

DESENVOLVIMENTO QUALITATIVO DA UVA NIAGARA ROSADA
CULTIVADA NO NORTE FLUMINENSE

VIVIANE DE OLIVEIRA SANTOS CABRAL

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY
RIBEIRO

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
DEZEMBRO – 2009

DESENVOLVIMENTO QUALITATIVO DA UVA NIAGARA ROSADA
CULTIVADA NO NORTE FLUMINENSE

VIVIANE DE OLIVEIRA SANTOS CABRAL

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Produção Vegetal.

ORIENTADOR: PROF. RICARDO ENRIQUE BRESSAN-SMITH

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
DEZEMBRO – 2009

DESENVOLVIMENTO QUALITATIVO DA UVA NIAGARA ROSADA
CULTIVADA NO NORTE FLUMINENSE

VIVIANE DE OLIVEIRA SANTOS CABRAL

Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutora em Produção Vegetal.

Aprovado em 11/12/2009:

Prof. Celso Valdevino Pommer - UENF

Prof^a. Sílvia Aparecida Martim - UFRRJ

Prof. Ernany Santos Costa - UFF

Prof. Ricardo Enrique Bressan-Smith
(Orientador)

*Aos meus pais Anilton e Juciara,
Às minhas irmãs Patrícia, Caroline e Carine,
Ao meu esposo Marcelo,
Dedico.*

AGRADECIMENTOS

À Deus "... És meu tudo, És meu Senhor, meu conselheiro, meu Salvador, meu braço forte ..."

Ao professor Ricardo pela oportunidade de retornar a UENF e concluir mais uma etapa da minha vida acadêmica.

Aos professores Celso Pommer, Ernany Costa e Sílvia Martim pelas contribuições valiosas.

Ao Gleidson por ser meu braço direito e, às vezes o esquerdo também, nessa caminhada. Obrigada por compartilhar cada momento.

Ao Anderson por ser nosso companheiro semanal, que além de contribuir com seus conhecimentos tinha uma trilha sonora completa para cada palavra dita.

Aos membros da família Hespanhol (Sítio Tabuinha): D. Neusa, Sr. Levi, Sr. Alexandre e Leandro por permitir que o trabalho fosse realizado lá e por prover todos os recursos para que nossas visitas fossem tão especiais. À D. Neusa obrigada mesmo pelos cafezinhos, os almoços deliciosos e é claro pelos pasteizinhos que nunca me esquecerei.

Aos meus amigos do laboratório especialmente Mirella, Juliana, as Lucianas, Lílian, Liane e Clara-Luz pelas contribuições, palavras de incentivo e pelo convívio.

Aos meus pais Anilton e Juciara, por serem meus grandes incentivadores e às minhas irmãs Patrícia, Caroline e Carine por estarem sempre prontas para ajudar no que fosse preciso. Amo vocês!

Ao meu esposo Marcelo pelo amor e dedicação, por agüentar mais de perto a minha impaciência e chatice. Por colocar a mão na massa quando foi preciso. Te amo Marcelão!

À minha princesinha Ana Sophia que apesar de ainda não estar nos meus braços já transformou completamente a minha vida. Te amo! Te amo! Te amo!

Obrigada, muito obrigada!

LISTA DE FIGURAS

Figura 1:	Temperatura do ar máxima (—), média (—) e mínima (- -) no vinhedo no ano que foram realizados os experimentos em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	17
Figura 2:	Umidade relativa do ar máxima (—) e mínima (- -) no vinhedo no ano que foram realizados os experimentos em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008)	17
Figura 3:	Variação do comprimento de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	28
Figura 4:	Variação da largura de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	28
Figura 5:	Variação do peso de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	29
Figura 6:	Variação do diâmetro de baga durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	29
Figura 7:	Variação do peso de dez bagas durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	30
Figura 8:	Variação dos sólidos solúveis totais (SST) durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	32
Figura 9:	Variação da acidez total titulável durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	32
Figura 10:	Variação da relação sólidos solúveis totais/acidez total titulável durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo -	33

	inverno/primavera 2008).....	
Figura 11:	Varição do pH durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo – inverno/primavera 2008).....	34
Figura 12:	Varição de clorofila total durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	36
Figura 13:	Varição de carotenóides durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	36
Figura 14:	Varição da concentração de flavonóides durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	37
Figura 15:	Varição de antocianinas durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	38
Figura 16:	Varição da concentração de açúcares solúveis (glicose, frutose e sacarose) durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (A: primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e B: segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	40
Figura 17:	Porcentagem de açúcares solúveis (glicose, frutose e sacarose) durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (A: primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e B: segundo ciclo - inverno/primavera2008).....	41
Figura 18:	Varição da atividade da invertase durante o desenvolvimento e maturação da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).....	42

LISTA DE TABELAS

Tabela 1:	Análise de variância resumida das variáveis comprimento de cacho, largura de cacho e peso de cacho e diâmetro de baga e peso de 10 bagas da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção	27
Tabela 2:	Análise de variância resumida das variáveis sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (ATT) e relação sólidos solúveis totais /acidez total titulável (SST/ATT) da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção	31
Tabela 3:	Análise de variância resumida das variáveis clorofila total e carotenóides da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção	35
Tabela 4:	Análise de variância resumida das variáveis flavonóides e antocianinas da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção	37
Tabela 5:	Análise de variância resumida das variáveis sacarose, glicose e frutose da uva Niagara Rosada em dois ciclos de produção	39

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. Origem, classificação e distribuição	3
2.2. Exigências climáticas	4
2.3. Morfologia da videira	5
2.3.1. O fruto da videira	6
2.4. Exigências da cultura	6
2.4.1. Podas	6
2.5. Crescimento e desenvolvimento da baga	7
2.6. Bioquímica do amadurecimento da baga	9
2.7. Influência da temperatura e da luz na composição química da uva	10
3. MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1. Descrição da área	15
3.2. Material Vegetal	15
3.2.1. Copa	15
3.2.2. Porta-enxerto	15
3.3. Condução do vinhedo	16
3.4. Podas	16
3.5. Dados climáticos	16
3.6. Marcação e coleta dos cachos	18
3.7. Dados quantitativos	18
3.7.1. Comprimento de cacho (mm)	18
3.7.2. Largura de cacho (mm)	18
3.7.3. Peso da matéria fresca de cacho (g)	19
3.7.4. Diâmetro de baga (mm)	19
3.7.5. Peso da matéria fresca de dez bagas (g)	19
3.8. Análises físico-químicas	19
3.8.1. Sólidos solúveis totais (SST)	19
3.8.2. Acidez total titulável (ATT)	19
3.8.3. Relação entre sólidos solúveis (SST) e acidez total titulável (ATT)	20
3.8.4. Determinação do pH	20
3.9. Determinação de clorofilas e carotenóides	20
3.10. Determinação de flavonóides totais	20
3.11. Determinação de antocianinas	21

3.12. Extração de açúcares solúveis e redutores	21
3.12.1. Determinação de açúcares solúveis	22
3.13. Extração da enzima invertase ácida do vacúolo (β -frutofuranosidase - E.C.3.2.1.26)	23
3.13.1. Dessalinização dos extratos por cromatografia em coluna de exclusão molecular	23
3.13.2. Determinação da atividade da invertase ácida do vacúolo (β -frutofuranosidase – E.C.3.2.1.26)	24
3.13.3. Dosagem de açúcares por DNS	24
3.14. Delineamento experimental	25
4. RESULTADOS	26
4.1. Dados quantitativos	26
4.2. Aspectos físico-químicos	30
4.3. Clorofilas e carotenóides	34
4.4. Flavonóides e antocianinas	35
4.5. Açúcares solúveis	38
4.6. Atividade enzimática	39
4.6.1. Invertase	39
5. DISCUSSÃO	43
5.1. Influência dos fatores climáticos na composição química da uva	43
5.2. Bioquímica do desenvolvimento da baga	46
6. CONCLUSÕES	50
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	51

RESUMO

CABRAL, VIVIANE DE OLIVEIRA SANTOS, D.S., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Dezembro de 2009. Desenvolvimento da uva Niagara Rosada L. cultivada em clima tropical. Orientador: Ricardo Enrique Bressan-Smith.

Este trabalho teve como objetivo avaliar características qualitativas e quantitativas da uva Niagara Rosada produzida no município de São Fidélis, no Norte Fluminense. Foram estudados dois ciclos de produção no ano de 2008, sendo o primeiro durante o outono/inverno e o segundo ciclo no inverno/primavera. Avaliou-se o desenvolvimento dos cachos semanalmente, desde o estágio “ervilha” até a colheita, utilizando-se quatro cachos representativos de cada fase. As medidas quantitativas como comprimento de cacho, largura de cacho, matéria fresca do cacho e de 10 bagas e diâmetro de baga foram realizadas em ambos os ciclos produtivos. Para essas medidas foi verificado que o segundo ciclo apresentou frutos maiores que o primeiro ciclo. As análises físico-químicas realizadas foram: sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (ATT), relação SST/ATT, pH, determinação de clorofilas, carotenóides, flavonóides totais, antocianinas, açúcares solúveis e redutores. Para todos os fatores e interações analisados houve diferença significativa. Para os resultados obtidos, o teor de SST foi 29,67 % superior no segundo ciclo em uma escala de tempo menor, evidenciando precocidade deste em relação ao primeiro ciclo. Observou-se uma diferença na concentração de flavonóides entre os ciclos de aproximadamente 26 %, enquanto na concentração de antocianinas foi de 77,5 %. A uva produzida no segundo ciclo apresentou maiores concentrações de açúcares com predomínio da glicose ao longo do desenvolvimento do fruto. Com o objetivo de verificar o metabolismo de carboidratos foi estudada a atividade da invertase ácida do vacúolo. Foi observada uma maior atividade dessa enzima no segundo ciclo. Os frutos produzidos nos dois ciclos estudados foram comercialmente viáveis, no entanto no segundo ciclo a uva foi mais doce e com coloração mais intensa que o primeiro ciclo.

ABSTRAT

CABRAL, Viviane de Oliveira Santos Cabral; D.Sc.; Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; December, 2009. Niagara Rosada grape Developmental in the North part of Rio de Janeiro state. Adviser: Ricardo Enrique Bressan-Smith

This paper aimed to evaluate qualitative and quantitative characteristics of Niagara Rosada grape produced in the municipal district of São Fidélis, in the North part of Rio de Janeiro state. Two cycles of production were studied. The first cycle occurred during fall/winter of 2008 and the second cycle in winter/spring of 2008. To each cycle the bunches development was studied weekly since the phase called "pea" harvest point. For such, four bunches in each stage of development were collected. Quantitative measures were taken: fresh weight of 10 berries and diameter of the berry. For these measures it was verified that the second cycle presented larger fruit than the first one. The physicochemical analyses carried were: total soluble solids (TSS), titrable total acidity (TTA), the relation between TSS/TTA, total flavonoids, anthocyanins, reducer and soluble sugar. For all factors and interactions analyzed there has been significant difference. Both cycles studied were commercially viable, however on the second cycle the grape is sweeter and has a more intense color than on the first cycle

1. Introdução

A temperatura, a radiação solar e a precipitação do Norte Fluminense, são fatores que tornam a região favorável ao plantio de uva de mesa com duas safras por ano (Murakami, 2002; Murakami et al., 2002; Viana, 2006). Existe ainda outro fator de relevância, que é a relativa proximidade dos grandes centros, possibilitando um eficiente escoamento da produção.

É fundamental para o produtor a escolha, dentre as diversas cultivares existentes, aquela que seja adequada às condições ambientais da região e, principalmente, que atenda às exigências do mercado consumidor. Assim, dentre as diferentes alternativas há um interesse especial pela 'Niagara Rosada', cultivar pertencente à espécie *Vitis labrusca* L. e uma das uvas de mesa mais plantadas no Brasil. Com características intrínsecas, como sabor foxado e boa qualidade para o consumo *in natura*, é muito apreciada pelo consumidor brasileiro (Cato et al., 2005). Além disso, comparando com outras cultivares, apresenta um custo de produção relativamente baixo, por não exigir tratos culturais muito sofisticados (Detoni, 2005). Ainda há a possibilidade da produção no Norte Fluminense ser direcionada para a entressafra dos tradicionais pólos produtores de 'Niagara Rosada' que são o Sul do Brasil e o Leste Paulista.

A qualidade da uva é resultante do balanço entre ácidos e açúcares e a biossíntese de compostos aromáticos, que são diretamente afetados por fatores climáticos como temperatura, luminosidade e disponibilidade hídrica (Boss e Davies, 2001, citados por Conde et al., 2007). Para algumas cultivares, sabe-se que o aumento da temperatura do ar e da radiação no final da maturação resulta em bagas mais ricas em açúcares (Radler, 1965), com menor acidez e maior concentração de compostos fenólicos. Assim, dependendo das condições climáticas durante o período de amadurecimento, a composição química da uva pode variar.

Como as características gustativas da uva resultam da biossíntese desses compostos, é interessante estudar se há alterações no desenvolvimento da uva em épocas diferentes, nas quais se têm variações climáticas relevantes. Avaliações de frutos colhidos em épocas diferentes auxiliarão o viticultor a direcionar sua produção, de maneira tal a obter maior produtividade e um produto final mais agradável ao paladar do consumidor.

A produção da uva 'Niagara Rosada', foi iniciada há poucos anos no Norte Fluminense, e, portanto, informações sobre o comportamento desta cultivar na região são insuficientes. Os estudos até então existentes têm mostrado que a uva de mesa produzida na região apresenta qualidade aceitável para a comercialização e boa produtividade (Guimarães et al., 2006; Viana et al., 2006; Siqueira et al., 2009; Souza et al., 2009; Murakami et al., 2009).

Dessa forma, este estudo teve por objetivo avaliar a qualidade da uva produzida no Norte Fluminense em dois ciclos de produção referentes a distintas estações do ano. Para tanto, a caracterização da uva foi feita ao longo do desenvolvimento do fruto, fornecendo informações importantes não só a respeito das características químicas como do metabolismo de carboidratos da mesma.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Origem, classificação e distribuição

A produção de uva é uma atividade econômica de origem bastante remota. Estudos arqueológicos revelaram fósseis de sementes de videira que datam da Era Cenozóica. O centro de origem, provavelmente, é a Groenlândia, onde há 300 mil anos surgiu a primeira espécie de videira. Pouco a pouco a videira foi se difundindo e se adaptando a diversas regiões do globo terrestre (EMBRAPA, 2008).

As videiras pertencem à família Vitaceae, que pode ser dividida em dois gêneros. O gênero *Vitis* agrupa as espécies de maior importância econômica, que são as uvas de mesa e as uvas para vinho. As espécies ornamentais e de uso medicinal estão encerradas no gênero *Cissus* (Sousa, 1996).

O gênero *Vitis* é dividido em dois subgêneros: Muscadínea (3 espécies) e Euvitis (mais de 50 espécies). No subgênero Euvitis há duas espécies de grande importância econômica: *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L. (Giovannini, 2008).

A espécie *Vitis labrusca* L. é de origem americana e apresenta características rústicas, principalmente quanto à suscetibilidade a doenças. *Vitis vinifera* L. é uma espécie de origem européia, na qual estão agrupadas 90% das cultivares destinadas à produção de vinhos (Giovannini, 2008).

A viticultura mundial ocupa área de mais de 9 milhões de hectares. A Europa é líder de mercado com 51% da produção mundial, seguida pela Ásia (21%), América (19%) e África (5%) (Corrêa et al., 2000, citado por Fracaro et al., 2004).

A viticultura brasileira abrange uma área de quase 90 mil hectares, sendo o Estado do Rio Grande do Sul a maior região vitícola do país com mais de 47 mil hectares plantados, dos quais 80% são de uvas de origem americana. O Estado de São Paulo utiliza mais de 18 mil hectares na produção de uvas. Nos Estados de Pernambuco e da Bahia, a uva ocupa 6.471 e 3.150 hectares, respectivamente. No Estado do Paraná, a área plantada é de quase 6 mil hectares e em Santa Catarina são aproximadamente 5 mil hectares cultivados. Em Minas Gerais há 929 hectares cultivados com videiras (EMBRAPA, 2008).

A produção de uvas de mesa no Brasil pode ser dividida em dois grupos: um formado pelas uvas finas de mesa (*Vitis vinifera* L.) e outro pelas uvas comuns ou rústicas de mesa (*Vitis labrusca* L. e outras espécies híbridas americanas),

cuja representante principal é a cultivar 'Niagara Rosada'. Como esses grupos apresentam características diferenciadas quanto à produção, apresentam também problemas peculiares, fazendo com que as pesquisas por parte dos órgãos oficiais ou mesmo os testes feitos pelos produtores sejam específicos para as cultivares e regiões produtoras (Maia e Kühn, 2001).

O investimento por parte das indústrias vinícolas e a introdução de novas variedades, como as apirênicas (uvas sem sementes), têm possibilitado um crescimento da área cultivada no Brasil. Desse modo, novos pólos estão surgindo, enquanto outros vêm aumentando a produção. No Rio Grande do Sul, variedades européias estão sendo plantadas para a produção de vinhos, visando melhorar cada vez mais a qualidade do produto. No Nordeste, tem-se verificado aumento no cultivo de uvas sem sementes, para atender principalmente o mercado externo. Assim, as perspectivas para a viticultura no Brasil são muito boas, apresentando tendência crescente nos últimos anos (Camargo, 2003).

2.2. Exigências climáticas

O clima é fator importante relacionado à duração do ciclo, à qualidade do produto, à fitossanidade e à produtividade da videira (Sentelhas, 1998). A qualidade dos frutos é bastante influenciada pela radiação, irrigação e temperatura (Sousa, 1996), sendo este último fator muito importante para o crescimento da planta e acúmulo de açúcares nas bagas (Coombe et al., 1987).

Em relação à radiação solar, a videira necessita de 1200 a 1400 horas de brilho solar. Essa condição é facilmente encontrada no Brasil, desde o Rio Grande do Sul até Pernambuco. A temperatura ótima de desenvolvimento está entre 15 e 30 °C, sendo possível o plantio em temperaturas entre 10 e 40 °C (Sentelhas, 1998). Dentro dessa faixa, quanto mais alta for a temperatura, mais acelerado é o desenvolvimento.

Foi observada para a região de Jundiaí-SP uma faixa de variação de temperatura considerada ótima para cada fase fenológica da videira. Para a brotação, a temperatura ótima foi entre 10 e 13 °C. Durante o desenvolvimento vegetativo, o florescimento e o desenvolvimento da baga, entre 15 e 25 °C. Na maturação dos frutos, a temperatura ótima ficou entre 20 e 30 °C (Pedro Júnior et al., 1993). Estudos realizados em Cardoso Moreira-RJ, indicaram que videiras

plantadas nesta região apresentam comportamento fenológico e necessidades térmicas semelhantes às observadas no Noroeste de São Paulo (Murakami et al., 2002, Viana, 2006).

Melhor desenvolvimento é observado em regiões de clima seco, com taxa de precipitação variando de 250 a 600 mm anuais. No entanto, regiões com taxa de precipitação anual de 1000 mm têm desenvolvido a viticultura com sucesso (Giovannini, 2008). Em 1940, Gobbato (citado por Wutke, 2004) relatou que são necessários 94 mm de precipitação da brotação até o início da floração, 25 mm da floração até a fecundação, 135 mm da fecundação até o início do amadurecimento e 130 mm do amadurecimento até a maturação. Sob condições de excesso de chuvas, ocorre diluição dos açúcares e elevação da acidez nos frutos (Abrahão, 1984).

Estudo realizado com videiras plantadas no município de Campos dos Goytacazes-RJ, indicou que houve redução do ciclo médio dessa cultura no segundo ano de avaliação, o que, segundo o autor, está relacionado com melhores condições climáticas observadas. Esse mesmo estudo verificou também que os frutos produzidos na safra em questão apresentaram valores satisfatórios de sólidos solúveis totais e acidez total titulável (Silva, 2006).

2.3. Morfologia da videira

A videira é uma planta arbustiva, perene, constituída de: raízes, tronco, ramos, gemas, folhas, flores, gavinhas, frutos e sementes. As raízes são fasciculadas e no final do ciclo vegetativo, com a queda das folhas, são responsáveis pelo acúmulo de carboidratos, que servirão para o desenvolvimento inicial da planta no próximo ciclo (Sousa, 1996).

A parte aérea da planta é composta por tronco, ramos e folhas. As folhas produzidas nos ramos são de grande importância para a interceptação da luz, realização da fotossíntese, proteção dos frutos e produção de carboidratos. As folhas podem ter ou não a presença de pêlos (Sousa, 1996).

As gemas são de dois tipos: gemas presentes nas axilas das folhas, recobertas por escamas e as gemas latentes ou adventícias, que ficam localizadas nos ramos e originam os ramos ladrões ou netos. As flores são

pequenas, reunidas em inflorescências, de coloração verde-clara podendo ser hermafroditas ou unissexuadas (Sousa, 1996).

Os ramos são responsáveis pela sustentação dos frutos, que assim como as folhas, podem apresentar diferentes formas e tamanhos (Sousa, 1996).

2.3.1. O fruto da videira

A infrutescência da videira é denominada cacho, que é constituída pelo pedúnculo e suas ramificações (vulgarmente chamadas de engajo) - a ráquis - que termina em pedicelos onde se fixam os frutos, denominados bagas. Do pedicelo há um prolongamento que penetra nos frutos, chamado pincel, composto pelos vasos encarregados de conduzir os elementos nutricionais (Giovannini, 2008).

A estrutura do cacho depende do comprimento dos pedicelos. Se os pedicelos são longos e finos as bagas ficam separadas entre si. Se eles são curtos, os cachos são compactos e as bagas ficam bem unidas. As variedades destinadas à vinificação pertencem geralmente a esta última categoria. A maior ou menor compactação do cacho é um dos fatores que influenciam na putrefação (Giovannini, 2008).

As bagas, estruturas bicarpelares, são compostas pela cutícula, casca, polpa e sementes. Na cutícula existe a pruína, cera que retém as leveduras e outros microrganismos, enquanto na casca existem camadas de células que contêm os elementos coloridos e aromáticos da uva. No interior da baga (polpa) estão as sementes, variando de zero a quatro para a maioria das cultivares (Giovannini, 2008).

2.4. Exigências da cultura

2.4.1. Podas

O desenvolvimento da videira é descrito como uma sucessão de ciclos: vegetativo, crescimento, reprodutivo, amadurecimento dos tecidos e repouso. Em regiões tropicais, onde as temperaturas mínimas raramente baixam para valores inferiores a 10 °C é necessário realizar duas podas anuais para controlar os ciclos

vegetativos da videira, uma vez que a planta não hiberna. As podas podem ser de dois tipos: madura ou verde (Nachtigal, 2007).

A poda madura é realizada quando os ramos estão lignificados, com idade de cinco e meio a sete meses após a última poda. Há três possibilidades de podas quanto ao comprimento: curta ou de formação (com duas a três gemas); longa ou de produção (com seis a oito gemas) e; mista, quando são realizadas no mesmo ciclo a poda curta e a longa para produção e formação dos ramos na mesma planta. Do ponto de vista da produção e da formação de ramos na mesma planta, acredita-se que o melhor sistema é o que combina uma poda curta de formação, alternada com uma poda longa de produção, devendo esta última ser programada para a produção na entressafra (Maia e Kühn, 2001).

A poda verde consiste em todas as operações de retirada de partes verdes da planta. São várias práticas indispensáveis para se obter bons ramos produtivos e uva de boa qualidade. Pode ser de vários tipos: desbrota (retirada de brotos fracos, mal posicionados ou em excesso), em brotos que estiverem com cerca de 15 cm a 20 cm de comprimento; desfolha (retirada de folhas próximas aos cachos) em brotos com cachos quando as bagas estiverem no estágio de “ervilha”; desponte apical (retirada de cerca de 1 cm no ápice do broto, na véspera do florescimento); desponte terminal (retirada de cerca de 20 cm a 30 cm na ponta do ramo); retirada de gavinhas; desbaste de cachos (retirada de cachos pequenos e/ou em excesso). A poda verde melhora a aeração e a insolação nos ramos, e, também a eficácia dos tratamentos fitossanitários na formação da planta e em todos os ciclos (Nachtigal, 2007).

Normalmente as podas são feitas considerando a variação de preços, a oferta da uva ao longo do ano e a possibilidade de entradas de massas de ar frio em determinados períodos em algumas regiões. A escolha da época adequada às podas é fundamental, a fim de diminuir os riscos de má brotação e obter melhores preços na entressafra nos grandes mercados atacadistas. Se a produção for pequena e destinada a mercados regionais, as épocas de podas podem ser ajustadas de acordo com essa demanda (Nachtigal, 2007).

2.5. Crescimento e desenvolvimento da baga

As bagas de uva são divididas em basicamente três partes: casca, polpa e sementes. Durante o desenvolvimento, as bagas passam por modificações no tamanho, composição, cor, textura e sabor (Coombe e McCarthy, 2000; Kennedy, 2002).

O crescimento da baga tem padrão representado por uma dupla curva sigmóide (Tattersall et al., 1997; Coombe e McCarthy, 2000). Na primeira etapa, ocorrem principalmente divisão e expansão celulares. Nesta fase, vários solutos são acumulados, contribuindo para a expansão da baga (Possner e Kliwer, 1985). Os componentes majoritários são os ácidos málico e tartárico. O ácido tartárico concentra-se principalmente na periferia da baga, no início dessa fase, enquanto o ácido málico se acumula nas células da polpa, no final dessa fase (Conde et al., 2007). Os ácidos hidroxicinâmicos também são acumulados no início dessa fase de crescimento. Eles estão distribuídos na polpa e na casca e são precursores de fenóis voláteis (Romeyer et al., 1983; Conde et al., 2007). Os taninos, incluindo as catequinas monoméricas, presentes na casca e sementes, mas ausentes na polpa também se acumulam nessa fase (Kennedy et al., 2000, 2001; Ristic e Iland, 2004). Vários componentes como minerais, aminoácidos, micronutrientes e componentes aromáticos que contribuem para a qualidade da uva, também são acumulados (Coombe e McCarthy, 2000).

Essa primeira fase de crescimento é seguida por uma fase lag. A duração desta fase é cultivar específica e se completa com o término da fase herbácea do fruto. Após esse período de ausência de crescimento, há uma segunda fase de crescimento, também chamada de fase de amadurecimento, na qual ocorrem as maiores modificações na composição das bagas (Boss e Davies, 2001, citado por Conde et al., 2007). É nesta fase que ocorre o “véraison”, palavra francesa, traduzida como “pintor”, que é utilizada para indicar o início do amadurecimento. Em uvas tintas, o pintor é visualmente percebido pela mudança na cor da casca (Hrazdina et al., 1984).

De modo geral, a baga praticamente dobra de tamanho entre o pintor e a colheita. Muitos dos solutos acumulados na baga durante o primeiro período de desenvolvimento permanecem até a colheita, porém devido ao aumento no volume da baga, as concentrações são reduzidas de forma significativa (Coombe e McCarthy, 2000). Entretanto, alguns componentes sofrem redução e não são

simplesmente diluídos (Conde et al., 2007). Entre esses está o ácido málico, que é metabolizado e usado como fonte de energia durante a fase de amadurecimento, resultando em um significativo decréscimo nos seus níveis em relação ao ácido tartárico, cuja concentração geralmente permanece constante após o pintor (Kliwer, 1996). Os taninos e os compostos aromáticos também têm suas concentrações reduzidas durante o amadurecimento do fruto (Dokoozlian e Kliwer, 1966).

Embora a primeira fase de crescimento também contribua para a qualidade final da baga, o evento mais importante ocorre durante a segunda fase de crescimento. Nesta fase, ocorre o acúmulo de glicose e frutose, como resultado da mudança bioquímica no amadurecimento do fruto (Possner et al., 1981; Possner e Kliwer, 1985).

2.6. Bioquímica do amadurecimento da baga

Após o conjunto de processos bioquímicos da maturação, as bagas passam de um estado em que elas são verdes, duras, ácidas e com pouco açúcar para um estado em que são macias, doces, menos ácidas e fortemente coloridas e aromatizadas (Kennedy, 2002; Conde et al., 2007). Por se tratar de um fruto não climatérico, essas modificações só podem ocorrer enquanto a baga está unida ao resto da planta. Nesse caso, o aumento da concentração de determinada substância na baga pode ocorrer pela sua importação, biossíntese ou perda de água no tecido vegetal (Possner e Kliwer, 1985).

O acúmulo de açúcares na forma de glicose e frutose dentro do vacúolo das células do mesocarpo é uma das principais características do processo de amadurecimento e a consideração comercial de maior importância para produtores de uva, vinho e uva-passa. Esse acúmulo inicia-se no pintor e continua durante o amadurecimento (Swanson e Elshishiny, 1958, citado por Conde et al., 2007).

Vinte dias após o pintor, a concentração de hexoses na baga é de aproximadamente 1 M, com uma razão glicose/frutose próxima a 1. Como a sacarose é o principal açúcar translocado na uva, o rápido acúmulo de hexoses característico do amadurecimento da baga envolve a atividade de invertases (Fillion et al., 1999; Pérez e Gómez, 2000).

A invertase catalisa a hidrólise da sacarose, vinda do floema, nos seus monossacarídeos constituintes: glicose e frutose (Kliewer, 1965; Koch, 2004). Com base no critério de que a reação de hidrólise da sacarose é irreversível, a invertase é considerada enzima reguladora do metabolismo de carboidratos (Hawker, 1969; Storm et al., 1995). Diferentes isoformas de invertases estão localizadas na parede celular, no citoplasma e no vacúolo (Ishikawa et al., 1989; Dreier et al., 1998).

A hidrólise da sacarose pela invertase da parede celular promove o descarregamento do floema por impedir seu retorno ao floema e por manter um gradiente de concentração de sacarose. A expressão e a atividade dessa isoforma aumentam com o amadurecimento da baga e têm seu maior nível no último estágio (Zhang et al., 2006).

A atividade da invertase de parede celular requer uma ação coordenada com transportadores de monossacarídeos. A clonagem do cDNA de seis transportadores de hexose de membrana mostrou que um deles (*VvHT1*) é expresso em órgãos dreno como folha jovem e cacho (Hayes et al., 2007). Microarranjos e RNA blot revelaram que esse transportador é fortemente expresso após o pintor, quando há acúmulo de hexoses. RT-PCR quantitativo demonstrou que a expressão é baixa na última etapa do amadurecimento (Terrier et al., 2005). Adicionalmente, análises de “western blot” mostraram que os níveis de proteína de *VvHT1* é mais abundante nos estágios iniciais de desenvolvimento da baga e ausente no amadurecimento. Na fase de acúmulo de açúcares foi encontrada alta expressão de *VvHT2* e *VvHT3* (Conde et al., 2006; Hayes et al., 2007).

Duas invertases vacuolares foram clonadas de bagas, cuja expressão é alta nos estágios iniciais do desenvolvimento, mas diminui grandemente quando o acúmulo de hexose inicia (Davies e Robinson, 1996). Estudos revelaram que no final do amadurecimento há significativo aumento na atividade de invertase vacuolar, que é proporcional ao aumento no tamanho da baga (Dreier et al., 1998; Souza et al., 2005). Acompanhando esse aumento na atividade da enzima, há um acréscimo nos níveis de hexoses na baga (Hawker, 1969; Pérez e Gómez, 2000; Souza et al., 2005).

2.7. Influência da temperatura e da luz na composição química da uva

Além dos fatores genéticos, fatores ambientais como, temperatura, luminosidade e disponibilidade hídrica influenciam a composição da uva. Esses fatores exercem modificações no metabolismo de açúcares, ácidos orgânicos e metabólitos secundários da baga (Smart e Sinclair, 1976; Bureau et al., 2000; Ribéreau-Gayon et al., 2003).

Os ácidos tartárico e málico, geralmente, somam de 69 a 92% de todos os ácidos orgânicos de bagas e folhas de videira (Kliewer, 1966). Os níveis de ácido málico variam grandemente entre bagas em desenvolvimento e maduras, enquanto os níveis de ácido tartárico têm menor variação (Kliewer, 1965). Um menor conteúdo de ácido orgânico (ácido málico) é geralmente relatado quando a temperatura da baga é maior em relação ao estímulo respiratório (Ruffner et al., 1984).

Segundo Pereira et al (2006), bagas expostas a maior radiação foram menores e com menor quantidade de ácidos orgânicos e nitrogênio, porém com mais açúcar. Kliewer e colaboradores, utilizando salas de crescimento com temperaturas controladas, confirmaram observações de campo que regiões com temperatura mais amena, tipicamente produzem uvas com maiores concentrações de ácidos orgânicos e, contrariamente, regiões quentes produzem uvas com baixa acidez (Kliewer e Lider, 1968; Kliewer e Weaver, 1971; Kliewer, 1973).

Ao contrário do ácido málico, cujo teor varia muito desde o desenvolvimento até o amadurecimento da baga, a biossíntese de ácido tartárico é limitada da pós-antese até o pintor (Saito e Kasai, 1982). Os intermediários da via de biossíntese do ácido tartárico já foram descobertos, mas existe pouca informação a respeito das enzimas que catalisam as reações. Apesar de ele ser considerado o ácido mais importante da uva, visto que a videira é uma das raras plantas que o sintetiza em quantidade elevada, possibilitando até sua extração comercial, pouco se sabe sobre sua biossíntese sob diferentes temperaturas (Ruffner, 1982; Rizzon e Miele, 2001).

A razão malato/tartarato freqüentemente é utilizada como índice de amadurecimento da baga, sendo correlacionada com o desenvolvimento do sabor da uva. Essa razão varia muito entre as variedades, condições de crescimento e estação do ano, impossibilitando predizer valores (Ruffner, 1982).

Existem três classes de flavonóides distribuídos na uva: antocianinas, isoflavonóides e taninos. A casca e a semente são as principais áreas de acúmulo desses compostos (Close e Beadle, 2003). As antocianinas e os isoflavonóides estão localizados nos vacúolos das células da casca (no caso das cultivares tintas também se depositam nos vacúolos das células da polpa) e os taninos são mais abundantes nas sementes (Downey et al., 2003; Bogs et al., 2005).

As antocianinas são responsáveis pela cor das uvas tintas (Riberéau-Gayon e Glories, 1986; Kennedy, 2002). Os flavonóides são geralmente considerados como protetores contra radiação UV e radicais livres, mas embora menos coloridos também contribuem para a cor das uvas juntamente com as antocianinas (Flint et al., 1985; Smith e Markham, 1988; Boulton, 2001; Downey et al., 2003). A função dos taninos nas uvas não está bem definida, mas devido ao seu amargor e à adstringência atuam como protetor contra o ataque de animais herbívoros e insetos (Harborne e Grayer, 1993). No vinho, os taninos são um importante componente do impacto gustativo e do corpo (Glories, 1988; Gawel et al., 2000), além de contribuir para a estabilidade da cor ao formar polímeros complexos de vida longa com as antocianinas (Mateus et al., 2002; Malien-Aubert et al., 2002; Vidal et al., 2002). Das três classes de flavonóides, os taninos estão presentes em maior proporção nas uvas, seguidos pelas antocianinas e flavonóides (Souquest et al., 1996).

Atenção especial tem sido dispensada aos benefícios à saúde proporcionados pelas antocianinas. Estudos epidemiológicos têm indicado que o consumo moderado de produtos que contêm antocianinas, como vinho tinto, diminui o risco de doenças cardiovasculares (Hou, 2003).

Foi verificado que, o padrão de antocianinas foi claramente afetado pela exposição à luz (Crippen e Morrison, 1986; Kolb et al., 2003). No entanto, temperaturas acima de 30 °C começam a induzir uma perda seletiva de antocianinas por degradação (Coombe, 1987). A exposição das bagas à luz reduz também, a quantidade de antocianidinas intermediárias (Pereira et al., 2006). A expressão dos genes de biossíntese de antocianinas foi estimulada por baixa temperatura e reprimida por altas temperaturas em várias plantas como uva (Mori et al., 2005; Yamane et al., 2006), maçã (Ubi et al., 2006) e milho (Christie et al., 1994).

Outros fatores influenciam a biossíntese de flavonóides em plantas, entre eles a altitude (Mateus et al., 2001), tipo de solo, estado nutricional (Keller e Hrazdina, 1998; Keller et al., 1998), desfoliação (Cortell et al., 2005) e fatores de crescimento (Hiratsuka et al., 2001; Ban et al., 2003; Jeong et al., 2004; Chervin et al., 2004). Muitos desses fatores têm sido estudados em uvas, focando primariamente a cor da uva.

Os estudos do efeito da luz na biossíntese de flavonóides em videira têm usado uma série de ferramentas envolvendo o uso de tratamentos físicos para causar sombra, incluindo cobertura plástica (Kliewer et al., 1967), tecidos (Smart et al., 1988) e sacos (Weaver e McCune, 1960, Kliewer e Antcliff, 1970). Essas ferramentas resultam em uma taxa de diferentes níveis de exposição do fruto e em alguns casos diferentes níveis de exposição da folha com concomitante impacto na fotossíntese. Onde o sombreamento nas folhas ocorre, o conteúdo de flavonóides nas uvas decresce significativamente (Crippen e Morrison 1986; Smart et al., 1988), pois há um decréscimo na fixação de carbono nessas plantas que resultam em um menor nível de outros metabólitos como açúcares e ácidos orgânicos (Smart et al., 1988; Rojas-Lara e Morrison, 1989).

A aplicação de tratamentos de sombra também tem sido mostrada por alterar substancialmente a temperatura e a umidade dentro da copa (Rojas-Lara e Morrison, 1989; Haselgrove et al., 2000). O aumento da umidade na copa tem dois efeitos. Primeiro, por diminuir o déficit de pressão de vapor, a transpiração e a fotossíntese diminuem reduzindo o crescimento e subseqüentemente o acúmulo de flavonóides. Segundo, a alta umidade aumenta o risco de patogêneses através da infecção fúngica ou bacteriana (Emmett et al., 1992), que pode causar uma resposta geral à injúria induzindo o acúmulo de flavonóides (Mehdy e Lamb, 1987; Vogt et al., 1994).

O aumento da temperatura na planta através do calor direto por incidência de radiação ou pelo aumento da temperatura do ar, aumenta a taxa de processos metabólicos na planta com um aumento no desenvolvimento e acúmulo de metabólitos (Ebadi et al., 1995; Dokoozlian e Kliewer, 1996). Um estudo com uvas de mesa mostrou que quando cresceram no escuro, as uvas 'Tokay' permaneceram verdes (Weaver e McCune, 1960). A partir desse trabalho, outros estudos mostraram que baixos níveis de luz também reduzem a cor da uva de mesa 'Emperor' e na uva de vinho 'Pinot Noir' (Kliewer, 1970; 1977). Resultados

similares foram mais tarde relatados em 'Shiraz' (Smart et al., 1985) e 'Cabernet Sauvignon' (Morrison e Noble, 1990; Hunter et al., 1991; Dokoozlian e Kliewer, 1996). Juntos esses resultados sugerem uma forte hipótese de que a luz é necessária para a formação de cor nas uvas, o que é reforçado por observações em outras espécies, como maçã onde a luz é um requerimento absoluto para a biossíntese de antocianinas (Dong et al., 1998). Geralmente, há um consenso que diz que baixa luz reduz antocianinas e outros flavonóides, enquanto o aumento de luz aumenta os flavonóides da uva (Wicks e Kliewer, 1983; Dokoozlian e Kliewer, 1996).

É difícil separar os efeitos da luz e da temperatura. Para separar os efeitos da luz, Spayd e colaboradores (2002) resfriaram artificialmente frutos mais expostos à luz e aqueceram artificialmente frutos menos expostos. Os frutos resfriados mais expostos acumularam mais antocianinas, demonstrando que o acúmulo é mais função da temperatura que da luz. Existe uma extensa literatura sugerindo que a temperatura exerce maior influência na biossíntese de antocianinas do que a luz (Spayd et al., 2002; Mori et al., 2007; Tarara et al., 2008).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Descrição da área

Os experimentos foram realizados no 3º distrito do município de São Fidélis-RJ, em um vinhedo de 0,3 ha instalado no Sítio Tabuinha. A área experimental se encontra a uma latitude de 21º30'58" S e longitude de 41º42'49,6" W e foi gentilmente cedida pela proprietária Sra. Neusa Hespanhol Viana.

3.2. Material Vegetal

3.2.1. Copa

A cultivar 'Niagara Rosada', também chamada 'Francesa Rosa', foi descrita em Jundiaí - São Paulo em 1933. É resultante de mutação somática natural da uva 'Niagara' (*Vitis labrusca* L. x *Vitis vinifera* L.). É uma videira rústica, pouco exigente quanto aos tratamentos fitotécnicos, apresenta vigor médio, é muito produtiva e tolerante a pragas e doenças. Sua produtividade é de 25 a 30 t/ha com teor de SST de 14 a 17 °Brix. É considerada o padrão nacional de uva de mesa comum (Pommer et al., 1997; Camargo, 1998).

A uva produzida é rosada, de bagas grandes, sabor aframboezado e doce, a polpa se desprende facilmente da casca. Os cachos são de tamanho médio, cônicos e compactos, pesando em média 200 a 300 g, sendo bem atraente ao consumidor. (Pommer, 2003; Giovannini, 2008).

3.2.2. Porta-enxerto

As mudas do vinhedo onde foram realizados os experimentos foram produzidas por meio de enxertia de mesa tendo como porta-enxerto IAC-572. Este porta-enxerto é o resultado do cruzamento *Vitis caribaeae* x *Vitis riparia* x *Vitis rupestris* 101-14, realizado por Souza-Neto em 1959. Apresenta ótimo vigor tanto em solos argilosos como arenosos. Suas folhas são resistentes às doenças criptogâmicas, enraíza com facilidade e possui características das videiras tropicais. É recomendado para as videiras 'N. rosada', 'N. branca', 'Isabel' e 'Patrícia' (Pommer et al., 1997).

3.3. Condução do vinhedo

A formação das plantas foi feita no sistema de latada, com condução do tipo espinha de peixe e espaçadas 2,5 m entre linhas e 2,0 m entre plantas. A irrigação das plantas foi feita por gotejamento, com dois gotejadores por planta situados a 0,50 m do caule.

O vinhedo foi instalado em junho de 2006, assim as plantas utilizadas nos experimentos estavam com aproximadamente 1,5 a 2,0 anos de idade.

3.4. Podas

Os experimentos foram realizados em dois ciclos de produção que serão aqui chamados de primeiro e segundo ciclo. Foi realizada uma poda curta de formação em junho de 2007 em todas as plantas do vinhedo e as podas de produção nas plantas utilizadas nos experimentos foram realizadas nos dias 10/04/2008 (primeiro ciclo) e 16/07/2008 (segundo ciclo). As podas de produção foram do tipo mista, as varas ficaram com seis a oito gemas e os esporões com duas gemas. Para quebrar a dormência das gemas, após as podas pulverizou-se solução de cianamida hidrogenada 50 mL L^{-1} nas gemas dos ramos podados, exceto nos esporões.

Durante os ciclos foram realizados tratos fitossanitários, manejo manual de plantas daninhas e práticas como amarração, eliminação de ramos em excesso, de brotações duplas e de gavinhas, desnetamento, além de desbastes de bagas e cachos de acordo com as exigências da cultura.

3.5. Dados climáticos

A temperatura e a umidade relativa do ar foram monitorados durante os experimentos, por meio de sensor automático (Datalog WatchDog) instalado na área, que coletava os valores a cada trinta minutos. Os dados apresentados representam a temperatura (Figura 1) e a umidade relativa do ar (Figura 2) diários do ano de 2008.

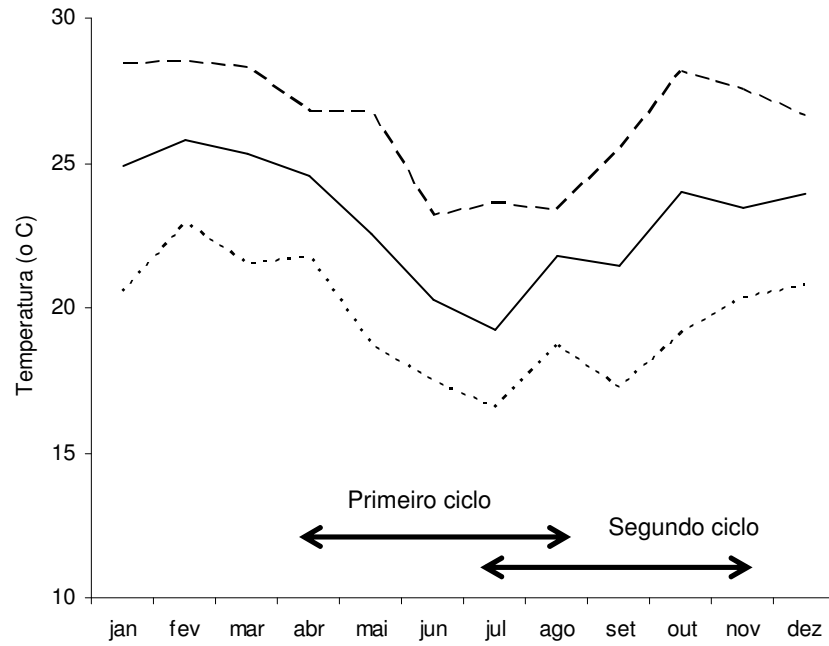


Figura 1: Temperatura do ar máxima (---), média (—) e mínima (- -) no vinhedo no ano que foram realizados os experimentos em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).

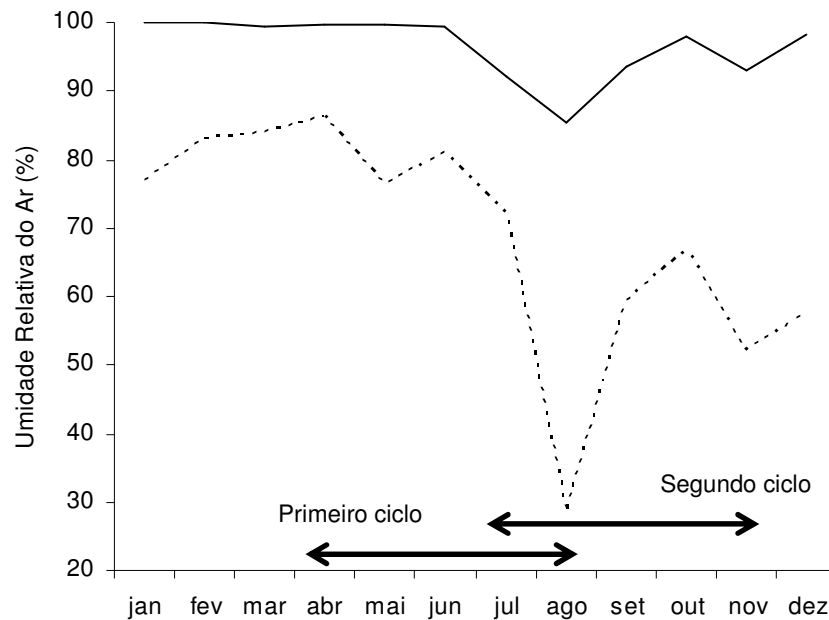


Figura 2: Umidade relativa do ar máxima (—) e mínima (- -) no vinhedo no ano que foram realizados os experimentos em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008).

3.6. Marcação e coleta dos cachos

Para cada ciclo, aproximadamente um mês após a poda de produção, foram feitas as marcações nos cachos que seriam utilizados para as análises qualitativas e quantitativas. Nesse momento as plantas estavam em um estágio fenológico onde as inflorescências estavam todas fechadas.

Os cachos foram marcados, com o objetivo de selecionar para os experimentos cachos no mesmo estágio de desenvolvimento. Os cachos que estavam com as flores completamente fechadas foram marcados com uma fita e a abertura floral foi acompanhada tendo sua data marcada. Posteriormente, os cachos foram coletados, semanalmente, de acordo com o seu desenvolvimento.

As coletas referentes ao primeiro ciclo foram realizadas do dia 16/06/2008 ao dia 11/08/2008 e no segundo (segundo ciclo) do dia 22/09/2008 ao dia 17/11/2008. As coletas foram iniciadas 63 (primeiro ciclo) e 68 (segundo ciclo) dias após a poda (DAP) com as bagas no estágio de ervilha, e finalizadas aos 119 (primeiro ciclo) e 126 (segundo ciclo) dias, no ponto de colheita, totalizando nove coletas para cada ciclo.

Os cachos foram retirados com o auxílio de uma tesoura de colheita tomando o cuidado necessário para evitar danos físicos aos mesmos. Para cada data de colheita foram tomados quatro cachos de plantas diferentes, sendo cada um uma repetição. Cada cacho foi identificado, colocado em saco de polipropileno e mantido em caixa de isopor contendo gelo artificial para ser transportado ao laboratório onde todas as avaliações foram realizadas.

3.7. Dados quantitativos:

3.7.1. Comprimento de cacho (mm)

O cacho de cada repetição teve o comprimento tomado com o auxílio de uma trena.

3.7.2. Largura de cacho (mm)

Foi realizada com auxílio de uma trena.

3.7.3. Peso da matéria fresca de cacho (g)

Foi determinado por meio de pesagem em balança analítica com capacidade para 4,0 Kg, precisão de 0,01 g.

3.7.4. Diâmetro de baga (mm)

Foi determinado com o auxílio de paquímetro digital.

3.7.5. Peso da matéria fresca de dez bagas (g)

Foram retiradas bagas das porções proximais, medianas e distais dos cachos, formando oito amostras compostas por 10 bagas cada uma, sendo duas amostras de cada repetição. A matéria fresca de cada amostra foi determinada por meio de pesagem em balança analítica com capacidade para 4,0 Kg, precisão de 0,01 g. Quatro dessas amostras foram utilizadas para realizar as análises físico-químicas e as outras quatro foram congeladas com nitrogênio líquido e mantidas a - 70 °C para serem utilizadas nas determinações de açúcares solúveis e na atividade enzimática.

3.8. Análises físico-químicas

3.8.1. Sólidos solúveis totais (SST)

O teor de sólidos solúveis totais foi obtido por refratometria. As bagas sem a casca foram prensadas em uma prensa manual e o suco resultante foi tomado com uma pipeta para realizar leituras utilizando o refratômetro portátil ATAGO N1. As leituras foram na faixa de 0 a 32 °Brix (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985).

3.8.2. Acidez total titulável (ATT)

Para determinação da acidez titulável, 5 mL do suco de polpa foram diluídos em 40 mL de água destilada adicionando-se três gotas de indicador de fenolftaleína 1%. A titulação foi realizada, sob agitação, com solução de NaOH 0,1 N, previamente padronizada com biftalato de potássio até a virada de cor da amostra (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985). Os resultados foram expressos em g

equivalente de ácido tartárico (100 g de polpa)⁻¹, pela aplicação da seguinte equação:

g equivalente de ácido tartárico (100 g de polpa)⁻¹ = V f N PE100 / M, na qual:
V= volume de NaOH 0,1N gasto na titulação; f= fator de correção devido à padronização (0,94); N= normalidade do NaOH (eqL⁻¹); PE= peso equivalente do ácido tartárico (g eq⁻¹); M= massa de polpa (g).

3.8.3. Relação entre sólidos solúveis totais (SST) e acidez total titulável (ATT)

A relação entre sólidos solúveis e acidez titulável foi obtida pela divisão do teor de sólidos solúveis pela acidez titulável. Os resultados foram expressos por meio dos valores absolutos encontrados (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985).

3.8.4. Determinação do pH

Foi determinado por potenciometria, na mesma amostra preparada para a determinação da acidez titulável. A determinação do pH ocorreu antes da titulação da amostra com NaOH 0,1 N (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985).

3.9. Determinação de clorofilas e carotenóides

Para determinar a concentração de clorofila total e carotenóides foram utilizadas aproximadamente 2 g de casca das bagas, que foram cortadas em pequenos pedaços com o auxílio de um bisturi e colocadas em um tubo de ensaio contendo 5 mL de dimetilsulfóxido (DMSO). Os tubos foram cobertos com papel alumínio para evitar o contato com a luz e mantidos por 72 h a 14 °C. Após o período de repouso, foi tomada uma alíquota de 270 µL do homogenato para realizar a leitura da absorvância a 649 e 665 nm no leitor de microplacas (modelo µQuant – Biotech, USA) (Hiscox e Israelitam, 1979 modificado). Os teores de clorofila total e carotenóides foram determinados pelas seguintes equações (Welburn, 1994):

$$\text{Clorofila total} = [(12,19 \times \text{Abs}_{665}) - (3,45 \times \text{Abs}_{649})] + [(21,99 \times \text{Abs}_{649}) - (5,32 \times \text{Abs}_{665})]$$

$$\text{Carotenóides} = [1000 \times \text{Abs}_{480}) - (2,14 \times (\text{clorofila } a)) - (70,16 \times (\text{clorofila } b))] / 220$$

Os resultados foram expressos em $\mu\text{g g MF}^{-1}$.

3.10. Determinação de flavonóides totais

Para as avaliações de flavonóides foram utilizadas aproximadamente 2 g de casca de uva. As amostras foram cortadas em pequenos pedaços, para aumentar a superfície de contato, pesadas e colocadas em tubo de ensaio contendo 5 mL de uma solução 85 % de etanol e 15 % de HCl 1,5 N. Os tubos de ensaio totalmente protegidos da luz, com papel alumínio foram mantidos por 24 h a 14 °C. Após o período de repouso, foi tomada uma alíquota de 270 μL do homogenato para realizar a leitura da absorvância a 374 nm no leitor de microplacas (modelo μQuant – Biotech, USA) (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985). Os teores foram calculados pela seguinte equação:

$$\text{Flavonóides} = (\text{Abs}_{374\text{nm}} \times \text{volume de extração em mL} \times 100) / (\text{peso fresco} \times 76,5)$$

Os resultados foram expressos em $\mu\text{g g MF}^{-1}$.

3.11. Determinação de antocianinas

Para a determinação do conteúdo de antocianinas foi utilizado o mesmo homogenato descrito no item anterior. A leitura da absorvância foi realizada a 535 nm no leitor de microplacas (modelo μQuant – Biotech, USA) (Pregnoatto e Pregnoatto, 1985). Os valores foram convertidos para $\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ de matéria fresca pela seguinte equação:

$$\text{Antocianinas} = (\text{Abs}_{535\text{nm}} \times \text{volume de extração em mL} \times 100) / (\text{peso fresco} \times 98,2)$$

3.12. Extração de açúcares solúveis e redutores

Foi macerada, em almofariz contendo nitrogênio líquido, pequenos pedaços de amostra das bagas congeladas (citadas no item 3.7.5.), em seguida,

foram pesados aproximadamente 0,1 g e adicionado 1 mL de etanol 80 %. O macerado foi filtrado em tecido fino (organza), colocado em tubos Eppendorf (1,5 mL), homogeneizado por inversão e mantido em banho-maria a 70 °C por 90 minutos. Passado esse tempo, as amostras foram centrifugadas a 4 °C, 13600 x g por 10 minutos na centrífuga Modelo Mega 21R - Coréia. O sobrenadante, no qual se encontravam os açúcares, foi coletado com o auxílio de uma pipeta, colocado em tubo Eppendorf e mantido sob refrigeração. Ao precipitado foram adicionados 1 mL de etanol 80% e após homogeneização as amostras foram novamente centrifugadas nas mesmas condições descritas acima. O sobrenadante foi acrescentado ao tubo da primeira centrifugação e o precipitado descartado. O extrato final foi congelado com nitrogênio líquido e mantido a 5 °C até a determinação dos açúcares.

3.12.1. Determinação de açúcares solúveis

Para quantificar os açúcares extraídos das amostras de uva foi utilizado o Método de Stitt e colaboradores (1989) com algumas modificações. As determinações de glicose, frutose e sacarose, foram realizadas por análise enzimática a cargo da redução do NAD⁺, com leitura espectrofotométrica a 340 nm (Stitt, et al., 1989). As leituras foram realizadas pelo leitor de microplacas (modelo μ Quant – Biotek, USA), onde foram adicionados nos poços da placa, a amostra, a água e o tampão composto de Imidazole 100 mM pH 7,4, MgCl₂ 5 mM, NAD⁺ 2 mM e ATP 1 mM. Antes de acrescentar 2 unidades da primeira enzima (Glicose-6 fosfato desidrogenase), foram realizadas leituras das amostras até atingir valores constantes de absorvância. Em seguida, foram acrescentadas ao meio 1,5 unidades de Hexoquinase para determinar a concentração de glicose. Ao final da reação, acrescentaram-se ao meio, 3 unidades de Fosfoglicose Isomerase e 5 unidades de β -fructosidase para a obtenção das concentrações de frutose e sacarose, respectivamente. Para cada enzima acrescentada foram feitas leituras a cada dez minutos até obter-se um valor máximo de absorvância.

A concentração dos açúcares foi expressa em nmol g⁻¹, utilizando as seguintes equações:

$$DOD_{\text{glicose}} = \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Hexoquinase Final} - \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Hexoquinase Inicial}$$

$$[\text{Glicose}] = [(\text{DOD}_{\text{glicose}}/6,22)] \times (2000 / 855) \times (2000 / 20) \times (1/\text{MF})$$

$$\text{DOD}_{\text{frutose}} = \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Fosfoglicose Isomerase Final} - \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Fosfoglicose Isomerase Inicial}$$

$$[\text{Frutose}] = [(\text{DOD}_{\text{frutose}}/6,22)] \times (2000 / 855) \times (2000 / 20) \times (1/\text{MF})$$

$$\text{DOD}_{\text{sacarose}} = \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Invertase Inicial} - \text{Abs}_{340 \text{ nm}} \text{ Invertase Final}$$

$$[\text{Sacarose}] = [(\text{DOD}_{\text{sacarose}}/6,22)] \times (2000 / 855) \times (2000 / 20) \times (1/\text{MF}), \text{ onde:}$$

DOD = densidade óptica

6,22 = coeficiente de extinção do NAD⁺

2000 = volume de tampão de extração (μL)

855 = fator de correção da microplaca

20 = volume de amostra utilizado na reação (μL)

MF = massa fresca de amostra utilizada (g)

3.13. Extração da enzima invertase ácida do vacúolo (β-frutofuranosidase - E.C.3.2.1.26)

Cinco das dez bagas congeladas (citadas no item 3.7.5.) tiveram suas sementes retiradas e foram maceradas em almofariz contendo 0,8 g de PVPP, 0,0705 g de ácido ascórbico e nitrogênio líquido. Em seguida, acrescentou-se 8 mL de tampão contendo 50 mM Hepes-KOH (pH 8), 10 mM MgCl₂, 5 mM Ditioneitol (DTT), 0,5 g L⁻¹ Triton X-100, 5 mM EDTA, 20 % Glicerol e 1 mM PMSF e macerou-se um pouco mais. O extrato foi filtrado em tecido fino, colocado em tubos de 5 mL e centrifugado (Centrifuga Modelo Mega 21R - Coréia) a 4500 x g, 4 °C por 10 minutos. O sobrenadante foi reservado em tubos do tipo Falcon (15 mL), congelado com nitrogênio líquido e mantido a 5 °C, enquanto o precipitado foi descartado (Souza et al., 2005 com modificações).

3.13.1. Dessalinização dos extratos por cromatografia em coluna de exclusão molecular

Foram aplicados na coluna Sephadex G-25, 450 μL do sobrenadante obtido da extração descrita no tópico 3.13, com o objetivo de purificar o extrato. A coluna foi equilibrada com tampão contendo 25 mM Hepes-KOH (pH 8), 5 mM MgCl₂, 1 mM EDTA e 5 mM Ditioneitol (DTT). A coluna foi submetida a um fluxo

de 39,22 mL h⁻¹. Com o objetivo de identificar o tempo de retenção da amostra, foram coletados 20 tubos contendo 2 mL cada. A absorvância foi lida em comprimento de onda de 280 nm em leitor de microplacas (modelo μ Quant – Biotech, USA) revelando um pico protéico correspondente a 10,7 minutos de retenção. Identificado o tempo de retenção da amostra, as amostras seguintes foram passadas através da coluna e somente o primeiro mL e o pico protéico foram coletados. O primeiro mL de cada amostra que saía da coluna foi armazenado em tubo Eppendorf (1,5 mL) e utilizado posteriormente como branco (descrito no item a seguir). O volume correspondente ao pico protéico foi coletado em tubo do tipo Falcon (15 mL). Ambas as amostras coletadas foram congeladas em nitrogênio líquido e mantidas a 5 °C até o momento da determinação da atividade da invertase.

3.13.2. Determinação da atividade da invertase ácida do vacúolo (β -frutofuranosidase - E.C.3.2.1.26)

As amostras dessalinizadas foram utilizadas para determinar a atividade enzimática da invertase que foi realizada segundo Hunter e colaboradores (1994) com algumas modificações. Foram tomados 150 μ L da amostra e do branco, incubados em tubos Eppendorf de 1,5 mL com 150 μ L de solução de Acetato de sódio 1 M (pH 4) e a reação foi iniciada com a adição 300 μ L de sacarose 100 mM. Os tubos foram mantidos por 15 minutos a 30 °C e a reação foi parada pela adição de 90 μ L Tris-base 2,5 M (mudando o pH para a faixa alcalina). Os tubos contendo a mistura foram colocados em água a 100 °C por dez minutos e em seguida congelados com nitrogênio líquido para posterior dosagem de açúcares.

3.13.3. Dosagem de açúcares por DNS

A dosagem de açúcares da reação da enzima invertase, descrita no item anterior, foi realizada pelo método DNS. Foi feita uma curva padrão utilizando diferentes concentrações de glicose, a saber: 0, 2, 4, 6 e 8 μ mol mg⁻¹. Em tubos Eppendorf, foram colocados 200 μ L das soluções da curva padrão, do branco e das amostras extraídas da polpa de uva e em cada tubo foram adicionados 100 μ L de DNS. Os tubos foram agitados, levados ao banho-maria a 100 °C por cinco

minutos e após esfriar a temperatura ambiente foram adicionados 750 μL de água desionizada a cada tubo somente da curva padrão. A leitura da absorvância foi feita a 540 nm em leitor de microplacas (modelo μQuant – Biotech, USA) utilizando-se 270 μL presentes em cada tubo.

Para calcular a atividade da invertase, foi obtida uma equação linear utilizando os valores de absorvância das concentrações de glicose da curva padrão, onde os valores da abscissa corresponderam à concentração de açúcar e os valores da ordenada à absorvância. Para cada amostra de tecido, foi encontrado o valor de x , que foi dividido pelo tempo de incubação (15 minutos), pelo valor de peso fresco e multiplicado por 1000, expressando assim a concentração em $\mu\text{mol mg MF}^{-1} \text{ min}^{-1}$.

3.14. Delineamento experimental

Foi utilizado o delineamento de blocos ao acaso com arranjo fatorial de 2 (ciclos) x 9 (períodos de amostragem) com quatro repetições. A análise de variância foi utilizada com a aplicação do teste F a 5 % de significância. As comparações de média foram feitas pelo teste de comparações múltiplas de Tukey, a 5 % de significância. O programa estatístico utilizado para realizar as análises foi o SAS versão 8.0.

4. RESULTADOS

4.1. Dados quantitativos:

Os dados quantitativos, que são as medidas de comprimento, largura e peso de cacho, diâmetro e peso de 10 bagas apresentaram diferença significativa para os fatores e interações analisados (Tabela 1).

O peso dos cachos foi a variável que apresentou maior variabilidade. Mesmo estando os cachos coletados no mesmo estágio de desenvolvimento, houve grande diferença no tamanho dos cachos entre as plantas. No entanto, essa diferença não exerceu grande influência nas análises químicas porque o diâmetro das bagas, que é uma característica utilizada para distinguir estádios de desenvolvimento, apresentou baixo coeficiente de variação, comprovando que os cachos utilizados tinham a mesma idade.

Os resultados obtidos mostraram que, o segundo ciclo apresentou frutos maiores que o primeiro ciclo. A média das nove coletas do comprimento, da largura e do peso dos cachos foram, respectivamente, 17 %, 9,16 % e 29,1 %, maiores no segundo ciclo (Figuras 3, 4 e 5). Comparando as médias das coletas do primeiro ciclo com as do segundo ciclo, verificou-se que o diâmetro das bagas foi 10,42 % maior no segundo ciclo, já o peso de dez bagas no segundo ciclo foi 27,72 % (Figuras 6 e 7).

Tabela 1: Análise de variância resumida das variáveis comprimento de cacho, largura de cacho e peso de cacho e diâmetro de baga e peso de 10 bagas da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção

		QM ^{1/}				
FV	GL	Comprimento de cacho	Largura de cacho	Peso de cacho	Diâmetro de baga	Peso 10 bagas
Bloco	3	3,32	0,36	197,96	0,34	13,91
Ciclo (C)	1	136,12*	6,65*	44209,01*	60,63*	1484,57*
Período (P)	8	15,79*	5,56*	17755,16*	15,06*	564,14*
C * P	8	14,14*	2,16*	6076,53*	0,46*	31,48*
Resíduo	51	2,60	0,50	1018,14	0,21	6,47
Média		14,11	6,64	145,49	16,64	30,21
CV (%)		11,44	10,65	21,93	2,75	8,42

^{1/}QM = quadrado médio. * = Significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.

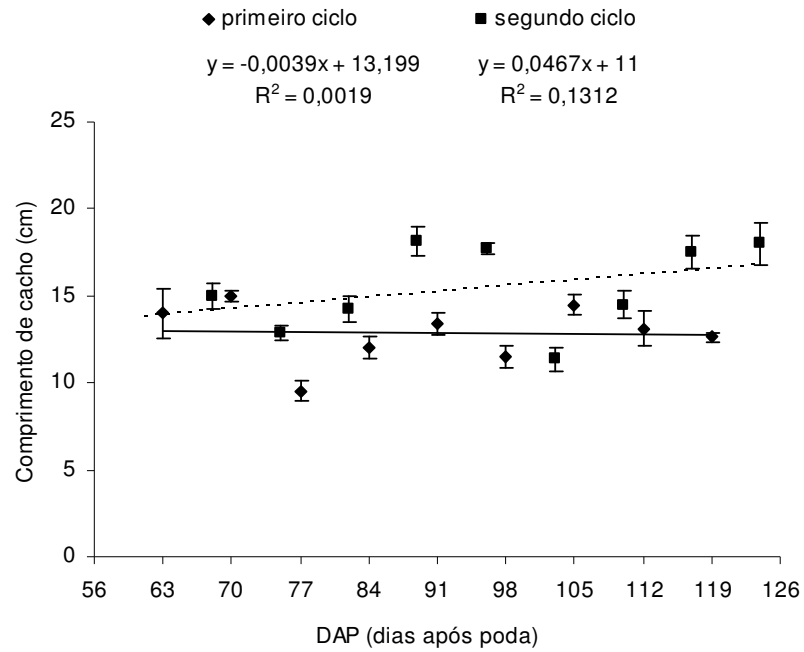


Figura 3: Variação do comprimento de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

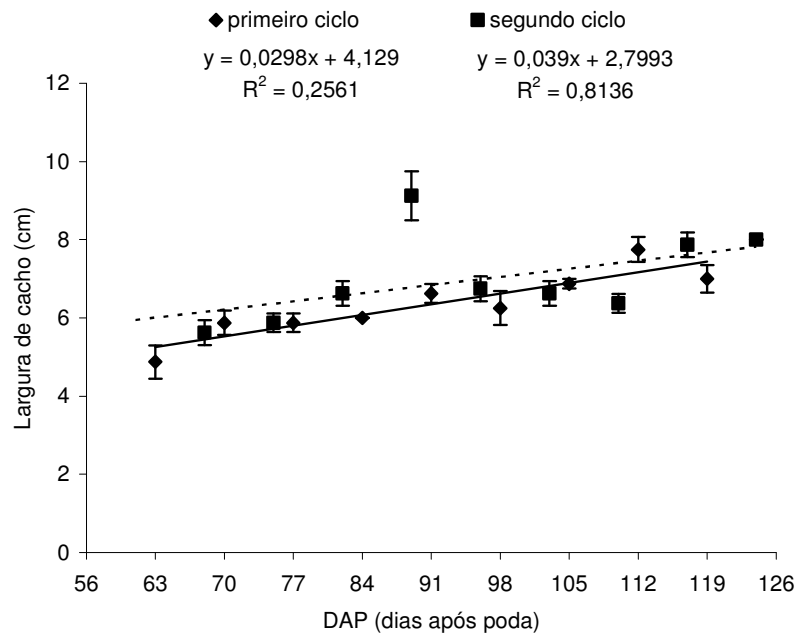


Figura 4: Variação da largura de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

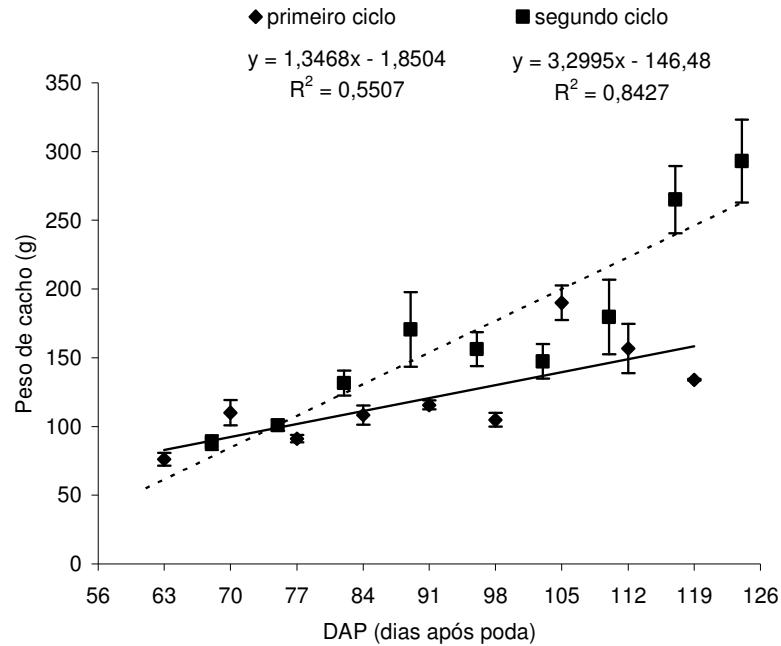


Figura 5: Variação do peso de cacho durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

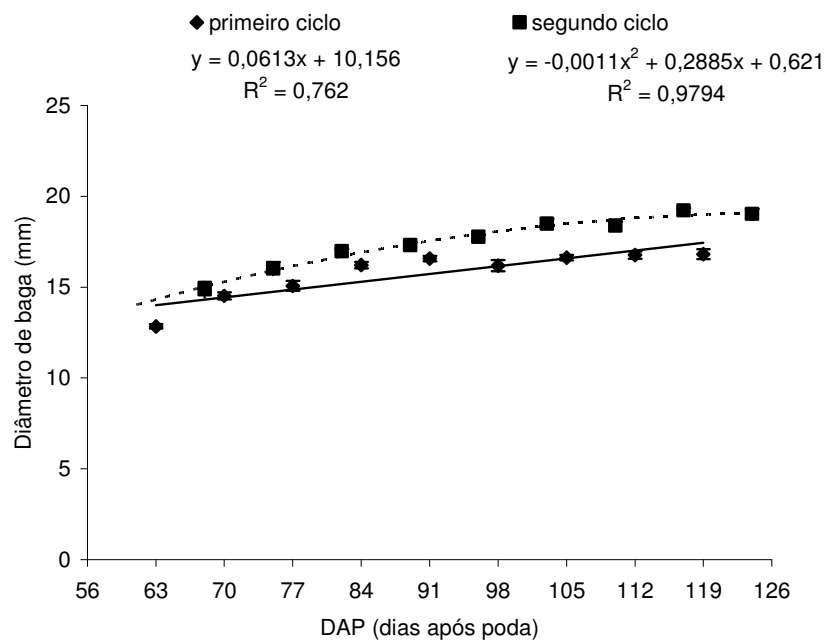


Figura 6: Variação do diâmetro de baga durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

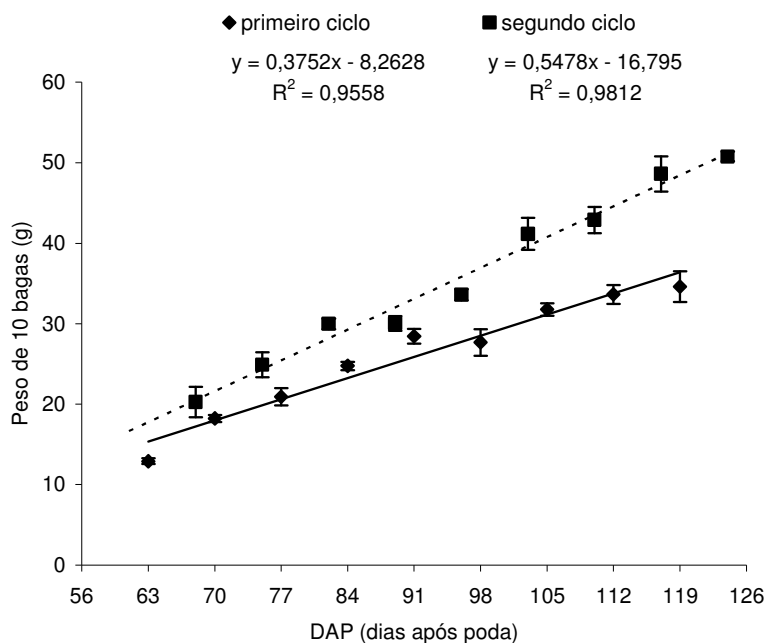


Figura 7: Variação do peso de dez bagas durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

4.2. Aspectos físico-químicos

De acordo com a análise de variância apresentada na Tabela 2, verificou-se que houve significância para todos os fatores e interações analisados (Tabela 2).

Os resultados apresentados na Figura 8 retratam a variação dos sólidos solúveis totais ao longo do desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' nos dois ciclos estudados. É possível observar no segundo ciclo, que o SST foi maior, destacando-se, principalmente a etapa final do desenvolvimento, quando os frutos alcançam valores tais que o SST médio desse ciclo foi 29,67 % maior que o primeiro ciclo (Figura 8).

É importante relatar que no primeiro ciclo houve um grande ataque de pássaros e insetos nos frutos que estavam no estágio de maturação. Esse fato antecipou, em aproximadamente dez dias, a colheita. Outro fator que prejudicou esse ciclo foram as fortes chuvas que ocorreram no período em questão. Assim, no primeiro ciclo as uvas foram colhidas com 11,6 ° Brix e no segundo ciclo com 13,35 ° Brix, em média.

Tabela 2: Análise de variância resumida das variáveis sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (ATT) e relação sólidos solúveis totais /acidez total titulável (SST/ATT) da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção

FV	QM ^{1/}				
	GL	SST	ATT	SST/ATT	pH
Bloco	3	0,42	0,03	736,75	0,002
Ciclo (C)	1	42,78*	1,28*	14711,70*	0,25*
Período (P)	8	102,53*	1,25*	19008,48*	0,34*
C * P	8	2,00*	0,24*	3834,77*	0,09*
Resíduo	51	0,36	0,01	133,27	0,002
Média		7,11	0,57	35,65	2,84
CV (%)		8,52	19,83	32,38	1,91

^{1/}QM = quadrado médio. * = Significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.

Observando a Figura 9 verificou-se que no primeiro ciclo a uva apresentou valores de acidez bem maiores que os do segundo ciclo, no início do desenvolvimento, isto é, até a quarta coleta. A partir desse ponto, a acidez foi bastante semelhante entre os dois ciclos estudados.

A relação sólidos solúveis totais e acidez total titulável foi semelhante para os dois ciclos estudados até a quinta coleta. No entanto, a partir da sexta coleta o segundo ciclo apresentou uma relação bem maior que o primeiro ciclo. Em geral, o segundo ciclo apresentou uma relação SST/ATT média 59,16 % maior que o primeiro ciclo (Figura 10).

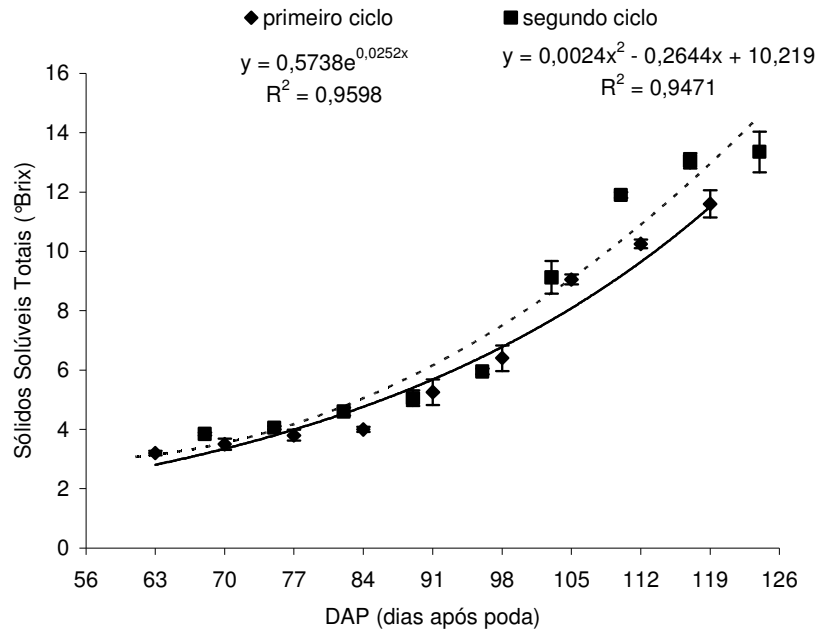


Figura 8: Variação dos sólidos solúveis totais (SST) durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

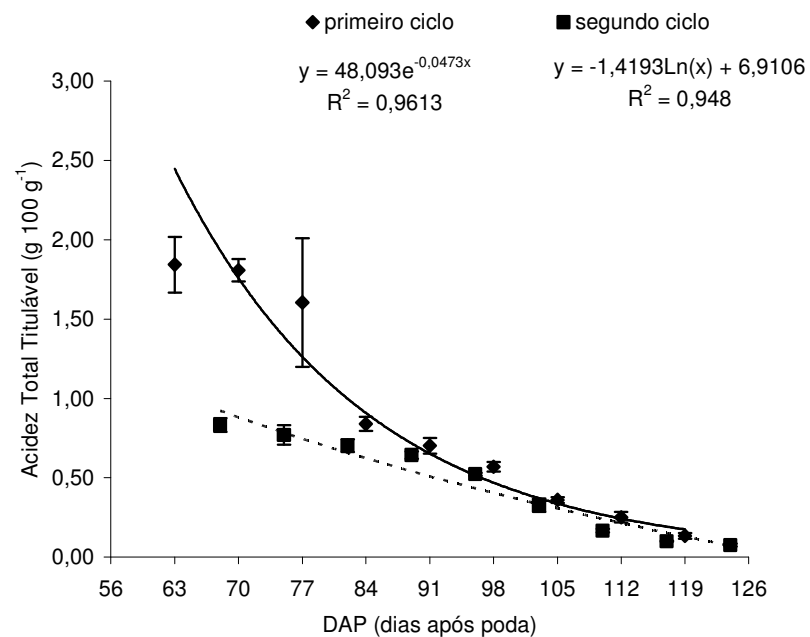


Figura 9: Variação da acidez total titulável durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

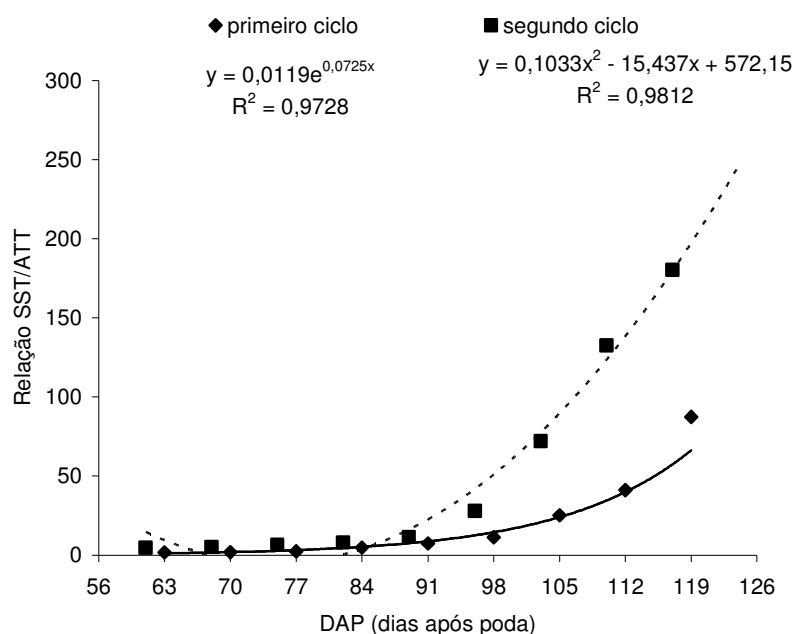


Figura 10: Variação da relação sólidos solúveis totais/acididade total titulável durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

Ao longo do desenvolvimento da uva, nos dois ciclos estudados, houve diferença significativa para o pH do suco da polpa da uva (Tabela 2). No primeiro ciclo a uva foi até a sétima coleta (105 DAP) mais ácida que no segundo ciclo (Figura 11). Nas últimas coletas (112 e 119 DAP) os valores de pH foram bastante próximos (Figura 11).

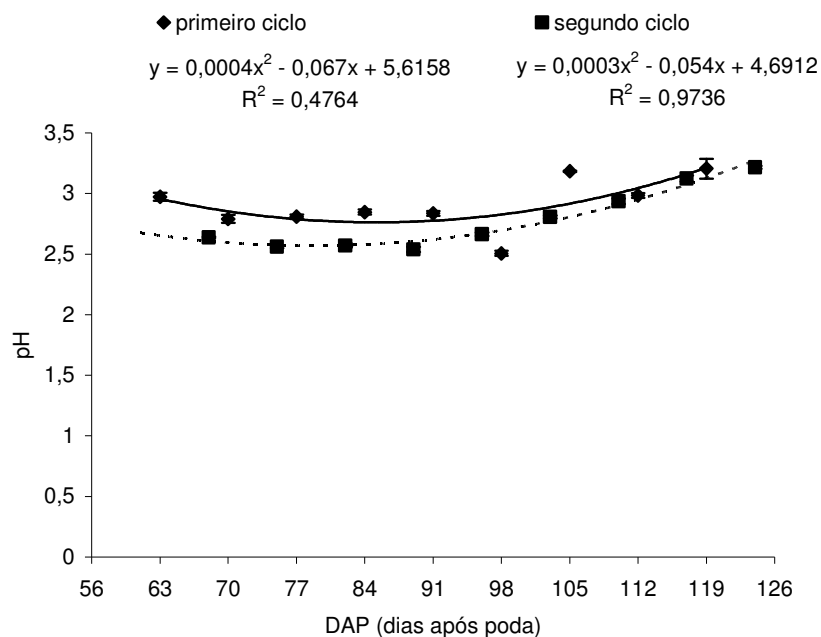


Figura 11: Variação do pH durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras verticais representam o erro padrão da média.

4.3. Clorofilas e carotenóides

De acordo com os dados apresentados na Tabela 3, para a variável clorofila total para todos os fatores e suas interações houve efeito significativo a 5 % pelo teste F.

Observando a Figura 12, verificou-se que até a quinta coleta a concentração de clorofila total foi maior no segundo ciclo comparando-se com o primeiro ciclo. Nas coletas seis, sete e oito em ambos os ciclos a concentração de clorofila total foi bastante reduzida, enquanto na última coleta, no ponto de colheita, observa-se um aumento (Figura 12).

A variável carotenóides apresentou efeito significativo somente para o fator ciclo, a 5% de significância pelo teste F (Tabela 3).

A concentração de carotenóides apresenta uma tendência à constância ao longo do desenvolvimento da baga (Figura 13). O segundo ciclo teve maiores concentrações de carotenóides que o primeiro ciclo, sendo a diferença na média dos ciclos de aproximadamente 32 %.

4.4. Flavonóides e antocianinas

As variáveis flavonóides e antocianinas apresentaram efeito significativo para todos os fatores e suas interações analisadas a 5 % de significância pelo teste F (Tabela 4).

Na Figura 14 pode-se observar que no primeiro ciclo a concentração de flavonóides foi decrescente até a sexta coleta. A partir de então se observou uma tendência à constância.

No segundo ciclo observou-se um acréscimo na concentração de flavonóides bastante significativo na última coleta, ou seja, no ponto de colheita (Figura 14). A diferença média entre os dois ciclos foi de 26,24 %.

A concentração de antocianinas, de acordo com a Figura 15, foi bem baixa ao longo do desenvolvimento da baga, mas a partir da maturação observa-se um aumento. No primeiro ciclo as bagas apresentaram concentrações de antocianinas menores que o segundo ciclo. Isso é claramente visto nas duas últimas coletas. Assim, no segundo ciclo a concentração de antocianinas foi, em média, 77,5 % maior que no primeiro ciclo.

Tabela 3: Análise de variância resumida das variáveis clorofila total e carotenóides da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção

FV	QM ^{1/}		
	GL	Clorofila total	Carotenóides
Bloco	3	7,12	0,14
Ciclo (C)	1	55,43*	4,75*
Período (P)	8	111,17*	0,13 ^{ns}
C * P	8	16,01*	0,101 ^{ns}
Resíduo	51	6,68	0,086
Média		5,85	1,41
CV (%)		44,19	20,86

^{1/}QM = quadrado médio. * = Significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.

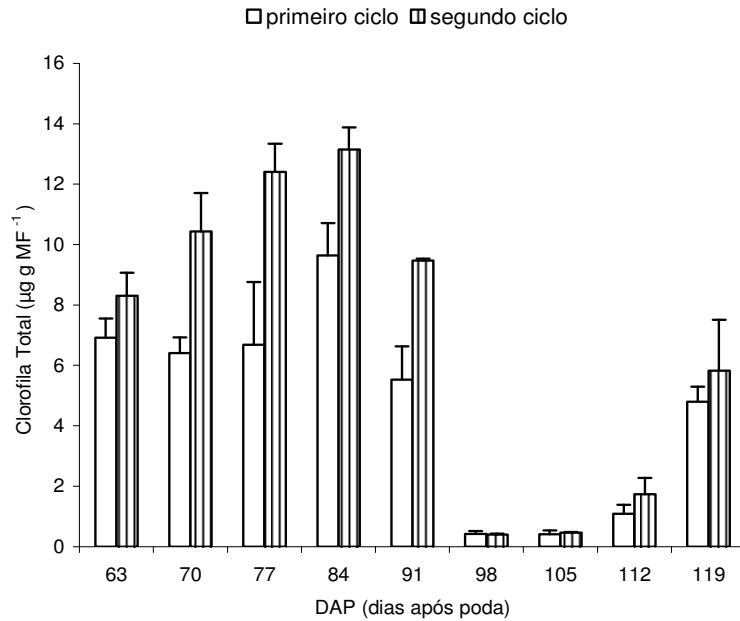


Figura 12: Variação de clorofila total durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições e as barras verticais o erro padrão da média.

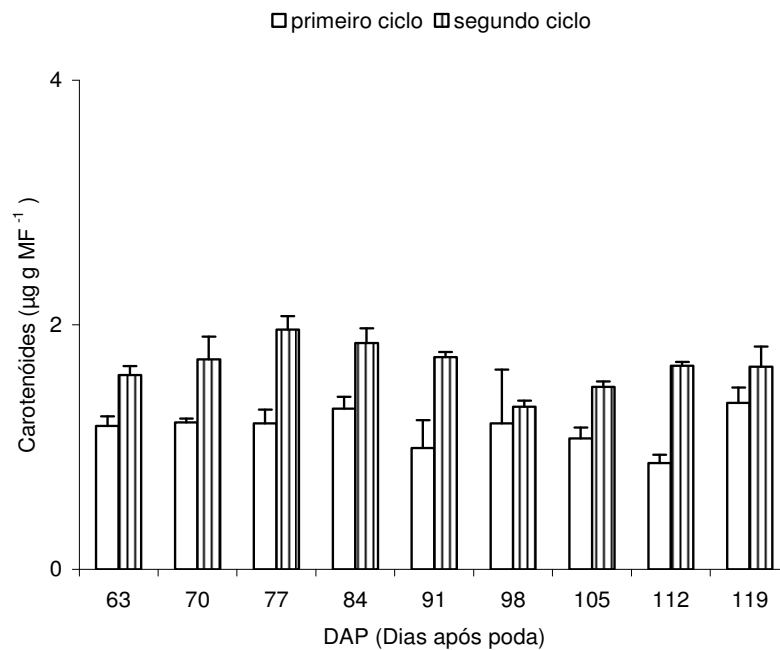


Figura 13: Variação de carotenóides durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições e as barras verticais o erro padrão da média.

Tabela 4: Análise de variância resumida das variáveis flavonóides e antocianinas da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção

FV	QM ^{1/}		
	GL	Flavonóides	Antocianinas
Bloco	3	26,06	2,68
Ciclo (C)	1	311,56*	388,31*
Período (P)	8	152,61*	289,24*
C * P	8	98,46*	129,15*
Resíduo	51	8,18	12,61
Média		13,77	3,68
CV (%)		20,76	96,46

^{1/}QM = quadrado médio. * = Significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.

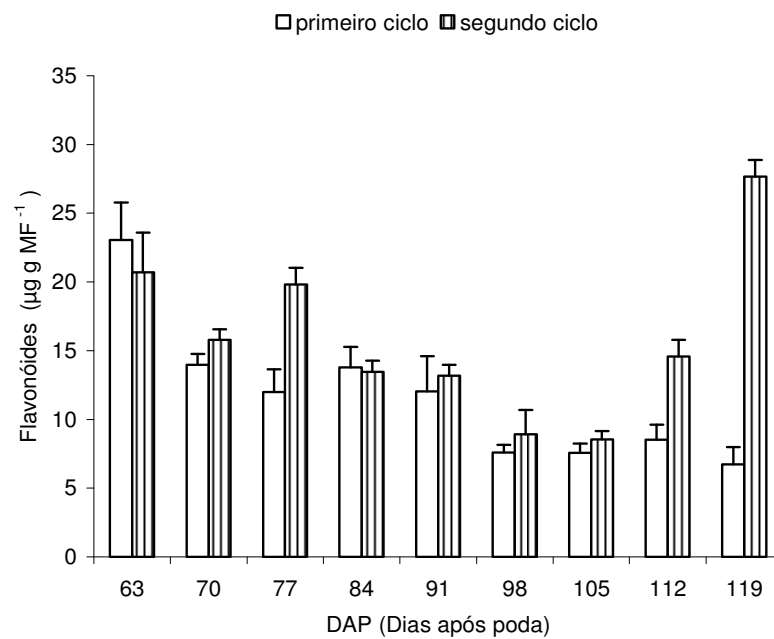


Figura 14: Variação da concentração de flavonóides durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições e as barras verticais o erro padrão da média.

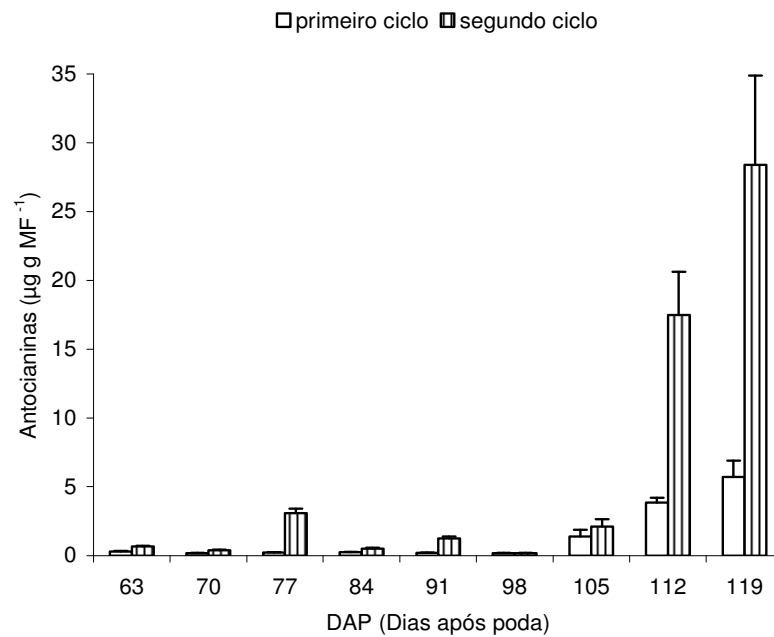


Figura 15: Variação de antocianinas durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições e as barras verticais o erro padrão da média.

4.5. Açúcares solúveis

De acordo com a análise de variância, verificou-se que houve significância para a variável sacarose para todos os fatores e interações analisados. Houve efeito significativo para os fatores ciclo e período da variável glicose, mas para a interação ciclo e período não houve significância. Para a variável frutose, o único fator que apresentou efeito significativo, a 5 % de significância pelo teste F, foi o período (Tabela 5).

Os frutos do primeiro ciclo apresentaram menores teores de açúcares solúveis quando comparados com os frutos do segundo ciclo (Figura 16 A e B). Nas coletas de número três, quatro, cinco e seis (77, 83, 91 e 98 DAP, respectivamente) o açúcar predominante é a sacarose. Essa informação é claramente observada na Figura 17, na qual os valores estão apresentados em porcentagem. Na sexta coleta observou-se um aumento de 66,17 % em relação à coleta cinco na concentração de sacarose, que supera a concentração dos outros açúcares dosados (Figura 16A).

No segundo ciclo verificou-se que o açúcar que predomina ao longo do desenvolvimento do fruto é a glicose. Nesse ciclo não foi observado grandes alterações na concentração de sacarose (Figura 16B).

A porcentagem final de sacarose do primeiro ciclo foi de mais de 30 % (Figura 17A) e no segundo ciclo de aproximadamente 10 % (Figura 17B). A concentração de sacarose é um dos atributos observados no sabor da uva, visto que, o poder adoçante desse açúcar é menor que o da frutose e da glicose.

Tabela 5: Análise de variância resumida das variáveis sacarose, glicose e frutose da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção

FV	GL	QM ^{1/}		
		Sacarose	Glicose	Frutose
Bloco	3	27279,34	4143,44	145338,14
Ciclo (C)	1	1320524,09*	273186,41*	23261,54 ^{ns}
Período (P)	8	105395,73*	399279,29*	611631,92*
C * P	8	59558,96*	62350,81 ^{ns}	141967,67 ^{ns}
Resíduo	51	27930,08	31244,79	140479,77
Média		174,23	267,11	230,99
CV (%)		95,92	66,17	162,25

^{1/}QM = quadrado médio. * = Significativo em nível de 5% de probabilidade, pelo teste F.

4.6. Atividade enzimática

4.6.1. Invertase

Observando a Figura 18 verificou-se que a atividade da invertase é representada por uma curva de padrão crescente até a oitava coleta. Na última coleta observou-se um decréscimo na atividade. A atividade dessa enzima foi semelhante para os dois ciclos estudados.

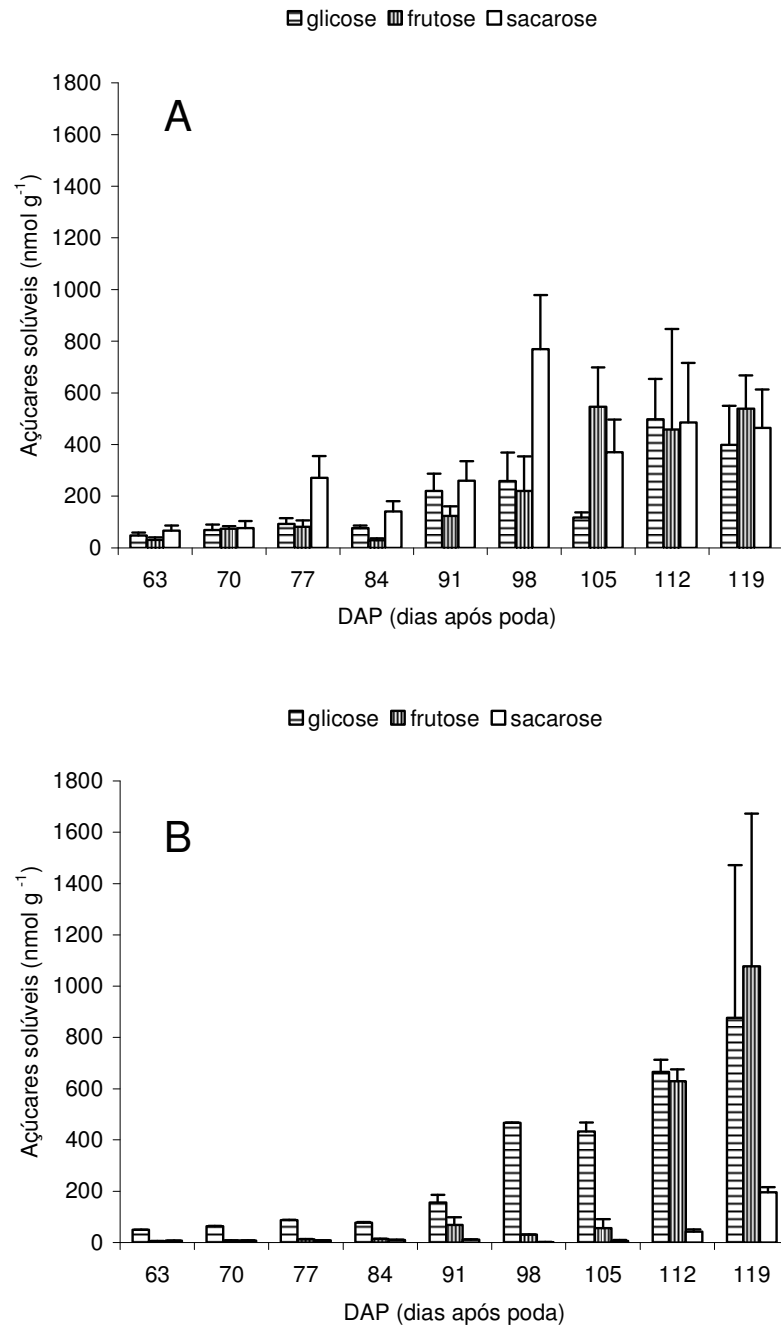


Figura 16: Variação da concentração de açúcares solúveis (glicose, frutose e sacarose) durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (A: primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e B: segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições e as barras verticais o erro padrão da média.

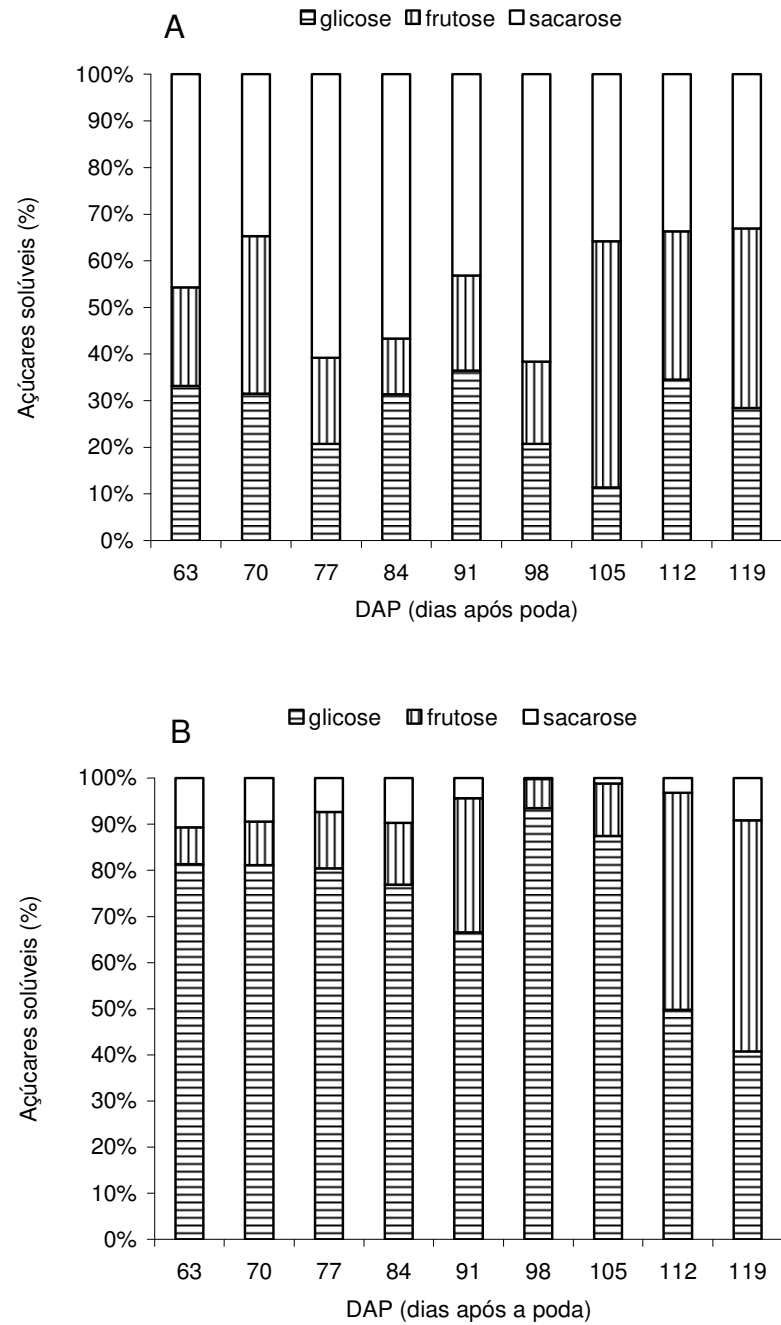


Figura 17: Porcentagem de açúcares solúveis (glicose, frutose e sacarose) durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (A: primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e B: segundo ciclo - inverno/primavera 2008). As colunas representam as médias de quatro repetições.

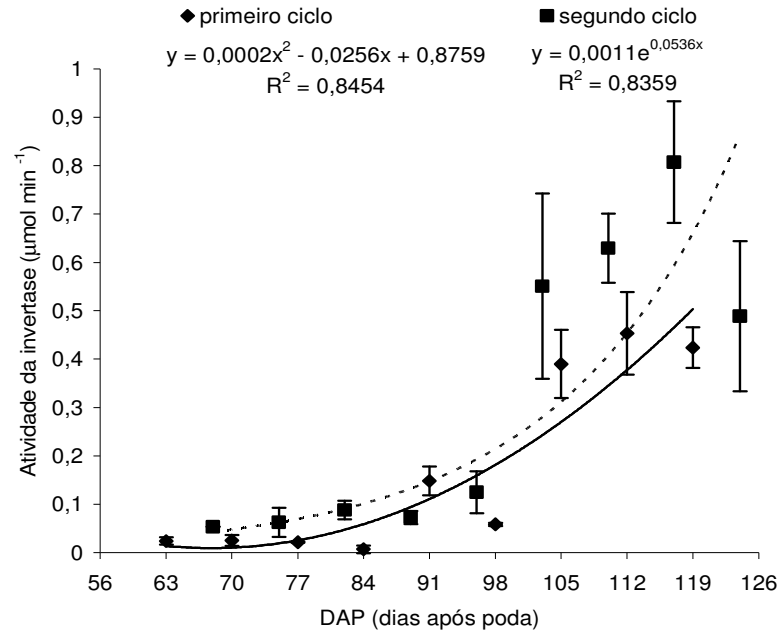


Figura 18: Variação da atividade da invertase durante o desenvolvimento e maturação da uva 'Niagara Rosada' em dois ciclos de produção (primeiro ciclo - outono/inverno 2008 e segundo ciclo - inverno/primavera 2008). Cada ponto representa a média de quatro repetições e as barras representam o erro padrão da média.

5. DISCUSSÃO

5.1. Influência dos fatores climáticos na composição química da uva

O estudo realizado em distintas épocas do ano revelou características importantes da uva produzida no município de São Fidélis. Foram estudados dois ciclos de produção. No primeiro ciclo, a uva desenvolveu-se durante o outono e o período de maturação até a colheita ocorreu no inverno. Os cachos do segundo ciclo se desenvolveram durante o inverno e o período de maturação e a colheita ocorreram na primavera.

A qualidade da uva depende muito de um período climático favorável principalmente no final da maturação (Ribéreau-Gayon et al., 2003). No mês de agosto, quando iniciaram as coletas do segundo ciclo, foi possível observar uma amplitude bastante elevada na umidade relativa, assim como se verificou uma maior concentração de compostos que contribuem para a qualidade da uva quando comparado com o primeiro ciclo. Dessa forma, pode-se inferir que essa diferença na umidade relativa do ar nesse período não exerceu uma influência negativa na composição química final da uva.

É amplamente aceito que a temperatura do ar influencia o acúmulo de antocianinas na casca da uva (Spayd et al., 2002; Yamane et al., 2006). Diferentes trabalhos têm descrito que bagas expostas a uma maior temperatura durante o desenvolvimento apresentam maior concentração de antocianinas (Morrison e Noble, 1990; Smart et al 1988). No primeiro ciclo, a temperatura ao longo do desenvolvimento da baga foi decrescente, no último mês houve um acréscimo na temperatura que ainda assim foi menor que as temperaturas mínimas que ocorreram no segundo ciclo. Dessa forma, a fase de maturação da baga no primeiro ciclo foi marcada por uma temperatura média de aproximadamente 23 °C (Figuras 1). No segundo ciclo, a temperatura oscilou bastante, alternando aumentos e decréscimos a cada mês. No entanto, no mês de outubro, quando se deu o início da maturação, observou-se uma temperatura máxima de 27 °C (Figura 1).

No ponto de colheita, a concentração de antocianinas da uva produzida no segundo ciclo foi superior à da uva do primeiro ciclo (Figura 15). Mesmo no segundo ciclo as bagas tendo sido maiores e mais pesadas, visualmente foi possível perceber que elas apresentavam coloração mais intensa que as bagas do primeiro ciclo. Os cachos, no segundo ciclo, também apresentaram maior

uniformidade na cor das bagas (dados não mostrados). A diferença entre o peso das bagas dos dois ciclos foi de aproximadamente 30 % (Figura 7), enquanto a diferença na concentração de antocianinas foi de quase 80 % (Figura 15). De acordo com os resultados obtidos, pode-se inferir que a temperatura mais elevada no período de amadurecimento tendo ocorrido na primavera foi importante para o acúmulo de antocianinas na casca da uva no segundo ciclo.

Além de afetar a biossíntese dos compostos fenólicos, a temperatura influencia consideravelmente a acidez, assim como o teor de sólidos solúveis e acidez total titulável. Em estudos com a uva vinífera Merlot foi verificado que entre três diferentes estações de crescimento o teor de SST foi maior na uva produzida no ano em que a soma térmica durante o amadurecimento (graus dias) foi maior (Tarara et al., 2006). O primeiro ciclo apresentou soma térmica igual a 1536,66 Graus dias, enquanto no segundo ciclo a soma térmica foi de 1698,39 GD, mais uma vez comprovando que a maior exposição à alta temperatura foi importante para maior teor de SST e menor acidez.

Os efeitos da luz solar na composição da uva são numerosos e complexos. Os cachos desenvolvidos sob baixa iluminação têm menos açúcares, maior acidez total e um teor de ácido málico maior que os cachos mais expostos à luz solar (Bergqvist et al., 2001; Ribéreau-Gayon et al., 2003; Coventry et al., 2005). Na linha do equador os dias e as noites têm tamanhos iguais e constantes ao longo do ano, mas em direção aos pólos os dias são maiores no verão e mais curtos no inverno. Regiões localizadas na latitude de 20°, apresentam em média 11 horas de luz por dia nos meses de inverno e 14 horas de luz nos meses de verão (Taiz e Zeiger, 2004). Esse é o caso do município de São Fidélis-RJ. No primeiro ciclo como já foi dito, a fase final do amadurecimento dos frutos ocorreu no inverno e no segundo ciclo essa fase ocorreu na primavera. Apesar de a radiação solar e a incidência de luz não terem sido monitoradas durante o experimento, essas variáveis são percebidas pelos fitocromos e, portanto, influenciam processos de crescimento e desenvolvimento da baga. Dessa forma, pode-se inferir que a uva produzida no segundo ciclo teve, de maneira geral, maior número de horas de exposição à luz (fotoperíodo) e maior incidência de luz. Esta maior exposição resultou em maiores teores de SST, menores teores de ATT e em maiores concentrações de antocianinas (Figuras 8, 9 e 15). Resultados

semelhantes foram observados em cultivares viníferas (Bergqvist et al., 2001, Coventry et al., 2005).

Estudos realizados com uvas viníferas, têm descrito a importância da luz e da temperatura para o acúmulo de compostos fenólicos (Spayd et al., 2002; Mori et al., 2007; Tarara et al., 2008). No entanto, é difícil separar a influência desses dois fatores e determinar qual deles é o mais importante ou decisivo para o aumento ou redução dos compostos importantes para a qualidade da uva.

Acredita-se que a temperatura da baga pode influenciar a atividade de enzimas da via de biossíntese de antocianinas mais do que a luz (Downey et al., 2004). A baixa incidência de radiação solar parece não comprometer totalmente o acúmulo de antocianinas, conforme foi visto em estudos com as uvas para vinho Merlot (Tarara et al., 2006) e Shiraz (Downey et al., 2004; Ristic et al., 2007).

O estágio crítico do desenvolvimento para a resposta à temperatura não tem sido totalmente estabelecido, embora um estudo *in vitro* indicou que o período chave pode ser a quinzena após o primeiro indício do pintor (Yamane et al., 2006). No segundo ciclo, foi observado um aumento de temperatura que coincide com o estágio em questão (Figura 1).

A retirada de folhas localizadas ao redor dos cachos (Guidoni et al., 2008) e a aplicação de Ethepon (ácido 2- cloroetilfosfônico), precursor da síntese de etileno, que induz a síntese de antocianinas e o decréscimo da acidez (Shulman et al., 1985), são técnicas de manejo da cultura freqüentemente utilizadas, visando melhorar a qualidade da uva no momento da colheita (Jackson e Lombard, 1993; Downey et al., 2006; Guidoni et al., 2008).

Há trabalhos que descrevem que a remoção de folhas provocou uma exposição dos cachos à radiação com conseqüente aumento da temperatura da baga, causando efeitos como o decréscimo da acidez total devido à degradação de ácido málico (Lakso e Kliewer, 1975; Bledsoe et al., 1988; Wolf et al., 1986) e aumento na concentração de antocianinas e outros compostos fenólicos (Crippen e Morrison, 1986; Poni et al., 2006; Reynolds et al., 2006), assim como aumento no teor de SST (Poni et al., 2006).

As práticas supracitadas tornam-se uma alternativa interessante para os produtores da região que desejarem produzir uva no período de abril a agosto (época do primeiro ciclo), pois o aspecto da uva seria mais atraente para o consumidor. No entanto, essas técnicas devem ser usadas com parcimônia e

exigem um estudo específico para as condições e para o tipo de manejo adotado na região.

5.2. Bioquímica do desenvolvimento da baga

As mudanças nos frutos, embora seja um processo contínuo ocorre em diferentes taxas ao longo de alguns estádios. Na uva são reconhecidos quatro estádios de desenvolvimento, nos quais ocorrem mudanças na textura e na composição da baga. O estudo realizado em São Fidélis contemplou três desses estágios de desenvolvimento da uva: o estágio verde, o estágio de amadurecimento e o estágio maduro.

O estágio verde se estende da formação do fruto até o início do amadurecimento. Durante esse estágio a principal mudança é o rápido aumento no tamanho da baga. Isso pode ser verificado pelas medidas qualitativas tomadas durante os dois ciclos de produção (Figuras 3-7). Nos ciclos estudados, essa fase se estendeu do dia 63 (primeira coleta) até o 91 (quinta coleta) após a poda (Figura 12).

A concentração de açúcar no estágio verde permanece praticamente constante, sendo que os teores de glicose são superiores aos de frutose. Isso foi verificado no segundo ciclo, no qual a concentração de glicose foi superior a dos outros açúcares até o dia 105 após a poda (Figura 16B). A acidez total nessa fase alcança seus valores máximos, o que também pode ser observado nos dois ciclos estudados (Figura 9). Nessa fase a baga ainda está bastante dura (Kennedy, 2002; Conde et al., 2007).

O estágio de amadurecimento estende-se do início do amadurecimento até a uva completamente madura (ponto de colheita). Durante esse estágio, o metabolismo da baga muda drasticamente e o fruto muda de órgão que acumula ácidos para órgão que acumula açúcares (Kennedy, 2002; Conde et al., 2007). A cor vermelha torna-se cada vez mais intensa e a cor verde vai se esvaindo.

Um processo que está envolvido nessa perda da coloração verde é a degradação da clorofila (Giovanelli e Brenna, 2007). Observou-se que houve decréscimo na concentração de clorofila total nos dois ciclos estudados, sendo que no segundo ciclo a concentração de clorofila total foi maior quando comparada com a do primeiro ciclo (Figura 12).

A mudança de cor repentina e o amolecimento das bagas nesse estágio é denominado pintor, que nos ciclos estudados iniciou aproximadamente no dia 98 após a poda (Figura 12). Foi observado nos dois ciclos estudados o desenvolvimento da cor característica de 'Niagara Rosada', pelo aumento na concentração de antocianinas, detectada a partir do 105º dia após a poda (Figura 15). O segundo ciclo apresentou maiores teores de antocianinas, mas é possível que o primeiro ciclo tenha sido prejudicado pelo ataque de insetos e pássaros, que já foi relatado. Como a colheita foi antecipada, não foi possível prever o quanto a uva nesse ciclo produziria realmente de antocianinas e flavonóides. Apesar desse inconveniente, notou-se que a uva do segundo ciclo alcança valores elevados de antocianinas antes da uva produzida no primeiro ciclo, indicando, portanto que seu ciclo é menor (Figura 15). Na oitava coleta (112 DAP), a concentração de antocianinas na uva do segundo ciclo foi 4,5 vezes maior que a do primeiro ciclo e na última coleta essa diferença sobe para 5.

Observou-se, ainda, que na última coleta do primeiro ciclo a baga não havia atingido completamente a coloração típica dessa cultivar (rosada), havia nuances esverdeadas. No segundo ciclo, a baga apresentou coloração mais intensa e a olho nu não foi notável a coloração verde. No entanto, nos dois ciclos houve um incremento na concentração de clorofila total após o pintor que se intensificou nos dias 112 e 119 após a poda. Estudos indicam que o conteúdo final de clorofila em uvas tintas é de 14 a 20 % da concentração inicial (Giovanelli e Brenna, 2007). Nos ciclos estudados essa concentração foi um pouco maior, sendo de 30,5 e 29,75 % no primeiro e segundo ciclo, respectivamente (Figura 12).

O terceiro e último estágio contemplado neste estudo, foi o maduro, no qual as mudanças na composição química do fruto chega em um ponto onde alcança a melhor combinação para os fins desejados. Sendo assim, o estágio maduro não é absoluto porque depende do propósito que vai ser utilizado a uva. Por exemplo, uma uva com acidez elevada e baixa concentração de açúcar não é desejada para uva de mesa, mas pode servir para outros propósitos (Ribéreau-Gayon et al., 2003).

A uva produzida na Região do Norte Fluminense é destinada principalmente ao consumo, *in natura*, portanto deve ter uma relação sólidos solúveis/ acidez total agradável ao consumidor. No primeiro ciclo, pouco antes da

época de colheita houve um período de fortes chuvas. Esta é uma das possíveis razões para a diluição dos sólidos solúveis na uva (Giovannini, 2008). Além disso, o vinhedo foi bastante atacado por pássaros e insetos, o que prejudicou o acompanhamento da fase final de maturação dos cachos. Dessa forma, a uva foi colhida com uma média de SST igual a 11, (Figura 8) o que está abaixo do ideal para 'Niagara Rosada', que é entre 14 e 17 (Benato, 2002; Maia, 2002). A acidez dessa uva não foi elevada, comparada com o padrão (0,4 a 0,9) foi até mais baixa que os valores mínimos (Figura 9), razão pela qual foi comercializada normalmente e aceita pelo consumidor. No entanto, a relação SST/ATT foi muito baixa quando comparada com o segundo ciclo (Figura 10). Portanto, a uva, produzida no primeiro ciclo foi bastante apropriada para a produção de sucos e geléias.

No segundo ciclo a concentração de açúcares foi maior que a do primeiro ciclo. Tanto o teor de sólidos solúveis totais quanto a determinação de açúcares solúveis confirmam essa informação (Figuras 8 e 16). A uva nesse ciclo foi colhida com Brix de aproximadamente 14 e boa relação SST/ATT, o que junto com outras características visuais e químicas a classifica própria para o consumo *in natura* (Benato, 2002; Maia, 2002).

Foi observada uma concentração de sacarose bastante elevada no primeiro ciclo, que em parte é explicada pela menor atividade da enzima invertase no ponto de maturação (Figuras 17 e 18). Em uvas híbridas, a concentração de sacarose nas bagas, normalmente é de 2 % (Giovannini, 2008). No primeiro ciclo a concentração de sacarose foi de aproximadamente 30 % e no segundo ciclo de 10 %. Não se sabe exatamente o porquê desses teores elevados de sacarose na baga, uma vez que a atividade da enzima invertase não apresentou um perfil diferente do que a literatura descreve (Dreier et al., 1998; Pan et al., 2005; Deluc et al., 2007). Dessa forma, são necessárias futuras investigações para entender se esse fato está associado às características inerentes à cultivar ou às condições climáticas e de cultivo da região do Norte Fluminense.

A sacarose é o principal açúcar transportado para a baga e, portanto é necessária a ação da invertase para clivar esse açúcar em frutose e glicose (Kliwer, 1965; Koch, 2004). O aumento na atividade da invertase a partir do dia 98 coincide com o aumento da concentração de glicose e frutose em ambos os ciclos (Figura 17). A maior atividade da invertase no segundo ciclo pode estar

associada com a maior temperatura do ar neste ciclo, assim como com a menor concentração de sacarose. No entanto, estudos futuros precisam confirmar essas possibilidades.

Estudos com uvas viníferas relatam que a expressão e a atividade da invertase vacuolar aumentam com o amadurecimento da baga e têm seu maior nível no último estágio (Davies e Robinson, 1996; Souza et al., 2005; Xie et al., 2009). Os resultados apresentam maior atividade da invertase nos dois ciclos estudados após o pintor, o que está de acordo com a literatura (Pan et al., 2005; Conde et al., 2007).

6. CONCLUSÕES

1. A atividade da invertase ácida vacuolar está diretamente ligada à qualidade da uva, e nesse estudo verificou-se que ela foi fortemente modulada pelos fatores ambientais e tal modulação pode ter sido controlada pela temperatura e pelo próprio substrato.

2. No primeiro ciclo as uvas produzidas apresentaram qualidade ligeiramente inferior, sugerindo o seu uso em sucos e geléias, pois estão no limiar para o consumo “in natura”.

3. As podas no inverno promovem uma antecipação no ciclo, conforme sugerido pelo teor de SST um indicador do ponto de colheita. Além disso, os frutos apresentam um maior teor de açúcares solúveis, maior doçura dada pela relação SST/ATT, são mais rosados devido ao maior acúmulo de antocianina. Juntas, essas características imprimem uma qualidade superior aos frutos produzidos no segundo ciclo. Somado a isso, no segundo ciclo houve uma tendência de se produzir cachos mais compridos e mais pesados. Entretanto, as condições ambientais nessa época podem onerar os custos de produção, sobretudo pelo aumento da ocorrência de pragas e doenças.

4. Por fim, pode-se afirmar que é viável a produção de uvas no Norte Fluminense tanto no inverno quanto na primavera. Entretanto, esse estudo não se encerra aqui, ele sugere novas investigações com diferentes estratégias de manejo que possam indicar o caminho para se produzir uvas com maior qualidade, sobretudo no inverno quando há escassez dessa fruta no mercado.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrahão, E. (1984) Aspectos culturais da viticultura. **Informe Agropecuário**, v.10, n.117, p.25-28.

Ban, T., Ishimaru, M., Kobayashi, S., Shiozaki, S., Goto-Yamamoto, N., Horiuchi, S. (2003) Abscisic acid and 2,4-dichlorophenoxyacetic acid affect the expression of anthocyanin biosynthetic pathway genes in 'Kyoho' grape berries. **Journal of Horticulture Science and Biotechnology**, v.78, p.586-589.

Benato, E.A. (2002) Cuidados na colheita, manuseio e conservação de uvas de mesa. In: Regina, M. de A. et al. (Ed.) **Viticultura e enologia: atualizando conceitos**. Caldas: EPAMIG-FECD, p.121-135.

Bergqvist, J., Dokoozlian, N., Ebisuda, N. (2001) Sunlight exposure and temperature effects on berry growth and composition of Cabernet Sauvignon and Grenache in the Central San Joaquin Valley of California. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.52, p.1-7.

Bledsoe, A.M., Kliewer, W.M., Marois, J.J. (1988) Effects of timing and severity of leaf removal on yield and fruit composition of Sauvignon blanc grapevines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.39, p.49-54.

Bogs, J., Downey, M.O., Harvey, J.S., Ashton, A.R., Tanner, G.J., Robinson, S.P. (2005) Proanthocyanidin synthesis and expression of genes encoding leucoanthocyanidin reductase and anthocyanidin reductase in developing grape berries and grapevine leaves. **Plant Physiology**, v.139, p.652-663.

Boulton, R. (2001) The copigmentation of anthocyanins and its role in the color of red wine: A critical review. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.52, p.67-87.

Bureau, S.M., Razungle, A.J., Baumes, A.L. (2000) The aroma of Muscat of Frontignan grapes: effect of the light environment of wine bunch on volatiles and glycoconjugates. **Journal of Science Food Agricultural**, v.80, p.2012-2020.

Camargo, U.A. (2003) Melhoramento genético: produção de variedades sem sementes para o Brasil. **Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia**, p.171-172.

Cato, S.C., Terra, M.M., Botelho, R.V., Tecchio, M.A., Paioli-Pires, E.J., Carvalho, C.R.L., Piedade, S.M.S. (2005) Características morfológicas dos cachos e bagas de uva “Niagara Rosada” (*Vitis Labrusca* L.) tratadas com o ácido giberélico e anelamento. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v.27, n.1, p.177-181.

Chervin, C., El-Kereamy, A., Roustan, J.P., Latché, A., Lamon, J., Bouzayen, M. (2004) Ethylene seems required for the berry development and ripening in grape, a non-climacteric fruit. **Plant Science**, v.167, p.1301-1305.

Christie P., Alfenito, M.R., Walbot, V. (1994) Impact of low temperature stress on general phenylpropanoid and anthocyanin pathways: enhancement of transcript abundance and anthocyanin pigmentation in maize seedlings. **Planta**, v.194, p.541–549.

Close, D.C., Beadle, C.L. (2003) The ecophysiology of foliar anthocyanin. **The Botanical Review**, v.69, n.2, p.149-161.

Conde, C., Agasse, A., Glissant, D., Tavares, R., Gerós, H., Delrot, S. (2006) Pathway of glucose regulation of monosaccharide transport in grape cells. **Plant Physiology**, v.141, n.1563-1577.

Conde, C., Silva, P., Fontes, N., Dias, A.C.P., Tavares, R.M., Sousa, M.J., Agasse, A., Delrot, S., Gerós, H. (2007) Biochemical changes throughout grape berry development and fruit and wine quality. **Food**, v.1, p.1-22.

Coombe, B.G. (1987). Influence of temperature on composition and quality of grapes. **Acta Horticultural**, v.206, p.23-35.

Coombe, B.G., Bovio, M., Schneider, A. (1987) Solute Accumulation by Grape Pericarp Cells V. Relationship to berry size and the effects of defoliation. **Journal of Experimental Botany**, v.38, n.11, p.1789-1798.

Coombe, B.G., McCarthy, M.G. (2000) Dynamics of grape berry growth and physiology of ripening. **Australian Journal of Grape & Wine Research**, v.6, p.131-135.

Cortell, J.M., Halbeib, M., Gallagher, A.V., Righetti, T.L., Kennedy, J.A. (2005) Influence of vine vigor on grape (*Vitis vinifera* L. cv. Pinot noir) and wine proanthocyanidins. **Journal of Agriculture Food and Chemistry**, v.53, p.5789-5797.

Coventry, J.M., Fisher, K.H., Strommer, J.N., Reynolds, A.G. (2005) Reflective mulch to enhance berry quality in Ontario wine grapes. **Acta Horticulturae 689: VII International Symposium on Grapevine Physiology and Biotechnology**.

Crippen, D.D., Morrison, J.C. (1986) The effects of sun exposure on the phenolic content of Cabernet Sauvignon berries during development. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.37, p.243-246.

Davies, C., Robinson, S. P. (1996) Sugar accumulation in grape berries cloning of two putative vacuolar invertase cDNAs and their expression in grapevine tissues. **Plant Physiology**, v.111, n.1, p.275-283.

Detoni, A.M., Clemente, E., Braga, G.C., Herzog, N.F.M. (2005) Uva 'Niágara Rosada' cultivada no sistema orgânico e armazenada em diferentes temperaturas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.25, n.3, p.546-552.

Dokoozlian, N.K., Kliewer, W.M. (1996) Influence of light on grape berry growth and composition varies during fruit development. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.121, n.5, p.869-874.

Downey, M.O., Harvey, J.S., Robinson, S.P. (2003) Synthesis of flavonols and expression of flavonol synthase genes in developing grape berries of Shiraz and Chardonnay (*Vitis vinifera* L.). **Australian Journal Grape Wine Research**, v.9, p.110-121.

Downey, M.O., Harvey, J.S., Robinson, S.P. (2004). The effect of bunch shading on berry development and flavonoid accumulation in Shiraz grapes. **Australian Journal Grape Wine Research**, v.10, p.55-73.

Downey, M.O., Dokoozlian, N.K., Kirstic, M.P. (2006) Cultural Practice and Environmental Impacts on the Flavonoid Composition of Grapes and Wine: A Review of Recent Research. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.57, p.3.

Dreier, L.P., Hunter, J.J., Ruffner, H.P. (1998) Invertase activity, grape berry development and cell compartmentation. **Plant Physiology and Biochemistry**, v.36, n.12, p.865-872.

EMBRAPA Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária.
<http://www.cnpuv.embrapa.br> (consultado em 04/10/2008).

Flint, S.D., Jordan, P.W., Caldwell, M.M. (1985) Plant protective response to enhanced UV-B radiation under field conditions: Leaf optical properties and photosynthesis. **Photochemistry and Photobiology**, v.41, p.95-99.

Fillion, L. Ageorges, A., Picaud, S., Coutos-Thevenot, P., Lemoine, R., Romieu, C., Delrot, S. (1999) Cloning and expression of a hexose transporter gene expressed during the ripening of grape berry. **Plant Physiology**, v.120, p.1083-1093.

Fracaro, A.A., Pereira, F.M., Nachtigal, J.C., Barbosa, J.C. (2004) Efeitos do ethephon sobre a produção da uva “Niagara Rosada” (*Vitis labrusca* L.), produzida na entressafra na região de Jales-SP. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.26, n.1, p.82-85.

Gawel, R., Oberholster, A., Francis, I.L. (2000) A 'Mouth-feel Wheel': Terminology for communicating the mouth-feel characteristics of red wine. **Australian Journal Grape Wine Research**, v.6, p.203-207.

Giovanelli, G., Brenna, O.V. (2007) Evolution of some phenolic components, carotenoids and chlorophylls during ripening of tree Italian grape varieties. **European Food Research and Technology**, v.225, n.1, p.145-150.

Giovannini, E. (2008) **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. Porto Alegre: Renascença, 364p.

Glories, Y. (1988) Anthocyanins and tannins from wine: Organoleptic properties. In: Plant Flavonoids in Biology and Medicine II: Biochemical, Cellular, and Medicinal Properties. V. Cody et al. (Eds.), pp. 123-134. Alan R. Liss, New York.

Guidoni, S., Ferrandino, A., Novello, V. (2008) Effects of seasonal and agronomical practices on skin anthocyanin profile of nebbiolo grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.59, p.1.

Guimarães, J.C., Moreno, D., Viana, L.H., Ribeiro, L.S., Bressan-Smith, R. (2006) Qualidade de uvas de mesa produzidas no Norte do Estado do Rio de Janeiro. In: Carvalho, A.J.C. de, Vasconcellos, M.A. da S., Marinho, C.S., Campostrini, E. (Editores) Frutas do Brasil: Saúde para o mundo. **Congresso Brasileiro de Fruticultura**, 19. Cabo Frio-RJ, p. 598.

Haselgrove, L., Botting, D., VanHeeswijck, R., Hoj, P.B., Dry, P.R., Ford, C., Iland, P.G. (2000) Canopy microclimate and berry composition: the effect of brunch exposure on the phenolic composition of *Vitis vinifera* L. cv Shiraz grape berries. **Australian Journal Grape Wine Research**, v.6, p.141-149.

Harborne, J.B., Grayer, R.J. (1993) Flavonoids and insects. In: The Flavonoids: Advances in Research since 1986. J.B. Harborne (Ed.), pp. 589-618. Chapman & Hall, London.

Hayes, M., Davies, C., Dry, I.B. (2007) Isolation, functional characterization, and expression analysis of grapevine (*Vitis vinifera* L.) hexose transporters: differential roles in sink and source tissues. **Journal of Experimental Botany**, v.58, n.8, p.1985-1997.

Hawker, J.S. (1969) Changes in the activities of enzymes concerned with sugar metabolism during the development of grape berries. **Phytochemistry**, v.8, p.9-17.

Hiratsuka, S., Onodera, H., Kawai, Y., Kubo, T., Itoh, H., Wada, R. (2001). ABA and sugar effects on anthocyanin formation in grape berry cultured in vitro. **Science and Horticulture**, v.90, p.121-130.

Hiscox, J.D., Israelstam, G.F. (1979) A method for the extraction of chlorophyll from leaf tissue without maceration. **Canadian Journal of Botany**, v.57, p.1332-1334.

Hou D. (2003) Potential mechanisms of cancer chemoprevention by anthocyanins. **Current Molecular Medicine**, v.3, p.149-159.

Hrazdina, G., Parsons, G.F., Mattick, L.R. (1984) Physiological and biochemical events during development and maturation of grape berries. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.35, p.220-227.

Hunter, J.J., De Villiers, O.T., Watts, J.E. (1991) The effect of partial defoliation on quality characteristics of *Vitis vinifera* L. cv. Cabernet Sauvignon grapes. II. Skin color, skin sugar and wine quality. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.42, p.13-18.

Hunter, J.J., Skrivan, R., Ruffner, H.P. (1994) Diurnal and seasonal physiological changes in leaves of *Vitis vinifera* L.: CO₂ assimilation rates, sugar levels and sucrolytic enzyme activity. **Vitis**, v.33, p.189-195.

Ishikawa, N., Nakagawa, H., Ogura, N. (1989) Isoforms of invertase in grape berries. **Agricultural Biology Chemistry**, v.53, n.3, p.837-838.

Jackson, D.I., Lombard, P.B. (1993) Environmental and management practices affecting grape composition and wine quality: A review. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.44, p.409-430.

Jeong, S.T., Goto-Yamamoto, N., Kobayashi, S., Esaka, M. (2004) Effects of plant hormones and shading on the accumulation of anthocyanins and the expression of anthocyanin biosynthetic genes in grape berry skins. **Plant Science**, v.167, p.247-252.

Keller, M., Hrazdina, G. (1998) Interaction of nitrogen availability during bloom and light intensity during veraison. II. Effects on anthocyanins and phenolic development during grape ripening. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.49, p.341-349.

Keller, M., Arnink, K.J., Hrazdina, G. (1998) Interaction of nitrogen availability during bloom and light intensity during veraison. I. Effects on grapevine growth, fruit development and ripening. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.49, p.333-340.

Kennedy, J.A., Troup, G.J., Pilbrow, J.R., Hutton, D.R., Hewitt, D., Hunter, C.R., Ristic, R., Iland, P.G., Jones, G.P. (2000) Development of seed polyphenols in berries from *Vitis vinifera* L. cv. Shiraz. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.6, p.244-254.

Kennedy, J.A., Hayasaka, Y., Vidal, S., Waters, E.J., Jones, G.P. (2001) Composition of grape skin proanthocyanidins at different stages of berry development. **Journal of Agricultural & Food Chemistry**, v.49, p.5348-5355.

Kennedy, J. (2002) Understanding grape berry development. **Practical Winery & Vineyard**. July/August. p. 1-5.

Kliewer, W.M. (1965) Changes in the concentration of glucose, fructose, and total soluble solids in flowers and berries of *Vitis vinifera*. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.16, p.101-110.

Kliewer, W.M. (1966) Sugars and organic acids of *Vitis vinifera*. **Plant Physiology**, v.41, n.6, p. 923–931.

Kliewer, W.M., Howarth, L., Omori, M. (1967) Concentrations of tartaric acid and malic acids and their salts in *Vitis vinifera* grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**,

Kliewer, W.M., Lider, L.A. (1968) Influence of cluster exposure to the sun on the composition of Thompson seedless fruit. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.19, n.3, p.175-184.

Kliewer, W.M. (1970) Effect of day temperature and light intensity on coloration of *Vitis vinifera* grapes. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.95, p.693–697.

Kliewer, W.M., Antcliff, A.J. (1970) Influence of defoliation, leaf darkening, and cluster shading on the growth and composition of Sultana grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.21, n.1, p.26-36.

Kliewer, W.M., Weaver, R.J. (1971) Effect of crop level and leaf area on growth, composition, and coloration of 'Tokay' grape. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.22, n.3, p.172-177.

Kliewer, W.M. (1973) Berry composition of *Vitis vinifera* cultivars as influenced by photo and nicto-temperatures during maturation. **Journal of the American Society for the Horticultural Science**, v.98, n.2, p.153-159.

Kliewer, W.M. (1977) Influence of temperature, solar radiation and nitrogen on coloration and composition of Emperor grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, n.28, v.2, p.96-103.

Koch, K. (2004) Sucrose metabolism: regulatory mechanisms and pivotal roles in sugar sensing and plant development. **Current Opinion in Plant Biology**, v.7, p.235-246.

Kolb, C.A., Kopecky, J., Riederer, M., Pfündel, E.E. (2003) UV screening by phenolics in berries of grapevine (*Vitis vinifera* L.). **Functional Plant Biology**, v.30, p.1177-1186.

Lakso, A.N., Kliewer, W.M. (1975) The influence of temperature on malic acid metabolism in grape berries. **Plant Physiology**, v.56, p.370-372.

Maia, J.D.G., Kuhn, G. (2001) **Cultivo da 'Niagara Rosada' em áreas tropicais do Brasil**. Bento Gonçalves, RS: Embrapa Uva e Vinho, 72p.

Malien-Aubert, C., Dangles, O., Amiot, M.J. (2002) Influence of procyanidins on the colour stability of oenin solutions. **Journal of Agriculture, Food and Chemistry**, v.50, p.3299-3305.

Mateus, N., Machado, J.M., de Freitas, V. (2002) Developmental changes of anthocyanins in *Vitis vinifera* grapes grown in the Douro Valley and concentration in respective wines. **Journal of Science Food and Agriculture**, v.82, p.1689-1695.

Mori, K., Sugaya, S., Gemma, H. (2005) Decreased anthocyanin biosynthesis in grape berries grown under elevated night temperature condition. **Scientia Horticulturae**, v.105, p.319–330.

Mori, K., Goto-Yamamoto, N., Kitayama, M., Hashizume, K. (2007) Loss of anthocyanins in red-wine grape under high temperature. **Journal of Experimental Botany**, v.58, n.8, p.1935-1945.

Morrison, J.C., Noble, A.C. (1990) The effects of leaf and cluster shading on the composition of Cabernet Sauvignon grapes and on fruit and wine sensory properties. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.41, p.193-200.

Murakami, K.R.N. (2002) Caracterização fenológica da videira cv. 'Itália' (*Vitis vinifera* L.) sob diferentes épocas de poda da Região do Norte do Estado do Rio de Janeiro. Campos dos Goytacazes: UENF, p. 56: il. (Tese de Mestrado).

Murakami, K.R.N., Carvalho, A.C.J., Cereja, B.S., Barros, J.C.S.M., Marinho, C.S. (2002) Caracterização fenológica da videira cv. 'Itália' (*Vitis vinifera* L.) sob diferentes épocas de poda na região do norte do estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, n.24, v.3, p. 615-617.

Murakami, K.R.N., Guimarães, J.C., Siqueira, L.N., Hespanhol, L.V, Pommer, C.V., Bressan-Smith, R.E. (2009) A cobertura plástica afeta a produção e qualidade de uvas 'Niagara Rosada' na região Norte Fluminense. In: XII Congresso Brasileiro de Fisiologia Vegetal, Fortaleza - CE, v.1, p.1-1.

Nachtigal, J.C. (2003) Avanços tecnológicos na produção de uvas de mesa. **X Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia**, p.167-170.

Pan, Q.H., Li, M.J., Peng, C.C., Zhang, Na, Zou, X., Zou, K.Q., Wang, X.L., Yu, X.C., Wang, X.F., Zhang, D.P. (2005) Abscisic acid activates acid invertases in developing grape berry. **Physiologia Plantarum**, v.125, p.157-170.

Pedro Júnior, M.J., Sentelhas, P.C., Pommer, C.V., Martins, F.P., Gallo, P.B., Dos Santos, R.R., Bovi, V., Sabino, J.C. (1993) Caracterização fenológica da videira 'Niagara Rosada' em diferentes regiões paulistas. **Bragantia**, Campinas, v.52, n.2, p.153-160.

Pereira, G.E., Gaudillere, J.P., Pieri, P., Hilbert, G., Maucourt, M., Deborde, C., Moing, A., Rolin, D. (2006) Mineral and metabolic profiles of grape berries. **Journal of Agricultural Food and Chemistry**, v.54, n.18.

Pérez, F.J., Gómez, M. (2000) Possible role of soluble invertase in the gibberelic acid berry-sizing effect in 'Sultana' grape. **Journal of Plant Growth Regulation**, v.30, p.111-116.

Pommer, C.V., Passos, I.R.S., Terra, M.M., Pires, E.J.P. (1997) Variedades de videira para o Estado de São Paulo. Campinas, Instituto Agrônomo, p. 59. (Boletim Técnico, 166).

Pommer, C.V., Terra, M.M., Pires, E.J.P. (2003) Cultivares de videira. In: Pommer, C.V. **Uva: tecnologia de produção, pós colheita, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes.

Poni, S., Casalini, L., Bernizzoni, F., Civardi, S., Intriari, C. (2006) Effects of early defoliation on shoot photosynthesis, yield components, and grape composition. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.57, p.4.

Possner D.R.E., Ruffner, H.P., Rast, D.M. (1981) Isolation and biochemical characterization of grape malic enzyme. **Planta**, v.160, n.5, p.444-448.

Possner, D.R.E., Kliwer, W.M. (1985) The localization of acids, sugars, potassium and calcium in developing grape berries. **Vitis**, v.24, p.229-240.

Pregnoatto, W., Pregnoatto, N.P. (1985) **Normas analíticas do Instituto Adolpho Lutz**. São Paulo, 533p.

Radler, F. (1965) The effect of temperature on the ripening of 'Sultana' grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.16, n.1, p.38-41.

Reynolds, A. G., Roller, J.N., Forgione, A., De Savigny, C. (2006) Gibberellic acid and basal leaf removal: implications for fruit maturity, vestigial seed development, and sensory attributes of sovereign coronation table grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, n.57, v.1, p.41-53.

Ribéreau-Gayon, P., Glories, Y. (1986) **Phenolics in grapes and wines**. In Proceedings of the 6th Australian Wine Industry Technical Conference. T. Lee (Ed.), pp. 247-256. Australian Industrial Publishers, Adelaide.

Ribéreau-Gayon, P., Douboudieu, D., Dnéche, B. (2003) **Tratado de enología microbiología del vino vinificaciones**. 1ªed, Buenos Aires: Hemisferio Sur, 1:636p.

Ristic, R., Iland, P.G. (2004) Relationships between seed and berry development of *Vitis Vinifera* L. cv Shiraz: Developmental changes in seed morphology and phenolic composition. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.11, p. 1-16.

Ristic, R., Downey, M.O., Iland, P.G., Bindon, K.I., Francis, L., Herderich, M., Robinson, S.P. (2007) Exclusion of sunlight from Shiraz grapes alters wine colour, tannin and sensory properties. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.13, p.53–65.

Rizzon, L.A., Miele, A. (2001) Concentração de ácido tartárico dos vinhos da Serra Gaúcha. **Ciência Rural**, v.31, n.5, p.893-895.

Rojas-Lara, B.A., Morrison, J.C. (1989) Differential effects of shading fruit or foliage on the development and composition of grape berries. **Vitis**, v.28, p.199-208.

Romeyer, F.M., Macheix, J.J., Goiffon, J.P., Reminiac, C.C., Sapis, J.C. (1983) The browning capacity of grapes. Changes and importance of hydroxycinnamic, acid-tartaric, acid esters during development and maturation of the fruit. **Journal of Agricultural & Food Chemistry**, v.31, p.346-349.

Ruffner, H.P. (1982) Metabolism of tartaric and malic acids in *Vitis*. **Vitis**, v.21, p.346-358.

Ruffner, H.P., Possner, D., Brem, S., Rast, D.M. (1984) The physiological role of malic enzyme in grape ripening. **Planta**, v.160, p.444-448.

Saito, K., Kasai, Z. (1982) Conversion of L-ascorbic acid to L-idonic acid, L-idono γ -lactone and 2-keto-L-idonic acid in slices of immature grapes. **Plant and Cell Physiology**, v.23, p.499-507.

Sentelhas, P.C. (1998) Aspectos climáticos para a viticultura tropical. **Informe Agropecuário**, v.19, n.194, p.9-14.

Shulman, Y., Cohen, S., Loinger, C. (1985). Improved maturation and wine quality of Carignane grapes by ethephon treatment. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.36, p.264-267.

Silva, F.C.C. da (2006) Avaliação de características químicas dos frutos, diversidade genética e detecção de marcas moleculares associadas ao gene da apirenia, em variedades de videira. Campos dos Goytacazes: UENF, p. 74: il. (Tese de Mestrado).

Siqueira, L.N., Guimarães, J.C., Murakami, K.R.N., Hespanhol, L.V., Bressan-Smith, R.E. (2009) Caracterização qualitativa da uva 'Niagara Rosada' (*Vitis labrusca*) sob atmosfera modificada. In: XII Congresso Brasileiro de Fisiologia Vegetal, Fortaleza - CE, v.1, p.1-1.

Smart, R.E., Sinclair, T.R. (1976) Solar heating of grape berries and other spherical fruits. **Agricultural Meteorology**, v.17, p.241-259.

Smart, R.E.; Robinson, J.B.; Due, G.R.; Brien, C.J. (1985) Canopy microclimate modification for the cultivar Shiraz: II. Effects on must and wine composition. **Vitis**, v.24, n.2, p.119–128.

Smart, R.E., Smith, S.M., Winchester, R.V. (1988) Light Quality and Quantity Effects on Fruit Ripening for Cabernet Sauvignon. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.39, n.3, p.250-258.

Smith, G.J., Markham, K.R. (1998) Tautomerism of flavonol glucosides: Relevance to plant UV protection and flower colour. **Journal of Photochemistry and Photobiology A: Chemistry**, v.118, p.99-105.

Sousa, J.S.I. **Uvas para o Brasil**. 2.ed. Piracicaba: FEALQ, 1996.

Souquest, J.M., Cheynier, V., Sarni-Manchado, P., Moutounet, M. (1996). Les composés phénoliques du raisin. **Journal International of Science Vigne Vin**, p. 99-107.

Souza, C.R., Maroco, J.P., Dos Santos, T.P., Rodrigues, M.L., Lopes, C.M., Pereira, J.S., Chaves, M.M. (2005) Grape berry metabolism in field-grown grapevines exposed to different irrigation strategies. **Vitis**, v.44, n.3, p.103-109.

Spayd, S.E., Tarara, J.M., Mee, D.L., Ferguson, J.C. (2002) Separation of sunlight and temperature effects on the composition of *Vitis vinifera* cv. Merlot berries. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.53, p.171-182.

Stitt, M., Lilley, R.M.C., Gerhardt, R., Heldt, H.W. (1989) Metabolite levels in specific cells and subcellular compartments of plants leaves. **Methods of Enzymology**, p. 518-552.

Storm A., Sebkova, V., Lorenz, K., Hardegger, M., Lienhard, S., Under, C. (1995) Development and organ-specific expression of the genes for sucrose synthase and three isoenzymes of acid β -fructofuranosidase in carrot. **Planta**, v.195, p.601-610.

Taiz, L., Zeiger, E. (2004) **Fisiologia Vegetal**. Santarém, E.R. et al (Trad.). 3^a ed, Porto Alegre: Artimed, 643p.

Tarara, J.M., Lee, J., Spayd, S.E., Scagel, C.F. (2008) Berry temperature and solar radiation alter acylation, proportion, and concentration of anthocyanin in merlot grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.59, n.3, p.235-247.

Tattersall, D.B, Van Heeswijck, R., Hoj, P.B (1997) Identification and characterization of a fruit-specific, thaumatin-like protein that accumulates at very high levels in conjunction with the onset of sugar accumulation and berry softening in grapes. **Plant Physiology**, v.114, p.759 –769.

Terrier, N., Glissant, D., Grimplet, J., Barrieu, F., Abbal, P., Couture, C., Ageorges, A., Atanassova, R., Leon, C., Renaudin, J.P., Dedaldechamp, F., Romieu, C., Delrot, S., Hamdi, S. (2005) Isogene specific oligo arrays reveal multifaceted changes in gene expression during grape berry (*Vitis vinifera* L.) development. **Planta**, v.222, p.832-847.

Souza, G.M., Cabral, V.O., Hespanhol, L.V., Guimarães, J.C., Peçanha, A.L., Martim, S.A., Bressan-Smith, R.E. (2009) Alteração de carboidratos solúveis em frutos de videira 'Niagara Rosada' e 'Romana' durante o seu desenvolvimento. In: XII Congresso Brasileiro de Fisiologia Vegetal, Fortaleza - CE, 2009, v.1, p.1-1.

Ubi, B.W., Honda, C., Bessho, H., Kondo, S., Wada, M., Kobayashi, S., Moriguchi, T. (2006) Expression analysis of anthocyanin biosynthetic genes in apple skin: effect of UV-B and temperature. **Plant Science**, v.170, p.571–578.

Viana, L.H., Moreno, D., Guimarães, J.C., Ribeiro, L.S., Bottini, R., Bressan-Smith, R. (2006) Estudos sobre o efeito de GA3 em uva de mesa 'Itália', produzidas na região Norte Fluminense. In: Carvalho, A.J.C. de, Vasconcellos, M.A. da S., Marinho, C.S., Campostrini, E. (Editores) Frutas do Brasil: Saúde para o mundo.

Vidal, S., Cartlade, D., Souquet, J.M., Fulcrand, H., Cheynier, V. (2002) Changes in proanthocyanidin chain length in winelike model solutions. **Journal of Agriculture, Food and Chemistry**, v.50, p.2261-2266.

Weaver, R.J., McCune, S.B. (1960) Influence of light on color development in *Vitis vinifera* grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.11, n.4, p.179-184.

Wicks, A.S., Kliewer, W.M. (1983) Further investigations into the relationship between anthocyanins, phenolics and soluble carbohydrates in grape berry skins. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.34, n.2, p.114-116.

Wolf, T.K., Pool, R.M., Mattick, L.R. (1986) Responses of young Chardonnay grapevines to shoot tipping, ethephon, and basal leaf removal. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.37, p.263-268.

Wutke, E.B., Carvalho, C.R.L., Costa, F., Terra, M.M., Pires, E.J.P., Secco, I.L., Ribeiro, I.J. (2004) A Qualidade de frutos de videira 'Niagara Rosada' em cultivo intercalar com gramínea e leguminosas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.26, n.1, p.92-96.

Xie, Z.S., Li, B., Forney, C.F., Xu, W.P., Wang, S.P. (2009) Changes in sugar content and relative enzyme activity in grape berry in response to root restriction **Scientia Horticulturae**, v.123, p.39–45.

Yamane, T., Jeong, S.T., Goto-Yamamoto, N., Koshita, Y., Kobayashi, S. (2006) Effects of temperature on anthocyanin biosynthesis in grape berry skins. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.57, p.54–59.

Zhang, X.Y., Wang, X.L., Wang, X.F., Xia, G.H., Pan, Q.N., Fan, R.C., Wu, F.Q., Yu, X.C., Zhang, D.P. (2006) A shift of phloem unloading from symplasmic to apoplasmic pathway is involved in developmental onset of ripening in grape berry. **Plant Physiology**, v.142, p.220-232.