Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”

Arquitetura da videira ‘Niágara Rosada’ no sistema de condução em espaldeira e a sua relação com a produção e acúmulo de reservas

Marina Viana Queiroz

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestra em Ciências. Área de concentração: Fitotecnia

Piracicaba
2018

Marina Viana Queiroz
Engenheira agrônoma

Arquitetura da videira 'Niágara Rosada' no sistema de condução em espaldeira e a sua
relação com a produção e acúmulo de reservas

Orientador:

Prof. Dr. **MARCEL BELLATO SPÓSITO**

Dissertação apresentada para obtenção do título de
Mestra em Ciências. Área de concentração: Fitotecnia

Piracicaba
2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA – DIBD/ESALQ/USP

Queiroz, Marina Viana

Arquitetura da videira 'Niágara Rosada' no sistema de condução em espaldeira e a sua relação com a produção e acúmulo de reservas / Marina Viana Queiroz. - - Piracicaba, 2018.

49 p.

Dissertação (Mestrado) - - USP / Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz".

1. *Vitis labrusca* L. 2. Acúmulo de reserva 3. Desponte 4. Área foliar I.
Título

AGRADECIMENTOS

A Deus e espíritos de luz que me auxiliaram, inspiraram e guiaram me dando a força necessária para chegar ao final. Agradeço também ao centro espírita Aprendizes do Evangelho por ter me acolhido de portas abertas.

A meus pais, Dimas e Maria Auxiliadora, por todo amor, compreensão e apoio ao longo do processo. Às minhas tias e ao meu tio, José Eustáquio, pelo incentivo. A minha irmã, Paula, minha prima, Lídia, e meu irmão, Abel, por se fazerem presente mesmo a distância.

Ao Prof. Dr. Marcel Bellato Spósito pela orientação, confiança e bons conselhos.

Ao Prof. Dr. Ricardo Ferraz Oliveira e LEPSE pela amizade, sinceridade, carinho, conselhos e bons momentos.

Ao Carlão por toda ajuda no campo, pelos cafés compartilhados e amizade. Da mesma forma agradeço aos funcionários Eder, José Nivaldo, Gerson e Silvia. A Luciane e Solizete por deixar a vida mais leve ao facilitar entendimento dos processos burocráticos.

Aos amigos de pós graduação Bia, Lílían, Mari e Guilherme pelas boas idéias e companhia nessa caminhada.

Aos amigos Marina, Fer, Aline e Suzane, pela preocupação, companheirismo, carinho e anos de amizade.

Ao Prof Dr. Ricardo Carneiro Borra da UFSCAR por permitir o uso de seu laboratório.

À CAPES pela concessão da bolsa.

A todos que contribuíram de alguma forma para a concretização desse trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO	5
ABSTRACT	6
1. INTRODUÇÃO	7
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	9
2.1. A VITICULTURA BRASILEIRA	9
2.2. CICLO ANUAL E ESTÁDIOS FENOLÓGICOS DA VIDEIRA	10
2.3. FISIOLOGIA DA VIDEIRA	13
3. MATERIAL E MÉTODOS	17
4. RESULTADOS	21
4.1. EXPERIMENTO 1, SAFRA 2016.....	21
4.2. EXPERIMENTO 2, SAFRA 2017.....	25
5. DISCUSSÃO.....	35
6. CONCLUSÃO	41
REFERÊNCIAS	43
ANEXO.....	49

RESUMO

Arquitetura da videira 'Niágara Rosada' no sistema de condução em espaldeira e sua relação com a produção e acúmulo de reservas

A videira 'Niágara Rosada' é a principal cultivar de mesa produzida no estado de São Paulo. Essa cultivar é conduzida preferencialmente no sistema em espaldeira pelo baixo custo de implantação e por permitir manipulação do dossel através de podas. A estrutura do dossel afeta diretamente o desenvolvimento da planta, modificando a superfície foliar exposta à radiação solar que é responsável pelo acúmulo de carboidratos no sistema radicular. A quantidade de carboidratos de reserva pode influenciar diretamente a fertilidade das gemas, o vigor da planta e a produtividade do ciclo seguinte. O presente trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da superfície foliar de videiras 'Niágara Rosada', conduzidas no sistema em espaldeira com diferentes comprimentos dos ramos produtivos, na produção e no acúmulo de carboidratos de reserva no sistema radicular. Realizou-se dois experimentos com videiras conduzidas em sistema de espaldeira, nos ciclos produtivos de 2016 e 2017, na cidade de Piracicaba-SP. No primeiro experimento, após os ramos atingirem 100 cm de altura, foi realizado o desponete nas alturas de 80 e 60 cm. O segundo experimento, foi composto por cinco tratamentos: Desponete com 100 cm de altura, desponete com 70 cm após o ramo alcançar 100 cm de altura, desponete com 50 cm após o ramo alcançar 100 cm de altura, desponete com 70 cm e desponete com 50 cm. Em ambos os experimentos, o comprimento dos ramos produtivos não interferiu na qualidade dos frutos e na produção. Entretanto, no primeiro experimento, como o número de cachos deixados por planta foi muito alto, as plantas com ramos de 60 cm tiveram uma redução no acúmulo de amido no sistema radicular o que afetou a brotação de gemas e formação de cachos no ciclo seguinte. No segundo experimento, todos os tratamentos de desponete proporcionaram a mesma qualidade e produção, e por ter sido deixado uma quantidade de dois cachos por ramo, o acúmulo de amido no final do ciclo produtivo foi similar entre os tratamentos.

Palavras-chave: *Vitis labrusca* L.; Acúmulo de amido; Desponete; Área foliar

ABSTRACT

Architecture of the vine 'Niagara Rosada' in the Vertically Shoot-Positioned (VSP) and its relation with the production and accumulation of storage of reserve

The vine cv. Niagara Rosada is the main table cultivar produced in the state of São Paulo, Brazil. This cultivar is rather conducted in the Vertically Shoot-Positioned by the low implantation cost and for allowing canopy manipulation through pruning. The structure of the canopy directly affects the development of the vine, modifying the leaf surface exposed to the solar radiation that is responsible for the accumulation of carbohydrates in the root system. The amount of reserve carbohydrates can directly influence the fertility of the buds, the vigor of the plant and the productivity of the next season. The aim of this work was to evaluate the effect of the leaf surface of cv. Niagara Rosada vines, conducted in the Vertically Shoot-Positioned with different lengths of productive branches, in the production and accumulation of reserve carbohydrates in the root system. Two experiments were carried out with grapevines conducted in a vineyard system, in the productive cycle of 2016 and 2017, in Piracicaba-SP. In the first experiment, after the branches reached 100 cm in height, the shoot was performed at heights of 80 and 60 cm. The second experiment was composed of five treatments: Top with 100 cm high, with 70 cm after the branch reach 100 cm high, with 50 cm after the branch reach 100 cm high, with 70 cm 50 cm. In both experiments, the length of productive branches did not interfere in fruit quality and yield. However, in the first experiment, as the number of bunches left per vines was very high, the vines with branches of 60 cm had a reduction in the starch accumulation in the root system, which affected the bud budding and the formation of bunches in the next season. In the second experiment, all the shoot treatments provided the same quality and production, and because a quantity of two bunches was left per branch, the starch accumulation at the end of the productive cycle was similar between the treatments.

Keywords: *Vitis labrusca* L.; Accumulation of starch; Topping; Leaf area

1. INTRODUÇÃO

A produção brasileira de uvas em 2017 foi de 1,46 milhões de toneladas, sendo 48 % destinadas ao mercado de fruta de mesa (IBGE, 2017). O estado de São Paulo é o terceiro maior produtor brasileiro de uvas com 241 mil toneladas, sendo 98,9 % destinadas ao mercado de fruta fresca (INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA, 2016). Dentre as cultivares de uva de mesa plantadas no estado de São Paulo, a cultivar americana ‘Niágara Rosada’ (*Vitis labrusca*) é a mais importante, correspondendo 92 % dos vinhedos paulistas (INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA, 2016).

A videira ‘Niágara Rosada’ por apresentar gemas férteis desde a base dos ramos produtivos pode ser conduzida em diferentes sistemas de condução como espaldeira, latada ou manjedoura (PERMANHANI et al., 2014; SANCHEZ-RODRIGUEZ et al., 2016). O sistema de condução mais utilizado para essa cultivar é a espaldeira, devido ao baixo custo de implantação (CAPPELLO, 2014). Esse sistema permite a manipulação do dossel o que possibilita aumentar a ventilação, diminuir o sombreamento e a competição por luz entre folhas de uma mesma planta. A manipulação é feita por podas nos ramos, o que modifica a estrutura e a forma do dossel, ou seja a arquitetura da planta, afetando diretamente a sua área foliar. A videira tem o hábito caducifólio e antes da queda das folhas, essas plantas armazenam carboidratos, principalmente no sistema radicular e em tecidos lenhosos, que são utilizados na primavera do ciclo seguinte, após o período de dormência, para iniciar a brotação das gemas e o desenvolvimento de órgãos primários, até que as folhas formadas façam a transição de dreno para fonte (HOLZAPFEL et al., 2010).

A quantidade de carboidratos de reserva presente no sistema radicular pode influenciar diretamente a fertilidade das gemas, o vigor da planta e a produtividade do ciclo seguinte (CANDOLFI-VASCONCELO e KOBLET, 1990; BENNETT et al., 2005). Portanto, o desenvolvimento da planta está diretamente relacionado com as reservas de carboidratos no período de brotação das gemas e com a superfície foliar formada exposta à radiação solar, o que implica em respostas fisiológicas que se expressam na produção e qualidade dos frutos. Trabalhos com videiras *Vitis vinifera* relacionam a proporção da superfície foliar e produção com boa qualidade dos frutos formados (SMART, 1985; SANCHEZ-DE-MIGUEL et al., 2010). Entretanto, para as

videiras americanas, que são mais vigorosas, existem poucos trabalhos sobre esse assunto (SANCHEZ-RODRIGUEZ et al., 2016). Nesse sentido, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da superfície foliar de videiras 'Niágara Rosada', conduzidas no sistema em espaldeira, com diferentes comprimentos dos ramos produtivos, na produção e no acúmulo de carboidratos de reserva no sistema radicular.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. A viticultura brasileira

A videira pertence à família Vitaceae e ao gênero *Vitis*, o qual possui aproximadamente 450 espécies. A espécie mais importante é a *Vitis vinifera*, cujo centro de origem é a região do Cáucaso, na Europa (ALVARENGA, 1998). Outro centro de origem conhecido é a América do Norte onde se originou diversos tipos de videiras que são utilizadas hoje em dia tanto como porta-enxertos ou como copa. Entre as espécies americanas a *Vitis labrusca* é muito utilizada no Brasil como copa para a produção de uva de mesa e para o processamento (CAMARGO e MAIA, 2008).

A viticultura brasileira teve o seu início com a chegada dos colonizadores portugueses, mas tornou-se comercial somente a partir de meados do século XX (PROTAS, 2002). Os primeiros vinhedos instalados no Brasil foram com uvas europeias no município de São Vicente, SP, por volta de 1535, pelo fidalgo português Brás Cubas (SOUSA, 2010). A introdução de videiras americanas ocorreu no município de São Paulo, SP, entre 1830 e 1840, principalmente com a cultivar Isabel (*Vitis labrusca*), como consequência da generalizada difusão das videiras americanas na Europa, as quais prometiam alta produtividade, resistência a pragas e doenças e menor necessidade de mão-de-obra (SOUSA, 2010). Em 1894 foi introduzida do Alabama, Estados Unidos, a cultivar 'Niágara Branca', a qual se concretizou como preferência dos viticultores e consumidores paulistas (SOUSA, 1996). Em 1933, no município de Louveira, SP, em um vinhedo de 'Niágara Branca' ocorreu uma mutação somática em uma planta, o que deu origem a videira 'Niágara Rosada', a qual em menos de dez anos transformou a estrutura vitícola paulista (SOUSA, 1996).

2.1.1. A cv. Niágara Rosada e o sistema de condução

A videira 'Niágara Rosada' (*Vitis labrusca*) se adaptou as condições brasileiras e se estabeleceu como a mais importante cultivar do estado de São Paulo (INSTITUTO DE ECONOMIA AGRÍCOLA, 2016). A planta apresenta alto vigor e não tolera solos de baixa fertilidade e/ou com impedimentos físicos. As folhas são

grandes com estômatos e tricomas presentes na face abaxial. Os cachos possuem tamanho médio, cônicos e compactos com baixa resistência ao transporte e ao armazenamento. As bagas são arredondadas com tamanho médio, de coloração roxa com pruína, polpa mole, doce, com odor e sabor fortemente foxados, devido a presença do composto aromático antranilato de metila (POMMER et al., 1997; SOUSA, 1996). Os ramos produtivos da 'Niágara Rosada' possuem todas as gemas férteis, o que possibilita que a poda seja feita na primeira ou segunda gema (poda curta), no final do inverno. Devido à possibilidade de se aplicar a poda curta, não existe para a 'Niágara Rosada' restrição na utilização dos diferentes sistemas de condução podendo ser conduzida em espaldeira, latada ou manjedoura.

O sistema de condução mais utilizado no estado de São Paulo para 'Niágara Rosada' é em espaldeira, com os ramos de produção saindo do braço da planta verticalmente para cima e tutorados por fios de arames, com o dossel não dividido. A estrutura do sistema em espaldeira é composta por 3 fios de arame na qual o primeiro fio situa-se entre 1,0 e 1,2 m do solo; o segundo fio, a 0,35 m do primeiro e o terceiro fio a 0,35 m do segundo fio (CAPPELLO, 2014). As vantagens do uso do sistema em espaldeira são o baixo custo de implantação, a facilidade de efetuar os tratos culturais e a boa aeração do dossel, que reduz problemas com doenças. A principal desvantagem desse sistema é o sombreamento das folhas em plantas muito vigorosas, como a 'Niágara Rosada' (MIELE e MANDELLI, 2005). Após a poda de produção, os ramos em desenvolvimento são conduzidos verticalmente em relação ao solo e paralelamente em relação aos demais ramos até que atinjam o tamanho ideal para que a planta tenha um equilíbrio entre a parte vegetativa e a produção, após esse período se faz a desbrota dos ramos. Ao longo do ciclo da videira outros tratos culturais são realizados como: a retirada dos ramos laterais, formados nas gemas prontas das axilas das folhas (os netos), e a retirada das gavinhas, para facilitar a condução dos ramos. O desponte apical é realizado próximo ao florescimento para que os fotoassimilados produzidos pelas folhas sejam destinados às inflorescências e ao desenvolvimento dos cachos (MAIA et al., 2002).

2.2. Ciclo anual e estádios fenológicos da videira

O ciclo anual da videira pode ser subdividido em ciclo vegetativo e reprodutivo. O ciclo vegetativo da videira é composto por um período de crescimento

da planta, seguido de um período de armazenamento de reservas e um período de dormência. O crescimento vegetativo ocorre com a brotação das gemas dormentes, pelo início da divisão celular e o aumento do volume das células do ápice vegetativo e do câmbio vascular. A brotação é influenciada por fatores como a temperatura, fotoperíodo, nutrição, água e idade das plantas. Após a brotação, o crescimento dos ramos se inicia, até alcançar um máximo crescimento diário que pode chegar a 10 cm. O período de armazenamento de reservas se inicia no final do crescimento dos ramos até a queda das folhas, época em que há a maior atividade fisiológica da videira. Nesse período ocorre a lignificação e maturação dos ramos, além do acúmulo de celulose, pectina e amido próximo à medula e parênquimas lenhosos. O período de dormência ocorre a partir da queda das folhas até a brotação das gemas no ciclo seguinte (POMMER et al., 2003).

O ciclo reprodutivo da videira é composto pelo florescimento, frutificação, crescimento e maturação das bagas. O florescimento se inicia quando o ramo do ano possui cerca de 6 a 7 cm de comprimento. Com a inflorescência formada a antese ocorre, com o desprendimento das caliptras, primeiro na parte média do cacho, seguida na parte inferior e por fim na parte superior. O crescimento das bagas ocorre seguindo uma curva sigmoide dividida em três fases: herbácea, mudança de cor e maturação dos frutos. A fase herbácea é caracterizada pelo aumento de peso e volume das bagas por sucessivas divisões celulares reguladas pelos hormônios auxina e giberelina. Na fase de mudança de cor há uma estabilização do crescimento das bagas, diminuição da clorofila presente na casca e a síntese de antocianinas em cultivares tintas. Nessa fase se inicia a síntese de aromas e polifenóis. Na última fase de maturação há um aumento do tamanho das bagas por acúmulo de água e açúcares, amaciamento da polpa, diminuição de ácidos orgânicos, como o tartárico e málico, e acúmulo de antocianinas responsáveis pela mudança de cor (PIRES e POMMER, 2003).

O ciclo anual da videira pode ser descrito por estádios fenológicos sequenciais que representam a fenologia da planta em uma determinada fase do ciclo. O conhecimento dos estádios fenológicos possibilita a racionalização e otimização de práticas culturais indispensáveis para o cultivo da videira (MANDELLI et al., 2003). Para a caracterização dos estádios fenológicos da videira, o método mais utilizado é o uso de escala, como a BBCH sugerida por Lorenz et al (1994) (Figura 1). Na escala BBCH para a videira (LORENZ et al., 1994), os estádios

fenológicos são divididos em sete diferentes estádios principais: estágio 0, que vai desde as gemas dormentes (00) até a brotação das gemas (08); estágio 1 relativo ao desenvolvimento das folhas, desde a primeira folha aberta (11) até a nona folha aberta (19); estágio 5, relacionado à emergência da inflorescência, desde a inflorescência visível (53) até a inflorescência totalmente formada e flores separadas (57); estágio 6, relacionado ao florescimento, desde o início do desprendimento da caliptra (60) até o final do florescimento (69); estágio 7, relacionado ao desenvolvimento dos frutos, entre a fixação dos frutos (71) e a maioria das bagas se encostando (79); estágio 8, relativo ao amadurecimento das bagas, entre o início do amadurecimento (81) e o ponto de colheita (89); e o estágio 9, relacionado à senescência da planta, após a colheita e fim da lignificação dos ramos (91) até o fim da queda de folhas (97).

Figura 1. Escala fenológica BBCH da videira de Lorenz et al. (1994).

2.3. Fisiologia da videira

A poda da videira é realizada anualmente e tem como finalidade delimitar o dossel de cada planta nos sistemas de condução, além de distribuir de forma equilibrada os fotoassimilados produzidos entre a frutificação e a vegetação (SOUSA, 1996). A quebra de dormência de gemas nos tecidos lenhosos acontece com o auxílio das reservas armazenadas no sistema radicular. Órgãos lenhosos de plantas perenes geralmente não são capazes de fotossintetizar e por isso, não conseguem suprir sua demanda energética sozinhos no fim do inverno. Para suprimento dessa demanda as plantas dispõem de reservas estocadas em raízes, troncos e braços, principalmente na forma de carboidratos insolúveis como o amido. Esse amido armazenado é quebrado em unidades menores de glicose e glicose fosfato que são transportadas na forma de sacarose para então serem convertidas em ATP, que será utilizado em processos fisiológicos para a quebra da dormência da videira, como a brotação de gemas e crescimento inicial dos ramos. O hormônio responsável pela hidrólise do amido é a giberelina (HOLZAPFEL et al., 2010).

A brotação das gemas reestrutura a fisiologia da planta, todos os órgãos passam a ser considerados drenos, o que exige um alto investimento de carboidratos e nutrientes (TAIZ et al., 2017). Entre a brotação das gemas e as folhas formadas tornarem-se fonte, os carboidratos acumulados nas raízes, armazenados no ciclo anterior, são transportados para os tecidos em desenvolvimento. O movimento de fotoassimilados acontece nas duas primeiras semanas após a brotação em direção às pontas dos ramos, que são consideradas os principais drenos (KLIEWER, 1990). As folhas formadas tornam-se fonte quando atingem 80 % do seu tamanho final, aproximadamente, 50 cm² de área foliar (KOBLET, 1969, BUTTROSE et al. 1966). As folhas após tornarem-se fonte, apresentam atividade fotossintética máxima quando atingem cerca de 95% do seu tamanho final, aproximadamente, 30 a 35 dias após sua emissão, e se mantém por 45 dias, decrescendo progressivamente após esse período (PONI et al., 1992). Logo após completar a transição de dreno para fonte, uma folha não utiliza o estoque de carbono mesmo em condições de total sombreamento. Depois disso, a clorofila e a taxa fotossintética começam a diminuir, e a folha gradualmente exporta menos carbono fixado fotossinteticamente à medida que envelhece (HUNTER et al., 1994; INTRIERI et al., 1992, 2001; PONI et al., 1994a, 1994b). Em condições ótimas, no

entanto, muitas folhas, especialmente aquelas que se desenrolam no início da estação de crescimento, podem permanecer fotossinteticamente ativas por mais de 100 dias (INTRIERI et al. 1992, SCHULTZ et al. 1996).

A translocação dos carboidratos depende da posição do dreno em relação à fonte e das conexões vasculares entre fonte e dreno, do tamanho do dreno e de sua atividade (TAIZ et al., 2017). A exportação de fotossintatos disponíveis das folhas para os drenos depende do balanço de carbono das mesmas, que é determinado pela taxa fotossintética e atividade metabólica. A alocação é o processo pelo qual a folha destina o carbono assimilado para um dreno. A alocação pode ser dividida em utilização, armazenamento e transporte. No armazenamento, o carbono é convertido em amido e armazenado no cloroplasto durante o dia para ser remobilizado durante a noite quando condições ambientais limitam a fotossíntese (TAIZ et al, 2017). O amido é formado por α -amilose e amilopectina sendo a α -amilose composta por unidades de glicoses unidas por ligações α (1- 4) e amilopectina formada também por ligações α (1- 4) além de cadeias ramificadas de ligações α (1- 6) a cada 24 a 30 resíduos de glicose (VOET et al., 2014).

Após duas a três semanas da brotação até o florescimento o movimento de carboidratos é bidirecional, onde folhas da parte basal suprem os carboidratos para o final do ramo e a inflorescência não é considerada um dreno forte (KLIEWER, 1990). Como as videiras apresentam ramos com crescimento indeterminado e pela necessidade de uso de sistemas de condução em vinhedos comerciais, quando os ramos das videiras atingem certo tamanho esses são despontados (SOUSA, 1996). A prática do desponte modifica a partição dos fotoassimilados formados nas folhas reduzindo o dreno das folhas mais novas formadas no ápice dos ramos e os redireciona para os cachos em formação. No florescimento, os carboidratos são direcionados, prioritariamente, às inflorescências, para os frutos e para os tecidos de reserva, sendo a área foliar da planta determinante para esse acúmulo de reservas (FERREE et al., 2001; BATES et al., 2002). No início da mudança de cor das bagas (*veraison*), o principal dreno é o fruto até o ponto de colheita, e após esse período todo carboidrato produzido passa a ser direcionado a órgãos de reserva da planta (KLIEWER, 1990).

Em videiras conduzidas no sistema em latada, o desponte é realizado quando um ramo produtivo, desenvolvido perpendicularmente ao sentido da linha de plantio atinge a metade do espaçamento entre as linhas, possibilitando que o ramo

formado na planta da outra linha tenha o mesmo comprimento e não sobreponham-se, para não haver sombreamento. Nesse caso, o espaçamento entre plantas é maior o que possibilita um maior número de ramos formados por planta. No sistema de condução em espaldeira, os ramos produtivos estão no sentido vertical em relação ao solo e o desponte pode ser realizado a qualquer altura. Entretanto, há uma divergência entre autores sobre qual o melhor comprimento de ramos para obtenção de uma boa safra. Sousa (1996) sugere que o desponte seja feito quando o ramo tiver com cinco ou seis folhas; Manica e Pommer (2006) sugerem que o desponte seja feito em ramos com no mínimo oito folhas acima do cacho mais alto do ramo; e Mandelli et al. (2003) sugerem que sejam deixadas no mínimo seis a sete folhas acima do último cacho e que o ideal é que permaneça 1,20 m de vegetação acima dos cachos. A prática do desponte dos ramos produtivos da videira modifica a proporção entre armazenamento de reservas e dreno de tecidos em desenvolvimento e deve ser bem realizada para não causar danos na safra posterior (BENNETT et al., 2005; HOLZAPFEL et al., 2006).

O comprimento dos ramos produtivos deve ser relacionado à capacidade fotossintética de suas folhas. Em videiras, por ser uma planta C3, a eficiência de conversão de energia luminosa em energia química é de 27% e eficiência energética de conversão de luz em biomassa é de 4,3% (TAIZ et al., 2017). Por esse motivo, torna-se importante maximizar a entrada de luz no dossel, para que o ponto de saturação de luz seja o maior possível e evitar que folhas basais atinjam o ponto de compensação de luz. Smart e Robinson (1991) encontraram valores de intensidade de luz solar no centro de dosséis densos que chegam a $7 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ em folhas basais e $120 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ em folhas de altura média, em ambientes com intensidade de luz sobre o dossel de $2000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, ou seja, nesse caso as folhas transmitiram apenas 6 % do que absorveram para as camadas inferiores. Segundo esses autores a videira não é capaz de efetuar a fotossíntese com valores de PAR (*Photosynthetic Active Radiation*) abaixo de $30 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ de luz já que a abertura estomática não é suficiente para promover a difusão do carbono na folha. A abertura estomática completa em folhas de videira ocorre em $200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e o ponto de saturação luminosa é atingido com $700 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (KELLER, 2015). Uma folha de videira geralmente começa a exportar fotoassimilados quando atinge um terço do seu tamanho final, mas continua a importar carbono até a metade do seu tamanho final, o que requer transporte de assimilação bidirecional no pecíolo (KOBLET,

1969). A folha basal, mais velha, de um ramo inicia a exportação de carboidratos quando o ramo tem, aproximadamente, cinco ou seis folhas definitivas completamente expandidas (HALE e WEAVER, 1962; KOBLET, 1969; YANG e HORI, 1979, 1980).

A senescência foliar e o declínio na fotossíntese parecem se estabelecer ao mesmo tempo em todas as folhas em um dossel (SCHULTZ et al., 1996). Ou seja, as folhas formadas no final da temporada de crescimento tem um período inferior para repor a energia gasta em sua formação. Folhas velhas, embora ainda fotosinteticamente ativas, não parecem exportar assimilados e os mantém para suas próprias demandas metabólicas (KOBLET, 1969). A quantidade de carbono armazenado como amido varia de acordo com o comprimento do dia. Dias curtos possuem uma menor alocação de amido que dias longos, proporcionalmente a menores taxas de degradação em noites longas, assim como a exportação de sacarose no período de 24 h é menor em plantas de dias mais curtos, o que leva a um ajuste de crescimento da planta, sendo menor a taxa de crescimento em dias curtos (STITT et al. 2007).

O acúmulo de amido em órgãos lenhosos no final do ciclo da videira tem influência direta na produção e qualidade do fruto no ciclo seguinte, já que os fotossintatos produzidos pelas folhas na época da mudança de cor de bagas são insuficientes para suprir a rápida demanda de açúcares dos frutos. A vida útil da planta é comprometida pelo baixo acúmulo de substâncias de reserva e ciclos seguidos (SANTOS et al., 2011). Portanto, torna-se importante manter um equilíbrio entre a atividade vegetativa e reprodutiva da planta, pois em plantas com excesso de cachos ou número reduzido de folhas as substâncias de reserva são direcionadas para atender necessidades metabólicas dos cachos e o acúmulo de reservas no final do ciclo é comprometido prejudicando o desenvolvimento da planta no ciclo seguinte (POMMER et al., 2003).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos em área do Departamento de Produção Vegetal, da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, localizado no município de Piracicaba-SP (22°42'34" S; 47°37'38" O, e altitude de 554 m). O clima da região é Cwa segundo a classificação de Köppen e Geiger (1936), com chuvas no verão e inverno seco. Os dados agrometeorológicos foram coletados ao longo dos experimentos (Anexo A).

A área experimental foi implantada em 2010 e foi composta por videiras da cultivar Niágara Rosada (*Vitis labrusca*) enxertadas sobre o porta-enxerto 'IAC 766 Campinas' (106-8 Mgt x *V. caribaea*). As videiras foram conduzidas no sistema em espaldeira, com espaçamento de 2,0 m entre linhas e 1,0 m entre plantas. O sistema de condução em espaldeira foi constituído por mourões de 1,7 m sobre o solo, espaçados na linha em 5 m e por três fios de arame, sendo o primeiro situado a 1,0 m do solo, onde foi fixado o braço (parte do tronco posicionado horizontalmente em relação ao solo) e os outros dois fios espaçados verticalmente por 0,30 m e 0,40 m, respectivamente, onde foram fixados os ramos produtivos das plantas. O sistema de irrigação utilizado na área foi o de gotejo automatizado na linha de plantio, com gotejadores espaçados a cada 1 m.

Os experimentos foram conduzidos em dois ciclos produtivos (2016 e 2017). No final de cada inverno foi realizada a poda curta, deixando, aproximadamente, duas gemas em cada ramo do ano anterior. Após a poda foi aplicado Cianamida Hidrogenada (Dormex®) a 5 % sobre as gemas, para estimular a quebra de dormência e uniformizar as brotações. Foram conduzidos por planta oito ramos produtivos. No primeiro ano de experimentação (2016), após os ramos atingirem 100 cm de altura foi realizado o desponte em duas alturas de ramos (tratamentos). Parte das plantas tiveram os ramos despontados para 80 cm e parte das plantas após atingir 100 cm, os ramos foram despontados com 60 cm. Cada tratamento foi composto por oito parcelas contendo quatro plantas cada. No segundo ano (2017), o experimento foi composto por cinco tratamentos: (i) Desponte com 100 cm de altura, (ii) desponte com 70 cm após o ramo alcançar 100 cm de altura, (iii) desponte com 50 cm de altura após o ramo alcançar 100 cm, (iv) desponte com 70 cm e (v) desponte com 50 cm. Cada tratamento foi composto por seis parcelas contendo quatro plantas cada, distribuídas em blocos casualizados.

Nos dois ciclos produtivos (2016 e 2017), as adubações foram realizadas de acordo com a análise de solo para uma produtividade de 13 a 22 t ha⁻¹ com doses de N, P₂O₅ e K₂O de 130 kg ha⁻¹, 500 kg ha⁻¹ e 380 kg ha⁻¹, respectivamente, sendo parcelada em três vezes, seguindo o Boletim 100 (RAIJ et al., 1985). Para controle de doenças fúngicas, como o míldio (*Plasmopara viticola*) e a ferrugem (*Phakopsora euvitidis*), foram feitas pulverizações com Folicur 200 EC[®], Amistar WG[®], Ridomil Gold MZ[®] e Aliette[®], de acordo com as variações climáticas e com o aparecimento de sintomas.

Para os dois experimentos, o dossel de cada tratamento foi calculado pela área foliar (AF), índice de área foliar (IAF) e área de superfície foliar (AS). A área foliar (AF), medida em m², foi calculada a partir da contagem do número total de folhas de cada planta e multiplicada pela área média de 20 folhas quantificadas no medidor de área foliar LI3000 A (LI-COR, Lincoln, NE, EUA). O índice de área foliar (IAF), medido em m² m⁻², foi obtido pela divisão do valor de área foliar (AF) pelo espaço de solo ocupado pela planta (DELROT, 2010). Para a área de superfície foliar (AS), medida em m², considerou-se o dossel como um paralelepípedo e a área foi obtida pela somatória de todas as faces da planta expostas ao sol, o topo e as laterais (SMART, 1991).

Foi calculada a taxa de crescimento absoluto dos ramos (TCA) pela da fórmula: $TCA = (C_f - C_i) / (T_f - T_i)$, em que: C_f é o comprimento final (cm), C_i é o comprimento inicial (cm), T_f é o tempo final (dia) e T_i é o tempo inicial (dia). O comprimento dos ramos foi medido duas vezes por semana a partir da brotação até o momento do desponte, sendo quatro ramos avaliados por repetição.

No segundo ano de experimentação (2017) avaliou-se a taxa fotossintética (A), em μmol CO₂ m⁻² s⁻¹, a transpiração (E) em mmol H₂O m⁻² s⁻¹, e a condutância estomática (gs) em mol H₂O m⁻² s⁻¹, com o analisador portátil de gases por infravermelho (IRGA), LI-COR modelo Li-6400xt, na folha do ápice totalmente exposta ao sol e na folha oposta ao cacho, em um ramo por planta de cada parcela. As avaliações foram realizadas em três estádios fenológicos da planta, 73, 89 e 93, segundo a escala fenológica BBCH (LORENZ et al., 1994). As leituras foram realizadas pela manhã, no horário de 9 h às 12 h, com fluxo de elétrons ajustados para 1000 μmol m⁻² s⁻¹, concentração de CO₂ na câmara 400 μmol mol⁻¹ e utilizando uma câmara de 6 cm².

Para a avaliação da qualidade dos frutos e produção foram medidas o crescimento das bagas com paquímetro digital a partir do estágio 73, segundo escala BBCH de Lorenz et al. (1994) finalizando no início do *veraison*. A colheita foi realizada quando os frutos atingiram o teor de sólidos solúveis em torno de 14 °Brix. A produção foi calculada pelo número médio de cachos por planta e pelo peso total dos frutos de cada parcela divididos pelo número de plantas por parcela (kg/planta). Para análises pós-colheita dos frutos, foram coletadas 20 bagas, amostradas ao acaso, por tratamento e quantificou-se o teor de sólidos solúveis (°Brix) em refratômetro portátil. A cor dos frutos foi quantificada pelo colorímetro Konica Minolta Chromameter CR-400. A avaliação de cor utilizou um sistema tridimensional, o espaço CIELAB, constituído por três coordenadas L^* , a^* e b^* (BAKKER; BRIDLE; TIMBERLAKE, 1986). Os valores de a^* e b^* foram utilizados para calcular a cromaticidade ou saturação da cor “C”, pela fórmula $C = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{0,5}$ e o ângulo Hue calculado pela fórmula $Hue = \tan^{-1} (b^*/a^*)$. A partir desses dados foi calculado o índice específico para bagas de cor vermelha, CIRG (Color index for red grapes), pela equação: $CIRG = 180 - hue^* / (L^* + C)$. Valores do índice CIRG próximos a zero, as bagas apresentam coloração verde, valores próximos a 4, as bagas apresentam coloração vermelha e valores próximo a 5, as bagas apresentam coloração roxa (CARREÑO et al., 1995).

Ao longo do ciclo de produção avaliou-se, por tratamento, o conteúdo de reserva de amido no sistema radicular. Para cada repetição coletou-se, aproximadamente, 10 g de raízes frescas uma vez por mês, durante 18 meses. Após as coletas as raízes foram lavadas em água corrente e colocadas para secar em estufa a 65 °C até a estabilização da massa seca, aproximadamente, 5 dias. Após esse período as raízes foram moídas e 0,01 g de raiz foi acondicionado em tubo eppendorf de 2 mL para quantificação de amido, utilizando o kit comercial Megazyme (K-TSTA, Megazyme International, Bray, Ireland), segundo metodologia descrita por Amaral (2007).

Para as variáveis medidas ao longo da safra, como o amido, CIRG, sólidos solúveis e crescimento da baga foi calculada a área abaixo da curva (AACP) e as médias foram comparadas pela análise de variância (ANOVA) e teste de Scott-Knott a 5 %.

4. RESULTADOS

No primeiro ciclo de produção avaliado (2016), a poda foi realizada dia 10 de agosto, a brotação das gemas ocorreu dia 24 de Agosto, a floração em 36 DAB, o início enchimento das bagas em 50 DAB, o *veraison* em 85 DAB e a colheita 119 DAB (Figura 2). No segundo ciclo de produção (2017), com a poda realizada em 10 de agosto de 2017, a brotação das gemas ocorreu dia 28 de Agosto, a floração em 22 DAB, o início do enchimento de bagas em 41 DAB, o *veraison* em 80 DAB e a colheita em 113 DAB (Figura 2). Em ambas as avaliações (2016 e 2017) a diferença entre o comprimento dos ramos imposta aos tratamentos não influenciou no tempo, em dias, entre os estádios fenológicos. Entretanto, a variação observada, principalmente, no estágio de floração pode estar relacionada as condições climáticas de cada ano (Anexo A).

Figura 2. Estádio fenológico da videira 'Niágara Rosada' relacionado a dias após a brotação (DAB) em dois anos de experimentação (2016 e 2017), em Piracicaba, SP.

4.1. Experimento 1, Safra 2016

No primeiro experimento, realizado em 2016, em relação ao comprimento dos ramos produtivos, as videiras apresentaram diferença na quantidade de folhas formadas por ramo, tendo os ramos de 80 cm, em média 1,5 folhas a mais do que os ramos com 60 cm (Tabela 1). Essa diferença do número de folhas entre os

comprimentos dos ramos influenciou diretamente a área foliar (AF) e o índice de área foliar (IAF), também superiores nas videiras com ramos com 80 cm em comparação a 60 cm (Tabela 1). A área de superfície foliar (AS) das videiras também foi afetada pelo comprimento dos ramos, sendo de 1,98 m² em videiras com ramos com 80 cm e de 1,57 m² em videiras com ramos com 60 cm. O desponte em 60 cm reduziu em 34,3 % a área foliar, 34 % o índice de área foliar e 20 % a área de superfície foliar, em comparação ao desponte com 80 cm.

Tabela 1. Número de folhas por ramo, área foliar (AF), índice de área foliar (IAF) e a área de superfície foliar (AS) de videiras 'Niágara Rosada' com ramos produtivos medindo 80 cm e 60 cm de comprimento, no sistema de condução em espaldeira, em seu quarto ano de produção, Piracicaba, SP, 2016.

Comprimento dos ramos	Folhas/ramo	AF (m ²)	IAF (m ² m ⁻²)	AS (m ²)
80 cm	7,0 a*	1,9 a*	0,94 a*	1,98**
60 cm	5,5 b	1,2 b	0,59 b	1,57
CV (%)	17,7	31,9	31,9	--

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Scott-Knott a 5%.

**Área expostas a luz solar, calculada pela altura dos ramos, comprimento da planta e largura do dossel.

A redução no comprimento dos ramos produtivos não influenciou, no mesmo ano de produção, a produção por planta, o teor de sólidos solúveis totais no momento da colheita e a coloração das bagas (Tabela 2).

Tabela 2. Número de cachos por planta, produção por planta, teor de sólidos solúveis totais e índice de cor (CIRG) em videiras 'Niágara Rosada' com ramos produtivos medindo 80 cm e 60 cm, no sistema de condução em espaldeira, em seu quarto ano de produção, Piracicaba, SP, 2016.

Comprimento dos ramos	Cachos/planta	Produção (kg)	Sólidos solúveis (° Brix)	CIRG
80 cm	21,6 a	5,1 a	14,2 a	3,0 a
60 cm	28,1 a	6,8 a	13,2 a	3,4 a
CV (%)	38,9	32,3	13,5	24,9

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Scott-Knott a 5%.

As relações entre a área foliar e produção (AF/Prod) e a área de superfície e produção (AS/Prod) não diferiram entre as videiras com diferentes comprimentos de ramos (Tabela 3). Esses resultados demonstram que, no ano de produção, a redução do dossel não afetou a proporção mesmo não ocorrendo diferenças na produção de frutos entre os comprimentos dos ramos.

Tabela 3. Relação entre a área foliar (AF), o índice de área foliar (IAF) e a área de superfície foliar (AS) com a produção em videiras 'Niágara Rosada' com ramos produtivos medindo 80 cm e 60 cm de comprimento, no sistema de condução em espaldeira, em seu quarto ano de produção, Piracicaba, SP, 2016.

Comprimento dos ramos	AF/Prod	IAF/Prod	AS/Prod
80 cm	0,4 a	0,2 a	0,4 a
60 cm	0,3 a	0,1 b	0,3 a
CV (%)	41,3	41,3	38,1

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem pelo teste de Scott-Knott a 5%.

A reserva de amido no sistema radicular foi similar em videiras 'Niágara Rosada', entre as plantas selecionadas para o experimento, no momento da brotação das gemas. Portanto, as plantas apresentavam a mesma reserva de amido antes da realização dos despontes em 80 cm e 60 cm de comprimento de ramos. Pela área abaixo da curva de progresso do acúmulo de amido (AACP) pode-se observar que as videiras em que os ramos foram despontados com 80 cm apresentaram um maior acúmulo de reservas de amido, ao longo do ciclo, do que a videiras com ramos de 60 cm (Tabela 4; Figura 3). A diferença no acúmulo de amido no sistema radicular também foi observada no início da queda de folhas e no período de dormência, com 315 dias após a brotação (Tabela 4).

A redução na quantidade de amido armazenado após o final da queda de folhas, em ambos os comprimentos de ramos, pode estar relacionado com o uso das reservas para a manutenção da planta, por meio da respiração, principalmente do sistema radicular (Figura 3).

Tabela 4. Área abaixo da curva de progresso de reserva de amido (AAPC) no sistema radicular e quantidade de reserva de amido (% de matéria seca) em três estádios fenológicos (brotação das gemas, início da queda das folhas e dormência) em dias após a brotação em videiras ‘Niágara Rosada’ com comprimentos de ramos de 80 cm e 60 cm, no sistema de condução em espaldeira, em seu quarto ano de produção, Piracicaba, 2016.

Comprimento dos ramos	AAPC	Reserva de amido (% matéria seca)			
		Brotação das gemas	Colheita 125 DAB	Queda de folhas 188 DAB	Dormência 315 DAB
80 cm	41406,9 a	10,5 a	11,4 a	17,1a	13,5 a
60 cm	36157,7 b	10,5 a	9,8 a	13,4 b	9,7 b
CV (%)	5,01	30,0	23,3	13,5	16,6

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott 5%.

Figura 3. Concentração de amido no sistema radicular (% de matéria seca) de videiras de ‘Niágara Rosada’ com o desponde dos ramos com 80 cm (●) e 60 cm (○), conduzidas no sistema em espaldeira, em relação aos dias após a brotação (DAB) e em diferentes estádios fenológicos, no quarto ano de produção, em Piracicaba, SP.

As plantas que foram despontadas com 80 cm e 60 cm foram acompanhadas na safra seguinte quanto ao número de gemas que brotaram, consequentemente o número de ramos formados, a taxa de crescimento absoluto dos ramos e o número de cachos formados por planta (Tabela 5).

Tabela 5. Número de ramos formados, número de cacho por planta e taxa de crescimento absoluta de ramo (cm dia^{-1}) 20 dias após a brotação, em videira 'Niágara Rosada' em seu quinto ano de produção, Piracicaba, 2017.

Comprimento dos ramos	Nº de ramos brotados	Cachos/planta	Taxa de crescimento absoluto
80 cm	8,6 a	11,5 a	4,1 a
60 cm	5,9 b	5,5 b	3,6 b
CV (%)	22,6	32,7	8,3

Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5%.

As videiras tratadas com o desponte em 80 cm apresentaram maior quantidade de gemas brotadas, taxa de crescimento e número de cachos por planta em relação às plantas tratadas com desponte com 60 cm de comprimento. Portanto, mesmo que no ciclo de produção o comprimento dos ramos no desponte não tenha influenciado na produção e qualidade dos frutos formados, pode-se inferir que um menor acúmulo de amido no tratamento com 60 cm do ano anterior, fez com que no ciclo seguinte a planta não tivesse reservas suficientes para formar e produzir novos ramos em comparação as plantas que tiveram o desponte com 80 cm. A consequência foi a redução do número de brotações e consequentemente o número de ramos produtivos formados, o que afetou diretamente o número de cachos e reduziu a taxa de crescimento absoluta dos ramos em seu período de maior atividade fisiológica (Tabela 5).

4.2. Experimento 2, Safra 2017

No segundo experimento, realizado em 2017, os despontes referentes aos diferentes tratamentos foram realizados no período em que as plantas obtiveram a altura correspondente ao seu desponte, o que ocorreu em 22 dias a brotação (DAB) para o tratamento em que o desponte foi realizado com 50 cm de comprimento; 28 DAB para tratamento em que o desponte foi realizado com 70 cm de comprimento; e 32 DAB para os tratamentos em que o desponte ocorreu com 100, 70 e 50 cm de comprimento (Figura 4).

Figura 4. Crescimento de ramos em função de dias após a brotação (DAB) de videira 'Niágara Rosada' em seu quinto ano de produção, Piracicaba, 2017. Os tratamentos são: (A) Desponte com 100 cm de altura (controle), (B) desponte com 70 cm após o ramo alcançar 100 cm de altura, (C) desponte com 50 cm de altura após o ramo alcançar 100 cm, (D) desponte com 70 cm e (E) desponte com 50 cm.

O tratamento com 100 cm apresentou em média 1,5 folhas a mais que os tratamentos com altura de 70 cm e 3,2 a mais que os tratamento com altura de 50 cm. O tratamento com desponte de 100 cm, devido a arquitetura formada no dossel em relação aos outros tratamentos, foi o que apresentou maiores valores de área foliar por planta (AF) e índice de área foliar (IAF), seguido dos tratamentos com ramos com 70 cm e com 50 cm de comprimento (Tabela 6). A área da superfície foliar não foi comparada entre os despontes por ser um valor fixo para cada comprimento de ramo, relativo à área exposta da planta à radiação solar. A área de superfície (AS) foi de 2,35 m² para desponte com 100 cm, 1,75 m² para os tratamentos com desponte em 70 cm, e 1,35 m² para os tratamentos com desponte em 50 cm. Os tratamentos com ramos com 70 cm de comprimento apresentaram uma área foliar por planta (AF) 32 % inferior ao tratamento com 100 cm e os tratamentos com ramos com 50 cm de crescimento apresentaram uma redução de 49 % em relação ao tratamento com 100 cm. Os tratamentos que tiveram o mesmo comprimento de ramos, independentemente da época de desponte, apresentaram valores iguais de índice de área foliar, área foliar por planta e folhas por ramo (Tabela 6).

Tabela 6. Número de folhas por ramo, área foliar (AF), índice de área foliar (IAF) e a área de superfície foliar (AS) de videiras 'Niágara Rosada' com ramos produtivos medindo 100, 70 e 50 cm de comprimento, no sistema de condução em espaldeira, em seu quinto ano de produção, Piracicaba, SP, 2017.

Comprimento dos ramos	Folhas/ramo	AF(m ²)	IAF(m ² m ⁻²)	AS (m ²)
100	8,17 a*	3,45 a*	1,73 a*	2,35**
100-70	6,63 b	2,35 b	1,17 b	1,75
100-50	5,01 c	1,75 c	0,88 c	1,35
70	6,11 b	2,38 b	1,19 b	1,75
50	5,00 c	1,79 c	0,89 c	1,35
CV (%)	11,9	19,8	19,8	-

*Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5 %. **Área expostas a luz solar, calculada pela altura dos ramos, comprimento da planta e largura do dossel.

As plantas, independentemente da altura do desponete, foram mantidas com uma quantidade de cachos compatíveis para essa cultivar no sistema de condução em espaldeira (Tabela 7). A produção, a concentração de sólidos solúveis e cor dos frutos, nos diferentes desponetes de ramos, foram similares não sendo, portanto, influenciadas pelo número folhas por ramos. Independentemente da altura do desponete, no período de colheita os frutos apresentaram um alto teor de sólidos solúveis e uma cor vinho intensa, característica da cultivar Niágara Rosada. (Tabela 7).

Tabela 7. Número de cachos por planta, produtividade por planta, teor de sólidos solúveis, índice de cor e diâmetro de baga aferidos no momento da colheita, em videira 'Niágara Rosada' em seu quinto ano de produção, Piracicaba, SP, 2017.

Comprimento dos ramos	Cachos/planta	Produção (kg)	Teor de sólidos solúveis (°Brix)	CIRG
100	16,4 a	3,20 a	18,7 a	4,03 a
100-70	12,5 a	1,56 a	18,5 a	4,11 a
100-50	13,3 a	2,84 a	17,5 a	4,02 a
70	14,9 a	2,56 a	17,8 a	4,13 a
50	14,2 a	3,54 a	17,2 a	3,99 a
CV (%)	16,4	45,2	7,9	6,2

Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5%

O crescimento das bagas, o acúmulo de sólidos solúveis e o aumento da cor das bagas ao longo do ciclo, foram similares nos frutos desenvolvidos em videiras de 'Niágara Rosada', independentemente dos diferentes desponetes realizados nos ramos produtivos (Figura 5).

A relação entre a área foliar, índice de área foliar e a área de superfície foliar com a produção mostrou-se diferente entre os desponetes. Para a área foliar e índice de área foliar, que levam em consideração a área das folhas por planta, os desponetes que mantiveram os ramos com 50 cm foram o que apresentaram a menor relação entre m² de folhas por quilograma de uva produzida (Tabela 8). Para a área de superfície foliar, que leva em consideração a área exposta do dossel da videira, o desponete com 70 cm depois de alcançar 100 cm foi o que apresentou a maior relação entre área exposta por quilograma de frutos (Tabela 8).

Tabela 8. Relação entre a área foliar (AF), o índice de área foliar (IAF) e a área de superfície foliar (AS) com a produção em videiras 'Niágara Rosada' com ramos produtivos medindo 100, 70 e 50 cm de comprimento, no sistema de condução em espaldeira, em seu quinto ano de produção, Piracicaba, SP, 2017.

Comprimento dos ramos	AF/Prod	IAF/Prod	AS/Prod
100	1,32 a	0,66 a	0,96 b
100-70	2,14 a	1,07 a	1,71 a
100-50	0,63 b	0,31 b	0,49 b
70	1,33 a	0,66 a	1,03 b
50	0,56 b	0,28 b	0,42 b
CV (%)	59,2	59,25	65,9

Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5%

A taxa fotossintética em folhas do ápice e em as folhas opostas ao cacho foi similar entre os tratamentos (Figura 6). No entanto, houve diferença entre os estádios fenológicos, sendo a avaliação 22 dias após a colheita, com 150 DAB, a que apresentou menor taxa fotossintética para ambas as folhas. Nesse estágio, os despontes em 100 cm, 70 cm após 100 cm de comprimento e 70 cm, as folhas opostas ao cacho apresentaram maior taxa fotossintética em comparação as folhas do ápice. Nos despontes com 50 cm após 100 cm de comprimento e 50 cm não houve diferença na taxa fotossintética entre folhas do ápice e a folha oposta ao cacho nos três estádios fenológicos avaliados, provavelmente por causa da proximidade da folha do ápice (a quinta folha do ramo) a folha oposta ao cacho (a terceira folha). Os valores médios independentemente da altura do despoite, tanto na folha do ápice quanto na folha oposta ao cacho, foram $16,5 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ no período de florescimento, $18,1 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ no período de colheita e $9,1 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ nas folhas do ápice e $12,2 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ nas folhas oposta ao cacho aos 22 dias após a colheita (Figura 6).

Figura 5. Crescimento das bagas (mm) (A), teor de sólidos solúveis (°Brix) (B) e coloração das bagas (CIRG) (C) em videiras de 'Niágara Rosada' com despontes de ramos em 100 cm (●), 70 após atingir 100 cm (○), 50 após atingir 100 cm (X) 100-50 cm, com 70 cm (Δ) e 50 cm (■), avaliados em dias após a brotação (DAB), em seu quinto ano de produção, Piracicaba, 2017.

Figura 6. Taxa fotossintética (A) em $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, de folhas de videiras 'Niágara Rosada' do ápice do ramo ($\circ$) e oposta ao cacho (x), em plantas com despontes em 100 cm (A), 70 cm após os ramos chegarem em 100 cm (B), em 50 cm após os ramos chegarem em 100 cm (C), desponte em 70 cm (D) e desponte em 50 cm (E), avaliada em dias após a brotação (DAB) em três estádios fenológicos, no florescimento, na colheita e aos 22 dias após a colheita, Piracicaba, SP, 2017.

A condutância estomática avaliada em folhas do ápice e em as folhas opostas ao cacho nas diferentes alturas dos despontes, em três estádios fenológicos, foi similar entre os tratamentos (Figura 7). Entretanto, o padrão foi diferente entre os estádios fenológicos avaliados. Para as folhas do ápice, independentemente do tratamento de desponte, a condutância estomática foi similar no período de florescimento e colheita, sendo reduzida aos 22 dias após a colheita. Para as folhas opostas ao cacho, independentemente do tratamento, no período de

colheita ocorreram os maiores valores em comparação ao florescimento e aos 22 dias após a colheita (Figura 7).

Figura 7. Condutância estomática (g_s) em $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$, de folhas de videiras 'Niágara Rosada' do ápice do ramo ($\circ$) e oposta ao cacho ($\times$), em plantas com despoites em 100 cm (A), 70 cm após os ramos chegarem em 100 cm (B), em 50 cm após os ramos chegarem em 100 cm (C), despoite em 70 cm (D) e despoite em 50 cm (E), avaliada em dias após a brotação (DAB) em três estádios fenológicos, no florescimento, na colheita e aos 22 dias após a colheita, Piracicaba, SP, 2017.

O valor médio, independentemente da altura do despoite, nas folhas do ápice foi de $0,28 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ no período de florescimento, $0,31 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ no período de colheita e de $0,14 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$ aos 22 dias após a colheita. Nas folhas

opostas ao cacho os valores foram $0,26 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ no período de florescimento, $0,32 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ no período de colheita e $0,23 \text{ mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ aos 22 dias após a colheita (Figura 7).

As folhas do ápice dos ramos e as opostas ao cacho apresentaram a mesma transpiração independente do estágio fenológico e tratamento avaliado, sendo em média $7,5 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ no florescimento, $6,5 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ na colheita e $5,1 \text{ mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ aos 22 dias após a colheita (Figura 8).

Figura 8. Transpiração (E) em $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, de folhas de videiras 'Niágara Rosada' do ápice do ramo (o) e oposta ao cacho (x), em plantas com despontes em 100 cm (A), 70 cm após os ramos chegarem em 100 cm (B), em 50 cm após os ramos chegarem em 100 cm (C), desponte em 70 cm (D) e desponte em 50 cm (E), avaliada em dias após a brotação (DAB) em três estádios fenológicos, no florescimento, na colheita e aos 22 dias após a colheita, Piracicaba, SP, 2017.

Em relação à quantidade de amido quantificado nas raízes ao longo do ciclo, não houve diferenças entre os despones desde a brotação até a queda de folhas (AAP), assim como nos estádios fenológicos da brotação, colheita (116 DAB) e queda das folhas (200 DAB) (Tabela 9). Portanto, nesse experimento, com a carga de cachos deixada por planta, o comprimento dos ramos nos diferentes tratamentos não influenciou a produção e qualidade dos frutos formados, assim como o acúmulo de reservas no sistema radicular.

Tabela 9. Área abaixo da curva de progresso de acúmulo de amido em raízes (AAP) por dias após a brotação e porcentagem de amido por gramas de matéria seca em videira 'Niágara Rosada' em seu quinto ano de produção, Piracicaba, SP, 2017.

Comprimento dos ramos	AAP	Reserva de amido (% matéria seca)		
		Brotação	Colheita (116 DAB)	Queda folhas (200 DAB)
100	33585,7 a	19,8 a	14,1 a	15,2 a
100-70	34218,8 a	22,7 a	17,1 a	17,8 a
100-50	31952,0 a	19,6 a	13,3 a	15,8 a
70	39204,3 a	19,6 a	16,0 a	18,3 a
50	33922,8 a	18,0 a	16,3 a	18,3 a
CV (%)	13,7	11,6	21,3	24,2

Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5%.

5. DISCUSSÃO A área foliar de uva videira pode influenciar na produção, qualidade dos frutos formados e no acúmulo de carboidratos no sistema radicular, importante para a brotação e produção na safra seguinte (KLIEWER, 1990, KOBLET, 1969, BUTTROSE et al. 1966, KELLER, 2015). Além desses aspectos, a redução da altura dos ramos produtivos pode favorecer o controle de doenças, devido a maior ventilação na planta, portanto menor tempo de molhamento das folhas, e na penetração de agroquímicos aplicados no dossel.

Para avaliar a importância do comprimento dos ramos produtivos na produção e nas reservas de carboidratos no sistema radicular, foram utilizadas três medidas que contemplam a arquitetura do dossel, a área foliar (AF), o índice de área foliar (IAF) e a área da superfície foliar (AS). A área foliar é calculada pela soma das áreas individuais de cada folha sem levar em consideração o sombreamento entre folhas, portanto desconsidera a atividade fotossintética da folha. O índice de área foliar relaciona a área total das folhas com a área de solo disponível para a planta, portanto valores positivos representam uma quantidade superior de folhas por metro quadrado de solo. A área de superfície considera somente a área das folhas expostas da planta capazes de captar energia luminosa, permitindo avaliar o potencial qualitativo do sistema de condução, e desconsidera falhas no dossel (SMART e ROBINSON, 1989).

Em *Vitis vinifera*, já foi descrito que uma proporção de 0,6 a 1,5 m² de folha por quilograma de fruto é suficiente para o amadurecimento correto das bagas para a vinificação, em países de clima temperado (SMART e ROBINSON, 1991). No entanto, na condução dessas videiras é comum o desenvolvimento de ramos laterais (netos), o que modifica os valores de área foliar impossibilitando a aplicação fidedigna dos mesmos valores em variedades de uva de mesa cultivadas no Brasil onde se conduz somente os ramos produtivos principais. Os valores relatados na literatura são altamente variáveis e dependem de vários fatores, como o clima, solo, variedade, porta-enxerto, densidade de plantio, altura do dossel, adubação, regime hídrico. Há dois períodos principais em que o papel da área foliar é um fator chave na produção de uvas: na frutificação e no amadurecimento da semente-polpa-pele. Durante o ciclo, a sanidade e a eficiência do dossel devem ser asseguradas, particularmente durante o desenvolvimento da baga, evitando o envelhecimento precoce das folhas que pode comprometer o seu amadurecimento (DELROT et al, 2010). No primeiro experimento, em 2016, devido a alta carga de frutos deixada por

planta, em média 25 cachos, a relação entre área foliar e produção foi muito baixa não chegando a atingir os valores relatados na literatura. No segundo experimento, em 2017, com a utilização da carga de frutos recomendada para a cultivar 'Niágara Rosada', em média 16 cachos, todos os tratamentos apresentaram valores compatíveis aos relatados na literatura, exceto os tratamentos que tiveram altura de ramo de 50 cm, os quais se restringiram ao limite inferior da média. Apesar da diferença entre a área foliar dos tratamentos e, portanto da relação área foliar e produção, nenhum tratamento sofreu prejuízo com relação à produtividade, cor e acúmulo de sólidos solúveis nos frutos da mesma safra. Petrie et al (2003), também não encontraram diferenças entre teor de sólidos solúveis para os tratamentos que tiveram redução da altura dos ramos produtivos na cultivar europeia para vinificação 'Pinot Noir'.

Esperava-se encontrar nos tratamentos avaliados com menor área foliar maiores valores de fotossíntese já que a competição por luz solar e dióxido de carbono seria menor, no entanto, não ocorreu diferença entre os tratamentos que passaram por diferentes intensidades de desponte. Candolfi-Vasconcelos e Koblet (1991) obtiveram resultados diferentes para a cultivar vinífera 'Pinot Noir', a qual ao passar por uma desfolha ou redução da área foliar, as videiras tiveram a capacidade de estimular as folhas restantes a trabalhar mais eficientemente ou produzir mais folhas para compensar as folhas retiradas, além da taxa fotossintética de uma única folha aumentar. Nos resultados obtidos neste experimento, os valores de fotossíntese das folhas opostas ao cacho foram semelhantes ao das folhas do ápice. Segundo Poni e Intrieri (2001), a capacidade fotossintética, no geral, diminui das folhas mais velhas para as mais novas, ou seja, da base para o ápice dos ramos. Também segundo esses autores as maiores taxas fotossintéticas na prefloração são encontradas em folhas basais, entre a floração ao *veraison* a parte mediana do ramo é a mais ativa fotossinteticamente, e entre o *veraison* e a colheita a parte apical se sobressai comparativamente às outras, pois já se encontra madura o suficiente e ainda não senescente. Neste experimento valores similares da taxa fotossintética entre folhas do ápice e opostas ao cacho, independentemente da altura do ramo produtivo, pode estar relacionada a prática do desnetamento, atividade comum em cultivos de 'Niágara Rosada'. Com a retirada dos ramos laterais e com a restrição de oito ramos por metro linear por planta, faz com que a penetração de luz no dossel

seja maior o que pode ter contribuído para uma taxa fotossintética eficiente mesmo em folhas basais do ramo.

A fotossíntese das folhas avaliadas após a colheita foi menor, de forma geral, porque os cachos já haviam sido retirados e as plantas não possuíam um forte dreno para suprir imediatamente. Nesse período (150 DAB), as folhas totalmente expostas ao sol apresentaram menores valores de fotossíntese, nos tratamentos 100, 100-70 e 70 cm, provavelmente por passarem por uma exposição excessivamente longa a luz máxima que acarreta em negativos efeitos fotossintéticos (DEMMING; BJORKMAN, 1987; DÜRING, 1988; CORREIA et al., 1992; CHAUMONT et al., 1994). A exposição contínua a altos valores de densidade de fluxo de fótons ($> 1400 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e, portanto, altas temperaturas, especialmente nas horas da tarde, podem resultar em uma queda maior do que a encontrada em dias parcialmente nublados com temperaturas mais amenas (CORREIA et al., 1992). A exposição das folhas a altas intensidades de PAR acompanhadas por estresse hídrico severo pode levar à fotoinibição, especialmente para o fotossistema II (CORREIA et al., 1992). Os dados de condutância estomática e transpiração, nesse experimento, foram consistentes com os dados de fotossíntese pelos mesmos motivos.

No primeiro experimento, em 2016, mesmo em uma situação extrema, sendo mantidos em média 25 cachos por planta, a área foliar proporcionada por sete folhas em ramos com 80 cm e por 5,5 folhas em ramos com 60 cm foi suficiente para produzir em média 6 kg de uvas por planta, ou seja, 30 t ha^{-1} . Para essa cultivar a carga média em vinhedos comerciais é de 2 kg de uvas por planta (TECCHIO et al., 2006). Mesmo com essa alta carga os frutos atingiram no momento da colheita o valor mínimo de sólidos solúveis e coloração característica da cultivar Niágara Rosada. Porém, o excesso de carga e a redução da área foliar, no tratamento com 60 cm, ocasionou uma diminuição no acúmulo de reservas de amido no sistema radicular após a colheita, o que ocasionou uma menor quantidade de gemas brotadas e de formação de cachos na safra seguinte. O acúmulo de carboidratos no sistema radicular ficou prejudicado em plantas com menor quantidade de folhas por ramo somente após a colheita momento no qual os frutos ainda eram o dreno forte. Scholefield et al. (1978) mostraram que, em condições favoráveis em até três meses de fotoassimilação pós-colheita, a retirada parcial de folhas (60 %) para a videira 'Sultanina' (*Vitis vinifera*) não teve efeito sobre o armazenamento de carboidratos,

entretanto a remoção das folhas na época da colheita levou a uma diminuição da frutificação na safra seguinte, variando de 44 % a 75 % a menos que as videiras sem remoção de folhas. Quando há uma insuficiência de reservas e de fotoassimilados causada pela remoção de folhas antes da antese há prejuízos no desenvolvimento das bagas (WINKLER, 1929). Essas respostas foram associadas a uma diminuição na concentração total de açúcar na abertura das flores e a uma diminuição na germinação de pólen. Embora as folhas que surjam depois consigam se desenvolver, o desenvolvimento das bagas fica prejudicado pelo estresse de carboidratos após o estabelecimento da carga produtiva. Dada a alta dependência da videira nas reservas para o restabelecimento sazonal entre a brotação e a formação dos cachos, a remoção de folhas pode atrasar o restabelecimento e a restauração de reservas.

Em 2016, no primeiro experimento, houve um excesso de carga e consequentemente as plantas gastaram muitas reservas para a produção dos frutos o que dificultou o armazenamento no final do ciclo. No segundo experimento a carga adequada de frutos fez com que, independentemente da altura dos ramos, a fotoassimilação fosse suficiente para produção adequada sem detrimento no acúmulo de reservas no sistema radicular. Hunter et al. (1995) efetuaram uma desfolha de 33 % nos períodos de baga tamanho de ervilha e *veraison*, e não encontraram diferenças no conteúdo de amido em videiras 'Chardonnay' com plantas que não sofreram a desfolha.

Com relação o acúmulo de reservas na raiz, o ponto mais baixo da curva de amido se deu 103 dias após a brotação, no estágio fenológico de enchimento de baga, até esse período o amido foi hidrolisado e transportado da raiz (fonte) para os órgãos dreno, entre eles a parte vegetativa até o seu estabelecimento e as folhas iniciarem a ser fonte. Após o período de colheita, houve um incremento no acúmulo de amido tendo o pico de acúmulo no final da queda das folhas, em 259 dias após a brotação. Até a colheita os frutos foram um dreno forte, após esse período todos os fotoassimilados produzidos foram em parte utilizados na manutenção dos tecidos vegetais da planta e a grande maioria foi transportado para o sistema radicular e armazenado em forma de amido. Após a queda das folhas, 315 dias após a brotação, a redução da quantidade de amido no sistema radicular pode ser atribuída a respiração de manutenção das raízes, que tem seu segundo pico no período de abril e maio, e a manutenção dos outros tecidos vivos. A respiração anual total de um

hectare de solo de vinhedo é por volta de 5 toneladas de carbono, sendo metade desse valor atribuído somente à respiração das raízes (FRANCK et al., 2011).

Percebe-se a importância da manutenção da área foliar a partir dos 125 dias após a brotação quando o efeito de sua redução começa a refletir no acúmulo de amido. As plantas com 34,3 % a menos de área foliar acumularam 28,2 % a menos de amido, atingindo quase uma proporção de 1:1. Bennett et al. (2005) descobriram que 75 % de desfolha (remoção de todas as folhas basais) em 4, 8 e 12 semanas após a antese da cultivar vinífera 'Chardonnay' diminuiu as reservas de carboidratos de inverno em raízes e troncos, com senescência precoce das folhas, diminuições no número de inflorescência por ramo e número de flor por inflorescência em até 50 % a menos do que videiras não desfolhadas.

No segundo experimento não ocorreu diferença na quantidade de amido armazenado no sistema radicular entre as plantas que tiveram diferentes alturas de ramos. Isso provavelmente aconteceu porque o número de cacho foi proporcional à área foliar deixada na planta, mesmo que reduzida, e que levou a produção, independentemente da altura de desponete a valores recomendados para essa cultivar. Logo, as diferenças entre a quantidade de folhas nos tratamentos em ramos acima de 50 cm de comprimento torna-se irrisória, desde que se respeite a capacidade produtiva da 'Niágara Rosada'.

6. CONCLUSÃO

O comprimento dos ramos produtivos de 'Niágara Rosada', entre 50 e 100 cm não influenciam na produção e qualidade dos frutos formados, assim como nas reservas de amido no sistema radicular, quando mantida a média de dois cachos por ramo.

O excesso de cachos em videiras 'Niágara Rosada' não compromete a produção e qualidade dos frutos produzidos, entretanto reduz a concentração de carboidratos no sistema radicular e por consequência a produção no ciclo seguinte.

REFERÊNCIAS

- AMARAL, L. D.; GASPAR, M.; COSTA, P. M. F.; AIDAR, M. P. M.; BUCKERIDGE, M. S. Novo método enzimático rápido e sensível de extração e dosagem de amido em materiais vegetais. **Hoehnea**, v. 34, n. 4, p. 425-431, 2007.
- ALVARENGA, A. A.; ABRAHÃO, E.; REGINA, M. de A.; ANTUNES, L. E. C.; PEREIRA, A. F. Origem e classificação botânica da videira. **Informe agropecuário**, v. 59, n. 129, p. 5-8, 1998.
- BAKKER, J.; BRIDLE, P.; TIMBERLAKE, C. F. Tristimulus measurements (CIELAB 76) of port wine colour. **Vitis**, v. 25, p.67-78, 1986.
- BATES, T. R.; DUNST, R. M.; JOY, P. Seasonal dry matter, starch, and nutrient distribution in ‘Concord’ grapevine roots. **Hortscience**, Alexandria, v. 37, n. 2, p. 313-316, 2002.
- BENNET, J.; JARVIS, P.; CREASY, G. L.; TROUGHT, M. C.T. Influence of defoliation on overwinter carbohydrate reserves, return bloom, and yield of mature Chardonnay grapevines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 56, n. 4, p. 386-393, 2005.
- BUTTROSE, M. S. The effect of reducing leaf area on the growth of roots, stems and berries of Gordo grapevines. **Vitis**, v. 5, p. 455–464, 1966.
- CAMARGO, U. A.; MAIA, J. D. G. **Cultivares de uvas rústicas para regiões tropicais e subtropicais**. In: UVAS RÚSTICAS DE MESA, CULTIVO E PROCESSAMENTO EM REGIÕES TROPICAIS, Jales, 2008, p.63.
- CANDOLFI-VASCONCELOS, M. C.; KOBLET, W. Yield, fruit quality, bud fertility and starch reserves of the wood as a function of leaf removal in *Vitis vinifera*. Evidence of compensation and stress recovering. **Vitis**, v. 29, p. 199-221, 1990.
- CANDOLFI-VASCONCELOS, M. C.; KOBLET, W. Influences of partial defoliation on gas exchange parameters and chlorophyll content of field-grown grapevines: mechanisms and limitation of the compensation capacity. **Vitis**, v. 30, p. 129-141, 1991.
- CANDOLFI-VASCONCELOS, M. C.; KOBLET, W.; HOWELL, G. S.; ZWEIFEL, W. Influence of defoliation, rootstock, training system, and leaf position on gas exchange of Pinot noir grapevines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 45, n. 2, p. 173-180, 1994.
- CAPPELLO, F. P. **Análise comparativa do custo de produção e rentabilidade da uva ‘Niágara Rosada’ cultivada em diferentes regiões do Estado de São Paulo**. 2014.105 p.Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014.

- CARREÑO, J.; MARTINEZ, A.; ALMELA, L.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J. A. Proposal of an index for the objective evaluation of the colour of red table grapes. **Food Research International**, n. 28, v. 4, 373-377, 1995.
- CHAUMONT, M., MOROT-GAUDRY, J. F., FOYER, C. H. Seasonal and diurnal changes in photosynthesis and carbon partitioning in *Vitis vinifera* leaves in vines with and without fruit. **Journal of Experimental Botany**, v 45, n.9, p. 1235-1243, 1994.
- CORREIA, M. J., CHAVES, M. M. C., PEREIRA, J. S. Afternoon depression in photosynthesis in grapevine leaves—evidence for a high light stress effect. **Journal of Experimental Botany**, v.41 n.4, p. 417-426, 1990.
- DELROT, S., MEDRANO, H., OR, E., BAVARESCO, L.; GRANDO, S. (EDS.). **Methodologies and results in grapevine research**. New York, NY, USA: Springer, 2010.
- DEMMIG, B., BJÖRKMAN, O. Comparison of the effect of excessive light on chlorophyll fluorescence (77K) and photon yield of O₂ evolution in leaves of higher plants. **Planta**, v. 171, n. 2, p. 171-184, 1987.
- DÜRING, H. CO₂ assimilation and photorespiration of grapevine leaves: responses to light and drought. **Vitis**, v. 27, n. 19, 208, 1988.
- FERREE, D. C.; MCARTNEY, S. J.; SCURLOCK, D.M. Influence of irradiance and period of exposure on fruit set of French-American hybrid grapes. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 126, n. 3, p. 283-290, 2001.
- FRANCK, N., MORALES, J. P., ARANCIBIA-AVENDAÑO, D., GARCÍA DE CORTÁZAR, V., PEREZ-QUEZADA, J. F., ZURITA-SILVA, A., PASTENES, C. Seasonal fluctuations in *Vitis vinifera* root respiration in the field. **New Phytologist**, v.192, n.4, p. 939-951, 2011.
- HALE, C.R.; WEAVER, R.J. The effect of developmental stage on direction of translocation of photosynthate in *Vitis vinifera*. **Hilgardia**, n. 33, p. 89-131. 1962.
- HOFÄCKER, W. Investigation on the photosynthesis of vines. Influence of defoliation, topping, girdling and removal of grapes. **Vitis**, v. 17, p 10–22, 1978.
- HOLZAPFEL, B. P., SMITH, J. P. Carbohydrate reserves at harvest and leaf fall impact on vine productivity in the next season. **Bulletin de l'OIV: Revue Internationale de Viticulture, Oenologie, Economie, Droit Viti-Vinicole**, v. 80, n. 911, p. 17-29, 2007.
- HOLZAPFEL, B.P., SMITH, J.P., MANDEL, R. M. and M. KELLER. Manipulating the postharvest period and its impact on vine productivity of Semillon grapevines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 57, p. 148-157, 2006.
- HOLZAPFEL, B.P.; SMITH, J.P.; FIELD, S.K.; HARDIE, W.J. Dynamics of carbohydrate reserves in cultivated grapevines. **Horticultural Reviews**. v. 37, p. 143-211. 2010

- HUNTER, J., RUFFNER, H., VOLSCHENK, C., LE ROUX, D. J. Partial Defoliation of *Vitis vinifera* L. cv. Cabernet Sauvignon/99 Richter: Effect on Root Growth, Canopy Efficiency; Grape Composition, and Wine Quality. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 46, n.3, p.306-314, 1995.
- IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. SIDRA - Banco de Dados <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1618>> Acesso em: 01 de Setembro de 2017.
- IEA. **Instituto de Economia Agrícola** – Disponível em: <http://ciagri.iea.sp.gov.br/nia1/vp.aspx?cod_sis=15>. Acesso em 22 janeiro 2018.
- INGLEZ DE SOUSA, J. S. São Paulo berço da viticultura brasileira. In *O Estado de S. Paulo*: 24/12/1950. São Paulo.
- INTRIERI, C.; PONI, S.; SILVESTRONI, O.; FILIPPETTI, I. Leaf age, leaf position and photosynthesis in potted grapevines. **Advances Horticultural Science**. v. 6, p. 23-27, 1992
- INTRIERI, C.; PONI, S.; LIA, G.; GOMEZ DEL CAMPO, M. Vine performance and leaf physiology of conventionally and minimally pruned Sangiovese grapevines. **Vitis**, v. 40, p. 123-130, 2001
- KELLER, M. **The science of grapevines: anatomy and physiology**. 2nd . Prosser, USA: Academic Press, 2015. 509 p.
- KLIEWER, W. M. **Fisiologia da videira**: como produz açúcar uma videira ?. Campinas: Instituto Agrônômico, 1990. 20 p. (IAC. Documentos, 20)
- KOBLET, W. Migration of assimilates in vine shoots and influence of the leaf surface on grape yield and quality. **Wein-Wiss**, v. 24, p. 277-319, 1969.
- KÖPPEN, W.; GEIGER, R. Handbuch der klimatologie. **Gebrüder Borntraeger, Berlin**, 1936.
- LORENZ, D.H.; EICHHORN, K.W.; BLEIHOLDER, H.; KLOSE, R.; MEIER, U.; WEBER, E. Phenological growth stage of the grapevine (*Vitis vinifera* L. ssp. *vinifera*)- Codes and descriptions according to the extended BBCH scale. **Australian journal of grape and wine research**, v. 1, p. 100-110, 1995.
- MAIA, J. D. G. Manejo da videira Niágara Rosada em regiões tropicais. In Embrapa Uva e Vinho - Resumo em anais de congresso. In: SIMPÓSIO MINEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 1. Andradas, MG. **Anais**. Viticultura e Enologia: atualizando conceitos. Caldas: EPAMIG, 2002.
- MANDELLI, F., BERLATO, M. A., TONIETTO, J., BERGAMASCHI, H., & BERGAMASCH, H. Fenologia da videira na Serra Gaúcha. **Pesquisa Agropecuária Gaúcha**, v. 9, n. 1-2, p. 129-144, 2003.
- MANICA, I.; POMMER, C. V. **Uva do plantio a produção, pós-colheita e mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2006. 185 p.

- MARRO, M. **Princípios de viticultura**. Barcelona: Ceac, 1989. 215 p.
- MIELI, A.; MANDELLI, F. **Sistemas de condução da videira**. Brasília, DF: Embrapa uva e vinho, 2005. Disponível em: <http://www.cnpuv.embrapa.br/publica/sprod/viticultura/espald.html> Acesso em: 01 de setembro de 2017
- PERMANHANI, M.; da SILVA VASCONCELLOS, M. A.; de SOUZA, R. T.; MARTELLETO, L. A. P. Estimativa de área foliar da videira 'Niagara Rosada' conduzida em sistema de latada, região norte fluminense. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, n 4, 1034-1040, 2014.
- PETRIE, A.H.K., WATSON, R., WARD, E.D. Physiological ontogeny in the tobacco plant. I. The drifts in dry weight and leaf area in relation to phosphorus supply and topping. **Australian Journal Experimental Biology and Medical Science**. v. 17, p. 93–122, 1939.
- PETRIE, P. R., TROUGHT, M. C., HOWELL, G. S., BUCHAN, G. D. Influence of leaf ageing, leaf area and crop load on photosynthesis, stomatal conductance and senescence of grapevine (*Vitis vinifera* L. cv. Pinot noir) leaves. **Vitis**. v. 39, n. 1, p. 31-36, 2000 a.
- PETRIE, P. R., TROUGHT, M. C., HOWELL, G. S., BUCHAN, G. D. Growth and dry matter partitioning of 'Pinot noir' (*Vitis vinifera* L.) in relation to crop load. **Australian Journal of Grape and Wine Research**. v. 6, p.40-45, 2000 b.
- PETRIE, P. R., TROUGHT, M. C., HOWELL, G. S., BUCHAN, G. D. The effect of leaf removal and canopy height on whole-vine gas exchange and fruit development of *Vitis vinifera* L. 'Sauvignon Blanc'. **Functional plant biology**, v. 30, n. 6, 711-717, 2003.
- PIRES, E. J. P.; POMMER, C. V. Fisiologia da videira. In: POMMER, C. V. **Uva: tecnologia de produção, pós colheita, mercado**. Porto Alegre, Cinco Continentes, 2003. Cap. 4, p. 250-295.
- POMMER, C. V. **Variedades de videira para o Estado de São Paulo**. Campinas: Instituto agrônômico, 1997. 59 p.
- POMMER, C.V. **Uva: tecnologia de produção, pós colheita e mercado**. Porto Alegre: Cinco continentes, 2003. 778 p.
- PONI, S.; INTRIERI, C.; SILVESTRONI, O. Interactions of leaf age, fruiting and exogenous cytokinins in the gas-exchange of Sangiovese grapevines. **Quad. Vitic. Enol.** Univ. Torino 16:p. 233–238, 1992.
- PONI, S.; INTRIERI, C.; SILVESTRONI, O. Interactions of leaf age, fruiting, and exogenous cytokinins in Sangiovese grapevines under non-irrigated conditions. I. Gas exchange. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 45, p. 71-78, 1994a.

- PONI, S.; INTRIERI, C.; SILVESTRONI, O. Interactions of leaf age, fruiting, and exogenous cytokinins in Sangiovese grapevines under non-irrigated conditions. II. Chlorophyll and nitrogen content. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 45, p. 278-284. 1994b.
- PONI, S.; INTRIERI, C. Grapevine photosynthesis: Effects linked to light radiation and leaf age. **Advances in Horticultural Science**, v. 5, p. 5-15, 2001.
- PROTAS, J. D. S.; CAMARGO, U. A.; de MELLO, L. M. R. A Viticultura brasileira: realidade e perspectivas. In Embrapa Uva e Vinho - Artigo em anais de congresso. In: SIMPÓSIO MINEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 1. Andradas, MG. **Anais. Viticultura e Enologia: atualizando conceitos**. Caldas: EPAMIG, 2002.
- SÁNCHEZ-DE-MIGUEL, P.; BAEZA, P.; JUNQUERA, P., LISSARRAGUE, J. R. Vegetative development: total leaf area and surface area indexes. **Methodologies and results in grapevine research**, p. 31-44, Springer, Dordrecht, 2010.
- SANCHEZ-RODRIGUEZ, L. A.; DIAS, C. T. D. S., SPÓSITO, M. B. Physiology and production of 'Niagara Rosada' grapevine in vertical shoot positioning and in Y-shaped training systems. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 12, p. 1948-1956, 2016.
- SANTOS, A. O.; HERNANDES, J. L.; PEDRO JUNIOR, M. J.; PEREIRA, S. E. Composição da produção e qualidade da uva em videira cultivada sob dupla poda e regime microclimático estacional contrastante. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 4, p. 1135-1154, 2011
- SCARPARE FILHO, J. A.; MORAES, A. L. D.; RODRIGUES, A.; SCARPARE, F. V. Rendimento de uva 'Niagara Rosada' submetida à redução de área foliar. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n.3, p. 778-785, 2010.
- SCHOLEFIELD, P.B., NEALES, T. F. and MAY, P. Carbon balance of the Sultana vine (*Vitis vinifera* L.) and the effects of autumn defoliation by harvest-pruning. **Australian Journal Plant Physiology**. v. 5, p. 561–570, 1978.
- SCHULTZ, H. R., KIEFER, W., GRUPPE, W. Photosynthetic duration, carboxylation efficiency and stomatal limitation of sun and shade leaves of different ages in field-grown grapevines (*Vitis vinifera* L.). **Vitis**, v. 35, p. 169-176, 1996.
- SMART, R. E. Sunlight interception by vineyards. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 24, p. 141–147. 1993.
- SMART, R. E.; ROBINSON, M. **Sunlight into wine: A handbook for winegrape canopy management**. Winetitles, Adelaide, 1991. 88 p.
- SMITH, J.P., B.P. HOLZAPFEL. Cumulative response of grapevine (*Vitis vinifera* L.) to late season perturbation of carbohydrate reserve status. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 60, p. 461–470, 2009.

- SOUZA, I. de J. S. **Uvas para o Brasil**. 2ª ed. Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz – FEALQ, 1996. 791 p.
- STITT, M., GIBON, Y., LUNN, J.E., PIQUES, M. Multilevel genomics analysis of carbon signalling during low carbon availability: coordinating the supply and utilisation of carbon in a fluctuating environment. **Functional Plant Biology**. n. 34, p. 526-549. 2007
- VOET, D.; VOET, J. G.; PRATT, C. **Fundamentos de bioquímica: a vida em nível molecular**. Artmed editora. 4ª edição. 2014
- TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MØLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia e desenvolvimento vegetal**. 6ª edição. 2017. 858 p.
- TECCHIO, M. A., PIRES, E. J. P., TERRA, M. M., MOURA, M. F. Produtividade e teores de nutrientes da videira ‘niagara rosada’ em vinhedos de Louveira e Jundiá. **Bioscience journal**, v. 23, n. 1, p. 48-58, 2007.
- WILLIAMS, L.E. **Grape photoassimilate**. Distribution in plants and crops: Source sink relationships. Marcel Dekker, New York, NY, p. 851-881, 1996.
- WINKLER, A.J. The effect of dormant pruning on the carbohydrate metabolism of *Vitis vinifera*. **Hilgardia**. V. 4, p. 153–173, 1929.
- YANG, Y.S., HORI, Y. Studies on retranslocation of accumulated assimilates in ‘Delaware’ grapevines. I. Retranslocation of ¹⁴C-assimilates in the following spring after ¹⁴C feeding in summer and autumn. **Tohoku Journal Agricultural Research**. v. 30, p. 43-56, 1979
- YANG, Y.S., HORI, Y. 1980. Studies on retranslocation of accumulated assimilates in ‘Delaware’ grapevines. III. Early growth of new shoots as dependent on accumulated and current year assimilates. **Tohoku Journal Agricultural Research**. v. 31, p. 120-129, 1980.

ANEXO

Anexo A

Figura 9. Temperatura máxima média (—), temperatura mínima média (.....) e precipitação (barras) durante a safra de 'Niágara Rosada' em 2016 e 2017, Piracicaba.