete dias após a aplicação de piraclostrobina, o teor de nitrato na parte aérea da planta tinha diminuído cerca de 10%, o que pode indicar que tinha sido assimilada em metabólitos mais complexos (KÖHLE et al., 2002).

Fagan et al. (2010) em pesquisa realizada com soja concluíram que a piraclostrobina afetou a taxa de assimilação de carbono e de nitrogênio, com aumento de 7 e 8% na massa de mil grãos em relação ao controle (água) e isto refletiu numa maior produtividade de grãos de soja comparando-se com os demais tratamentos.

No caso da resposta positiva dos tratamentos com Pira + CK (T7) para proteína em folha de videiras cultivadas em Petrolina, PE (cultivar Thompson Seedless) observa-se que houve associação benéfica. Isso é de se esperar já que a interferência benéfica da piraclostrobina no metabolismo da planta, resulta em benefícios para a produtividade. Os efeitos fisiológicos desta molécula sobre os diversos níveis são frequentemente mencionados, entre eles, a influência na regulação hormonal, inibição da diminuição da citocinina, retardo da senescência entre outros (Figura 8) (VENÂNCIO et al., 2003; MATYSIAK; ADAMCZEWSKI, 2009).

Ainda no ambiente de Petrolina – PE o tratamento com o CK via foliar + CK via solo (T8) apresentou resultado significativo para ‘Thompson Seedless’ em relação à ‘Isabel Precoce’, quanto ao conteúdo de proteína na folha. Entretanto, o inverso ocorreu para proteína na raiz, na qual o cultivar Isabel Precoce apresentou resultado significativo superior comparando-se com ‘Thompson Seedless’. Para proteína na raiz no ambiente de Juazeiro – BA, o tratamento com CK (T3) mostrou resultado significativo para ‘Isabel Precoce’ (Figuras 8 e 9).

Isso demonstra como esta molécula é influenciada pelo meio, considerando-se fatores relacionados ao ambiente, tais como luz, temperatura e luminosidade. Nyitrai (1997) reforça afirmando que em relação à luz, esta influência pode ocorrer, porque as citocininas tem grande importância no desenvolvimento do aparelho fotossintético, influenciando o desenvolvimento dos cloroplastos, que por sua vez, possuem correlação na recepção da luminosidade.

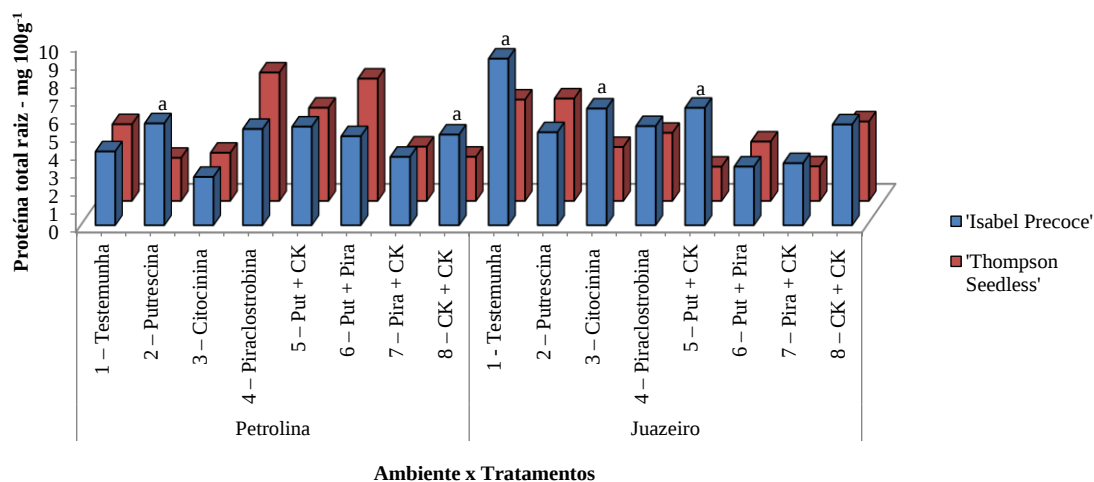


Figura 9. Proteína total (**raiz**) de mudas de videira para a interação ambiente x tratamento x cultivar 'Isabel Precoce' e 'Thompson Seedless', em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos aos seguintes tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

Importante lembrar que as citocininas alteram o espectro da síntese proteica em células vegetais, aumentando a quantidade de polirribossomos e consequentemente, a taxa de síntese de algumas enzimas e proteínas. Como por exemplo, a síntese de proteínas de ligação das clorofilas *a/b* do sistema de antenas do fotossistema II do tilacóide e de proteínas de uma subunidade da enzima ribulose 1,5-disfosfato-carboxilase (PESSARAKLI, 2001; FAGAN et al., 2015).

Para o resultado significativo da proteína na raiz no ambiente de Juazeiro – BA para o tratamento com Put (T2) no cultivar Isabel Precoce (Figura 9) pode estar relacionado ao fato das poliaminas estarem envolvidas nos diferentes aspectos do desenvolvimento da raiz, tais como, crescimento de raízes primárias e adventícias, pois, as PA conjugadas, a exemplo da putrescina, está presente nos sistemas radiculares.

Além disso, a alta flexibilidade do metabolismo das poliaminas, em resposta ao estresse ambiental e a ligação entre a poliamina metabólica e síntese de etileno sugerem fortemente que as poliaminas podem desempenhar papel na plasticidade fenotípica induzida pelo ambiente no desenvolvimento da raiz (COUÉE et al., 2004).

Por exemplo, Palavan-Ünsal (1987) em pesquisa desenvolvida com *Phaseolus vulgaris* observou redução dos níveis de putrescina, espermidina e espermina,

resultante da diminuição na atividade da ADC (arginina descarboxilase), o que reduziu o comprimento das raízes da planta.

Martin-Tanguy e Carre (1993) também observaram que havia inibição no crescimento de raízes adventícias nas micro-estacas de videira, quando da aplicação de DMA (difluorometil arginina). Este envolvimento da via ADC no desenvolvimento radicular foi confirmado pela caracterização de mutantes de *Arabidopsis*, afetadas nos níveis de atividade da ADC (WATSON et al., 1998).

Assim, fica evidente a influência da putrescina no aumento dos teores de proteínas nas raízes das mudas do cultivar Isabel Precoce, tendo em vista a participação da arginina que é um dos aminoácidos de maior concentração presentes nas globulinas que, por sua vez, constituem a maior parte das proteínas de reserva e constituem importante grupo de proteínas presentes nas plantas, em geral, cuja finalidade é prover nitrogênio e aminoácidos para o seu desenvolvimento (BARROS, 2006).

No tratamento com a associação de Put + CK (T5) no ambiente de Juazeiro – BA, para o cultivar Isabel Precoce, obteve-se resultado significativo em relação ao cultivar Thompson Seedless (Figura 9). Os mecanismos de ação realizados por estas moléculas já foram discutidos acima.

No entanto, no caso da putrescina, a justificativa para que essa associação tenha sido positiva, está no fato de que, modificações dos seus níveis endógenos por tratamento com inibidor, por mutação, por manipulação genética ou por tratamento exógeno podem ter efeitos drásticos no desenvolvimento de raízes e subsequente arquitetura da planta. Estes efeitos podem ser relacionados com a participação das poliaminas no controle da divisão celular e diferenciação, o que desempenha papel importante no ápice da raiz e durante a formação de raízes laterais e adventícias. Os mecanismos exatos da ação, ainda, precisam ser elucidadas, mas o acúmulo de evidências em células vegetais e animais apoia a ideia de que, além de efeitos biofísicos nas membranas e ácidos nucleicos, as poliaminas podem interagir com proteínas quinases e fatores de transcrição e estão, portanto, envolvidas em vias de transdução de sinal (COUÉE et al., 2004).

Tabela 18. Resumo da análise de variância (valores de F) para flavonoides em folhas (FF) e raiz (FRz) e Proteína total de folhas (PTF) de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	Flavonoide folha		Flavonoide raiz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	23,009	36224,557 (0,000)	15,140	705,964 (0,000)
Tratamentos	7	1,298	2043,129 (0,271)	2,425	113,054 (0,032)
Amb. x Trat	7	0,886	1394,1312 (0,525)	0,453	21,127 (0,863)
CV (%)		15,70		15,90	

O resumo da análise de variância do cultivar Niagara Rosada em dois ambientes (Tabela 18) para teor deflavonoides (folha e raiz) não apresentou diferenças significativas para as suas interações. Entretanto, ocorreu variação entre as fontes de variação destes caracteres, nas quais, houveram diferenças significativas para ambiente ($p = 0,000$) em FF e FRz e para tratamentos observa-se diferença significativa apenas para FRz ($p = 0,032$). Os resultados de flavonoides em folhas e raiz mostram que o ambiente de Botucatu favoreceu a maior produção desses compostos fenólicos (Tabela 19).

Tabela 19. Média para flavonoides (folhas e raiz) em mudas de videira do cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2- Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	Flavonoides (mg g ⁻¹)	
	Folha	Raiz
Ambiente		
Botucatu	276,477 a	46,273 a
Juazeiro	228,896 b	39,631 b
CV %	15,70	15,90

Médias seguidas por mesma letra na coluna, não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Os tratamentos aos quais as mudas de videira do cultivar Niagara Rosada foram submetidos, apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos T2 - putrescina e T7 - Pira + CK (Tabela 20).

Tabela 20. Média para flavonoides (raiz) em mudas de videira do cultivar Niagara Rosada, em dois ambientes (Botucatu, SP e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água bruta); T2- Putrescina (Put, 2mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu, SP 2013; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Tratamentos	Flavonoides mg g ⁻¹
Testemunha	44,17 ab
Put 2mM	37,77 b
CK 20 mg L ⁻¹	38,26 ab
Piraclostrobina 200 gL ⁻¹	45,77 ab
Put + CK	40,79 ab
Put + Pira	45,8 ab
Pira + CK	48,23 a
CK(foliar)+CK (solo)	42,79 ab

Médias seguidas por mesma letra, não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey (p < 0,05).

Nos ambientes de Juazeiro (BA) e Petrolina (PE) observa-se pelo valor de F para as mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’ os dados de flavonoides na folha (p = 0,000) e raiz (p = 0,014), resultado de interação tripla altamente significativo (p = 0,000) para as os caracteres analisados (Tabela 21). Indicando uma reação diferenciada dos cultivares aos diversos tratamentos nos dois ambientes.

Tabela 21. Resumo da análise de variância (valores de F) para flavonoides (folhas e raiz) de mudas de videira ‘Isabel Precocce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015.

Fontes de variação	GL	Flavonoides Folha		Flavonoides Raiz	
		F	QM (p-valor)	F	QM (p-valor)
Ambiente	1	41,15	32881,644 (0,000)	0,07	2,377 (0,794)
Cultivar	1	1,29	1033,333 (0,000)	0,01	0,247 (0,932)
Tratamentos	7	4,31	3441,121 (0,482)	3,84	133,431 (0,079)
Amb. x Cv.	1	192,6	153894,56 (0,000)	3,13	108,673 (0,000)
Amb. x Trat	7	1,17	937,802 (0,719)	4,42	153,479 (0,000)
Cv. x Trat.	7	3,71	2965,392 (0,000)	1,30	45,456 (0,254)
Amb. x Cv. x Trat.	7	6,59	5268,779 (0,000)	2,66	92,455 (0,014)
CV %			24,17		14,83

Tabela 22. Interação Ambientes x cultivares para flavonoides em folhas em mudas de videira dos cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina (PE); RKF MUDAS. Juazeiro (BA) 2015.

Ambiente	Flavonoides(mg g ⁻¹)			
	Isabel Precoce		Thompson Seedless	
Petrolina	145,88	bB	247,28	aA
Juazeiro	220,91	aA	183,62	bB

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Na interação ambientes x cultivares para flavonoides em folha nas mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’(Tabela 22) observa-se que os cultivares tiveram diferenças significativas entre si e os ambientes em que se desenvolveram.

Para flavonoides em folha de mudas de videira ‘Thompson Seedless’ nos ambientes de Petrolina (PE) e Juazeiro (BA) observa-se diferença para os tratamentos: T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹), T5- Put + CK e T6- Put + Pira, no qual o cultivar Thompson Seedless apresentou resultados significativos em relação aos demais tratamentos e ao cultivar ‘Isabel Precoce’(Figura 10).

Já o inverso ocorreu para o ambiente de Juazeiro, em relação ao cultivar Isabel Precoce que os tratamentos: T1 – água; T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹) e T5- Put + CK apresentaram diferenças em relação ao ‘Thompson Seedless’ (Figura 10).

Este fato pode ser explicado, tendo em vista os vários elementos que podem influenciar na ativação da síntese dos flavonoides, seja por estresse biótico, abiótico ou pela fisiologia específica de cada cultivar. Por exemplo, pesquisadores relatam que teores de flavonoides de uvas brancas diferem de uvas de cor vermelha, além da influência direta do ambiente sobre determinados cultivares e que este é um evento que pode ocorrer tanto em folhas, como em bagas de videira (FLINT et al., 1985; SMITH; HUME, 1987; MATTIVI et al., 2006; MASA et al., 2007). A influência do ambiente foi observada neste trabalho (Tabela 19) em que o mesmo cultivar apresentou diferenças significativas quanto aos teores de flavonoides entre os ambientes de Botucatu (SP) e Juazeiro (BA). Quando analisou-se as mudas de videira ‘Isabel Precoce’, uva de cor vermelha, e ‘Thompson Seedless’, uva de cor branca, também é possível observar diferenças nos teores de flavonoides, associado também ao ambiente em que os cultivares se desenvolveram (Tabela 22 e Figura 10).

Liang et al. (2012) ao estudarem a evolução dos flavonoides em cascas de sete cultivares de uva (*Vitis vinifera* L.), três brancas, uma rosada e três vermelhas, durante o amadurecimento em duas safras, concluíram que a síntese de flavonoides em uvas rosadas são semelhantes aos de cultivares de coloração branca. É a falta de expressão da enzima flavonoide 3',5'-hidroxilase em uvas brancas que restringe a presença de compostos como a quercetina, caempferol e derivados isorametina, ao passo que as uvas vermelhas contêm geralmente derivados da siringetina, miricetina e laricitrina (FLAMINI et al., 2013).

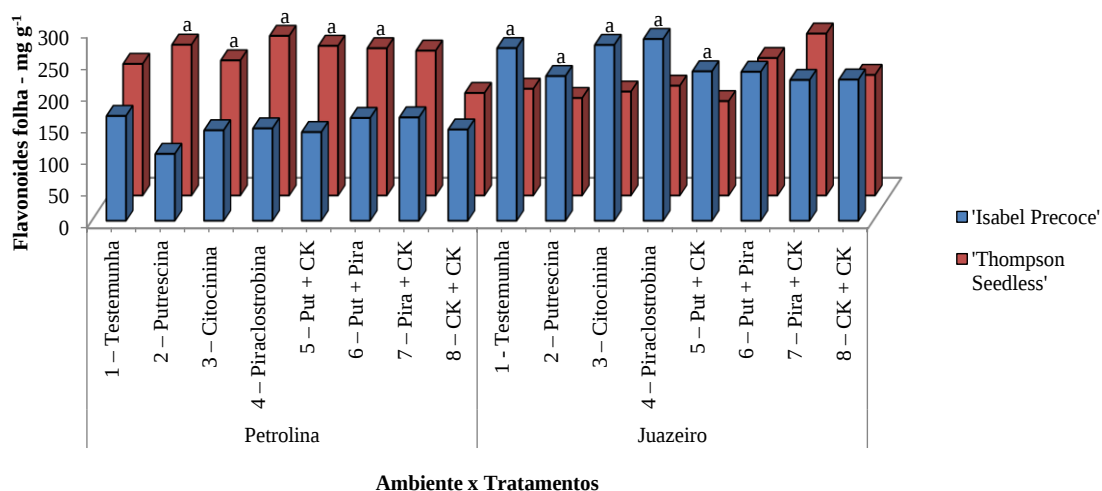


Figura 10. Interação para flavonoides (folhas) de mudas de videira 'Isabel Precoce' e 'Thompson Seedless', em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 - Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mud. Juazeiro, BA, 2015. As letras que representam o teste de médias no gráfico referem-se apenas aos tratamentos que diferiram significativamente em relação aos demais.

Pesquisa com folhas de dez cultivares de videiras (quatro vermelhas e seis brancas) foi realizada com o objetivo de determinar a atividade antioxidante e composição fitoquímica para selecionar variedades a serem utilizadas como ingredientes alimentares. Neste estudo, as folhas de videiras brancas revelaram maior potencial antioxidante. Por exemplo, Malvasia Fina (cultivar de coloração branca) apresentou conteúdo de flavonoides de 104 mg de quercetina g⁻¹ de extrato, em relação ao 'Touriga Franca' (uva de cor vermelha), no qual o conteúdo foi de 88 mg de quercetina g⁻¹ de extrato (LIMA et al., 2016).

Nos casos da influência clara do agroquímico utilizado, bem como os reguladores vegetais (Tabela 20, Figuras 9 e 10) nas mudas de videiras e o uso de

ativadores da síntese de flavonoides em planta, Flamini et al.(2013) afirmam que serão necessários mais estudos para compreender os mecanismos deste tipo de influência.

Para flavonoides em raiz não houveram diferenças significativas para a maioria dos tratamentos, nos diferentes ambientes e nem entre os cultivares, exceto para o T5 (Put + CK) no ‘Isabel Precoce’ (Figura 11) no ambiente de Petrolina (PE).

Este resultado está de acordo com a literatura, em que pesquisadores relatam que os flavonoides estão predominantemente localizados nos tecidos externos, geralmente, na forma glicosídica. Nesta forma, uma de suas funções é a de atuar como protetores aos raios de UV, porque absorvem fortemente comprimentos de onda UV-A e UV-B (FLAMINI et al., 2013; LIANG et al., 2012), prevenindo os danos causados por esses comprimentos de luz nas células e, principalmente no aparato fotossintético.

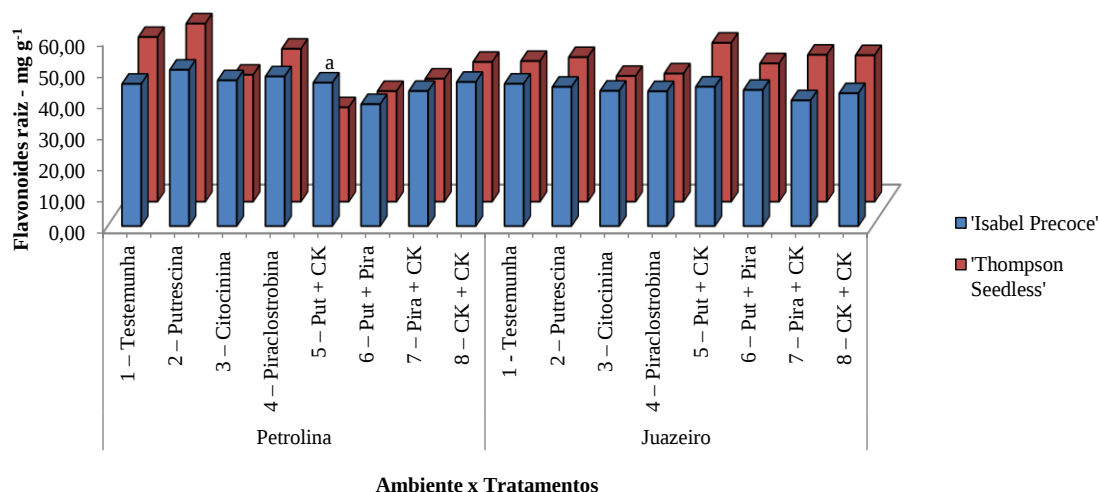


Figura 11. Interação para flavonoides em raiz de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petrolina, PE, 2014; RKF Mudas. Juazeiro, BA, 2015.

As letras que representam o teste de médias no gráfico referem-se apenas aos tratamentos que diferiram significativamente em relação aos demais.

Os dados apresentados na Tabela 23 demonstram que não houve resultado significativo para as fontes de variações analisadas (ambiente, tratamento e tempo) e nem para as interações, bem como não houve ajuste de regressão para a atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) estudadas, nos ambientes de Botucatu (SP) e Juazeiro (BA).

Tabela 23. Análise de variância para a atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) em mudas de videira cultivar Niagara Rosada, tratadas com: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Botucatu (SP), 2013 e RKF mudas. Juazeiro (BA), 2015.

FV	GL	Peroxidase		Polifenoloxidase	
		SQ	QM (p-valor)	SQ	QM (p-valor)
Ambiente (Amb.)	1	0,0005	0,0005 (0,9000)	0,0390	0,0349 (0,4367)
Tratamento (Trat.)	7	0,1802	0,0257 (0,6250)	0,0637	0,0091 (0,9761)
Tempo	5	0,0487	0,0097(0,8940)	0,5750	0,1150(0,1853)
Amb x Trat.	7	0,0162	0,0023(0,9984)	0,0458	0,0065(0,9901)
Trat. x Tempo	35	0,1969	0,0056 (0,9995)	0,1575	0,0045 (1,0000)
Amb. x Trat. x Tempo	35	0,1960	0,0056(0, 9995)	0,1169	0,0033 (1,0000)
Regressão linear	1	0,0065	0,0065 (0,6750)	0,2394	0,2394(0,0780)
Regressãoquadrática	1	0,0180	0,0180 (0,4900)	0,1627	0,1627 (0,1280)
Regressãoocúbica	1	0,0001	0,0001 (0,9700)	0,1207	0,1207 (0,1770)
CV (%)		54,88		52,36	

Já para as mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, os resultados demonstram que houve efeito de ambiente, cultivar, tempo e a interação entre ambientes x cultivares significativos ($p < 0,05$) e ajuste de regressãoquadrática ($p = 0,000$) para a atividade da POD e efeito do ambiente, cultivar, tempo e a interação entre os ambientes e os cultivares e ajuste de regressão nos três níveis, linear, quadrática e cúbica para a atividade da PPO (Tabela 24).

Tabela 24. Análise de variância para a atividade das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) de mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petroliana, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2- Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L⁻¹); T4- Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L⁻¹); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L⁻¹) + via solo (40 mg L⁻¹). UNESP – FCA. Embrapa Semiárido. Petroliana (PE), 2014; RKF Mud. Juazeiro (BA), 2015.

FV	GL	Peroxidase		Polifenoloxidase	
		SQ	QM (p-valor)	SQ	QM (p-valor)
Ambiente (Amb.)	1	0,4460	0,4460 (0,0000)	0,5330	0,5330 (0,0000)
Cultivar (cv)	1	0,0547	0,0547 (0,0017)	2,6269	2,6269 (0,0000)
Tratamento (Trat.)	7	0,0356	0,0050 (0,4482)	0,2228	0,0318 (0,0717)
Tempo	5	0,0658	0,0131 (0,0342)	1,3518	0,2703(0,0000)
Amb. x cv	1	0,0352	0,0352 (0,0108)	3,6371	3,6371(0,0000)
Amb. x Trat.	7	0,0293	0,0041 (0,5816)	0,0219	0,0031(0,9864)
Trat. x Tempo	5	0,1148	0,0032(0,9341)	0,4202	0,0120 (0,8446)
Trat. x cv	7	0,0123	0,0017 (0,9325)	0,0371	0,0053 (0,9408)
Amb. x cv x Trat.	7	0,0123	0,0014 (0,9582)	0,0375	0,0053 (0,9390)
Amb. x cv x Trat. x Tempo	35	0,1088	0,0031(0, 9536)	0,1169	0,0033 (1,0000)
Regressão linear	1	0,0030	0,0030 (0,4650)	0,7280	0, 7280(0,0000)
Regressão quadrática	1	0,0038	0,0038 (0,0080)	0,4320	0,4320 (0,0000)
Regressãoocúbica	1	0,0001	0,0001 (0,6510)	0,1030	0,1030 (0,0140)
CV (%)		36,55		22,49	

GL- graus de liberdade; SQ – Soma dos quadrados; QM -Quadrado médio.

A análise estatística demonstra que os cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless apresentaram atividade da peroxidase maior no ambiente de Petrolina (PE) diferindo significativamente do ambiente de Juazeiro (BA) (Tabela 25). Entretanto, comparando-se os cultivares, observa-se que o cultivar Isabel Precoce, apresentou atividade enzimática, superior ao Thompson Seedless em Petrolina (PE). Ao contrário do que ocorreu no ambiente de Juazeiro (BA), em que em que a atividade enzimática para os dois cultivares foi muito baixa, com valores inferiores a $0,05 \mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ decomposto min}^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ MF}$.

Tabela 25. Interação ambientes x cultivares para a atividade das enzimas: Peroxidase (POD) e Polifenoloxidase (PPO) em mudas de videira cultivares Isabel Precoce e Thompson Seedless, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA). Embrapa Semiárido. Petrolina (PE); RKF MUDAS. Juazeiro (BA) 2015.

Ambiente	Peroxidase ($\mu\text{mol H}_2\text{O}_2 \text{ decomposto min}^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ MF}$)				Polifenoloxidase ($\mu\text{mol catecol trnsf min}^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ MF}$)			
	Isabel Precoce		Thompson Seedless		Isabel Precoce		Thompson Seedless	
Petrolina	0,170	aA	0,109	aB	0,495	aB	0,875	aA
Juazeiro	0,047	bA	0,040	bA	0,536	aA	0,366	bB

Médias seguidas por mesma letra minúscula, na coluna, e por mesma letra maiúscula, na linha, não diferem significativamente entre si pelo teste Tukey ($p < 0,05$).

Na análise da enzima polifenoloxidase observa-se que o cultivar Isabel Precoce teve uma elevada atividade enzimática, tanto quanto o Thompson Seedless nos ambientes de Petrolina (PE) e Juazeiro (BA) (Tabela 25). Mas, as mudas de videira Isabel Precoce não diferiram significativamente entre os ambientes estudados, diferente do que aconteceu ao Thompson Seedless em que, a alta atividade da enzima PPO ($0,875 \mu\text{mol catecol trnsf min}^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ MF}$) foi observada em Petrolina (PE). Com estes resultados foi possível observar que os cultivares apresentaram interação cruzada quanto à atividade da enzima PPO nos dois ambientes (Tabela 25).

Freitas et al. (2008) ao estudarem a atividade enzimática das enzimas POD e PPO nos cultivares de uvas Benitaka e Rubi observaram que não houve diferença estatística para a POD nos dois cultivares estudados, entretanto, a PPO apresentou elevada atividade no cultivar Rubi. Os autores, justificaram apenas que as alterações nos teores das enzimas podem ocorrer durante o armazenamento de uvas e podem estar associadas à senescência dos tecidos.

Whitaker (1972) e Tolbert (1973) relatam que boa parte da atividade enzimática da PPO em folhas verdes está associada aos cloroplastos e

Vámos-Vigyázó e Haard (1981) complementam afirmando que a atividade da PPO difere nos vegetais de acordo com a espécie ou cultivar e, que além disso, a sua localização na célula depende da espécie, idade e maturidade do vegetal. Isto está de acordo com os dados deste trabalho (Tabela 25), em que houve esta variação, podendo-se atribuir essas diferenças aos cultivares analisados (Isabel Precoce e Thompson Seedless).

Outro aspecto que deve-se levar em consideração e que auxilia na compreensão da interação cruzada entre as mudas de videira 'Isabel Precoce' e 'Thompson Seedless' (Tabela 25) e poderá estar de acordo com a afirmação de Vámos-Vigyázó (1981) em que a variação da atividade enzimática da PPO está associada às diferenças entre cultivares é relacionar os dados do trabalho (Tabela 25) aos resultados dos teores de flavonoides (Tabela 22 e Figura 10). 'Isabel Precoce' apresenta teores de flavonoides inferiores aos do cultivar Thompson Seedless no ambiente de Petrolina (PE) e o contrário ocorre no ambiente de Juazeiro (BA), em que Isabel Precoce apresenta teores de flavonoides superiores aos do 'Thompson Seedless', diferindo significativamente entre si e nos diferentes ambientes.

Ainda assim, a alta atividade da PDO pode ser considerada como aspecto negativo, pois altos níveis de peróxido de hidrogênio podem ocasionar dano à célula e desencadear reação em cadeia que se inicia pelo fechamento dos estômatos, diminuindo a atividade fotossintética da planta e, conseqüentemente, comprometimento no crescimento vegetal (NAYYAR; GUPTA, 2006). Além disso, o aumento da concentração de peróxido de hidrogênio na planta pode inibir a fixação de CO₂ (gás carbônico), visto que muitas enzimas envolvidas no ciclo de Calvin são muito sensíveis ao H₂O₂ e estas atuam na permeabilidade da membrana, provocando danos ao DNA e às proteínas, conseqüentemente, baixa atividade fotossintética e inibição do desenvolvimento vegetal (SCANDALIOS et al., 2000).

Em contrapartida, as peroxidases promovem proteção antioxidativa. Pois, estão intimamente relacionadas com os mecanismos de defesa da planta em relação aos patógenos, aos diversos estresses abióticos (luz, temperatura, excesso ou escassez de água, entre outros) e estão envolvidas em diversas reações celulares, entre elas lignificação, cicatrização de ferimentos e alongamento celular (LEE et al., 2001; HSU; KAO, 2003).

Já as PPO, responsáveis por catalisarem reações de oxidação utilizando o peróxido de hidrogênio como aceptor de elétrons, atuam em vários processos

metabólicos, entre eles, também nas respostas de estresse. Esta atividade pode ser inibida ou elevada em algumas plantas, com envolvimento nos mecanismos de defesa ou na senescência, controle dos níveis de oxigênio no cloroplasto e síntese de compostos fenólicos (MAYER, 1987; LEE et al., 2001; HSU; KAO, 2003).

A sua elevada atividade também pode ser uma resposta negativa, tendo em vista a sua influência no funcionamento do fotossistema II, em virtude da oxidação das quinonas reduzidas formadas no fotossistema I. Assim, pode-se afirmar que apesar dessa enzima ter importante função nos mecanismos de defesa da planta, em contrapartida, elevadas concentrações, podem promover estresse fisiológico na planta e desencadear reação em cadeia, o que leva ao dano no aparelho fotossintético e, conseqüentemente, comprometimento do desenvolvimento vegetativo (MAYER; HAREL, 1991; NAYYAR; GUPTA, 2006).

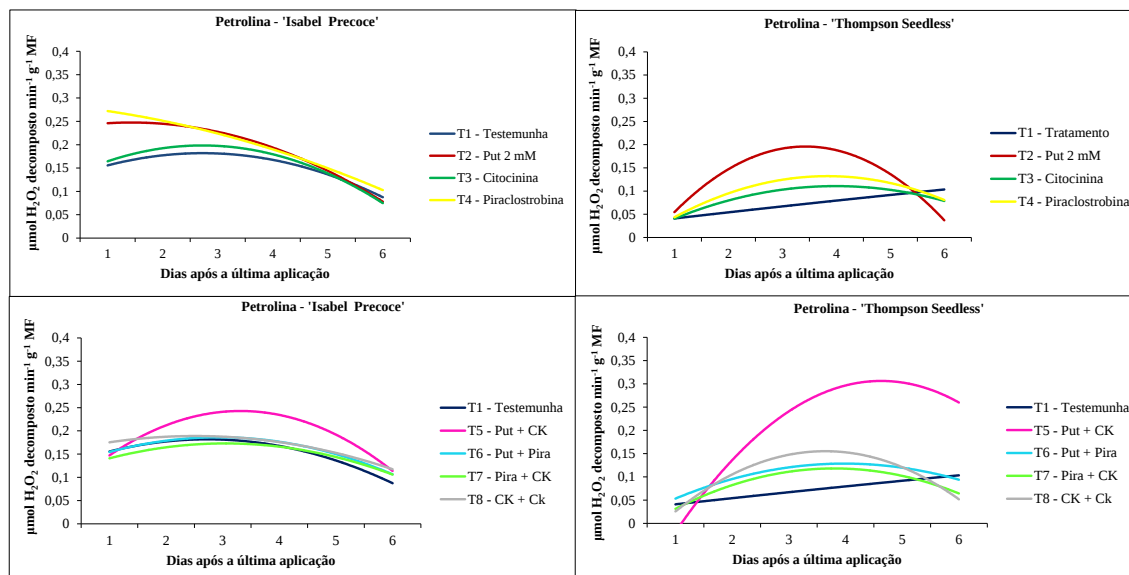


Figura 12 – Atividade da enzima Peroxidase ($\mu\text{mol H}_2\text{O}_2$ decomposto $\text{min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidas a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L^{-1}); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L^{-1}); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L^{-1}) + via solo (40 mg L^{-1}) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. Embrapa Semiárido. Petrolina (PE), 2014.

Equações e valores de R^2 (Petrolina - ‘Isabel Precoce’):

$$\text{T1 (y} = -0,0088x^2 + 0,048x + 0,1164, R^2 = 0,5315);$$

$$\text{T2 (y} = -0,0081x^2 + 0,0232x + 0,2309, R^2 = 0,304);$$

$$\text{T3 (y} = -0,0115x^2 + 0,0624x + 0,1135, R^2 = 0,4542);$$

$$\text{T4 (y} = -0,0033x^2 - 0,011x + 0,2863, R^2 = 0,6461);$$

$$\text{T5 (y} = -0,0179x^2 + 0,1184x + 0,0467, R^2 = 0,2789);$$

$$\text{T6 (y} = -0,0085x^2 + 0,0497x + 0,1134, R^2 = 0,4359);$$

$$\text{T7 (y} = -0,0077x^2 + 0,0467x + 0,102, R^2 = 0,3797);$$

$$\text{T8 (y} = -0,0059x^2 + 0,0296x + 0,1517, R^2 = 0,2415).$$

Equações e valores de R^2 (Petrolina - ‘Thompson Seedless’):

$$\text{T1 (y} = -0,0002x^2 + 0,0137x + 0,0274, R^2 = 0,4427);$$

$$\text{T2 (y} = -0,024x^2 + 0,1646x - 0,086, R^2 = 0,2958);$$

T3 ($y = -0,0079x^2 + 0,0628x - 0,0143$, $R^2 = 0,2399$);
 T4 ($y = -0,011x^2 + 0,0844x - 0,0298$, $R^2 = 0,5566$);
 T5 ($y = -0,0247x^2 + 0,2283x - 0,2221$, $R^2 = 0,2948$);
 T6 ($y = -0,0085x^2 + 0,0674x - 0,0056$, $R^2 = 0,5509$);
 T7 ($y = -0,0111x^2 + 0,0842x - 0,0418$, $R^2 = 0,1595$);
 T8 ($y = -0,0186x^2 + 0,1352x - 0,091$, $R^2 = 0,2603$).

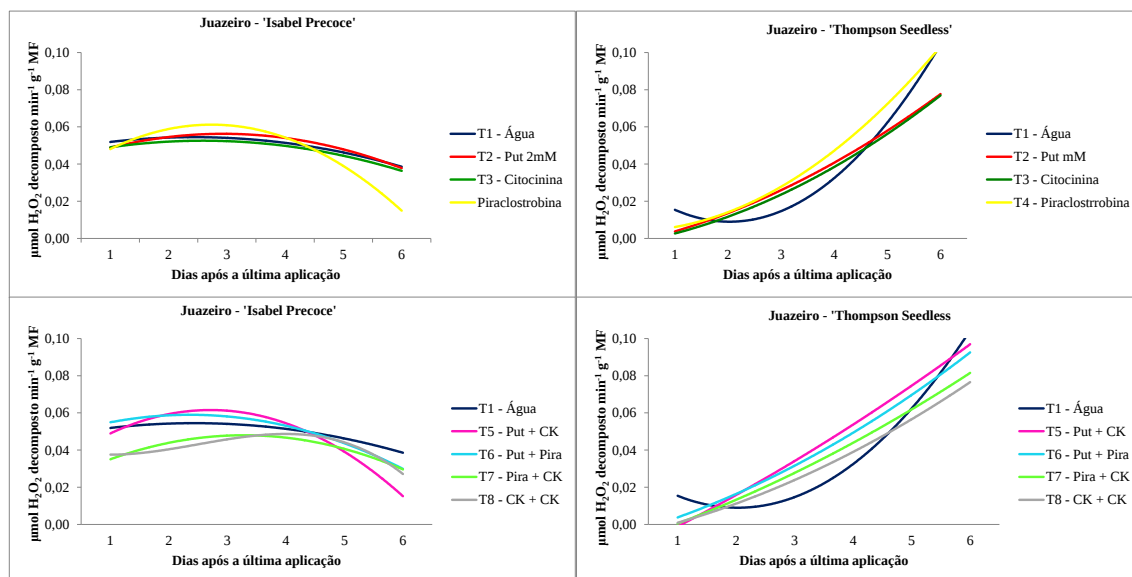


Figura 13 – Atividade da enzima Peroxidase ($\mu\text{mol H}_2\text{O}_2$ decomposto $\text{min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrobrás, PE e Juazeiro, BA), submetidas a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L^{-1}); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L^{-1}); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L^{-1}) + via solo (40 mg L^{-1}) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. RKF Mudas. Juazeiro (BA), 2015.

Equações e valores de R^2 (Juazeiro - ‘Isabel Precoce’):

T1 – ($y = -0,0013x^2 + 0,0061x + 0,0471$, $R^2 = 0,3549$);
 T2 – ($y = -0,002x^2 + 0,0116x + 0,0392$, $R^2 = 0,4592$);
 T3 – ($y = -0,0014x^2 + 0,0072x + 0,0432$, $R^2 = 0,2011$);
 T4 – ($y = -0,0044x^2 + 0,0238x + 0,0286$, $R^2 = 0,8086$);
 T5 – ($y = -0,0043x^2 + 0,0233x + 0,03$, $R^2 = 0,871$);
 T6 – ($y = -0,0022x^2 + 0,0103x + 0,0468$, $R^2 = 0,6223$);
 T7 – ($y = -0,0025x^2 + 0,0163x + 0,0212$, $R^2 = 0,8469$);
 T8 – ($y = -0,0025x^2 + 0,0163x + 0,0212$, $R^2 = 0,8469$).

Equações e valores de R^2 (Juazeiro - ‘Thompson Seedless’):

T1 – ($y = 0,006x^2 - 0,0245x + 0,0339$, $R^2 = 0,9379$);
 T2 – ($y = 0,0012x^2 + 0,0062x - 0,0037$, $R^2 = 0,8424$);
 T3 – ($y = 0,0015x^2 + 0,0046x - 0,0034$, $R^2 = 0,8495$);
 T4 – ($y = 0,0029x^2 - 0,0006x + 0,0038$, $R^2 = 0,8877$);
 T5 – ($y = 0,0007x^2 + 0,0149x - 0,0167$, $R^2 = 0,8766$);
 T6 – ($y = 0,0013x^2 + 0,0088x - 0,0063$, $R^2 = 0,9152$);
 T7 – ($y = 0,0009x^2 + 0,0102x - 0,0105$, $R^2 = 0,7942$);
 T8 – ($y = 0,0012x^2 + 0,0066x - 0,0069$, $R^2 = 0,8919$).

Na análise de regressão para a atividade da POD houve ajuste de regressão quadrática com $p = 0,0080$ (Figura 12).

No geral, observa-se que a atividade enzimática para a maioria dos tratamentos apresentaram o mesmo comportamento ao longo do tempo. No ambiente de

Petrolina (PE), o cultivar Isabel Precoce apresentou elevada atividade no tratamento com putrescina (T2) e piraclostrobina (T4), um dia após a última aplicação, com decréscimo ao longo do período de avaliação. A associação de Put + CK (T5) apresentou pico de atividade no terceiro e quarto dia, após a última aplicação, mas no sexto dia demonstrou atividade similar aos demais tratamentos (Figura 12).

As mudas de videira ‘Thompson Seedless’ demonstraram resultados diferenciados em relação ao ‘Isabel Precoce’ no comportamento da POD com aumento da atividade enzimática para o T2, entre três e cinco dias após a última aplicação - DAP e T5, entre quatro e seis dias DAP. Os demais tratamentos resultaram em atividades muito próximas, não apresentando diferenças entre si (Figura 13).

No caso da Putrescina (T2) e associação entre Put + CK (T5), possivelmente, o elemento chave para que houvesse o pico da atividade enzimática foi a Put, já que para esta diamina, no desenvolvimento vegetal, o ambiente tem influência direta em seus níveis, podendo estas, aumentar ou reduzir suas concentrações em função de agentes estressantes (bióticos ou abióticos), que por sua vez, exercem efeito sobre os mecanismos antioxidantes (COUÉE et al., 2004; RESENDE et al., 2003).

A Put pode ser transformada em espermidina e degradada sucessivamente pela poliamina oxidase ou diretamente degradada pela diamina oxidase, resultando na produção de peróxido de hidrogênio. Para que a conversão de Put em Spd aconteça e esta em Spm, reações envolvendo transferases, descarboxilases e sintetases acontecem de forma paralela. A metionina é convertida em S-adenosil metionina (SAM) em S-adenosil metionina descarboxilada (SAMDC), que por sua vez, fornece um grupo propilamina à Put formando a Spd, via espermina sintase e o mesmo grupo à Spd, que forma a Spm pela espermina sintase (GLÓRIA, 2005).

No tratamento com piraclostrobina (T4) o resultado justifica-se devido o papel que esta molécula pode desenvolver em relação ao sistema antioxidativo nas plantas, resultando em ação positiva nos mecanismos contra o estresse vegetal.

Na análise de regressão da enzima polifenoloxidase as mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ apresentaram elevada atividade. Variações ocorreram apenas ao longo dos seis dias em que foram realizadas as coletas das folhas nas mudas de videira com picos diferenciados entre os cultivares (Figuras 14 e 15).

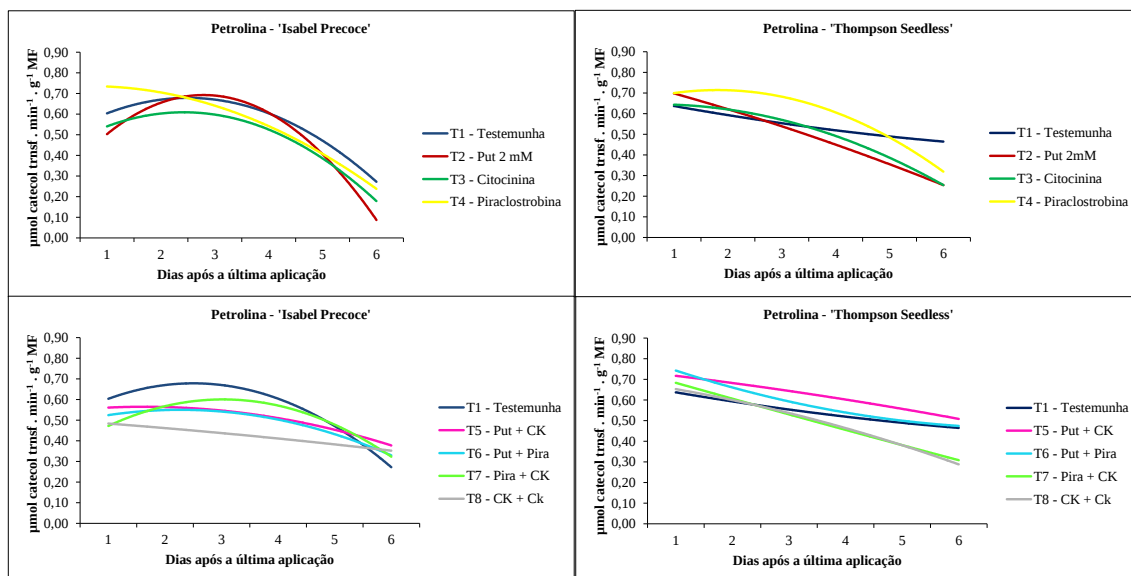


Figura 14 – Atividade da enzima Polifenoloxidase ($\mu\text{mol catecol transf min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L^{-1}); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L^{-1}); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L^{-1}) + via solo (40 mg L^{-1}) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. Embrapa Semiárido. Petrolina (PE), 2014.

Equações e valores de R^2 (Petrolina - ‘Isabel Precoce’):

$$T1 (y = -0,0332x^2 + 0,1663x + 0,4703, R^2 = 0,5232);$$

$$T2 (y = -0,0589x^2 + 0,3288x + 0,2331, R^2 = 0,6051);$$

$$T3 (y = -0,0336x^2 + 0,1631x + 0,4111, R^2 = 0,6063);$$

$$T4 (y = -0,0176x^2 + 0,024x + 0,7272, R^2 = 0,803);$$

$$T5 (y = -0,0098x^2 + 0,032x + 0,5387, R^2 = 0,205);$$

$$T6 (y = -0,0159x^2 + 0,0721x + 0,4682, R^2 = 0,341);$$

$$T7 (y = -0,0314x^2 + 0,1897x + 0,3135, R^2 = 0,5014);$$

$$T8 (y = -0,0011x^2 - 0,0188x + 0,5033, R^2 = 0,3411).$$

Equações e valores de R^2 (Petrolina – ‘Thompson Seedless’):

$$T1 (y = 0,0024x^2 - 0,0512x + 0,6858, R^2 = 0,3444);$$

$$T2 (y = -0,0031x^2 - 0,0673x + 0,7684, R^2 = 0,7136);$$

$$T3 (y = -0,078x + 0,7671, R^2 = 0,5962);$$

$$T4 (y = -0,0762x + 0,8508, R^2 = 0,6339);$$

$$T5 (y = -0,0017x^2 + 0,0298x + 0,7486, R^2 = 0,497);$$

$$T6 (y = 0,0071x^2 - 0,1031x + 0,8385, R^2 = 0,5197);$$

$$T7 (y = 0,0005x^2 - 0,0785x + 0,7611, R^2 = 0,9381);$$

$$T8 (y = -0,005x^2 - 0,038x + 0,6954, R^2 = 0,6347).$$

Entretanto, no sexto dia após a última aplicação dos tratamentos que as mudas foram submetidas para os dois cultivares, em todos os tratamentos houve significativa redução da atividade enzimática (Figura 14), diferente do que aconteceu com o ambiente de Juazeiro (BA) onde a PPO teve comportamento estável ao longo do período de avaliação (Figura 15).

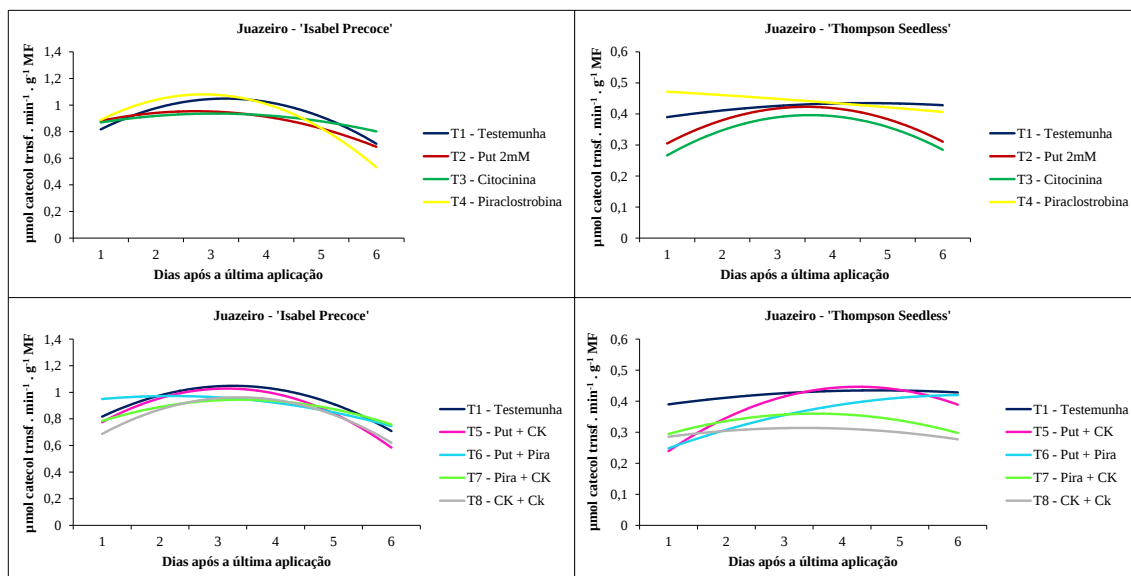


Figura 15 – Atividade da enzima Polifenoloxidase ($\mu\text{mol catecol trnsf. min}^{-1} \text{g}^{-1} \text{MF}$) em mudas de videira ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’, em dois ambientes (Petrolina, PE e Juazeiro, BA), submetidos a oito tratamentos: T1- Testemunha (água); T2– Putrescina (Put, 2 mM); T3 – Citocinina (CK, 6-BA 20 mg L^{-1}); T4– Piraclostrobina (Pira, 200 g 100 L^{-1}); T5- Put + CK; T6- Put + Pira; T7- Pira + CK; T8- CK via foliar (20 mg L^{-1}) + via solo (40 mg L^{-1}) em folhas coletadas aos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 dias após a última aplicação dos tratamentos. RKF Mudas. Juazeiro (BA), 2015.

Equações e valores de R^2 (Juazeiro – ‘Isabel Precoce’):

T1 ($y = -0,0453x^2 + 0,2951x + 0,5673$, $R^2 = 0,5285$);

T2 ($y = -0,0248x^2 + 0,1344x + 0,7713$, $R^2 = 0,8527$);

T3 ($y = -0,0156x^2 + 0,0958x + 0,789$, $R^2 = 0,32$);

T4 ($y = -0,0556x^2 + 0,3179x + 0,6257$, $R^2 = 0,9205$);

T5 ($y = -0,0547x^2 + 0,3447x + 0,4851$, $R^2 = 0,894$);

T6 ($y = -0,0157x^2 + 0,0689x + 0,8963$, $R^2 = 0,8538$);

T7 ($y = -0,0277x^2 + 0,1884x + 0,6239$, $R^2 = 0,5651$);

T8 ($y = -0,0491x^2 + 0,3309x + 0,4055$, $R^2 = 0,8613$).

Equações e valores de R^2 (Juazeiro – ‘Thompson Seedless’):

T1 ($y = -0,0035x^2 + 0,0319x + 0,3612$, $R^2 = 0,1137$);

T2 ($y = -0,0184x^2 + 0,1302x + 0,1931$, $R^2 = 0,4597$);

T3 ($y = -0,0193x^2 + 0,1387x + 0,1471$, $R^2 = 0,7777$);

T4 ($y = -0,0005x^2 - 0,0095x + 0,4817$, $R^2 = 0,0874$);

T5 ($y = -0,0193x^2 + 0,1652x + 0,0931$, $R^2 = 0,6684$);

T6 ($y = -0,0064x^2 + 0,0789x + 0,1756$, $R^2 = 0,6755$);

T7 ($y = -0,0102x^2 + 0,0723x + 0,2321$, $R^2 = 0,1928$);

T8 ($y = -0,0052x^2 + 0,0346x + 0,2559$, $R^2 = 0,4538$).

Este fato pode estar associado à atividade da peroxidase no ambiente de Petrolina (Figura 12) em que houveram diferenças significativas em relação ao ambiente de Juazeiro, que apresentou baixa atividade nos seis dias após a última aplicação dos tratamentos (Figura 13), já que tanto a peroxidase, como a polifenoloxidase estão relacionadas ao crescimento e formação dos tecidos vegetais, estando presente na parede das células, contribuindo para a rigidez da parede e auxiliando na resistência causada por estresses de ordem química, danos físicos ou ambientais (DE KLERK, 1996; KANMEGNE; OMOKOLO, 2003).

7 CONSIDERAÇÕES GERAIS

A propagação de plantas em geral, não é tarefa simples, em especial, a propagação de videiras e, mais ainda, quando deseja-se estudar o desempenho de cultivares em ambientes distintos e submetê-los à variados produtos químicos, pois, todos esses elementos tendem a interagir e influenciar na fisiologia das plantas, levando-as a comportamentos distintos entre e dentro dos tratamentos, o que pode acarretar em comportamento heterogêneo, fato este, observado ao longo do desenvolvimento do trabalho.

Mudas de videira de mesma idade e, aproximadamente, mesmo tamanho foram selecionadas desde o primeiro experimento conduzido no município de Botucatu (SP) até o último experimento, conduzido no município de Juazeiro (BA). Ainda assim, foi observado crescimento heterogêneo das mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’.

Observou-se ao longo do trabalho que os tratamentos aplicados, apresentaram respostas fisiológicas variadas, desde o desempenho dos caracteres morfológicos aos de caracteres bioquímicos como proteína total, flavonoides e as enzimas peroxidase e polifenoloxidase. E, que no geral, os produtos (putrescina, citocinina e piraclostrobina) aplicados isoladamente ou suas associações apresentaram respostas positivas, podendo-se concluir que todos os produtos têm aplicabilidade viável no desenvolvimento de mudas de videira. Contudo, por esses resultados compreende-se que o objetivo da propagação e o momento em que o produto deverá ser aplicado é um ponto a ser levado em consideração, embora, este aspecto ainda necessite ser melhor investigado, devido as características intrínsecas de cada cultivar.

Observou-se algumas respostas dos cultivares estudados há alguns tratamentos que mostraram interação cruzada ou complexa e, assim, o que aconteceu em um ambiente, não se repetiu no outro.

O mesmo aconteceu para aos cultivares, entretanto, vale ressaltar que muitos resultados de interação não foram significativos, o que também não é um aspecto negativo, ao contrário, os produtos aplicados nos ambientes de Botucatu (SP), Petrolina (PE) e Juazeiro (BA), poderão ser aplicados nas mudas de ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’ sem que haja alterações significativas nas respostas fisiológicas.

Para o futuro, serão necessários mais estudos com o mesmo enfoque, levando-se em consideração um maior número de ambientes, cultivares e, além disso, acompanhar o desenvolvimento vegetativo dos cultivares até o período de produção, para que sejam analisados outros caracteres e, assim, avançar na investigação levando-se em consideração os mecanismos que poderão ou não influenciar nas interações genótipos x ambientes.

8 CONCLUSÕES

Pelos resultados obtidos e nas condições dos experimentos pode-se concluir que:

Houveram interações entre ambientes x cultivares, ambientes x tratamentos e ambientes x cultivares x tratamentos, porém, as interações entre ambientes, não foram de grande magnitude, com exceção para massa fresca foliar (Petrolina, PE e Juazeiro, BA).

Os reguladores vegetais (Citocinina e Putrescina) e o fungicida (piraclostrobina) promoveram respostas fisiológicas positivas nas mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’.

Numa análise geral, os tratamentos que repetiram resultados significativos nas respostas fisiológicas foram putrescina; citocinina e a associação de Put + CK que podem ser utilizados como ferramenta de auxílio para o desenvolvimento de mudas de videira ‘Niagara Rosada’, ‘Isabel Precoce’ e ‘Thompson Seedless’.

9REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL. Uva. In: **Anuário da agricultura brasileira**. São Paulo - SP: Informa economics - FNPSouth America, 2015. p. 409–444

AGROFIT–**Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/>> ACESSO em: 05 janeiro 2013.

AOAC. Official Methods of Analysis. Arlington, VA: **Association of Official Analytical Chemists**. 1995

ALLARD, R. W.; BRADSHAW, A. D. Implications of Genotype-Environmental Interactions in Applied Plant Breeding1. **Crop Science**, v. 4, n. 5, p. 503, 1964.

ALCÂNTARA, C. R.; FERREIRA, D. V. R; SILVA, G. J. F.; ALMEIDA, H. A. Aquecimento Global ou Variabilidade Climática.**Geografia física**, v. 3, p. 572–585, 2012.

ALCÁZAR, R., et al. Polyamines: molecules with regulatory functions in plant abiotic stress tolerance. **Planta**.231, p. 1237–1249, 2010.

ALMEIDA, G. D.; ZUCOLOTO, M.; ZETUM, M. C.; COELHO, I.; SOBREIR, F.M. Estresse oxidativo em células vegetais mediante aleloquímicos. **Revista Facultad Nacional de Agronomía**. Medellín - Colombia. v 1, 4237-4247. 2008.

AMMERMAN, E.et al. In: **BCPC Conference, Pests & Diseases**, p. 541 – 548, 2000.

ARTECA, R.N. **Plant growth substances principles and applications**. New York: Champman & Hall, 1995. 332 p.

AWAD, A.M.; JAGER, A. de; WESTING, L.M. van. Flavonoid and chlorogenic acid levels in apple fruit: characterization of variation. **Scientia Horticulturae**, v.83, p.249-263, 2000.

AZCON-BIETO, J.; OSMOND, C. B. Relationship between Photosynthesis and Respiration: The Effect of Carbohydrate Status on the Rate of CO₂ Production by Respiration in Darkened and Illuminated Wheat Leaves. **Plant Physiology**, v. 71, n. 3, p. 574–581, 1 mar. 1983.

AZUMA, A. et al. Flavonoid biosynthesis-related genes in grape skin are differentially regulated by temperature and light conditions. *Planta*, v. 236, n. 4, p. 1067–1080, 9 out. 2012.

BARDÓCZ, S. Polyamines in food and their consequences for food quality and human health. **Trends in Food Science and Technology**, v. 6, p. 341-346, 1995.

BARDÓCZ, S. et al. Polyamines in food – implications for growth and health. **Journal of Nutritional Biochemistry**, v. 4, p. 66-71, 1993.

BARROS, J. G. A. Características bioquímicas de qualidade em soja: interação genótipo x ambiente, estimativa de correlação e medida de similaridade entre ambientes. [s.l.] Universidade Federal de Viçosa, 2006.

BARTLETT, D. W. et al. Review The strobilurin fungicides. **Pest Management Science**, v. 58, p. 649–662, 2002.

BASF. F500: o fungicida Premium. **Boletim técnico BASF**. São Bernardo do Campo, 2005. 35 p.

BERNARD, S. M.; HABASH, D. Z. The importance of cytosolic glutamine synthetase in nitrogen assimilation and recycling. *New Phytologist*, v. 182, n. 3, p. 608–620, maio 2009.

BLANK, A. F.; SILVA, T. B.; MATOS, M. L.; FILHO, J. L. S. C.; SILVA-MANN, R. Parâmetros genotípicos, fenotípicos e ambientais para caracteres morfológicos e agrônômicos em abóbora. **Horticultura Brasileira**, v. 31, p. 106–111, 2013.

BOLIANI, A. C. Um pouco da história da videira. **Toda fruta**. 2005. Disponível em: http://www.todafruta.com.br/todafruta/mostra_conteudo.asp. Acesso em 4 de maio de 2009.

BOLLMARK, M.; ELIASSON, L. Ethylene accelerates the breakdown of cytokinins and thereby stimulates rooting in Norway spruce hypocotyl cuttings. **Physiologia Plantarum**, v. 80, n. 4, p. 534–540, dez. 1990.

BORÉM, A; MIRANDA, G. V. **Melhoramento de plantas**. 6º Ed., Viçosa, MG: UFV, 2013, 523 p.

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

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

BRADSHAW, A.D. Evolutionary significance of phenotypic plasticity in plants. **Advances in Genetics**, v.13, p.115-155, 1965.

BROCH, D L; FERNANDES, C. H. Adubação nitrogenada da soja. Fundação MS e SN – Centro de Pesquisa e Promoção de Pesquisa de Sulfato de Amônio Limitado. 9 p. 2000

CAMARGO, U. A. **‘Isabel Precoce’**: Alternativa para a Vitivinicultura Brasileira. Comunicado técnico. Embrapa Uva e Vinho, n. 54, 6 p., Bento Gonçalves, RS, 2004.

CAMARGO, U. A. Cultivares para a viticultura tropical no Brasil. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.19, n.194, p.15-19, 1998.

CAMARGO, U. A. Melhoramento genético da videira. In: LEÃO, P. C. S.; SOARES, J. M. **A viticultura no semiárido brasileiro**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2000. 366 p.

CAMARGO, U. A. **Uvas de Mesa e Produção**. Embrapa Semiárido. Informação Tecnológica. Embrapa: Brasília, DF. 128 p., 2001.

COLLETO, L. S.; MARTINS, C. R.; GOULART, M. Micropropagação de porta-enxerto de videira Paulsen 1103 “in vitro”, com diferentes concentrações de citocinina. **Revista da FZVA**, v.15, n.1, p. 102-108, Uruguaiana, 2008.

CORDEAU, J. **Création d’unvignoble. Greffage de lavigne et porte-greffes**. Elimination des maladies à virus. Bordeaux: Féret, 1998. 182p.

COUÉE, I. et al. Involvement of polyamines in root development. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v.76, n.1, p.1-10, 2004.

CUNHA, A. R.; MARTINS, D. Classificação climática para os municípios de Botucatu e São Manuel, SP. **Irriga**, Botucatu, v. 14, n. 1, p. 1-11, 2009. <http://200.145.140.50/ojs1/viewarticle.php?id=396&layout=abstract>

DAVIES, P. J. **Plant hormones and their role in plant growth and development**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1968. 681 p.

DAVIES, P.J. The role of hormones in plant development. 1987. In: HOPKINS, W.G. **Introduction to plant physiology**. New York: John Wiley & Sons, INC. 1995, p.285-309.

DE KLERK, G. Markers of adventitious root formation. *Agronomie, EDP Sciences*, v. 16, n. 10, p. 609–616, 1996.

DIAS, J. P. T.; FILHO, J. D.; ONO, E. O. Citocinina no crescimento e desenvolvimento vegetativo de mudas por estacas de raízes de amoreira-preta. **Cascável**, v.3, n.2, p.58-64, 2010.

FAGAN, E. et al. Fisiologia da fixação biológica do nitrogênio em soja - Revisão. **Revista da FZVA**, v. 14, n. 1, p. 89–106, 2007.

FAGAN, E B; NETO, D D; RAFAEL, V; FRANCO, R B; YEDA, M P; MASSIGNAM, L F; OLIVEIRA, R O; MARTINS, K. V. Efeito da aplicação de piraclostrobinana taxa fotossintética, respiração, atividade da enzima nitrato redutase e produtividade de grãos de soja. **Bragantia**, v.69, n.4, pp. 771-777, 2010

FAGAN, E B; ONO, E O; RODRIGUES, J D; JÚNIOR, A C; NETO, D. D. **Fisiologia vegetal: Reguladores vegetais**. 1. ed. São Paulo: Andrei Editora, 2015.

FELDBERG, N. P.; REGINA, M. de A.; DIAS, M.S.C. Desempenho agrônomo das videiras 'Crimson Seedless' e 'Superior Seedless' no Norte de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, p.777-783, 2007.

FERREIRA, Daniel Furtado. Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons. *Ciênc. agrotec.* [online]. 2014, vol.38, n.2 [citado 2015-10-17], pp. 109-112. Disponível em: ISSN 1413-7054. <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542014000200001>.

FERREIRA, F. T. **Produção de videira pelos sistemas hidropônico e convencional**. Dissertação apresentada a UFLA (mestre em Agronomia). 2010, 69 p., UFLA, Lavras, MG. 2013.

FIGUEIREDO-GONZÁLEZ, M. et al. Pattern recognition of three *Vitis vinifera* L. red grapes varieties based on anthocyanin and flavonol profiles, with correlations between their biosynthesis pathways. **Food Chemistry**, v. 130, n. 1, p. 9–19, 2012.

FILTER, M.; FREITAS, E. M. DE; PÉRICO, E. Influência de diferentes concentrações dos fitorreguladores ácido 6-benzilaminopurina e ácido naftalenoacético na propagação vegetativa de *Malva sylvestris* L., **Rev. Bras. Pl. Med.**, v.16, n.1, p.47-53, Campinas, 2014.

FITCH, A. Upon the noxious and other insects of the state of New-York. **Transactions of the New York State Agricultural Society**, 14, 705–880, 1855.

FLAMINI, R. et al. Advanced Knowledge of Three Important Classes of Grape Phenolics: Anthocyanins, Stilbenes and Flavonols. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 14, n. 10, p. 19651–19669, 27 set. 2013.

FLINT, S. D.; JORDAN, P. W.; CALDWELL, M. M. Plant protective response to enhanced uv-b radiation under field conditions: leaf optical properties and photosynthesis. **Photochemistry and Photobiology**, v. 41, n. 1, p. 95–99, jan. 1985.

FOYER, C.H.; NOCTOR, G. Oxygen processing in photosynthesis: regulation and signalling. **New Phytologist**, v. 146, p. 359-388, 2000.

FRAGA, A.C. Dormência de sementes. **Informe Agropecuário**, v. 8, n. 91, p. 62-64, Belo Horizonte, 1982.

FRANCISCO, A. A. et al. Reguladores vegetais e teores endógenos de poliaminas durante o desenvolvimento de taro cultivado *in vitro*. **Ciência Rural**, v.38, n.5, 1251-1257, Santa Maria, 2008.

FREITAS et al. Atividades das enzimas peroxidase (POD) e polifenoloxidase (PPO) nas uvas das cultivares benitaka e rubi e em seus sucos e geléia. **Ciênc. Tecnol. Aliment**, v. 28, n. 1, p. 172–177, 2008.

GALLO, L A; BASSO, L. C. Metabolismos do nitrogênio - ciclo do nitrogênio. Disponível em: <<http://docentes.esalq.usp.br/luagallos/nitrogenio.htm>>. 2013. Acesso em: 19 jul. 2016.

GAVAZZONI, E. C. **Implantação de Pomar de Uva das Cultivares Chardonnay, PinotNoir, Riesling Itálico e Merlot em Pedras Altas, RS.** UPIS – Faculdades integradas. BoletimTécnico. Planaltina – DF,2007, 92 p.

GERHARD, M.; HABERMEYER, J.; ZINKERNAGEL, V., 1999: **The impact of strobilurins on plant vitality on winter wheat under field conditions.** Modern fungicides and antifungal compounds II 12th International Reinhardtsbrunn Symposium, Friedrichroda, Thuringia, Germany, 24th-29th May, 1998, p. 197-208

GLÓRIA M.B.A. Bioactiveamines. In: Hui, Y.H. **Handbook of Food Science, Technology and Engineering.** Melbourne: CRC Press, 2005, 38 p.

GROHS, D. S. Importância das mudas para a produção de uvas. **Campo & campo Negócios.** 2015. Disponível em: <<http://www.revistacampoenegocios.com.br/importancia-das-mudas-para-a-producao-de-uvas/>>.

GUSMÃO, S. A. L. **Interação genótipo x ambiente em híbridos de melão rendilhado (Cucumis melo var. reticulatus Naud.).** [s.l.] Universidade estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2001.

HEDRICK, U. P., BOOTH, N. O., TAYLOR, O. M. **The grapes of New York.** J. B. Lyon Co., Albany. 1908. 564 p.

HERMANSSON, A M. Physico-chemical aspects of soy proteins structure formation. **Journal of Texture Studies**, v. 9, n. 1–2, p. 33–58, jun. 1978.

HILLARY, R.A.; PEGG, A.E. Descarboxylases involved in polyamine biosynthesis and their inactivation by nitric oxide. **Biochemical and Biophysical Acta**, v. 1647, p. 161-166, 2003.

HRAZDINA, G. E. Z. A.; WAGNER, GEORGE J. Compartmentation of plant phenolic compounds; sites of synthesis and accumulation. *Biochemistry of plant phenolics*, 1985.

HSU, S.; KAO, C. Differential effect of sorbitol and polyethylene glycol on antioxidant enzymes in rice leaves. *Plant Growth Regulation*, 2003.

LEE, H. S.; KIM, S. E.; LEE, M.Y. Purification and characterization of a cationic isoperoxidase from scented-geranium. *Phytochemistry*, v. 58, n. 6, p. 859–864, 2001.

JOSHI, J.; SHARMA, S.; GURUPRASAD, K. N. Foliar application of pyraclostrobin fungicide enhances the growth, rhizobial-nodule formation and nitrogenase activity in soybean (var. JS-335). **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 114, p. 61–66, 2014.

KANMEGNE, G.; OMOKOLO, N. D. Changes in phenol content and peroxidase activity during in vitro organogenesis in *Xanthosoma sagittifolium* L. **Plant Growth Regulation**, v. 40, n. 1, p. 53–57, 2003.

KAR, M.; MISHRA, D. Catalase, peroxidase, and polyphenoloxidase activities during rice leaf senescence. **Plant Physiology**, n. 57, 315-319, 1976.

KATALINIĆ, V. et al. Insight in the phenolic composition and antioxidative properties of *Vitis vinifera* leaves extracts. **Croat. J. Food Sci. Technol**, v. 1, n. 2, p. 7–15, 2009.

KLIEWER, W. M.; TORRES, R. E. Effect of Controlled Day and Night Temperatures on Grape Coloration. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 23, n. 2, p. 71–77, 1972.

KÖEHLE, H. et al. Physiological effects of strobilurin fungicide F 500 on plants. **Biochemical Society Transactions**, v. 22, n. 65, London, 1994.

KÖEHLE, H.; GROSSMANN, K.; JABS, T.; GERHARD, M.; KAISER, W.; GLAAB, J.; CONRATH, U.; SEEHAUS, K.; HERMS, S. Physiological effects of the strobilurin fungicide F 500 on plants. In: H.-W. DEHNE, U. GISI, K. H. KUCK, P. E. R. AND H. L. (Ed.). **Modern Fungicides and Antifungal Compounds III**. 3^o edth. Friedricroda, Thunringia: AgroConcept, 2002. p. 464.

KÖSE, C.; GÜLERYÜZ, M. Effects of auxins and cytokinins on graft union of grapevine (*Vitis vinifera*). **New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science**, v. 34, n. 2, p. 145-150, 2006.

KOZLOWSKI, L.A. et al. Efeito fisiológico de estrobilurina F 500® no crescimento e rendimento do feijoeiro. **Revista Acadêmica: Ciências Agrárias e Ambientais**, v. 7, n. 1, p. 41-54, Curitiba, 2009.

KUHN, G. B.; REGLA, R. A.; MAZZAROLO, A. Produção de mudas de videira (*Vitis* spp.) por enxertia de mesa. **Circular Técnica 74** - Embrapa, 2007.

KUSANO, T. et al. Polyamines: essential factors for growth and survival. **Planta**, v. 228, p. 367-381, 2008.

LEÃO, P. C. S. Comportamento de cultivares de uva sem sementes no Submédio São Francisco. **Revista Brasileira de Fruticultura**. v. 24, n. 3, p. 734-737, Jaboticabal - SP, 2002.

LIANG, N. N. et al. Evolution of flavonols in berry skins of different grape cultivars during ripening and a comparison of two vintages. *European Food Research and Technology*, v. 235, n. 6, p. 1187–1197, 19 dez. 2012.

LIMA, A. et al. Selection of grapevine leaf varieties for culinary process based on phytochemical composition and antioxidant properties. **Food Chemistry**. v. 212, p. 291 – 295, 2016

LIMA, A. F. Caracterização da bioatividade de folhas de diferentes castas de videira quando sujeitas a processamento alimentar. [s.l.] Instituto Politécnico de Bragança: Escola Superior Agrária, 2015.

LIMA, A.S.; GLÓRIA, M.B.A. Aminoácidos bioativos em alimentos. **Boletim da Sociedade Brasileira de Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 33, p. 70-79, 1999.

LIMA, G.P.P. **Efeito do cálcio sobre o teor de poliaminas, peroxidases e nitrato redutase em calos de arroz (*Oryza sativa* L.cv IAC 4440)**. Tese (doutorado). 1994, 84 f., Botucatu, Instituto de Biociências, UNESP, 1994.

LIMA, J. D.; MORAES, W. S. Concentração de benzilaminopurina e avaliação de protocolo para multiplicação *in vitro* de genótipos de bananeira. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 36, n.1, p. 13-19, 2006.

LIMA, J. D.; MORAES, W. S.; SILVA, S. H. M. Respostas fisiológicas em mudas de bananeira tratadas com estrobilurinas. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n. 1, p. 77-86, Londrina 2012.

LOVAAS, E. Antioxidative and metal chelating effects of polyamines. **Advances in Pharmacology**, v. 38, p. 119-149, 1997.

MAJUMDAR, R. et al. Glutamate, Ornithine, Arginine, Proline, and Polyamine Metabolic Interactions: The Pathway Is Regulated at the Post-Transcriptional Level. **Frontiers in plant science**, v. 7, p. 78, 2016.

MAKRIS, D. P.; KALLITHRAKA, S.; KEFALAS, P. Flavonols in grapes, grape products and wines: Burden, profile and influential parameters. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 19, n. 5, p. 396–404, 2006.

MARTIN-TANGUY, J. Metabolism and function of polyamines in plants: recent development (new approaches). **Plant Growth Regulation**, v.34, p.135-148, 2001.

MARTIN-TANGUY, J.; CARRE, M. Polyamines in grapevine microcuttings cultivated *in vitro*. Effects of amines and inhibitors of polyamine biosynthesis on polyamine levels and microcutting growth and development. **Plant Growth Regulation**, v. 13, n. 3, p. 269–280, out. 1993.

MASA, A.; VILANOVA, M.; POMAR, F. Varietal differences among the flavonoid profiles of white grape cultivars studied by high-performance liquid chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 1164, p. 291–297, 2007.

MATEOS, M. et al. Phenolic metabolism and ethanolic fermentation of intact and cut lettuce exposed to CO₂-enriched atmospheres *. **Postharvest Biology and Technology**, v. 3, p. 225–233, 1993.

MATTIVI, F. et al. Metabolite Profiling of Grape: Flavonols and Anthocyanins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 54, n. 20, p. 7692–7702, out. 2006.

MATYSIAK, K.; ADAMCZEWSKI, K. Regulatory wzrostu i rozwoju roślin - kierunki badań w polsce i na świecie. *Progress in Plant Protection/Postępy w Ochronie Roślin*, v. 49, n. 4, 2009.

MAYER, A. M. Review article oxidases in plants - recent progress. *Phytochemistry*, v. 2, n. 1, p. 11–20, 1987.

MAYER, A. M.; HAREL, E. Phenoloxidases and their significance in fruit and vegetables. In: FFOX, P. F. (Ed.) *Food enzymology*. 1. ed. London: Elsevier Applied Science, 1991. p. 373–398.

MICHAEL, G. **The influence of strobilurin containing fungicides on physiological processes of yield formation in winter wheat varieties.** 2002, 288 f., (Thesis)-Technical University of Munich, Berlin, 2002.

MIZUTANI, A; MII, N; YOIOA, H; TAMURA, H; MASUKO, M. A possible mechanism of control of rice blast disease by a novel alkoxyminoacetamide fungicide, SSF1226. *Biochemistry and cell biology*, v. 86, n. 3, p. 295–300, 1996.

MORGAN, D. M. L. Polyamines. Review. **Molecular Biotechnology**. v. 11, p. 229-250, 1999.

NACHTIGAL, J. C. **Produção de Mudas de Videira em Regiões Tropicais e Subtropicais do Brasil.** Circular técnica. Embrapa: Bento Gonçalves, RS, 2003.

NETO, I. S. L. **Interação genótipo x ambiente na reação de progênes de melancia à alternariose no Submédio São Francisco.** 2009, 73 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia - Área de Concentração Práticas Culturais e Melhoramento Genético). Universidade Federal Rural do Semi-Árido. Mossoró, 2009.

NAYYAR, H.; GUPTA, D. Differential sensitivity of C 3 and C 4 plants to water deficit stress: Association with oxidative stress and antioxidants. *Environmental and Experimental Botany*, v. 58, p. 106–113, 2006.

NYITRAI, P. Development of functional thylakoid membranes: regulation light and hormones. In: PESSARAKLI, M. **Handbook of plant and crop physiology**. New York: Marcel Dekker, 1997. p. 391-403.

OLIVEIRA, R.F. Efeito fisiológico do F500 na planta. **BASF**, São Paulo, p. 9-11, 2005.

PALAVAN-ÜNSAL, N. Polyamine Metabolism in the Roots of *Phaseolus vulgaris*. Interaction of the Inhibitors of Polyamine Biosynthesis with Putrescine in Growth and Polyamine Biosynthesis. **Plant and Cell Physiology**, v. 28, n. 4, p. 565–572, 1987.

PARREIRA, D.F.; NEVES, W.S.; ZAMBOLIM, L. Resistência de fungos a fungicidas inibidores de quinona. **Revista Tropica: Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 3, n. 2, p. 24-34, Maranhão, 2009.

PESSARAKLI, M. **Handbook of plant and crop physiology**. New York: Marcel Dekker, 997 p. 2001

PIGLIUCCI, M. **Phenotypic Plasticity: Beyond Nature and Nurture**. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2001, 328p.

POMMER, C. V, PASSOS, I. R.S., TERRA, M. M., PIRES, E. J. P. **Variedades de videira para o Estado de São Paulo. Boletim técnico IAC. Campinas. 1997, 59 p.**

POMMER, C. V. **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita e mercado**. Cinco continentes, Porto Alegre, 2003, 778 p.

POVH, J. A.; ONO, E. O. Crescimento de plantas de *Salvia officinalis* sob ação de reguladores de crescimento vegetal. **Ciência Rural**, v. 38, n. 8, p. 2186-2190, Santa Maria, 2008.

PRODUÇÃO de mudas de videira: história da produção de mudas de videira. ESALQ: Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – USP. 2012. Disponível em: http://www2.esalq.usp.br/departamentos/lpv/lpv5724/PRODUCAO%20DE%20MUDAS_VIDEIRA_Agosto%202012.pdf. Acesso em: 25 mai. 2016.

PROTAS, J. F. da S.; CAMARGO, U. A. **Vitivinicultura brasileira: panorama setorial de 2010**. Brasília, DF: SEBRAE; Bento Gonçalves: IBRAVIN: Embrapa Uva e Vinho, 2011, 110 p.

RAMOS, A. R. P. Produtos de efeitos fisiológicos no desenvolvimento de plantas de tomate “Giuliana”, na produção e pós-colheita de frutos. 2013, 147 f., Tese apresentada a FCA (doutorado em Agronomia). UNESP, Botucatu, SP., 2013.

RAVEN, P.H.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S.E. Regulando o crescimento e o desenvolvimento: Os hormônios vegetais. In: RAVEN, P.H.; EVERT, R.F.; EICHHORN, S.E. **Biologia vegetal**. 6. ed. Ed. New York: W.H. Freeman, 2001. p. 649-674.

RAVINDAR, K., et al. Polyamines in plants: An overview. Halic University, Printed in Turkey. **Journal of Cell and Molecular Biology**, v. 2, p. 1-12, 2003.

REGINA, M A; SOUZA, C R; ALCÂNTARA, F; DIAS, N. Propagação de *Vitis* spp. pela enxertia de mesa utilizando diferentes porta-enxertos e auxinas. **Rev. Bras. Frutic.** Avenida Santa Cruz, v. 34, n. 1, p. 897–904, 2012.

REGINA, M. A. Produção e certificação de mudas de videira na França. Técnica de produção de mudas pela enxertia de mesa. **Rev. Bras. Fruticultura**, v. 24, n. 2, p. 590-596, Jaboticabal – SP, 2002.

RESENDE, M. L.V.; SALGADO, S. M. L.; CHAVES, Z. M. Espécies ativas de oxigênio na resposta de defesa de plantas a patógenos. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 2, p. 123-130, Brasília, DF, 2003.

REVERS, L. F. Variação genética na videira: explorando mutações espontâneas para gerar conhecimento e tecnologias. **Jornal da Fruta**, v. 15, n. 183, p. 10, abr. Lages, 2007.

ROSSI, V. S. Mecanismos antioxidantes em plantas. 10º Simpósio de ensino e graduação. UNIMEP. Piracicaba – São Paulo. 23 a 25/10/2012.

SANTOS, M.D.; BLATT, C.T.T. Teor de flavonóides e fenóis totais em folhas de *Pyrostegia venusta* Miers. de mata e cerrado. **Revista Brasileira de Botânica**, v.21, n.2, p.135-140,1998.

SANTOS NETO, J. R. A. A Cultura da Videira. Campinas : Instituto Agronômico, 1973. 108p.

SCANDALIOS, J. G.; ACEVEDO, A.; RUZSA; S. Catalase gene expression in response to chronic high temperature stress in maize. **Plant Science**, v. 156, 103-110, 2000.

SMITH, H.; GRIERSON, D. Seed maturation and deposition of storage proteins. In: The molecular biology of plant development: prospects and constraints. Berkeley: Botanical monographs, 1982. p. 306–360.

SMITH, D. L.; HUME, D. J. Comparison of assay methods for N₂ fixation utilizing white bean and soybean. **J. Plant Sci**, v. 67, p. 11–19, 1987.

SOUSA, J. S. I. **Origens do vinhedo paulista**. Prefeitura Mun. Jundiaí, p. 1-319, Jundiaí, SP, 1959.

SOUSA, J. S. I.; MARTINS, F. P. Viticultura brasileira: principais variedades e suas características, **FEALQ**, v.9, p. 368, 2002.

SOUZA, J. A. et al. Tipos e concentrações de citocinina na multiplicação *in vitro* de pitangueira. **Ciência Rural**, v.38, p. 2046 -2048, 2008.

SOUZA, P. C; BORGES, R. M. E. **Melhoramento genético da videira**. Série documentos. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2009, 61 p.

SOUZA, P. C. et al. Caracterização fenológica e requerimentos térmicos de variedades de uvas sem sementes no Vale do São Francisco. **Rev. Bras. Frutic**, n. 3, p. 379–382, 2003.

SPARVOLI, F. et al. Cloning and molecular analysis of structural genes involved in flavonoid and stilbene biosynthesis in grape (*Vitis vinifera* L.). **Plant Molecular Biology**, v. 24, n. 5, p. 743–755, 1994.

SQUILASSI, M.G. **Interação de genótipos com ambientes**. 1º edição ed. Alagoas: Embrapa Tabuleiros Costeiros. 2003, 47p. Disponível em <http://www.cpatc.embrapa.br>, acessado em: 14.01.2016

TOLBERT, N. E. Activation of polyphenol oxidase of chloroplasts. **Plant physiology**, v. 51, n. 2, p. 234–44, fev. 1973.

TONDATO, C.; FILHO, D. O. L.; TARSITANO, M. A. A. Caracterização dos canais de comercialização de uva de mesa: Um estudo da região de Jales, estado de São Paulo. **Informações Econômicas**. SP, v. 39, n. 1, 2009.

VÁMOS-VIGYÁZÓ, L.; HAARD, N. F. Polyphenol oxidases and peroxidases in fruits and vegetables. **C R C Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 15, n. 1, p. 49–127, 29 set. 1981.

VENÂNCIO, W. S. et al. Physiological Effects of Strobilurin Fungicides on Plants. **Ciências Agrárias e Engenharia**, v. 9, n. 3, p. 59–68, 2003.

VIEIRA, E.L.; MONTEIRO, C.A. Hormônios vegetais. In: CASTRO, P.R.C.; SENA, J.O.A.; KLUGE, R.A. (orgs.) **Introdução à fisiologia do desenvolvimento vegetal**. Maringá: Eduem, 2002, p.79-104.

WATSON, M. B. et al. Arginine decarboxylase (polyamine synthesis) mutants of *Arabidopsis thaliana* exhibit altered root growth. **The Plant Journal**, v. 13, n. 2, p. 231–239, jan. 1998.

WHITAKER, J. R. **Principles of enzymology for the foods sciences** - Google Acadêmico. New York: Marcel Dekker, 1972.

YPEMA, H. L.; GOLD, R. E. Kresoxim-metrhyl - Modification of a naturally occurring compound to produce a new fungicide. **Plant Disease**, v. 83, n. 1, p. 4–19, 1999.