Videira

(*Vitis sp*)

Teresinha C. S. Albuquerque

1. Origem e Distribuição Geográfica

O cultivo da videira e a produção de vinho teve um proeminente papel na civilização ocidental. Pensa-se que este cultivo começou durante a era Neolítica (de 6.000 a 5.000 a.C.), ao longo das margens orientais do Mar Negro, na região conhecida como Transcaucásia. Porém, achados arqueológicos de sementes de uva indicam que *Vitis vinifera* L., ou seu progenitor *Vitis sylvestris*, estavam distribuídas pela maior parte da Europa durante os períodos Paleoclimáticos Atlântico Sub-boreal, 7.500 a 2.500 anos atrás (MULLINS et al., 1992).

A cultura da videira tem uma distribuição geográfica muito ampla, com as principais áreas de cultivo situadas entre as latitudes de 50° N até 30° S, difundindo-se, atualmente, até em regiões próximas ao equador. Sua introdução, no Brasil, ocorreu em 1532, através de Martin Afonso de Souza.

2. Classificação Botânica

A videira, segundo A. Engler e A. Cronquist, pode ser classificada da seguinte maneira:

	Engler	Cronquist
Divisão	Angiospermae	Magnoliophyta
Classe	Dicotyledoneae	Magnoliopsida
Subclasse	Archichlamydeae	Rosidae
Ordem	Rhamnales	Rhamnales
Sub-família	Vitoideae	–
Família	Vitaceae	Vitaceae

A família Vitaceae possui 11 gêneros e mais de 450 espécies. O gênero mais importante é o gênero *Vitis*, o qual engloba cerca de 60 espécies, sendo que as de maior interesse econômico são:

- *Vitis labrusca* L. – videiras americanas
- *Vitis vinifera* L. – videiras viníferas (européias)
- *Vitis* spp. – videiras híbridas

3. Anatomia e Morfologia

A viticultura comercial é baseada em plantas clonais que são propagadas por estaquia ou por enxertia sobre porta-enxertos, e neste caso o sistema radicular é amplamente bifurcado. A estrutura radicular principal, com 6 a 100mm de diâmetro, é usualmente encontrada a uma profundidade de 30 a 35cm e permanece constante, em número, após o terceiro ano de plantio. Raízes permanentes de menor diâmetro desenvolvem-se deste sistema principal. O crescimento do sistema radicular dá-se tanto horizontal, como verticalmente. Este sistema radicular continua bifurcando-se para produzir as raízes fibrosas ou absorventes, as quais são efêmeras e são continuamente repostas por novas raízes laterais. Elas compõem a maior parte da massa radicular e localizam-se principalmente no perfil de solo entre 20 e 50cm (MULLINS et al., 1992).

As espécies de videira apresentam diferenças na constituição anatômica das raízes, que variam desde o calibre dos vasos até a proporção de fibras liberianas em relação às xilemáticas, o que confere-lhes diferentes graus de adaptação aos diversos tipos de solo.

O caule das videiras cultivadas apresenta forma, dimensões e aspectos diversos, conforme as espécies e cultivares. Em *Vitis rupestris* e *Vitis monticola*, a planta se apresenta mais ou menos em forma de tufo; na *Vitis riparia*, com compridos e delgados caules, que se estendem de preferência prostrados sobre o solo, atingindo grandes comprimentos; na *Vitis vinifera* é ereto, tendendo a elevar-se com facilidade sobre os suportes que encontre a seu alcance (BRAVO & OLIVEIRA, 1974).

O caule apresenta, nas extremidades em crescimento, estruturas primárias, sendo estas modificadas rapidamente em estruturas secundárias. A estrutura primária apresenta-se dividida em três regiões: a) epiderme – formada por uma camada de células muriformes poligonais, estreitamente unidas, sendo revestidas exteriormente pela cutícula, que é provida de estômatos; b) casca – muito delgada, encerrando colênquima que contém clorofila; c) cilindro central – muito mais desenvolvido que a casca. Neste encontram-se o periciclo, os feixes vasculares, que compreendem uma parte de líber externa e uma parte de lenho interno, e a medula, desenvolvida, possuindo paredes delgadas e celulósicas com meatos entre si.

O câmbio diferencia-se, produzindo lenho secundário para dentro e líber secundário para fora, o que resulta no engrossamento das varas, o qual, de ano para ano, vai sendo mais notado pela formação de novas camadas durante o período de atividade vegetativa da videira, estacionando posteriormente, na época do repouso.

É o câmbio que desempenha o mais importante papel no êxito das enxertias, porque é nele que tem lugar a soldadura entre o enxerto e o porta-enxerto.

Os ramos se apresentam inicialmente herbáceos, lignificando-se a medida que vão amadurecendo, quando então são denominados sarmentos. São de secção mais ou menos cilíndrica ou poligonal, sendo constituídos de nós e entre-nós, com um comprimento médio de 20cm (BRAVO & OLIVEIRA, 1974).

Os ramos de videira apresentam gavinhas, que são inflorescências estéreis, distribuídas de forma contínua, subcontínua ou intermitentes nos nós, no lado oposto das folhas. Esta disposição das gavinhas é um aspecto importante a ser observado, pois é uma característica das espécies (GALET, 1985). Os ramos desenvolvem-se rapidamente, aumentando de 3 a 4cm por dia e produzindo primórdios de novas folhas ou gavinhas a cada 2 ou 3 dias.

A videira apresenta dois tipos de gemas: as gemas de brotação rápida ("prompt buds") e as gemas latentes. As primeiras se formam nas axilas das folhas, dando origem às feminelas – pequenos ramos crescidos no mesmo ciclo vegetativo do ramo que os originou. Estas feminelas raramente são férteis e usualmente não sofrem lignificação e caem no outono ou inverno, deixando uma saliente cicatriz. Em condições tropicais, as feminelas, normalmente, crescem muito, concorrendo com o ramo produtivo. Por este motivo, elas são eliminadas, deixando-se a primeira folha expandida. Se forem eliminadas em sua totalidade, novas gemas de brotação rápida se formarão e outras feminelas tornarão a crescer (MULLINS et al., 1992).

As gemas latentes são conjuntos de gemas envoltas por uma mesma proteção – as escamas. Ao serem observadas, constata-se a presença de três gemas, separadas

internamente por brácteas, e que se encontram em diferentes estádios de desenvolvimento, denominadas gema primária, secundária e terciária. Formam-se lentamente durante a estação de crescimento vegetativo e, em condições de clima temperado, entram em dormência durante a estação fria, brotando na primavera. Em condições de clima tropical, as gemas formadas num ciclo de crescimento não entram em dormência, e encontram-se aptas à brotação vinte dias após a colheita das uvas.

A gema primária contém de seis a dez primórdios foliares e de um a três primórdios de inflorescências, sendo que estes últimos só aparecem em gemas férteis. As gemas secundárias e terciárias, em geral, permanecem pequenas e raramente apresentam inflorescências. Brotam somente excepcionalmente, no caso da gema primária ter morrido (MULLINS et al., 1992).

As folhas da videira apresentam características muito variáveis, em função da espécie e cultivar. Normalmente, o limbo apresenta-se com a face superior voltada para cima e a inferior voltada para o solo. Na face inferior, a cor é mais brilhante, enquanto que na inferior é verde pouco intenso e, muitas vezes, esbranquiçada pela presença de pêlos. O maior número de estômatos é encontrado na face inferior.

As inflorescências são geralmente de cor verde, mas no momento da brotação podem se tornar rosadas. Apresentam-se, comumente, em número de duas por ramo, e mais raramente de três a cinco.

As flores da videira são do tipo pentâmera, constituídas por um cálice de cinco sépalas soldadas; uma corola com cinco pétalas soldadas (caliptra) e que se destacam pela base no momento da floração. O androceu é constituído por cinco estames, inseridos junto à base das pétalas. O gineceu é constituído por um ovário

súpero com dois carpelos, contendo cada um dois óvulo anátropos.

A grande maioria das videiras cultivadas apresentam flores hermafroditas, ou seja, possuem um androceu e um gineceu morfológica e fisiologicamente funcionais.

O cacho de uva (panícula) consiste em pedúnculo, pedicelo, ráquis e bagas, sendo, estes últimos, os órgãos econômicos (Figura 1). A porção do pedicelo que penetra na baga é denominada pincel. As bagas possuem, normalmente, 4 sementes no seu interior. Os frutos que não apresentam sementes são denominados apirenados.

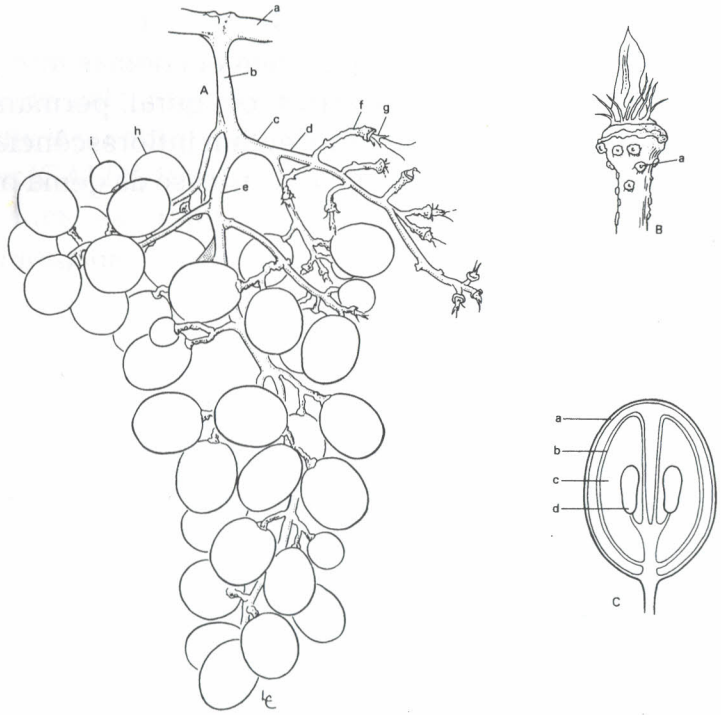

FIGURA 1 – Morfologia do cacho e do fruto da videira. (A) cacho de frutos (panícula): a – ramo, b – pedúnculo, c – ramificação primária, d – ramificação secundária, e – ráquis, f – pedicelo, g – pincel, h – baga. (B) pincel no pedicelo: a – lenticela. (C) secção longitudinal de uma baga: a – epiderme, b – feixe vascular, c – polpa, d – semente (AHMEDULLAH & HIMELRICK, 1990).

4. Propagação

A propagação sexuada é utilizada somente em programas de melhoramento, pois a videira é propagada, em regra, por processos vegetativos.

Os cultivares de *Vitis vinifera* são facilmente propagadas por estacas lenhosas ou semilenhosas, e a maioria pode ser multiplicada através de micropropagação, sendo este processo muito importante para a obtenção de materiais livres de patógenos (principalmente vírus).

Em ambos os processos de produção de mudas há formação de calo na base da estaca, mas as raízes adventícias poucas vezes surgem das células deste calo basal. Os primórdios das raízes adventícias surgem, primariamente, do câmbio interfascicular ou próximas a este, tanto nos nós como nos entrenós. Não existem raízes iniciais pré-formadas em *Vitis vinifera*.

Em enxertia herbácea, a união do ramo do porta-enxerto e do enxerto se processa através do câmbio e do córtex, em que ambos participam do processo de cicatrização e formação de uma união funcional. Na enxertia lenhosa, somente o câmbio participa destes processos.

5. Crescimento e Desenvolvimento

Em trabalhos realizados por FREEMAN & SMART (1976), McKENRY (1984) e VAN ZYL (1984) foi demonstrado que o fluxo de crescimento das raízes ocorre por um

breve período após começar o crescimento dos ramos, na primavera, e tem o máximo crescimento durante a antese. Um fluxo de crescimento maior tem início após os frutos terem sido colhidos. As raízes formadas nestes dois fluxos de crescimento têm origem nas raízes permanentes da videira. Estas novas raízes são inicialmente brancas, tornando-se marrons com o processo de suberização. Foi observado também que existe uma alternância no crescimento dos órgãos aéreos e das raízes, e que o crescimento destas últimas ocorre somente quando um excesso de fotossintetizados estão disponíveis. A importância dos fluxos de crescimento das raízes em relação a extração de água e nutrientes minerais do solo é desconhecida.

Estudos de videiras desenvolvidas em vasos indicaram que as estruturas permanentes aumentam o teor de matéria seca durante toda estação de crescimento (CONRADIE, 1980). O tronco de 2 anos de idade de videiras 'Thompson Seedless', desenvolvidas no campo, quase triplicou em matéria seca durante a estação de crescimento (ARAÚJO & WILLIAMS, 1988). Entre 10 e 30% do C^{14} assimilado por uma videira jovem é translocado para o tronco, conforme a estação do ano. A taxa de aumento do diâmetro do tronco é máxima durante a antese, diminuindo posteriormente durante o resto da estação (MULLINS et al., 1992). A quantidade de carbono fixado pela videira e a divisão entre o tronco e os braços, durante a estação de crescimento, variam com a idade da videira, o estágio de estabelecimento do vinhedo, e com o genótipo.

Outro aspecto a ser considerado é a altura do sistema de condução, pois as videiras que possuem um caule muito longo, apresentam uma diminuição na transpiração e em conseqüência, a taxa fotossintética é reduzida. ZHANG & CARBONNEAU (1987) observaram que,

com o aumento no comprimento do caule, diminuía fortemente a condutividade hídrica relativa da seiva bruta, ocasionada pela redução do diâmetro de cada vaso. Isto implica no aumento significativo da resistência da circulação da seiva e conseqüente redução da velocidade da mesma.

Sob condições não limitantes, o crescimento das plantas é descrito como exponencial, pelo menos durante parte da estação de crescimento. Em organismos complexos, tais como a videira, esse tipo de crescimento pode não persistir, havendo uma competição por carboidratos entre os órgãos, resultando na parada da divisão e do alongamento celular. Na videira, as estruturas vegetativas originadas das gemas (Figura 2) têm um crescimento exponencial precoce na estação de crescimento.

Após a antese, a taxa de crescimento vegetativo diminue e a curva de crescimento dos ramos (folhas e principais eixos dos ramos), sob condições de campo, torna-se sigmoidal (Figura 3). O aumento da matéria seca dos ramos é quase linear até a fixação dos frutos, quando então a maioria do incremento em matéria seca é direcionada para o desenvolvimento das panículas.

Ainda que a maioria dos fotossintetizados sejam direcionados para o fruto, após a antese, a massa específica das folhas (massa por unidade de área) e dos ramos (massa por unidade de comprimento) continua a aumentar (WILLIAMS, 1987). O aumento de massa por unidade de comprimento do ramo é, provavelmente, associado com a formação da periderme e com a acumulação de carboidratos nos próprios ramos. O aumento em massa por unidade de área foliar está associado com o aumento dos componentes estruturais, provavelmente paredes celulares. A extensão deste aumento está pos-

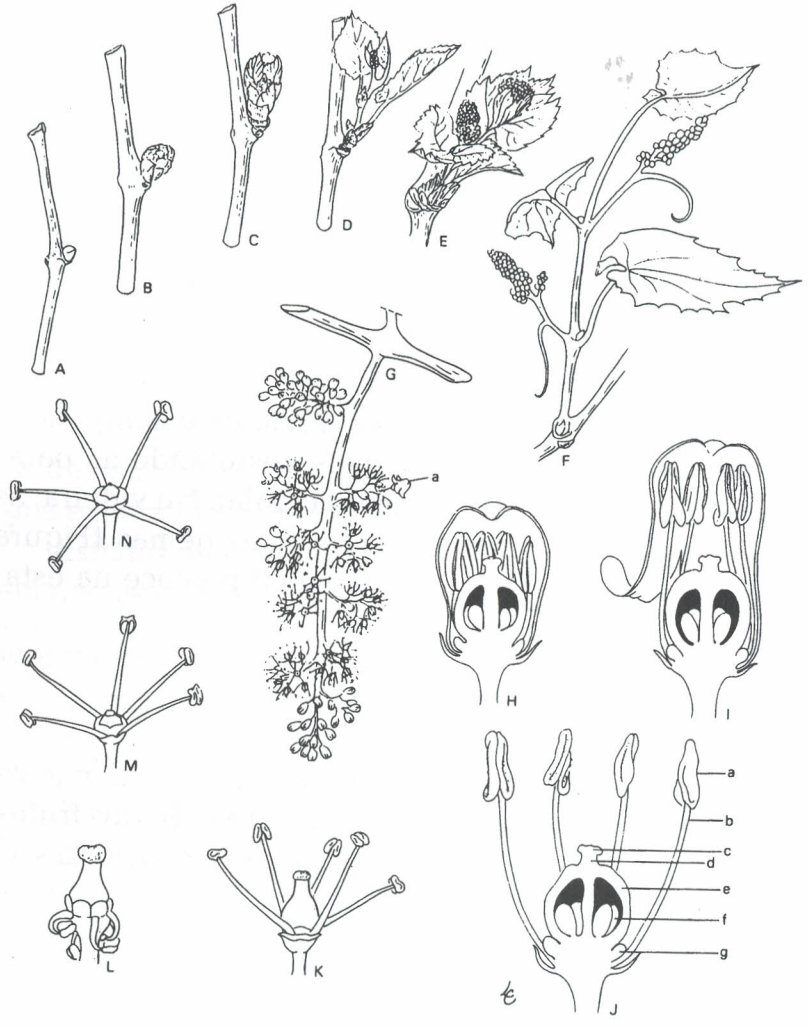

FIGURA 2 – Desenvolvimento do ramo e florescimento da videira. (A) gema dormente; (B) inchamento da gema; (C) brotação da gema; (D) separação das folhas; (E) cachos visíveis; (F) cachos separados; (G) cacho floral durante a floração; (H) flor com a presença de caliptra; (I) flor com a caliptra separada; (J) flor aberta: a – antera, b – filamento, c – estigma, d – estilo, e – ovário, f – óvulo, g – nectário; (K) flor perfeita; (L) flor feminina; (M) flor fisiologicamente masculina com ovário parcialmente abortado; (N) flor masculina (AHMEDULLAH & HIMELRICK, 1990).

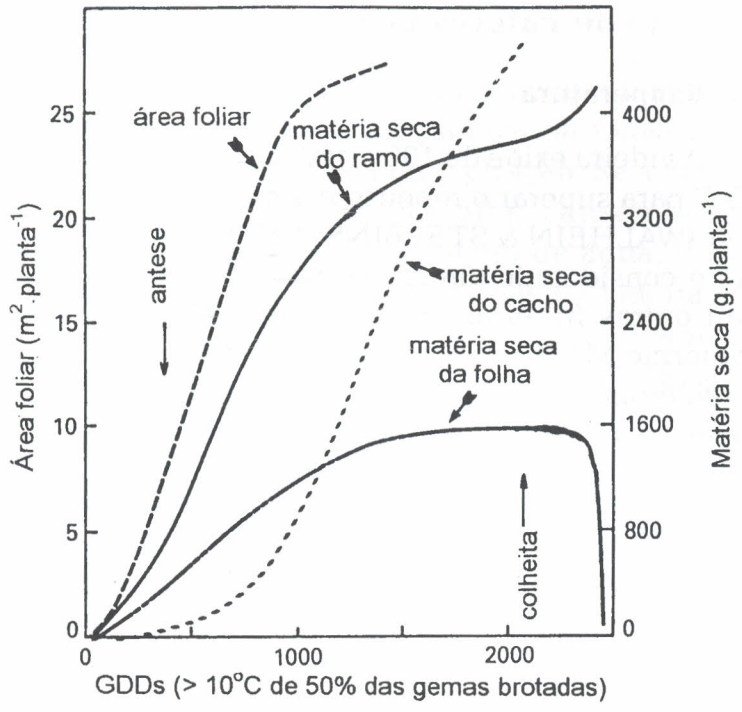

Figura 3 – Incremento na matéria seca de folhas, ramos e cachos, e área foliar de videiras 'Thompson Seedless' em função dos graus dias de crescimento (GGDs) acima de 10°C (MULLINS et al., 1992).

sivelmente correlacionada com a temperatura da folha ou da copa.

O padrão de crescimento apresentado pela copa da videira é semelhante ao dos ramos, sendo que o aumento da área foliar é melhor descrito pela função sigmoidal (WILLIAMS, 1987). O contínuo desenvolvimento da copa resulta em um sombreamento mútuo. Estando a copa completamente formada, estima-se que 33 a 85% das folhas sejam fotossinteticamente ativas. Este valor depende da configuração do sistema de condução e da localização do vinhedo.

6. Efeito de Fatores Ecológicos

6.1. Temperatura

A videira exige de 100 a 400 horas de frio abaixo de 7,2°C para superar o repouso invernal, conforme o cultivar (WALHEIN & STEBBINS, 1981). Porém, este fator não é considerado tão crítico para a videira como o é para outras fruteiras criófilas (MORTENSEN, 1971). Conforme MAGOON & DIX (1943), diversos cultivares de videiras americanas e européias não deixaram de brotar com 200 horas de frio e consideraram que uma pequena duração do período de repouso não é um fator crítico para muitos cultivares de *Vitis vinifera*.

A temperatura determina a forma de resposta da fotossíntese à luz, pois envolve tanto reações bioquímicas como fotoquímicas. A taxa fotossintética em temperaturas abaixo de 20°C é menor do que aquela entre 25 e 30°C, devido à baixa atividade das enzimas carboxilativas e das reações fotoquímicas. A temperatura ótima para a fotossíntese é de 25 a 30°C, não sendo entretanto, o ideal para o desenvolvimento de todas as partes da videira, uma vez que a translocação de carboidratos e o subseqüente metabolismo em raízes, ápices e frutos, podem processar-se melhor em temperaturas mais baixas. Um exemplo disso é a síntese de pigmentos antociânicos vermelhos na película das bagas de uva que é maior em temperaturas entre 15 e 20°C (KLIEWER, 1981). A taxa fotossintética decresce tanto em temperaturas inferiores a 20°C, atingindo quase zero à 10°C, como em temperaturas elevadas, quando a fotossíntese é reduzida em 50% à 45°C. Altas temperaturas causam a instabilidade térmica das enzimas, a dessecação dos tecidos e o fechamento dos estômatos. Acima de 30°C, a respiração aumenta numa taxa mais rápida do que a fotossíntese.

6.2. Umidade

Do total da água absorvida pelas raízes, somente 1% é utilizado na reação bioquímica da fotossíntese, sendo o restante perdido na transpiração. Se a demanda evaporativa na planta for alta, causando uma transpiração superior ao suprimento de água, desenvolve-se um déficit hídrico nas folhas da videira, podendo afetar a fotossíntese, devido o fechamento estomático, que ocorre quando o potencial hídrico é igual ou menor a -1,3MPa (KLIEWER, 1981). Se o suprimento de água for adequado e a demanda evaporativa baixa, o déficit hídrico nas folhas é superado. Se ao contrário, o suprimento de água permanecer inadequado, as folhas da videira murcham, atingindo o ponto de murcha temporário, e a função estomática e o processo fotossintético são temporariamente prejudicados, uma vez que a reabertura dos estômatos só se realiza após uma semana do restabelecimento do fornecimento adequado de água. Quando ocorre um estresse hídrico na videira, os níveis de ácido abscísico aumentam, induzindo o fechamento dos estômatos, de forma que uma acumulação excessiva do hormônio nas folhas pode prolongar os efeitos do déficit hídrico na função estomática e, assim, contribuir para a retomada lenta na fotossíntese (KLIEWER, 1981).

RODRIGUES et al. (1993), trabalhando com a videira 'Rosaky', concluíram que: o ajuste osmótico parece resultar do aumento dos solutos osmoticamente ativos no simplasto; o estresse hídrico nas videiras causa uma significativa redução nos carboidratos; a videira apresenta um ajustamento osmótico capaz de manter uma adequada turgescência.

6.3. Radiação Solar

O mais importante fator ambiental que controla a taxa de fotossíntese é radiação solar. A curva de resposta da fotossíntese, em folhas de videira à luz, é melhor descrita como uma hipérbole retangular. A intensidade de luz requerida para a fotossíntese, em condições ambientais ótimas, é cerca de 1/3 a 1/2 da intensidade de luz solar que atinge a superfície (uma densidade de fluxo de fótons em torno de 600-700mmol.m^{-2}.s^{-1}). SEPULVEDA & KLIEWER (1986) observaram que a atividade fotossintética da videira, medida através da abertura estomática, apresenta-se fortemente relacionada com a luz e a temperatura. Em temperaturas baixas ou normais (≤ 30°C), a fotossíntese é máxima para os valores mais elevados de luminosidade. Quando a temperatura é superior a 30°C, a fotossíntese diminue, mesmo sob condições de alta intensidade luminosa (SCHNEIDER, 1989).

O ponto de saturação lumínica é variável para a videira, segundo as condições de luz do ambiente. Folhas de 'Perlette', no Vale de Coachella -Califórnia, só atingem a taxa máxima de fotossíntese quando a intensidade luminosa atinge valores de aproximadamente de 1500mmol.m^{-2}.s^{-1} (MULLINS et al., 1992).

O ponto de compensação lumínica para a videira é em torno de 50µmol.m^{-2}.s^{-1}. Uma folha plenamente exposta ao sol pode absorver em torno de 90-95% da irradiância solar em comprimento de onda efetivo para a fotossíntese (400 a 700nm), entretanto, as folhas que ficam encobertas pela camada superior do dossel recebem de 2,5 a 9,0% do fluxo de fótons fotossinteticamente ativos. As folhas da terceira camada encontram-se abaixo do ponto de compensação luminosa, tornando-se parasitas. Quando a sombra é muito intensa, as folhas que não recebem luz tornam-se cloróticas e são descartadas pela planta.

O tipo de condução, a densidade de plantio e a orientação das linhas de plantas no vinhedo são fatores que influem indiretamente na fotossíntese, determinando a eficiência do vinhedo na interceptação da radiação solar.

6.4. Umidade Relativa do Ar e Ventos

Tanto a umidade relativa do ar como os ventos interferem indiretamente na absorção de CO_2. Quanto mais baixa for a umidade relativa e mais fortes os ventos, maior é a transpiração, acelerando o processo de fechamento estomático. Estando esses fechados, há um bloqueio no fluxo de entrada de CO_2 nas folhas, diminuindo a taxa fotossintética.

A umidade relativa do ar também interfere no aparecimento de doenças fúngicas, principalmente o míldio (*Plasmopora viticola*). Para diminuir a incidência desta doença, é desejável que a umidade relativa média, durante o verão, não ultrapasse 73% (LOMAS, 1987).

SMART (1985) propôs um modelo conceitual dos fatores que afetam a produção e a qualidade do vinho, o qual engloba os fatores climáticos, juntamente com os edáficos e culturais (Figura 4).

7. Solos e Nutrição

A videira adapta-se bem a uma grande variedade de solos, porém não tolera aqueles muito úmidos e turfosos ou pouco profundos. Os melhores solos são os de textura mediana e com bom teor de matéria orgânica.

As quantidades de nutrientes requeridos pela videira, durante todo o seu desenvolvimento, é um assunto bastante contraditório, pois existem uma série de fatores envolvi-

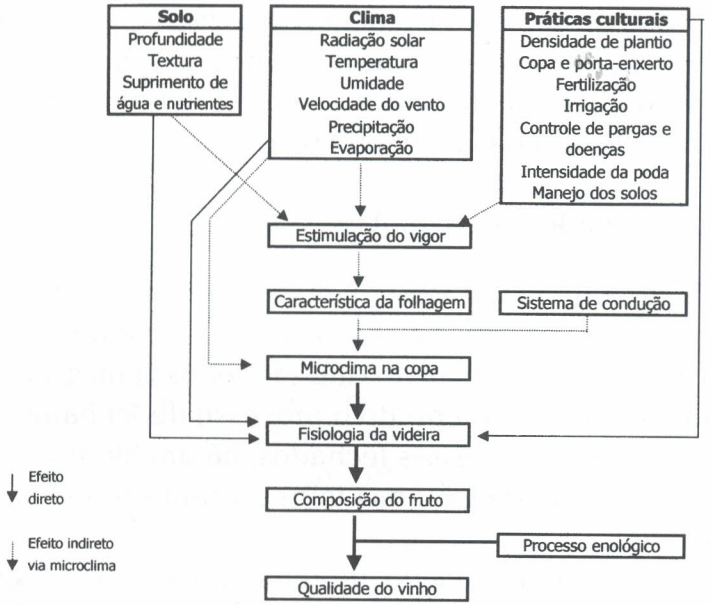

FIGURA 4 – Influência dos fatores climáticos, edáficos e culturais sobre a fisiologia da videira e a qualidade do vinho (SMART, 1985).

dos nos processos de extração, translocação e mobilização de nutrientes. Com relação ao solo, pode-se dizer que as características físicas, químicas e biológicas do mesmo podem interferir nas quantidades de nutrientes disponíveis às videiras. A capacidade de extração e translocação de nutrientes do porta-enxerto utilizado é outro fator de suma importância para estimar-se as quantidades de nutrientes requeridos pela cultura. Além disso, têm-se as características próprias do cultivar considerado: idade da cultura, vigor, potencial produtivo, finalidade da produção (mesa ou vinho), tipo de condução e muitos outros aspectos.

As reservas de nutrientes minerais, especialmente nitrogênio, são importantes para o total desenvolvimento da videira. Presume-se que a maior percentagem de N

requerido para o desenvolvimento de novos ramos é mobilizada das reservas existentes desse nutriente nas estruturas permanentes da videira, predominantemente das raízes. Em plantas jovens, desenvolvidas no campo, ARAUJO & WILLIAMS (1988) encontraram que 14 a 26% do N requerido para o crescimento de novos ramos foi mobilizado de outros órgãos que não as raízes. Em estudo com videira 'Thompson Seedless', MULLINS et al. (1992) relataram que 15g de N por videira foi mobilizado das raízes para os ramos, no período entre a brotação e o florescimento, e isto representa 70% do N requerido para os ramos. A quantidade de N mobilizado das raízes, caule e outras estruturas permanentes é dependente da idade das videiras, da época do ano e do estádio de desenvolvimento das plantas.

O potássio é um dos nutrientes minerais mais envolvidos na qualidade das uvas, pois, em níveis ótimos, beneficia a coloração das bagas, o seu teor de açúcar e o valor de pH, que são atributos importantes na fabricação de vinhos de qualidade. Desta maneira, o fruto constitue o maior dreno para K após o início do desenvolvimento da baga. Muitos estudos têm mostrado que a mobilização do K das folhas para os frutos ocorre se a folhagem é extremamente densa. Tem sido verificado também que pode existir uma pequena redistribuição de K das varas para os cachos. No entanto, a maior parte do K encontrado nos frutos é extraído do solo (MULLINS et al., 1992).

A concentração da maioria dos nutrientes minerais nas videiras é mais alta no início do ciclo, diminuindo a medida que as plantas crescem. WILLIAMS (1987) e WILLIAMS et al. (1987) verificaram um decréscimo na concentração de nutrientes em folhas, varas e cachos de uva. A diminuição de N parece ser devida ao efeito

de diluição, pois o conteúdo total aumentou ou permaneceu constante com o crescimento continuado dos órgãos. A ocorrência da diluição dá-se devido a acumulação de açúcar nas bagas ou ao fato de que os componentes da parede celular das folhas e das varas aumentaram mais do que absorveram nutrientes. As concentrações de K e P também diminuem durante a estação de crescimento (CHRISTENSEN, 1969).

Os nutrientes minerais podem afetar a capacidade de fotossíntese pelas folhas. A concentração de N nas folhas é linearmente relacionada com a habilidade destas em fixar CO_2 (WILLIAMS & SMITH, 1985). Isto é esperado por causa da alta concentração de Rubisco na folha e da importância desta enzima na regulação do ciclo PCR. Folhas de videiras muito jovens têm alta concentração de N no limbo (mais de 5% em base de matéria seca), mas elas não possuem altas taxas de fotossíntese. Isto pode ser devido ao fato de que o aparelho fotossintético não está plenamente desenvolvido. A correlação entre N e fotossíntese é positiva somente após as folhas estarem maduras. A taxa fotossintética durante a senescência decresce devido a diminuição do N no limbo foliar. Outros nutrientes minerais tais como o P, também afetam a capacidade das folhas em fixar CO_2 (SKINNER & MATTHEWS, 1990).

8. Polinização e Florescimento

A polinização das flores da videira é um assunto muito questionado. Alguns pesquisadores sugerem que a polinização seja pelo vento, no entanto a estrutura das flores não condiz com tal fato. Em alguns casos, a deiscência dos estames acontece antes da queda da caliptra, sugerindo que a flor esteja polinizada por ocasião da abertura. Pode acontecer também de insetos visitarem as flores no momento da abertura. A alta proporção de plântulas frágeis, em populações de polinização aberta, sugere que os cultivares *vinifera*, ao contrário de seus progenitores dióicos, são normalmente auto-polinizáveis.

Experimentos demonstraram que a germinação do pólen e o crescimento do tubo polínico são favorecidos por altas temperaturas (27°C/dia e 22°C/noite), e o tubo polínico aparece no final da micrópila do saco embrionário, após 12h da polinização (RAJASEKARAN & MULLINS, 1985). Em decorrência da polinização ser favorecida por altas temperaturas, nas regiões de clima tropical os cachos são muito compactos.

O florescimento em videiras maduras é um processo que, normalmente, desenvolve-se em três etapas. A primeira etapa é a formação do primórdio não diferenciado pelos ápices das gemas laterais especializadas (gemas latentes) nos ramos do ciclo corrente. Depois, o primórdio não diferenciado desenvolve o primórdio da inflorescência ou o primórdio da gavinha e, em seguida, as gemas latentes entram em dormência. Em algumas circunstâncias, o primórdio não diferenciado produz ramos em vez de gavinhas ou inflorescências. Finalmente, a formação das flores oriundas do primórdio da inflorescência ocorre por ocasião da brotação das gemas no ciclo seguinte (MULLINS et al., 1992).

9. Desenvolvimento dos Frutos

O desenvolvimento físico dos frutos é medido através de curvas de crescimento que, para as bagas de uvas, representam uma curva sigmóide dupla, sendo identificadas três fases bem definidas:

Fase 1 – após a antese, as bagas crescem rapidamente em tamanho e peso. Esta fase é caracterizada pelo crescimento acentuado das sementes e do pericarpo, e um pequeno desenvolvimento do embrião. A divisão celular no pericarpo cessa no período de três semanas após a antese, seguindo-se a fase de expansão celular. Durante este estádio, as bagas duras e verdes, pela presença das clorofilas a e b, acumulam ácidos orgânicos. Esta fase dura, em média, 40 a 60 dias, em condições de clima tropical, sendo variável com o cultivar em estudo.

Fase 2 – é caracterizada por um lento crescimento do pericarpo e pela maturação das sementes, que apresentam um rápido desenvolvimento dos embriões. O conteúdo de clorofila, e as taxas de fotossíntese e respiração decrescem. Os níveis de ácidos atingem um máximo. As bagas permanecem verdes e duras durante toda esta fase. A duração deste estádio é de 7 a 40 dias, determinando se o cultivar é de maturação precoce, mediana ou tardia.

Fase 3 – a entrada na fase 3 é marcada pelo amolecimento das bagas e pela mudança de coloração nos cultivares pigmentados. A retomada do crescimento rápido nesta fase deve-se somente a expansão celular. As bagas atingem o máximo em tamanho e amadurecem, diminuindo a concentração em ácidos e aumentando o teor em açúcares. Esta fase dura, em média, de 35 a 55 dias, dependendo do cultivar. A maturação é acelerada sob condições de clima quente e com alta luminosidade.

A acumulação de açúcares nos frutos é devida a atividade fotossintética das folhas e posterior translocação, não sendo, entretanto, registrada nenhuma alteração da taxa fotossintética por ocasião do amadurecimento dos mesmos. A acumulação de açúcares nas bagas representa uma significativa mudança nos padrões

de translocação, pois antes do amolecimento e coloração das bagas, os ápices dos ramos são os maiores importadores de fotossintetizados.

As bagas acumulam altas concentrações de hexoses: frutose e glicose, as quais são translocadas das folhas proximais do ramo suporte, e em menor quantidade, dos tecidos de armazenamento. A atividade da enzima invertase aumenta por ocasião do amolecimento e coloração das bagas, induzida, talvez, pelo aumento no fluxo de substrato contendo sacarose.

Antes do início da fase de amadurecimento das bagas, o quociente respiratório (CO_2/O_2) muda de 1,0 – indicando que os carboidratos são a fonte de energia no processo respiratório, para próximo de 1,4 – assinalando que os ácidos carboxílicos são a fonte de energia no processo respiratório durante o amadurecimento.

Nas bagas verdes, o malato é provavelmente sintetizado a partir da sacarose que é translocada para as mesmas, pois a fotossíntese por elas realizada não é suficiente para suprir o seu próprio desenvolvimento. E por ocasião do início da maturação, a capacidade de síntese do malato, a partir da sacarose exógena, decresce muito (POSSNER et al., 1983).

Após o amolecimento e coloração das bagas, o fluxo do carbono nas bagas segue a via da glucogênese. Evidências disto incluem: uma rápida evolução do CO_2 proveniente da sacarose em bagas imaturas, mas uma baixa evolução em frutos maduros (TAKIMOTO et al., 1976); a rápida conversão do malato em glicose em frutos amadurecidos, tão diferente da rápida conversão da glicose em malato nos frutos imaturos; e o rápido declínio na concentração do oxalato, malato e citrato após a entrada em maturação. Estas observações indicam que a principal direção do fluxo de carbono na glicólise é diferente, an-

tes e após o amolecimento e coloração das bagas. Por ocasião da transição, existe um aumento na atividade das enzimas invertase, sacarose sintetase, sacarose fosfato sintetase e sacarose fosfatase (HAWKER, 1969).

10. Efeitos de Reguladores Vegetais

CENCI & CHITARRA (1994) aplicaram o ácido naftalenacético (NAA) – 100mg.L^{-1} – associado ao cloreto de cálcio (2%), em pré-colheita de uva 'Niagara Rosada', tendo encontrado diminuição na desgrana de bagas, comum neste cultivar, após a colheita. O processo de abscisão é um aspecto de senescência controlado por um balanço hormonal e a aplicação do NAA e do $CaCl_2$ em videiras parecem retardar a senescência dos tecidos, aumentando a resistência à desgrana durante a comercialização.

O NAA também tem sido utilizado para a descompactação de cachos (desbaste de bagas) de videiras 'Itália', quando aplicado no pré-florescimento e florescimento na concentração de 5 mg.L^{-1} (ALBUQUERQUE & ALBUQUERQUE, 1981).

As giberelinas estão envolvidas na formação e na determinação do desenvolvimento do primórdio não diferenciado. Quando videiras crescidas em vasos foram tratadas com ácido giberélico (GA_3 3-30mM), ocorreu uma brotação prematura, o alongamento das gemas latentes e a formação precoce do primórdio não diferenciado. O primeiro primórdio não diferenciado formou-se no segundo e terceiro nó, em vez de formar-se no quarto e quinto nó, como é normal. No entanto, o primórdio não diferenciado formado em plantas tratadas com giberelina deram origem somente à gavinhas, enquanto que a formação de primórdio de inflorescência foi inibida. Em contrapartida, a formação do primórdio não diferenciado e o alongamento das gavinhas foi suprimido pelo uso de chlormequat, um inibidor da biossíntese das giberelinas (SRINIVASAN & MULLINS, 1980).

A ação das giberelinas no florescimento varia com o estádio de desenvolvimento da gema latente. No início da formação do primórdio não diferenciado, a giberelina atua como uma promotora do florescimento, pois este processo de formação requer giberelina. Mais tarde, a giberelina induz o primórdio não diferenciado a formar gavinhas (MULLINS et al., 1992).

A giberelina (40 mg.L^{-1}), aplicada após a floração, aumenta o tamanho do cacho, descompacta o mesmo e melhora a sua aparência (ROSENBERG, 1981; PERUZO, 1995). Este regulador vegetal também possui a capacidade de realizar uma apirenia parcial nas bagas, quando aplicado logo após a antese.

As citocininas estão envolvidas com o controle de muitos aspectos da reprodução da videira, entretanto o mecanismo pelo qual elas atuam é desconhecido. É possível que este hormônio vegetal esteja associado com a partição de assimilados, uma vez que tem sido demonstrado, em *Vitis vinifera*, que as citocininas mobilizam, em grande intensidade, assimilados para o local de aplicação (MULLINS et al., 1992).

O etileno parece estar envolvido com o desenvolvimento de coloração dos frutos, uma vez que a aplicação de ethephon (ácido 2-cloroetilfosfônico), um liberador de etileno, causa aumentos no acúmulo de antocianinas nos cultivares de bagas coloridas (MULLINS et al., 1992). O ethephon 250 mg.L^{-1}, aplicado na época em que as bagas começam a amolecer e/ou colorir, adianta a maturação em 16 dias quando comparado com bagas não tratadas (CASTRO & FACHINELLO, 1993).

Decréscimos na concentração de auxinas e aumentos na concentração do ácido abscísico (ABA) estão correlacionados com o início do amadurecimento das bagas (CAWTHON & MORRIS, 1982). Em geral, o crescimento das bagas é insensível a aplicações exógenas de auxinas, com exceção do ácido 4-clorofenoxiacético, o qual aumenta o crescimento das uvas apirênicas. Aplicações de ABA aceleram a acumulação de açúcares.

MIELE & DALL'AGNOL (1994), estudando dois ciclos vegetativos de videiras cultivar Trebbiano, verificaram que a cianamida hidrogenada (1 a 3%), aplicada durante o repouso vegetativo, resultou em antecipação e uniformização da brotação, tendo também diminuído a dominância apical.

A daminozide – um retardador de crescimento – possue efeito sobre videiras. Sua aplicação, antes ou durante o florescimento, resulta em aumento na fixação e na produção de frutos. Este regulador vegetal, provavelmente, reduz o crescimento vegetativo, permitindo uma maior disponibilidade de nutrientes para o crescimento do fruto (CASTRO & FACHINELLO, 1993).

11. Literatura Citada

AHMEDULLAH, M.; HIMELRICK, D.G. Grape management. In: GALLETTA, J.; HIMELRICK, D. (Eds). *Small fruit crop management*. Englewood Cliffs: Prentice-Hall, 1990. p. 383-471.

ALBUQUERQUE, J.A.S.; ALBUQUERQUE, T.C.S. Efeito do ácido naftalenoacético na descompactação do cacho de uva "Itália" (*Vitis vinifera* L.) na região do submedio São Francisco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 6., 1981. *Anais*. Recife: SBF, 1981. v.4, p. 1253-1264.

ARAUJO, F. J.; WILLIAMS, L. E. Dry matter and nitrogen partitioning and root growth of young field-grown Thompson Seedless grapevines. *Vitis*, v.27, p. 21-32, 1988.

BRAVO, P.; OLIVEIRA, D. *Viticultura moderna*. Coimbra: Editora Livraria Almedina, 1974. 449p

CASTRO, P.R.C.; FACHINELLO, J.C. *Aplicações de reguladores vegetais em fruticultura*. Piracicaba: ESALQ/CENA, 1993. 43 p. (ESALQ/CENA. Boletim Técnico, 2)

CAWTHON, D. L.; MORRIS, J. R. Relationship of seed number and maturity to berry development, fruit maturation, hormonal changes, and uneven ripening of 'Concord' (*Vitis labrusca* L.) grapes. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, v.107, n.11, p. 1097-104, 1982.

CENCI, S.A.; CHITARRA, M.I.F. Controle da abscisão pós-colheita de uva niagara rosada *Vitis* (*labrusca* L. x *vinifera* L.): mecanismos decorrentes da aplicação de ANA e cálcio no campo. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.16, n.1, p. 146-155, 1994.

CHRISTENSEN, P. Seasonal changes and distribution of nutricional elements in Thompson Seedless grapevines. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.20, p. 176-196, 1969.

CONRADIE, W. J. Seasonal uptake of nutrients by Chenin blanc in sand culture: I. Nitrogen. *South African Journal of Enology and Viticulture*, v.1, n.1, p. 59-65, 1980.

FREEMAN, B. M.; SMART, R. E. Research note: A root observation laboratory for studies with grapevines. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.27, p. 36-39, 1976.

GALET, P. *Précis d'ampelographie pratique*. 5 ed. Montpellier: C. Dehan, 1985. 256p.

HAWKER, J. S. Changes in the activities of malic enzime, malate dehydrogenase, phosphopyruvate carboxylase and pyruvate decarboxylase during the development of a non-climacteric fruit (the grape). *Phytochemistry*. v.8, n.1, p.19-23, 1969.

KLIEWER, W. M. *Grapevine physiology*: how does a grapevine make sugar?. Berkeley: USDA, Cooperative Extension, University of California, 1981. 13p.

LOMAS, J. Forecasting, downy mildew of vine by agrometeorological criteria. In: WMO TECHNICAL CONFERENCE ON THE APPLICATION OF METEOROLOGY AND CLIMATOLOGY TO AGRICULTURE, Bogotá, 1978. *Proceedings*. Bogotá: WMO, 1987. p.10-28.

MAGOON, C.A.; DIX, I.W. Reaction of grapes vines to winter temperatures as related to their dormancy requirements. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science*, v.42, p. 407-412, 1943.

McKENRY, M. V. Grape root phenology relative to control of parasitic nematodes. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.35, p. 206-211, 1984.

MIELE, A.; DALL'AGNOL, I. Efeito da cianamida hidrogenada na quebra de dormência da videira cv. Trebbiano submetida a dois tipos de poda. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.16, n.1, p. 156-165, 1994.

MORTENSEN, J. Breeding grapes for Central Florida. *Horticultural Science*, v.6, n.2, p.149-153, 1971.

MULLINS, M. G.; BOUQUET, A.; WILLIAMS, L. E. *Biology of grapevine*. Cambridge: Cambridge University Press, 1992. 239 p.

PERUZO, E.L. Efeitos do ácido giberélico e anelamento dos ramos produtivos na cv. de uva de mesa Rubi Seedless. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FISIOLOGIA VEGETAL, 5., Lavras, 1995. Resumos. Lavras: SBFV/UFLA, 1995. p. 10.

POSSNER, D.; RUFFNER, H. P.; RAST, D. M. Regulation of malic acid metabolism in berries of *Vitis vinifera*. *Acta Horticulturae*, n.139, p. 117-122, 1983.

RAJASEKARAN, K.; MULLINS, M. G. Somatic embryo formation by cultured ovules of Cabernet Sauvignon grape: effects of fertilization and of the male gameticide toluidine blue. *Vitis*, v.24, p. 151-157, 1985.

RODRIGUES, M. L.; CHAVES, M. M.; WENDLER, R.; DAVID, M. M.; QUICK, W. P.; LEEGOOD, R. C.; STITT, M.; PEREIRA, J. S. Osmotic adjustment in water stressed grapevine leaves in relation to carbon assimilation. *Australian Journal of Plant Physiology*, v.20, p. 309-21, 1993.

ROSENBERG, G. Aplicacion de acido giberelico en uvas Sultanina. *Revista Frutícola*, v.2, n.3, p.19-22, 1981.

SCHNEIDER, C. Introduction à la ecophysiologie viticole. Aplication aux systèmes de conduite. In: JOURNÉES GESCO, 4., 1989. Bordeaux: INRA, 1989. p.48-65.

SEPULVEDA, G.; KLIEWER, W. M. Stomatal response of three grapevine cultivars to high temperature. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.37, p. 44-52, 1986.

SKINNER, P.; MATTEWS, M.A. A novel interaction of magnesium translocation with a supply of phosphorus to roots of grapevines, *Vitis vinífera* L. *Plant Cell and Environment*, v.13, p. 821-826, 1990.

SMART, R. E. Principles of grapevine canopy microclimate manipulation with implications for yield and quality: a review. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.36, p. 230-9, 1985.

TAKIMOTO, K.; SAITO, K.; KASAI, Z. Diurnal changes of tartrate dissimilation during the ripening of grapes. *Phytochemistry*, v.15, n.8, p. 927-30, 1976.

VAN ZYL, J. L. Response of Colombard grapevines to irrigation as regards quality aspects and growth. *South African Journal of Enology and Viticulture*, v.5, p. 19-28, 1984.

WALHEIN, L.; STEBBINS, R.L. *Western fruit berries and nuts*. Tucson: H.P. Books Publishers, 1981. 192p.

WILLIAMS, L. E. Growth of Thompson Seedless grapevines: I. Leaf area development and dry weight distribution. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, v.112, n.3, p. 325-30, 1987.

WILLIAMS, L. E.; BISCAY, P. J.; SMITH, R. J. Effect of interior canopy defoliation on berry composition and potassium distribution of Thompson Seedless grapevines. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.38, p. 287-92, 1987.

WILLIAMS, L. E.; SMITH, R. J. Net CO2 assimilation rate and nitrogen content of grape leaves subsequent to fruit harvest. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, v.110, n.9, p. 846-50, 1985.

ZHANG, D. P.; CARBONNEAU, A. Étude du trajet de la sève brute en fonction de la longuer du tronc chez la vigne. In: SYMPOSIUM INTERNATIONAL SUR LA PHYSIOLOGIE DE LA VIGNE, 3., 1987. Bordeaux: O.I.V., 1987. p. 190-96.