

Métodos de Avaliação das Condições Hídricas das Plantas

Cleber Morais Guimarães¹
Luís Fernando Stone²

Introdução

O funcionamento normal das células demanda condições hídricas próximas da saturação, entretanto, usualmente essas condições não ocorrem e a célula encontra-se insaturada. O teor de água nas diferentes partes da planta pode variar enormemente. Em sementes, pode chegar até o mínimo de 4% e, em tecidos tenros, em pleno crescimento, até a um máximo de 96%. Em média, as partes verdes da maioria das plantas tem um teor de água entre 80 e 90%, que varia de acordo com as condições hídricas ambientais.

O armazenamento de água na planta é regido pelos fenômenos de interação da água com a planta. Nas paredes celulares, a água é retida pelas fibrilas de celulose e pelos materiais pécticos, de tal forma que as forças de capilaridade e de adsorção podem ser consideráveis. O protoplasma é constituído de uma solução rica em proteínas, lipídios, açúcares, etc. Essas substâncias determinam o potencial osmótico, um componente negativo do potencial total da água na planta, que avalia a energia livre da água. O potencial osmótico atua na penetração espontânea da água para dentro das células. Devido à resistência física de suas paredes, as células tornam-se túrgidas. A turgidez corresponde a uma pressão positiva dentro da célula e essa pressão corresponde ao componente de pressão do potencial total da água nas

células. Portanto, as condições hídricas nos tecidos das plantas podem ser avaliadas tanto pelo teor como pela energia livre da água e podem ser inferidas por métodos indiretos, como a temperatura das folhas.

O teor de água é expresso em teor relativo e em déficit de saturação. A energia livre é expressa em potencial total de água na planta.

O déficit de água ocorre sempre que a transpiração ultrapassar a absorção. Durante os dias com alta demanda atmosférica, usualmente ocorre déficit temporário de água na planta, mesmo nas adequadamente irrigadas. Esse déficit é eliminado durante a noite, quando a absorção é maior que a transpiração. Entretanto, com o aumento do déficit de água no solo, a absorção é ainda mais reduzida e o déficit de água na planta durante o dia torna-se cada vez mais longo, até a ocorrência da murcha permanente. O déficit de água na planta é caracterizado pelo decréscimo do teor de água na planta, do crescimento, do potencial osmótico, do potencial de água total, da perda de turgescência e pelo fechamento dos estômatos.

Teor de Água

O teor de água nas plantas pode ser medido pela secagem em estufa com circulação forçada de ar, temperatura de 70 °C até massa constante e, em termos práticos, durante 48

¹ Engenheiro Agrônomo, Doutor em Fisiologia Vegetal, Pesquisador, Embrapa Arroz e Feijão, Caixa Postal 179, 75375-000, Santo Antônio de Goiás - GO, cleber@cnpaf.embrapa.br

² Engenheiro Agrônomo, Doutor em Solos e Nutrição de Plantas, Pesquisador, Embrapa Arroz e Feijão, stone@cnpaf.embrapa.br

horas de secagem. O material é pesado imediatamente após a coleta e acondicionado em estufa, pré-aquecida, para desativar toda a atividade fisiológica da planta e assim prevenir a perda de material com a intensificação da respiração pelo aumento da temperatura. Se não for possível pesar o material imediatamente após a amostragem, as amostras devem ser acondicionadas em recipientes de metal hermeticamente fechados e pesadas tão logo quanto possível, após serem secas no mesmo recipiente aberto. A secagem durante 3 horas a 85°C é normalmente usada para discos de 8 mm de diâmetro, para folhas de plantas comumente cultivadas. Não se observa diferenças no tempo de secagem, nem muito menos no teor final de umidade, quando adotadas temperaturas mais altas. O resíduo de umidade que permanece nos tecidos após a secagem em temperaturas mais altas e períodos mais longos é irrelevante nas determinações de rotina (SLAVIK, 1974).

O teor de água (t_a) pode ser expresso com base na massa seca (m_s) ou massa fresca (m_f).

$$t_{a(m_s)} = [(m_f - m_s)/m_s] \times 100 \quad (1)$$

$$t_{a(m_f)} = [(m_f - m_s)/m_f] \times 100 \quad (2)$$

Considerando que a massa seca pode variar ao longo do tempo, dia ou fase de desenvolvimento da planta, a comparação de resultados com base na massa seca é insatisfatório. Quando considera-se a massa fresca, problemas semelhantes ocorrem (TURNER, 1981).

Como alternativa para eliminar esse problema, pode-se expressar o teor de água com base na massa túrgida (m_t). Nessa base, o teor de água é referido como teor relativo de água (t_{ra}) ou déficit de saturação de água (d_{sa}):

$$t_{ra} = [(m_f - m_s)/(m_t - m_s)] \times 100 \quad (3)$$

$$d_{sa} = [(m_s - m_t)/(m_t - m_s)] \times 100 \quad (4)$$

$$t_{ra} = 100 - d_{sa} \quad (5)$$

Para determinar a massa túrgida ou massa saturada do tecido, coleta-se geralmente 10 a 15 discos ou folhas, de aproximadamente 1 cm de diâmetro, e acondiciona-os em recipiente hermeticamente fechado. Após a determinação da massa fresca, os discos são mergulhados em água destilada, em placa de Petri tampada, durante várias horas, até a turgidez dos tecidos. Seca-se a superfície dos discos, pesa-os, para determinar a massa túrgida e seca-os na temperatura de 85 °C, durante 3 h, determinando assim a massa seca. O tempo para saturação varia de acordo com a espécie.

Estudos têm demonstrado que a absorção de água pelos discos é inicialmente rápida, depois torna-se lenta e persiste enquanto o disco mantém-se saudável. Essa

absorção lenta está associada ao crescimento do tecido.

Alguns cuidados que devem ser tomados para a obtenção de melhores resultados são enumerados a seguir (TURNER, 1981):

- A umidade deve ser cuidadosamente removida dos discos antes da determinação da massa fresca e massa saturada, com auxílio de papel de filtro;
- Lâmina afiada deve ser usada na amostragem para minimizar os erros provenientes da infiltração de água nos discos;
- Os discos devem ser imersos em água destilada, em placa de Petri coberta, sob condições de temperatura ambiente constante;
- Os discos devem ser imersos sob luz com intensidade próxima do ponto de compensação ($\sim 10 \mu E m^{-2} s^{-1}$) para prevenir a perda de massa seca, devido à respiração, ou ganho, devido à fotossíntese;
- Ao final da imersão dos tecidos em água, a superfície deve ser totalmente seca com o auxílio de papel filtro, sob condições padrões de temperatura e pressão.

Cuidados devem ser tomados para garantir a não remoção da água das células. As condições devem ser avaliadas antecipadamente, mediante a condução de ensaios para as espécies individuais. A secagem da superfície dos tecidos deve ser feita o mais rápido possível, preferivelmente em uma câmara úmida, pois a experiência tem mostrado que a manipulação dos tecidos fora da câmara úmida tem conduzido a uma subestimativa da massa túrgida e uma superestimativa do teor relativo de água.

Potencial da Água na Planta

O potencial da água na célula, tecido ou órgão pode ser descrito pela seguinte equação:

$$\Psi_w = \Psi_s + \Psi_m + \Psi_p + \Psi_g \quad (6),$$

em que Ψ_w é o potencial total de água de um sistema, Ψ_s é o potencial osmótico, Ψ_m é o potencial mátrico, Ψ_p é o potencial de pressão, e Ψ_g o potencial gravitacional (BOYER, 1967a; TURNER, 1981). O componente gravitacional é de apenas 0,01 MPa m^{-1} e pode ser desconsiderado em tecidos cortados e em plantas de baixo porte. Assim, o potencial de água em um sistema é afetado somente pelos efeitos osmóticos, mátricos e do turgor das células (BOYER, 1967a; KRAMER, 1974; TURNER, 1981), portanto a equação 6 pode ser simplificada para:

$$\Psi_w = \Psi_s + \Psi_m + \Psi_p \quad (7)$$

Em um sistema em equilíbrio hídrico, o potencial total de água é similar em todo o sistema: na parede celular, no citoplasma, nos vacúolos, etc., contudo os componentes do potencial total de água podem ser bastante diferentes. No citoplasma, é devido aos efeitos osmóticos, mátricos e de turgor (equação 7), no vacúolo, deve-se principalmente aos efeitos osmóticos e de turgor (equação 8) e na parede celular, deve-se principalmente aos efeitos mátricos e, em menor proporção, aos efeitos osmóticos (equação 9) (TURNER, 1981).

$$\Psi_w = \Psi_s + \Psi_p \quad (8)$$

$$\Psi_w = \Psi_s + \Psi_m \quad (9)$$

O potencial hídrico total pode ser medido com o auxílio de psicrômetros, entretanto, é usada rotineiramente a câmara de pressão na sua determinação. Sua ampla adoção, desde sua redescoberta por Scholander et al. (1965), deve-se ao seu fácil uso, rapidez de operacionalização, confiabilidade dos dados e ao fato de não requerer controle de temperatura.

Nessa técnica, a folha ou qualquer parte da planta é seccionada e colocada na câmara de pressão com a extremidade seccionada, pecíolo ou ramo, voltada para fora da câmara, através de uma borracha usada para vedar a câmara de pressão (Fig. 1). A pressão na câmara é gradualmente aumentada por uma fonte de gás comprimido, por exemplo, um cilindro de ar comprimido ou nitrogênio em alta pressão, visto sob a mesa da câmara de pressão (Fig. 1), até o aparecimento da seiva na superfície. Nesse ponto, a pressão é suficiente para forçar a água das células a se mover para dentro dos vasos do xilema e daí para fora da amostra através da superfície cortada. A pressão dentro da câmara é anotada, liberada e a amostra é removida.



Fig. 1. Avaliação do potencial de água na folha com a câmara de pressão Scholander e ponto de leitura na parte superior da figura, lado esquerdo.

A observação da seiva na extremidade cortada pode ser efetuada com o auxílio de microscópio, lentes manuais ou mesmo a olho nu. O microscópio oferece mais proteção aos olhos, em caso de acidentes provenientes de explosões com a manipulação do gás em alta pressão, porém, na maioria das vezes, usa-se as lentes manuais pela praticabilidade.

A câmara de pressão tem sido referida como análoga à membrana de pressão usada nas análises físicas do solo, portanto a câmara de pressão mede o potencial mátrico da água no apoplasto ou na parede celular (PASSIOURA, 1980). O potencial mátrico do apoplasto será similar ao potencial total das células das folhas, considerando-se o potencial osmótico do apoplasto próximo de zero e o sistema em equilíbrio.

Durante a transpiração, pode ocorrer desequilíbrio hídrico entre apoplasto e simplasto, se existir alta resistência ao fluxo de água entre ambos. A heterogeneidade do potencial da água entre as organelas das células desaparece totalmente entre a coleta da amostra e a avaliação na câmara de pressão.

Tem-se observado também aceitável correlação entre as medidas observadas com o método da câmara de pressão e o de referência (método psicrométrico), o que garante a confiabilidade do uso desse equipamento (RITCHIE; HINCKLEY, 1975). A incoerência de resultados tem sido atribuída a adoção de conduta não adequada na condução da metodologia (TURNER; LONG, 1980).

Sugere-se os seguintes cuidados na determinação do potencial da água na planta, com a adoção da câmara de pressão (TURNER, 1981):

- Prevenir perda de água entre a amostragem e a leitura dos dados na câmara de pressão. Recomenda-se o acondicionamento da amostra em saco plástico imediatamente após a amostragem (TURNER; LONG, 1980) e, se possível, mantê-la acondicionada durante a leitura. Perdas de água nos primeiros 10 a 30 s podem reduzir o potencial da água em $-0,2$ a $-0,7$ MPa em folhas com intensa transpiração, entretanto, o erro pode ser inexpressivo em folhas com estômatos fechados devido à baixa intensidade luminosa ou desidratação;
- Umedecer o gás aplicado na câmara de pressão ou aplicar papel filtro umedecido nas suas paredes internas, para prevenir a perda de água na câmara (SLAVIK, 1974). O cuidado é desnecessário com o envolvimento da amostra com saco plástico (TURNER; LONG, 1980);

- Fazer apenas um seccionamento na amostragem do peciolo ou ramo;
- Deixar o mínimo necessário de comprimento da amostra fora da câmara para efetuar a leitura;
- Aplicar pressão na câmara lentamente (TYREE et al., 1978). Aplicações rápidas induzem à superestimativa dos dados. Para estudos em que erros de 0,005 a 0,1 MPa são aceitáveis, é recomendada a taxa de pressão de 0,025 MPa s⁻¹;
- Prevenir contra vazamento de gás, principalmente se as folhas não são envolvidas com saco plástico. O vazamento de gás diminui o potencial da água e introduz erro adicional na aplicação rápida de gás. O gás pode passar através dos espaços intercelulares e escapar a partir da superfície seccionada da amostra. Esse gás pode transportar a água que encontra-se fora do xilema para fora do tecido avaliado, através da superfície seccionada do peciolo ou ramo avaliado, dando uma falsa idéia do ponto de leitura. Secar a superfície de observação com um papel filtro durante a pressurização da câmara pode auxiliar na identificação do ponto de leitura. Na dúvida, uma superpressurização de 0,1 ou 0,02 MPa, na maioria das espécies, causa uma superexsudação se o ponto de leitura tiver sido alcançado, caso contrário, pouca exsudação é observada.

Ao se considerar que as leituras na câmara de pressão representam o potencial da água nos tecidos intactos, tem-se que assumir duas condições (BOYER, 1967b): (1) o potencial da água no xilema e nas células foliares deve estar em equilíbrio durante as determinações, e (2) a água mantém na amostra o mesmo arranjo espacial verificado no tecido intacto.

Tem-se observado que o potencial da água na planta varia com o potencial da água no solo durante todo o ciclo de desenvolvimento da planta, porém com intensidade diferenciada. O potencial da água nas folhas da soja foi um pouco mais responsivo durante a formação de vagens, comparativamente ao período vegetativo. Outros fatores além da água, como a temperatura do solo, podem afetar essa relação.

A posição da folha no dossel da planta é outro fator que afeta o potencial da água na folha. As folhas mais altas apresentam potencial da água mais baixo que as folhas mais baixas. Durante o período da manhã, um intenso gradiente de potencial da água nas folhas se desenvolve de baixo para cima nas plantas em condições normais. No período da tarde, esse gradiente desaparece com o aumento da resistência difusiva estomática. Após a reidratação, ocorre a recuperação do potencial da água a um nível inferior de potencial de água. Em tecidos estressados severamente, a falha de recuperação dos potenciais

hídricos anteriores é mais severa que naqueles moderadamente estressados.

O potencial de água é usado para discriminar genótipos para tolerância à seca. Guimarães et al. (2006) observaram total recuperação do potencial da água nas folhas de feijão no amanhecer, tanto nas cultivares tolerantes quanto nas susceptíveis à seca, entretanto, as susceptíveis apresentaram menores potenciais da água ao meio-dia e se recuperaram menos que as tolerantes à seca, ao entardecer (Fig. 2).

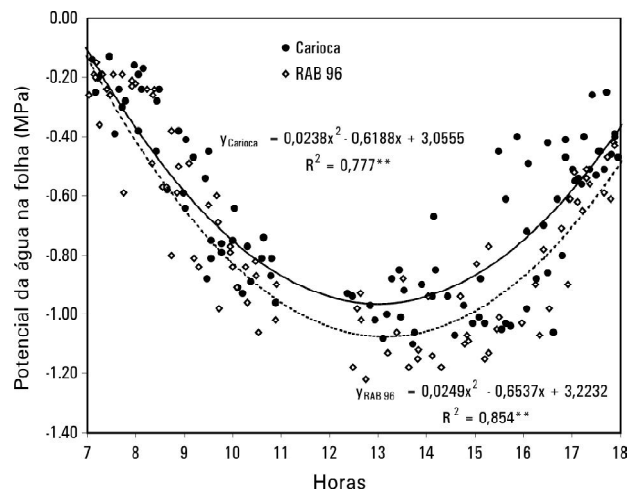


Fig. 2. Variação diurna do potencial da água nas folhas em genótipos de feijão mais tolerante (Carioca) e menos tolerante à seca (RAB 96).

Resistência Difusiva Estomática

A principal rota para a troca gasosa entre planta e atmosfera ocorre através dos estômatos. Variação na abertura desses afeta a taxa transpirativa e, portanto, o balanço de energia das plantas individuais ou de toda a comunidade. Essa variação afeta também a taxa fotossintética líquida, por comprometer a troca de CO₂.

A resposta dos estômatos ao déficit hídrico é conhecida há vários anos e vários métodos têm sido usados para medir o seu comportamento. Foram usados a observação direta através de microscópios, a permeabilidade diferencial de fluidos com diferentes viscosidades nas folhas e porômetros para medir o fluxo de ar através das folhas (KLAR, 1984).

Kramer (1969) sugeriu o uso da resistência difusiva estomática, avaliada com porômetros, por ser mais simples e direto. Ela é avaliada através do acoplamento da câmara, equipada com sensor, na folha (Fig. 3). Mede-se a resistência difusiva estomática tanto da superfície adaxial como

da abaxial. Usa-se as folhas maduras e com boa exposição solar. A resistência difusiva estomática pode ser avaliada através de quatro métodos:



Fig. 3. Avaliação de resistência difusiva estomática com porômetro.

Fluxo de massa

Nesse método, o ar é forçado a passar através da folha. A resistência difusiva foliar depende da permeabilidade das faces adaxial e abaxial e da resistência do mesófilo, que é relativamente muito pequena (KLAR, 1984).

Difusão de vapor

Ar seco é bombeado para dentro de uma câmara, que é equipada com um dispositivo sensível à oscilação de umidade dentro dela. Quanto maior a taxa de transpiração, menor o tempo demandado para alterar a umidade do meio, por conseguinte do sensor, que é registrado através de uma corrente elétrica.

Manutenção de fluxo

Um fluxo de ar seco é direcionado para uma câmara de tal maneira que a umidade da câmara é mantida constante. O fluxo será tanto mais intenso quanto maior a transpiração. A alteração do fluxo é medida para calcular a resistência difusiva.

Estado de equilíbrio

Monitora o tempo demandado para a ocorrência do equilíbrio mediante a aplicação de um fluxo de ar seco na câmara acoplada na folha.

A resistência difusiva estomática é bastante usada na discriminação de genótipos para tolerância à seca. Guimarães et al. (2006) observaram que a resistência

difusiva foliar (R_f) não diferiu entre os genótipos avaliados durante as primeiras horas da manhã, entretanto, no período da tarde, o genótipo susceptível à seca, RAB 96, apresentou R_f mais alto que o genótipo mais tolerante, Carioca (Fig. 4).

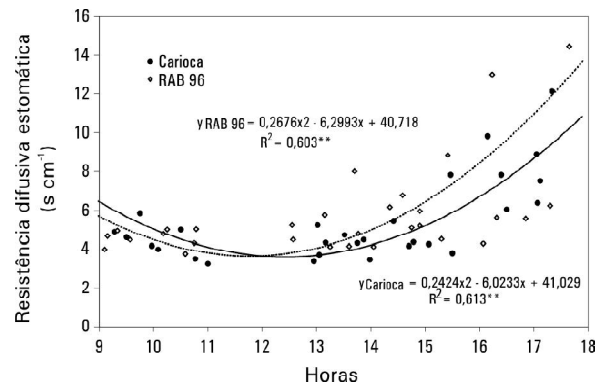


Fig. 4. Variação diurna da resistência difusiva estomática de genótipos de feijoeiro mais tolerante (Carioca) e menos tolerante à seca (RAB 96).

A resistência difusiva é influenciada por outros fatores além das condições hídricas das plantas. Ela é influenciada pelo estágio de maturação e posicionamento da folha no dossel da plantas, pela fase de crescimento da planta e ciclo de deficiência hídrica a que a planta foi submetida. Por exemplo, no período da manhã, as folhas superiores do dossel de soja apresentam menor resistência difusiva, enquanto no período da tarde, as folhas intermediárias são aquelas com menores resistências difusivas estomáticas (TEARE; KANEMASU, 1972). A resistência difusiva estomática da parte superior do dossel do sorgo se mantém sempre mais baixa que a das folhas intermediárias, indicando que seus estômatos fecham e conservam água, enquanto os estômatos das folhas superiores se mantêm abertos, viabilizando a realização da fotossíntese (TEARE; KANEMASU, 1972), o que, certamente, explica a maior eficiência produtiva do sorgo comparativamente à soja.

A resistência difusiva estomática aumenta com evapotranspiração potencial, mesmo em ambiente irrigado adequadamente. Os valores mais altos são observados quando, além da alta demanda atmosférica por água, ocorre deficiência da água no solo.

Temperatura Foliar

A deficiência hídrica causa fechamento parcial dos estômatos, o que, em consequência, reduz a transpiração e causa aumento da temperatura das folhas, quando expostas à radiação solar. O efeito se deve à absorção de calor

do meio pelo processo de transformação da água do estado líquido para o gasoso, que será tanto maior quanto maior a transpiração.

Hirayama et al. (2006) verificaram que a temperatura foliar era altamente correlacionada com a taxa de transpiração e de fotossíntese. Zhang et al. (2007) acrescentaram que o maior diferencial de temperatura do dossel entre tratamento estressado e não estressado hidricamente ocorreu às 13:00. Su e Yang (1998) observaram que durante o perfilhamento e formação das panículas ocorre menor variabilidade das leituras entre as plantas que durante a maturação fisiológica. Segundo Blum (1988) e Lafitte et al. (2003), o uso da técnica de medição da temperatura do dossel para selecionar as plantas com melhor estado hídrico, se conduzida adequadamente ao lado de outras avaliações, constitui-se numa ferramenta útil na fenotipagem para resistência à seca, pois é rápida, não destrutiva, não demanda tecidos ou movimentação intensa dentro da parcelas.

Ela pode ser avaliada diretamente com o auxílio de um termômetro de infravermelho (Fig. 5). Muitos desses termômetros são equipados com mira a laser, que deve ser direcionada para o centro da observação. Cuidados devem ser tomados para evitar a interferência externa sobre as leituras, portanto, recomenda-se aproximar a objetiva do ponto a ser focado. A temperatura foliar é influenciada por todos aqueles fatores que afetam as condições hídricas da planta.



Fig. 5. Avaliação da temperatura das folhas com o termômetro de infravermelho.

A temperatura das folhas relaciona-se intensamente com o comportamento dos componentes agrônômicos mais responsivos ao comportamento hídrico da planta. É observada relação positiva entre a temperatura das folhas e a esterilidade das espiguetas (Fig. 6) e negativa com a produtividade (Fig. 7), e essa relação é diferente entre as linhas interespecíficas e não interespecíficas de arroz. As

linhas interespecíficas apresentaram uma redução de produtividade de 475 kg/°C e as não interespecíficas de 645 kg/°C. Garraty e O'Toole (1995) observaram resultados similares.

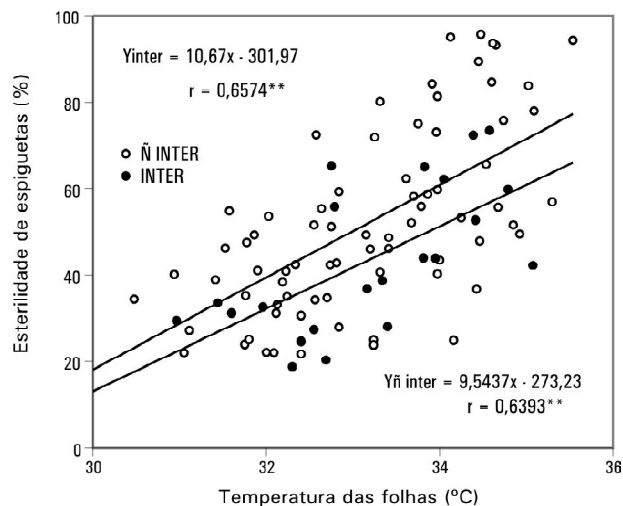


Fig. 6. Relação entre a esterilidade de espiguetas de linhas interespecíficas (inter) e não interespecíficas (ñ inter) sob deficiência hídrica com a temperatura das folhas.

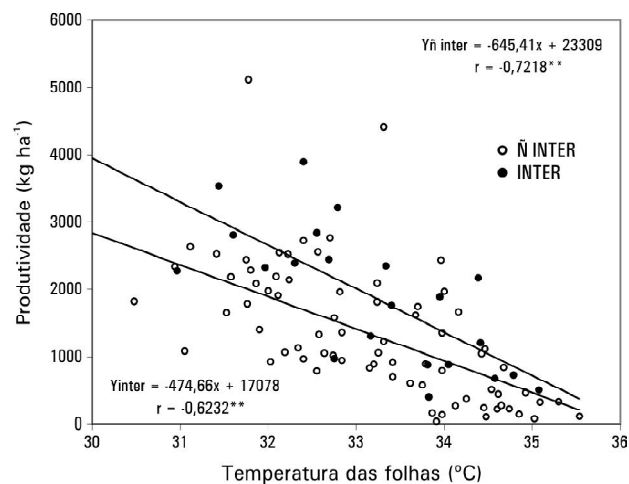


Fig. 7. Relação entre a produtividade de linhas interespecíficas (inter) e não interespecíficas (ñ inter) sob deficiência hídrica com a temperatura das folhas.

Verificou-se também, que na comparação da temperatura das folhas entre linhas F₄ da variedade de arroz de terras altas Kantomochi 168, com alta tolerância à seca, e da variedade Norinmochi 4, com média tolerância à seca, as da primeira apresentaram temperatura mais baixas que as da Norinmochi 4. Tendência similar foi observada na geração F₅ no ano seguinte. Observou-se correlação significativa (r = 0,812**) entre F₄ e F₅. Essa característica apresentou alta herdabilidade, portanto, é considera-

da um indicador promissor para estimar a tolerância à seca em linhas de arroz de terras altas (HIRAYAMA et al., 2006).

Conclusões

As condições hídricas nos tecidos das plantas podem ser avaliadas tanto pelo teor como pela energia livre da água e podem ser inferidas por métodos indiretos. O teor de água pode ser expresso com base na massa seca ou massa fresca. Entretanto, como as massa seca e fresca podem variar ao longo do tempo, dia ou fase de desenvolvimento da planta, não são as mais adequadas para expressar esse teor. A alternativa é expressar o teor de água com base na massa túrgida, e nessa base ele é referido como teor relativo de água ou déficit de saturação.

O armazenamento de água na planta é regido por fenômenos de interação da água com a planta. Nas paredes celulares, a água é retida pelas fibrilas de celulose e pelos materiais pécticos, de tal forma que as forças de capilaridade e de adsorção podem ser consideráveis. No protoplasma, por ser rico em proteínas, lipídios, açúcares, etc., o fluxo de água é comandado principalmente pelo potencial osmótico, que atua na penetração espontânea da água para dentro das células. A resistência física da parede celular dá origem à turgidez das células e, portanto, ao potencial de pressão. Assim, as condições hídricas nos tecidos das plantas podem ser melhor avaliadas pelo potencial total de água na planta, que mede o teor de energia livre da água. Para tanto, podem ser usados psicrômetros e câmaras de pressão. Outra maneira de inferir as condições hídricas da planta é por meio da medição da resistência difusiva estomática, que normalmente é feita com o auxílio de porômetros.

A temperatura das folhas é um dos métodos indiretos usados para inferir as condições hídricas da planta. O efeito se deve à absorção de calor do meio pelo processo de transformação da água do estado líquido ao gasoso, que será tanto maior quanto maior a transpiração.

Referências

- BLUM, A. **Plant breeding for stress environments**. Boca Raton: CRC Press, 1988. 223 p.
- BOYER, J. S. Matric potential of leaves. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 42, n. 2, p. 213-217, Feb.1967a.
- BOYER, J. S. Leaf water potentials measured with a pressure chamber. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 42, n. 1, p.133-137, Jan. 1967b.
- GARRITY, D. P.; O'TOOLE, J. C. Selection for reproductive stage drought avoidance in rice, using infrared thermometry. **Agronomy Journal**, Madison, v. 87, n. 4, p. 773-779, July/Aug. 1995.
- GUIMARÃES, C. M.; STONE, L. F.; BRUNINI, O. Adaptação do feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L) à seca. **Revista Brasileira Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 10, n. 1, p. 70-75, jan./mar. 2006.
- HIRAYAMA, M.; WADA, Y.; NEMOTO, H. Estimation of drought tolerance based on leaf temperature in upland rice breeding. **Breeding Science**, Tokyo, v. 56, n. 1, p. 47-54, Mar. 2006.
- KLAR, A. E. **A água no sistema solo-planta-atmosfera**. São Paulo: Nobel, 1984. 408 p.
- KRAMER, P. J. Fifty years of progress in water relations research. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 54, n. 4, p. 463-471, Oct. 1974.
- KRAMER, P. J. **Plant and soil water relationships: a modern synthesis**. New York: McGraw-Hill, 1969. 482 p.
- LAFITTE, R.; BLUM, A.; ATLIN, G. Using secondary traits to help identify drought-tolerant genotypes. In: FISCHER, K. S.; LAFITTE, R.; FUKAI, S.; ATLIN, G.; HARDY, B. (Ed.). **Breeding rice for drought-prone environments**. Los Baños: International Rice Research Institute, 2003. p. 37-48.
- PASSIOURA, J. B. The meaning of matric potential. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 31, n. 123, p. 1161-1169, 1980.
- RITCHIE, G. A.; HINCKLEY, T. M. The pressure chamber as an instrument for ecological research. **Advances in Ecological Research**, New York, v. 9, p. 165-253, 1975.
- SCHOLANDER, P. F.; HAMMEL, H. T.; BRADSTREET, E. D.; HEMMINGSEN, E. A. Sap pressure in vascular plants. **Science**, Washington, v. 148, n. 3668, p. 339-346, Apr. 1965.
- SLAVIK, B. **Methods of studying plant water relations**. Prague: Academia, 1974. 449 p.
- SU, M. R.; YANG, C. M. Measurement of rice temperature by thermal infrared imagery. **Chinese Agronomy Journal**, Peking, v. 8, p. 29-38, 1998.
- TEARE, I. D.; KANEMASU, E. T. Stomatal-diffusion resistance and water potential of soybean and sorghum leaves. **New Phytologist**, Cambridge, v.71, n. 5, p. 805-810, 1972.
- TURNER, N. C. Techniques and experimental approaches for the measurement of plant water status. **Plant and Soil**, The Hague, v. 58, n. 1/3, p. 339-366, 1981.

TURNER, N. C.; LONG, M. J. Errors arising from rapid water-loss in the measurement of leaf water potential by the pressure chamber technique. **Australian Journal of Plant Physiology**, Melbourne, v. 7, n. 5, p. 527-537, 1980.

TYREE, M. T.; MACGREGOR, M. E.; PETROV, A.; UPENIEKS, M. I. A comparison of systematic-errors between the Richards and Hammel methods of measuring tissue - water relations parameters. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 56, n. 17, p. 2153-2161, 1978.

ZHANG, W.-Z.; HAN, Y.-D.; DU, H.-J. Relationship between canopy temperature at flowering stage and soil water content, yield components in rice. **Rice Science**, Hangzhou, v. 14, n. 1, p. 67-70, Mar. 2007.

**Comunicado
Técnico, 161**



Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento



Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:
Embrapa Arroz e Feijão
Rodovia GO 462 Km 12 Zona Rural
Caixa Postal 179
75375-000 Santo Antônio de Goiás, GO
Fone: (62) 3533 2123
Fax: (62) 3533 2100
E-mail: sac@cnpaf.embrapa.br

1ª edição
1ª impressão (2008): 1.000 exemplares

**Comitê de
publicações**

Presidente: Luis Fernando Stone
Secretário-Executivo: Luiz Roberto R. da Silva

Expediente

Supervisor editorial: Camilla Souza de Oliveira
Revisão de texto: Camilla Souza de Oliveira
Normalização bibliográfica: Ana Lúcia D. de Faria
Tratamento das Ilustrações: Fabiano Severino
Editoração eletrônica: Fabiano Severino