

# Capítulo 20

---

## Respostas Morfofisiológicas do Milho e Sorgo sob Déficit Hídrico

*Thiago Corrêa de Souza*

*Kamila Rezende Dázio de Souza*

*Paulo César Magalhães*

### Introdução

O Brasil vem passando por problemas econômicos e de desenvolvimento industrial, e a agricultura vem segurando de certa forma a economia para que a crise não seja ainda pior (Boadle, 2017). Contudo, em decorrência das variações climáticas, impactos negativos vêm impedindo a expansão na agricultura em alguns setores. Por exemplo, os períodos de estiagens estão se tornando cada vez mais frequentes e notórios e percebe-se um estreitamento entre a relação dos vegetais cultivados com a disponibilidade hídrica. Além da disponibilidade hídrica, a temperatura (calor) associada ao estresse hídrico está contribuindo com os impactos negativos sobre a produtividade agrícola brasileira (Acompanhamento da safra brasileira [de] grãos, 2018).

A Fisiologia de Plantas Cultivadas é uma área da Agronomia/Fitotecnia que vem contribuindo com o melhoramento genético de vários cultivos para a tolerância aos estresses abióticos.

Esta área pode trazer ferramentas importantes que auxiliam na fenotipagem e no melhoramento das plantas.

Os fatores ambientais influenciam qualquer planta cultivada. No entanto, quando esses fatores conduzem a um desvio das condições fisiológicas ótimas eles são chamados de fatores de estresse ou apenas estresse. De todos os fatores de estresse envolvidos no cultivo de cereais, a disponibilidade hídrica corresponde ao grupo dos mais importantes e que devem ser estudados (Cramer et al., 2011; Zhu, 2016).

Seleção de genótipos mais tolerantes à seca ou déficit hídrico é uma forma de melhorar a adaptação do milho e do sorgo. Assim, o uso de parâmetros fisiológicos pode aumentar a precisão na identificação de genótipos superiores nesses ambientes de estresse (Bazinger et al., 2000; Araus et al., 2011).

Entretanto, o melhoramento para adaptação a estresses abióticos é limitado pela falta de métodos adequados de fenotipagem (Araus et al., 2008). Frequentemente, as características fisiológicas para uma fenotipagem adequada diferem dependendo do tipo e nível de estresse (Araus et al., 2013). Muitos experimentos de fenotipagem baseados em características fisiológicas são realizados em condições de casa de vegetação e estufas, perdendo a relação com o ganho genético em programas de melhoramento (Souza et al., 2013a; Lopes et al., 2014; Souza, 2017). Por isso, é interessante que a fenotipagem seja realizada sob as condições mais similares àquelas do ambiente alvo, ou seja, a fenotipagem em condições de campo (Araus; Cairns, 2014; Lopes et al., 2014; Araus et al., 2018). Contudo, não podem ser desvalorizados os experimentos de casa de vegetação, pois de certa forma podem

fornecer análises preliminares na busca de genótipos e contribuir com o entendimento dos mecanismos de tolerância.

Esses parâmetros ou características fisiológicas podem ser associados à morfologia (Brestic; Zivcak, 2013) (nesta abordagem conceituada como morfofisiologia), trazendo mais eficiência na discriminação de genótipos de milho e sorgo contrastantes ao déficit hídrico.

Outro aspecto importante a ser apontado que vem acelerando o processo de fenotipagem, e que será abordado nesse capítulo, é o uso de sensoriamento remoto nas respostas fisiológicas e agrônômicas de cereais. As ferramentas de sensoriamento remoto permitem a avaliação de características fisiológicas que são claramente relacionadas à produtividade das culturas e à adaptação ao estresse em termos de aquisição de recursos (radiação, água, nutrientes, etc.).

## **Efeitos do déficit hídrico na cultura do milho e sorgo**

O déficit hídrico nada mais é do que a baixa disponibilidade de água no solo (pouca água termodinamicamente disponível para movimento). Isso acarreta, tanto no milho quanto no sorgo, perdas no fluxo contínuo de água no sistema solo-planta-atmosfera levando inicialmente ao murchamento das folhas (Souza, 2017). Sem água nas folhas várias enzimas responsáveis pela expansão foliar (extensibilidade da parede celular) são inibidas (Lu; Neumann, 1998), acarretando em folhas novas com área foliar reduzida. A diminuição da área foliar diminui a área fotossintética das plantas inicialmente um fator prejudicial, porém também diminui a perda de água pela planta (menor taxa

transpiratória por área foliar) sendo uma adaptação importante na economia de água (Larcher, 2000; Avramova et al., 2015).

Além da diminuição da área foliar, os estômatos dão uma resposta fundamental para a sobrevivência das plantas: o fechamento estomático. Esta resposta constituída pelo fechamento das células estomáticas, limita tanto a condutância de água quanto de CO<sub>2</sub> (trocas gasosas foliares) e, conseqüentemente, limita a fotossíntese, podendo assim diminuir a produção (Lopes et al., 2011; Souza et al., 2014; Prado et al., 2017).

Quando se relata a limitação do déficit hídrico na fotossíntese das plantas de milho e sorgo, destaca-se uma limitação “estomática” que é relacionada ao fechamento dos estômatos (diminuição da condutância estomática), e uma limitação “não estomática” como inibição ou danificação do metabolismo bioquímico (enzimas da fotossíntese) e das reações fotoquímicas (eficiência de dissipação dos fotossistemas ou quenchings). Estas limitações dependerão do período de estresse, genótipo e do tempo de exposição (Zegada-Lizarazu; Monti, 2013; Souza et al., 2013b, 2016).

Com a limitação bioquímica ou não estomática da fotossíntese em razão do déficit hídrico, o ATP e o NADPH formados na primeira etapa da fotossíntese (fotoquímica) não são consumidos e acabam se acumulando. Como a interceptação da radiação durante o dia é inevitável e os pigmentos coletores continuam recebendo radiação, pode ocorrer um excesso de energia na antena dos fotossistemas (principalmente no fotossistema II). Sob déficit hídrico, quando as clorofilas e os pigmentos fotoprotetores do fotossistema recebem grande quantidade de energia esta pode ser dissipada por meios não fotoquímicos (quenching não fotoquímico, NPQ) de dois tipos: o quenching não fotoquímico

regulado (YNPQ), ou seja, rendimento quântico de dissipação regulada de energia não fotoquímica do FSII; e o quenching não fotoquímico não regulado (YNO), nomeado de rendimento quântico de dissipação não regulada de energia não fotoquímica do FSII. O primeiro constitui na dissipação do excesso de energia pelos carotenoides e xantofilas na forma de calor e o segundo constitui de uma dissipação não regulada de energia, ou seja, a energia em excesso pode chegar para outras moléculas, como o Oxigênio, formando uma Espécie Reativa de Oxigênio (ERO) (Souza, 2017). As espécies reativas de oxigênio em pequenas quantidades são mensageiras, porém, um déficit hídrico nas folhas de milho e sorgo resulta em grandes quantidades de EROs, gerando um estresse oxidativo (Souza et al., 2014; Guo et al., 2018). Estas espécies reativas de oxigênio podem atacar as membranas lipídicas (peroxidação lipídica), DNA, proteínas e clorofila (senescência foliar) ou, ainda, este excesso de energia pode levar a uma fotoinibição (Gill;Tuteja, 2010; Souza, 2017; Guo et al., 2018).

A diminuição da produção de fotoassimilados faz com que as plantas de milho e sorgo consumam suas reservas de carboidratos (aumentam os açúcares solúveis em razão da quebra do amido) a fim de suprir a falta de energia e obter compostos osmorreguladores (Singh et al., 2015). Desta forma, as plantas, sem energia, diminuem seu crescimento e a síntese de proteínas importantes para seu metabolismo, como as enzimas. O déficit hídrico também induz uma diminuição de nutrientes nas plantas por causa da falta de absorção destes ou ainda pela inativação de transportadores proteicos e enzimas ligadas ao processo de assimilação (Lopes et al., 2011; Silva et al., 2011).

O efeito mais aparente da seca nos vasos de xilema das plantas é a diminuição da condutância hidráulica que ocorre tanto pela falta de água disponível como pela baixa atividade/expressão das aquaporinas (proteínas responsáveis pelo transporte de água para dentro das raízes). Sem a água no xilema (traqueídeos e elementos de vasos) podem formar bolhas de ar (embolismo) ou ainda interrupção do fluxo (cavitação) pelo estiramento (quebra) da coluna d'água (Kaldenhoff, 2008; Li et al., 2009; Vadez, 2014).

O efeito da falta de água na produção de grãos é particularmente importante em três estádios de desenvolvimento da planta de milho: a) iniciação floral e desenvolvimento da inflorescência, quando o número potencial de grãos é determinado; b) período de fertilização, quando o potencial de produção é fixado; nesta fase, a presença da água também é importante para evitar a desidratação do grão de pólen e garantir o desenvolvimento e a penetração do tubo polínico; c) enchimento de grãos, quando ocorre o aumento na deposição de matéria seca, o qual está intimamente relacionado à fotossíntese, desde que o estresse resulte na menor produção de carboidratos, o que implicaria em menor volume de matéria seca nos grãos (Magalhães et al., 2009; Souza et al., 2013a).

O sorgo requer menor quantidade de água para se desenvolver quando comparado com outros cereais, sendo o estágio de florescimento o mais crítico para ocorrência do déficit hídrico (Magalhães et al., 2014).

Tanto na cultura do milho quanto na do sorgo, o rendimento de grãos parece estar muito mais ligado à força do dreno do que à fonte. Assim, índices que consideram a partição de fotoassimilados tornam-se mais importantes no estudo de seca

(Long et al., 2006; Araus et al., 2008; Lopes et al., 2011; Mutava et al., 2011).

## **Fenotipagem para a tolerância ao déficit hídrico**

O cenário climático futuro prevê mudanças dramáticas nas condições ambientais das culturas do milho e sorgo no Brasil e no mundo, principalmente na frequência e severidade de déficits hídricos (Stocker et al., 2013; Acompanhamento da safra brasileira [de] grãos, 2018). Neste contexto, a melhoria dessas culturas tem um papel fundamental na adaptação às alterações climáticas e a fenotipagem acaba ganhando presença nesse cenário.

A fenotipagem de plantas é definida como a aplicação de metodologias e protocolos para medir uma característica específica relacionada à estrutura (morfologia) e função da planta (fisiologia), indo desde níveis celulares até a planta inteira ou em nível de dossel (Ghanem et al., 2015). De acordo com Dhondt et al. (2013), a fenotipagem, oriunda da palavra fenótipo, é o ato de determinar os valores qualitativos ou quantitativos das características em estudo e relacioná-las ao desempenho de um genótipo em determinado ambiente. A fenotipagem é um ponto crítico na melhoria das culturas (Araus; Cairns, 2014), por causa da escolha dos critérios de seleção adequados e na sua medição como a qualidade e capacidade (“elevada precisão”; High-throughput) das metodologias utilizadas para a medição (Araus et al., 2008; Cabrera-Bosquet et al., 2012; Masuka et al., 2012) sem esquecer o processamento subsequente da informação (Deery et al., 2014).

As técnicas de fenotipagem tradicionais são baseadas, na maioria das vezes, no peso e no tamanho das plantas e de seus

órgãos. Estas medidas são fáceis de realizar, porém demandam tempo e recursos humanos. Hoje, a maioria dos programas de fenotipagem trabalham com características mais complexas e com número de indivíduos elevado, o que dificulta a adoção dessas técnicas tradicionais (Sousa et al., 2017). Por causa dos estudos acelerados de genômica, estas técnicas de fenotipagem tendem a ficar para trás e darem espaços para técnicas de fenotipagem mais modernas (Araus; Cairns, 2014).

Estas técnicas modernas abrangem uma análise de larga escala e de alta precisão e são conhecidas em inglês como high-throughput phenotyping (HTP). Existem grandes programas de fenotipagem associados ao melhoramento genético e a tolerância a estresses abióticos que utilizam suportes fixos e móveis que permitem a associação a sensores ou câmaras. Essas estruturas são chamadas de plataformas de fenotipagem, em inglês high-throughput phenotyping platform (HTPP). Plataformas de fenotipagem no campo são baseadas no uso de duas categorias de ferramentas: (1) aquelas com base em medições diretas no campo, usando diferentes técnicas de detecção remota (sensoriamento remoto) e (2) análises laboratoriais envolvendo certos componentes, tais como a utilização de isótopos estáveis, parâmetros de qualidade de grãos, bioquímica, morfologia e anatomia vegetal (Araus; Cairns, 2014).

## **Fotossíntese, composição isotópica, fluorescência da clorofila *a* na fenotipagem de milho e sorgo para a tolerância ao déficit hídrico**

As relações entre o crescimento, o desempenho fotossintético foliar, fluorescência da clorofila e os parâmetros de produtividade são citados no contexto de aplicações práticas para potenciais programas de fenotipagem, que buscam identificar melhor desempenho da planta sob déficit hídrico (Brestic; Zivcak, 2013). A fotossíntese e a fluorescência vêm sendo abordadas como características positivas na fenotipagem à seca para o milho e sorgo (Magalhães et al., 2009; Souza et al., 2013b; Ogbaga et al., 2014; Guo et al., 2018).

A avaliação das trocas gasosas foliares é uma análise física das trocas de gás (água e dióxido de carbono) na folha através de Analisadores de Gás por Infravermelho (IRGA). Estes fornecem alguns parâmetros envolvendo a taxa fotossintética, condutância estomática, transpiração, concentração intercelular de CO<sub>2</sub> dentre outros. Essas avaliações utilizam equipamentos de custos elevados, contudo para o déficit hídrico a utilização de Porômetros tem tido bons resultados inclusive para o milho (Araus et al., 2012). Estes são equipamentos mais simples, de baixo custo e medem a transpiração foliar/condutância estomática. Essas características são importantes porque fornecem inferências sobre o status hídrico da planta (estômatos abertos, maior condutância) (Araus et al., 2012).

Existem trabalhos com milho e sorgo evidenciando duas abordagens para a tolerância ao déficit hídrico e trocas gasosas, ou seja, manter seu status hídrico: a primeira é que genótipos tolerantes tendem a ter maior eficiência do uso da água (WUE) que

é a relação entre carbono assimilado e água perdida (Fotossíntese/Condutância estomática). Dessa forma, os genótipos que fecham seus estômatos (até certo ponto) seriam os mais adaptados ao déficit hídrico por não perder (economizar) água (Narayanan et al., 2013). Contudo, em uma segunda abordagem podemos destacar é que a tolerância ao déficit hídrico foi encontrada em milho (Carvalho et al., 2011; Souza et al., 2013a, 2013b) e sorgo (Mutava et al., 2011; Ogbaga et al., 2014) e estes genótipos apresentaram maior fotossíntese ( $P_n$ ) e condutância estomática ( $g_s$ ) frente ao estresse.

Assim, na literatura podemos encontrar algumas divergências ou diferentes mecanismos de tolerância em milho e sorgo envolvendo essas características fisiológicas. A primeira abordagem por genótipos mais eficientes em economizar água e assim mantém seu status hídrico (Water Use Efficiency) e a segunda por genótipos que conseguem manter seu status hídrico pelo escape do estresse (raízes mais profundas, por exemplo) e assim conseguem manter os estômatos mais abertos e maior fotossíntese, ou seja, gastam mais água (Water Use) (Blum, 2009; Avila et al., 2017). Alguns autores justificam essa segunda abordagem em milho e sorgo relatando que um maior status hídrico pode favorecer uma maior condutância estomática levando a um fluxo de  $CO_2$  e além disso a um resfriamento da folha (dossel) pela transpiração (Jones et al., 2009; Mutava et al., 2011; Souza et al., 2013a).

Comparando milho e sorgo sob déficit hídrico tem-se evidenciado que sorgo possui maior tolerância e eficiência do uso da água (WUE). Isso pode ser explicado por conter mais expressões de genes envolvidos na presença de aquaporinas nas raízes e folhas de sorgo (Hasan et al., 2017).

A composição de isótopos de carbono ( $d^{13}C$ ) e de oxigênio ( $d^{18}O$ ) na matéria seca (folha e espiga) é uma ferramenta promissora que frequentemente apresenta alta herdabilidade e correlação genética com rendimento de plantas (Araus; Cairns, 2014). Assim, a composição isotópica mostra o efeito integrado do status hídrico da planta na fotossíntese durante todo o período de crescimento da cultura (é uma análise integrada) (Araus et al., 2013). Em genótipos de milho mais produtivos e tolerantes pela maior eficiência do uso da água (menor  $g_s$ ) tem-se relacionado maiores valores de  $d^{13}C$  (Monneveux et al., 2007; Araus et al., 2010). Existem poucos trabalhos com sorgo, porém mesmo resultado foi encontrado (Henderson et al., 1998).

A composição isotópica de oxigênio ( $d^{18}O$ ) na matéria vegetal possui um papel importante, pois pode ajudar a separar os efeitos independentes da fotossíntese e condutância estomática presentes na  $d^{13}C$ . Quando analisado, o  $d^{18}O$  integra as condições de evaporação durante todo o ciclo da cultura (Araus et al., 2012; Sánchez-Bragado et al., 2016).

Com relação à Fluorescência da Clorofila *a*, o valor de sua medição está na sua relação com a fotossíntese, uma vez que a luz absorvida pelas plantas que não estimulam a produção de carboidratos é dissipada como calor ou reemitida como luz na forma de fluorescência (Brestic; Zivcak, 2013). Em milho e sorgo, existem trabalhos na literatura que relacionam medições de fluorescência e respostas específicas do genótipo em razão do estresse (Souza et al., 2013b; Fracasso et al., 2016; Guo et al., 2018).

É interessante notar que um dos parâmetros de fluorescência mais utilizados seja a máxima eficiência do fotossistema (PSII)

(Fv/Fm), talvez pela sua praticidade e baixo custo do equipamento. Contudo, tem-se observado em alguns casos que Fv/Fm não vem respondendo ao estresse em condições de déficit hídrico severo (Brestic; Zivcak, 2013; Souza et al., 2013b; Yan et al., 2015).

Genótipos sensíveis ao déficit hídrico tendem a ter uma menor manutenção do status hídrico ocasionando em menores valores de dissipação fotoquímica (qP) (Kalefetoğlu; Ekmekçi, 2009; Carvalho et al., 2011; Souza et al., 2013b; Ogbaga et al., 2014). A taxa de transporte de elétrons (ETR) e a produção quântica fotoquímica efetiva adaptada à luz a FPSII também é um indicador da capacidade fotossintética, pois mede o rendimento do transporte de elétrons no PSII (Kalefetoğlu; Ekmekçi, 2009). Em milho e sorgo, genótipos tolerantes tendem a ter maior FPSII e ETR (Ding et al., 2005; O’Neill et al., 2006; Souza et al., 2013b; Ogbaga et al., 2014; Guo et al., 2018).

Como o déficit hídrico leva a um impedimento do uso de ATP e NADPH pela inibição das enzimas do ciclo de Calvin e, assim, ocorre um acúmulo de elétrons/energia nos fotossistemas, os genótipos tolerantes possuem uma adaptação na dissipação dessa energia: o quenching não fotoquímico (NPQ). O NPQ está envolvido na dissipação do excesso de energia (fótons) e na regulação do centro de reação do fotossistema II (PSII) e em plantas este pode ser um importante parâmetro para indicar mecanismos fotoprotetores (Yan et al., 2017). Essa capacidade em dissipar o excesso dos elétrons e proteger os fotossistemas fica bem evidenciada na análise da partição do NPQ. Genótipos tolerantes tendem a resultar em mais quenching não fotoquímico regulado (YNPQ), ou seja, rendimento quântico de dissipação regulada de energia não fotoquímica do FSII do que o quenching não fotoquímico não regulado (YNO). Isso acarreta em liberação

de energia para reações enzimáticas, calor e não para o oxigênio formando Espécie Reativa de oxigênio (ERO) (Reis, 2018).

## **Morfologia radicular e foliar na fenotipagem de milho e sorgo para a tolerância ao déficit hídrico**

Parâmetros morfofisiológicos, tanto da parte aérea quanto radicular estão envolvidos na capacidade de transporte e de *conservação de água*. O enrolamento foliar do milho pode indicar adaptações para diminuir a interceptação da radiação e a área de transpiração. Esse movimento do milho de enrolar suas folhas favorece um microclima e diminui a superfície de transpiração levando a uma perda menor de água. Contudo, este enrolamento se for prolongado também pode levar a uma diminuição na captação de energia e diminuição da fotossíntese. Uma maior quantidade de células buliformes (células motoras presentes nas folhas) e o maior tamanho dessas células promovem uma maior abertura da lâmina foliar expondo uma maior área da folha de milho. Características relacionadas com o diâmetro dos vasos e a sua distribuição nas folhas (venação) (menor distância entre os feixes vasculares e menor diâmetro dos feixes) fornecem maior habilidade na translocação de fotoassimilados e maior distribuição e conservação de água nas folhas de milho e sorgo (Araus et al., 2011; Entringer, 2011; Souza et al., 2013a; Ocheltree et al., 2014; Magalhães et al., 2016).

Uma outra estratégia de conservação de água nas folhas de milho e sorgo é um aumento da espessura da epiderme e também da cutícula (Souza et al., 2013a; Magalhães et al., 2016). Esta última estrutura mostra-se modificada quimicamente em genótipos tolerantes e pode diminuir a transpiração (Assefa et al., 2010).

Plantas tolerantes de milho e sorgo podem modificar o número e o diâmetro dos vasos de xilema. Na raiz a presença de vasos de xilema em maior número e com menor diâmetro podem favorecer a *conservação de água* nas plantas. Essas características podem indicar uma maior condutividade hidráulica aumentando a capacidade de transporte de água (Li et al., 2009; Souza et al., 2016; Sutka et al., 2016). As camadas de células nas raízes conhecidas como endoderme e a exoderme podem ser medidas e uma maior espessura dessas estruturas podem indicar impedimento da saída de água dos feixes de xilema para o solo evitando a desidratação (Enstone et al., 2003; Peña-Valdivia et al., 2005; Souza et al., 2013a; Souza et al., 2016).

Em raízes de milho sob déficit hídrico, evidencia-se a ocorrência de câmaras de ar, estrutura conhecida como aerênquima. No déficit hídrico, plantas de milho mais tolerantes podem apresentar mais aerênquimas tendo a função de favorecer maior exploração do solo e aquisição de água, pois estas estruturas decrescem o custo metabólico de raízes em crescimento por causa da diminuição da presença de células em respiração (Peña-Valdivia et al., 2005; Zhu et al., 2010; Souza et al., 2013a; Vadez et al., 2014; Souza et al., 2016). Díaz et al. (2018) observaram em milho tolerante ao déficit hídrico maior quantidade de aerênquimas na zona de maturação e menor quantidade na zona pilífera da raiz. Isto permite maior condutividade hidráulica na região radicular responsável pela absorção de água e aumenta a exploração do solo pelas raízes.

Com relação à *eficiência de absorção de água*, esta pode ser medida pela caracterização radicular, pois genótipos com este mecanismo possuem raízes mais profundas e densas (principalmente raízes finas) (Hund et al., 2009; Assefa; Staggenborg, 2011; Trachsel et

al., 2011; Borrell et al., 2014; Magalhães et al., 2016; Souza et al., 2016).

## **Análises bioquímicas na fenotipagem de milho e sorgo para a tolerância ao déficit hídrico**

O déficit hídrico do solo leva a inúmeras alterações metabólicas ou bioquímicas. Tanto no caso do milho quanto do sorgo, estudos têm sido realizados no sentido de identificar as alterações bioquímicas mais importantes que estejam relacionadas à tolerância ao déficit hídrico para serem implantadas em programas de melhoramento (Johnson et al., 2015; Yang et al., 2015; Ogbaga et al., 2017). Nesse sentido, os estudos relacionados às características bioquímicas mais relacionadas à tolerância à seca focam nos seguintes tópicos: metabolismo antioxidante, metabolismos do carbono e do nitrogênio, além da produção de compostos osmoticamente ativos (Devnarain et al., 2016; Anjum et al., 2017; Nxele et al., 2017; Ogbaga et al., 2017).

Com a redução da etapa fotoquímica em decorrência do déficit hídrico, maior quantidade de energia luminosa recebida pelos pigmentos fotossintetizantes precisa ser dissipada. Parte da energia é dissipada na forma de calor, mas pode também ser passada ao oxigênio presente nos cloroplastos, gerando as espécies reativas de oxigênio (EROs) (Farooq et al., 2009). A elevada geração de EROs em plantas de milho e sorgo sob déficit hídrico foi observada em plantas de diferentes estádios de desenvolvimento (Dwivedi et al., 2016; Anjum et al., 2017). A quebra da homeostase celular leva ao estresse oxidativo, caracterizado pelo aumento desordenado na geração dessas espécies reativas, que podem passar pelo processo de

neutralização ou simplesmente iniciarão processos de oxidação de compostos no meio celular.

A formação de EROs é necessária para a indução da tolerância adaptativa, já que podem ser vistas como marcadoras de estresse e espécies sinalizadoras. Há controle em níveis transcricionais, tradução e metabólicos para evitar maiores danos causados pela presença de EROs. Ou seja, EROs produzidas em baixas concentrações atuam como sinalizadoras, no entanto, a produção excessiva dessas espécies reativas está relacionada a diferentes danos celulares (Gill; Tuteja, 2010).

As EROs, produzidas de maneira desordenada, atuam oxidando proteínas, lipídios e ácidos nucleicos, podendo causar danos ao DNA (Sharma et al., 2012). Os ânions superóxido ( $O_2^{\cdot-}$ ) e os radicais hidroxila ( $OH^{\cdot}$ ) possuem baixa mobilidade pela membrana celular e curto tempo de meia-vida, o que implica em elevada capacidade de reação e especificidade de sinalização destas EROs. Por outro lado, o peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), uma espécie não radical, possui habilidade de cruzar membranas celulares e maior tempo de meia-vida, o que possibilita agir como molécula sinalizadora do estresse oxidativo (Blokina; Fagerstedt, 2010).

Como resultado do déficit hídrico em plantas de milho e sorgo pode-se observar a maior ocorrência de danos celulares, principalmente às membranas, que podem ser medidos pelo aumento na peroxidação lipídica e oxidação lipídica e proteica (Anjum et al., 2017; Nxele et al., 2017). Os danos causados aos componentes celulares podem levar à morte celular programada e, dependendo de sua extensão, podem levar ao menor crescimento e redução da produção vegetal.

Considerando-se os prejuízos causados pelas EROs, há necessidade de um sistema antioxidante composto por enzimas, tais como dismutase do superóxido (SOD), peroxidase do ascorbato (APX), catalase (CAT), redutase do dehidroascorbato (DHAR), redutase do monodehidroascorbato (MDHAR) e redutase da glutathiona (GR) e por antioxidantes não enzimáticos, como ascorbato, glutathiona, tocoferol e açúcares. A formação de espécies altamente tóxicas é prevenida pela elevada expressão de antioxidantes enzimáticos ou não enzimáticos, que neutralizam as EROS e evitam processos como peroxidação de lipídeos e oxidação de proteínas e açúcares (Sharma et al., 2012).

A SOD é a primeira enzima do sistema antioxidante, já que realiza a dismutação dos íons superóxido, formando  $H_2O_2$ , que será metabolizado por enzimas denominadas peroxidases (APX e CAT). A CAT catalisa a dismutação do  $H_2O_2$  em água e oxigênio molecular. A APX transforma  $H_2O_2$  em água na presença de um cofator enzimático, que é o ascorbato. Com isso, APX é a principal enzima do ciclo ascorbato-glutathiona, em que para a regeneração do ascorbato há a atividade de enzimas como a DHAR, MDHAR e GR (Gill; Tuteja, 2010). A ação combinada dessas enzimas permite a conversão de  $O_2^{\cdot-}$  e de  $H_2O_2$ , prejudiciais à célula, em água e oxigênio molecular ( $O_2$ ), prevenindo a geração de OH-.

A atuação do sistema antioxidante é muito importante na defesa vegetal contra o excesso de EROs produzidas em condições de déficit hídrico. De modo geral, observa-se uma resposta variada do sistema antioxidante de plantas de milho e sorgo sob déficit hídrico. A resposta das enzimas antioxidantes nas plantas está diretamente relacionada com a tolerância e a capacidade de neutralização de EROs sob estresse. Existem casos em que o aumento na produção de EROs é acompanhado pelo

aumento na atividade das enzimas antioxidantes e neutralização dessas espécies (Anjum et al., 2017), mas há aqueles casos em que a atividade do sistema antioxidante não é aumentada ou simplesmente não é suficiente para neutralizar a grande quantidade de espécies reativas geradas, ocorrendo danos celulares (Nxele et al., 2017).

O balanço entre a geração e a neutralização das espécies reativas é muito importante para tolerância vegetal à restrição hídrica. O aumento da atividade das enzimas antioxidantes é considerado por diferentes autores como um fator fundamental para a tolerância ao déficit hídrico, uma vez que as cultivares mais tolerantes à seca apresentam maior atividade das enzimas antioxidantes e, conseqüentemente, menos danos celulares, culminando com menores perdas à produtividade (Anjum et al., 2016, 2017). Por outro lado, nas cultivares sensíveis, ainda que haja aumento na atividade das enzimas antioxidantes, este não é suficiente para prevenir os danos celulares e, muitas vezes, culmina com maior redução do crescimento e da produção do que nas cultivares tolerantes (Anjum et al., 2016). Além disso, a maior atividade das enzimas antioxidantes (CAT, POX, APX, GR) nos meristemas foliares contribui para a manutenção do crescimento de folhas de milho sob déficit hídrico (Avramova et al., 2017).

Aliados ao sistema enzimático estão os antioxidantes não enzimáticos, tais como ácido ascórbico, tocoferol, glutatona e compostos fenólicos. O ácido ascórbico funciona como doador de elétrons em diversas reações enzimáticas e não enzimáticas, além de possuir outras funções nas células. O tocoferol é um antioxidante relacionado diretamente à proteção das membranas celulares, apresentando também outras funções

que não antioxidantes. Os compostos fenólicos são compostos secundários amplamente presentes em plantas e com estrutura química favorável para sequestrar radicais livres (Blokhina et al., 2003).

Os açúcares tiveram sua função antioxidante elucidada nos últimos anos (Keunen et al., 2013; Van Den Ende; El-Esawe, 2013). Açúcares solúveis, tais como dissacarídeos (sacarose), oligossacarídeos da classe rafinósica e frutanos são os principais açúcares com função antioxidante (Keunen et al., 2013). Esses carboidratos têm seus níveis elevados em casos de estresse e estão intimamente ligados à manutenção da homeostase celular pelo controle das EROs geradas, principalmente radicais hidroxila (Coueé et al., 2006). Desta maneira, o acúmulo de açúcares solúveis está relacionado ao aumento da tolerância a diferentes estresses abióticos (Keunen et al., 2013).

Plantas de milho e de sorgo provenientes de cultivares mais tolerantes ao déficit hídrico apresentam aumento na produção de ascorbato, glutatona, açúcares solúveis totais e compostos fenólicos que permitem a elas a melhor manutenção do metabolismo e maior produção nessas condições de estresse (Lavinsky et al., 2015; Anjum et al., 2017).

Além da manutenção da homeostase celular pelo sistema antioxidante, em condições de déficit hídrico há também a produção de solutos orgânicos osmoticamente ativos tais como prolina, glicina betaína e açúcares solúveis, que atuam no ajustamento osmótico e têm sido relacionados à maior produtividade em plantas que estão sob seca (Blum, 2017). A prolina atua na redução do potencial hídrico celular, permitindo a entrada de água para este meio. Além disso, a prolina pode ser

relacionada à proteção de compostos celulares (principalmente proteínas) contra a desidratação e também à atuação como antioxidante, que atua combatendo as EROs (Burritt, 2012). Nesse sentido, a produção desses compostos osmoticamente ativos em plantas sob déficit hídrico está relacionada à manutenção do turgor celular, evitação da perda de água e proteção dos compostos celulares.

Em plantas de milho e de sorgo, a produção de osmólitos compatíveis como a prolina, glicina betaína e os açúcares estão relacionados à manutenção do status hídrico das plantas. As plantas mais tolerantes tendem a produzir maior quantidade destes compostos e, conseqüentemente, apresentam menores variações no potencial hídrico quando submetidas ao déficit hídrico (Anjum et al., 2016; Devnarain et al., 2016; Anjum et al., 2017). A redução do potencial osmótico (acúmulo de prolina e trealose) na zona de crescimento nas raízes de milho está relacionada à atenuação da redução do crescimento radicular e manutenção do turgor celular (Velázquez-Márquez et al., 2015).

Em sorgo, plantas de genótipos com característica “Stay green” apresentam especificamente maior expressão de genes relacionados à síntese de prolina, o que demonstra a importância desse osmólito também na tolerância à seca (Johnson et al., 2015). A produção de osmólitos compatíveis possui uma relação direta com a tolerância de plantas ao déficit hídrico (Nxele et al., 2017). Verificou-se também uma relação entre a redução nas proteínas relacionadas ao PSII e Rubisco e a síntese de prolina e glicina-betaína, de modo que todo o nitrogênio liberado pela quebra das proteínas seja utilizado visando o aumento da tolerância de plantas de sorgo ao déficit hídrico (Ogbaga et al., 2014). Além disso, a maior concentração de açúcares solúveis em folhas

permite a manutenção da transpiração e da fotossíntese até mesmo em condições de seca extrema em cultivares tolerantes (Ogbaga et al., 2014).

Em resposta ao déficit hídrico, as plantas também aumentam a produção de proteínas denominadas LEA (late embryogenesis abundant), que se acumulam em tecidos sob desidratação. Dentre as LEA estão as deidrinas (DHN), que são proteínas altamente hidrofílicas e que estão relacionadas à tolerância a estresses ambientais. Nesse sentido, a expressão de genes DHN em plantas de sorgo foi considerado um importante marcador a ser utilizado no processo de seleção para tolerância ao déficit hídrico (Fracasso et al., 2016). As plantas mais tolerantes de linhagens de diferentes procedências apresentaram maior expressão desse gene, que foi associada à maior expressão de outros genes mais específicos, tais como NADP-málica, anidrase carbônica (CA) e proteína intrínseca da membrana plasmática (PIP2-5).

Em plântulas de milho existe uma certa sequência dos eventos de resposta à restrição hídrica: primeiramente, aos cinco dias, a alteração nos carboidratos e na prolina mostrou a importância do ajustamento osmótico e dos antioxidantes para manter a fotossíntese das plântulas. Aos sete dias, o aumento na atuação do sistema antioxidante, inclusive com aumento na atividade de APX, mostrou a importância dos antioxidantes como mecanismo de defesa em resposta ao agravamento do déficit hídrico foliar, prevenindo o estresse oxidativo (Nikolaeva et al., 2015). Com relação à intensificação do estresse, verificou-se que houve alteração progressiva no metabolismo de carboidratos, com redução na quantidade de amido e aumento na quantidade de AR e sacarose. Também foi observado um aumento progressivo na quantidade de prolina produzida em resposta à intensificação

do estresse por seca. Apesar da maior quantidade de açúcares e de prolina, a intensificação do estresse levou a um aumento na peroxidação lipídica na maior severidade do estresse (Nikolaeva et al., 2017).

Quando o estresse foi aplicado no estágio pré-florescimento, os tratamentos de seca alteraram a programação normal do metabolismo durante o desenvolvimento do grão de milho, resultando em produção de EROs. As maiores alterações metabólicas foram observadas nos ciclos da ureia e da glutatona, metabolismo de carboidratos e lipídeos visando proteção osmótica e antioxidante (Yang et al., 2018).

Em plantas de sorgo, a seca progressiva reduziu significativamente o crescimento e o desenvolvimento das plantas pela modulação diferenciada de várias respostas bioquímicas. Observou-se uma relação direta entre os danos celulares e o estresse oxidativo, assim como a tolerância ao estresse e o acúmulo de osmólitos osmoticamente ativos (Nxele et al., 2017).

O déficit hídrico também possui efeitos sobre o metabolismo do carbono e do nitrogênio em plantas de milho. O déficit hídrico no pós-embonecamento no milho altera o particionamento de nitrogênio na planta como um todo, sendo que o aumento na expressão dos genes que codificam para glutamina sintetase (GS) e asparagina sintetase (AS) nas folhas mostra a elevada remobilização de N sob seca (Li et al., 2016). Em sorgo, a senescência foliar induzida pelo déficit hídrico foi marcada por sintomas de decréscimo na fotossíntese, eficiência fotoquímica do fotossistema II, conteúdo de clorofila e expressão diferencial dos genes marcadores de senescência. Também foi observado um aumento na relação carbono: nitrogênio ao longo do

tratamento de seca. O balanço carbono: nitrogênio está envolvido na regulação da senescência foliar induzida pela seca (Chen et al., 2015).

## **Sensoriamento remoto na fenotipagem de milho e sorgo para a tolerância ao déficit hídrico**

Nesses últimos anos, a ferramenta mais utilizada para HTP tem sido baseada em análises ópticas não destrutivas de características vegetais (propriedades espectrais da folha ou do dossel), principalmente com o uso de imagens obtidas por sensoriamento remoto (Araus et al., 2018). Com essas técnicas tem se conseguido a avaliação de diversos parâmetros ou índices ao nível das moléculas, das organelas, das células e de indivíduo. Assim, com esse tipo de fenotipagem moderna, consegue-se uma infinidade de dados e análises, sem destruir as plantas e em pouco tempo (Araus; Cairns, 2014; Araus et al., 2018).

O sensoriamento remoto se caracteriza aqui pela coleta de informações das plantas (folhas ou dossel) e de diversas funções, sem que haja contato físico com os alvos de interesse (Florenzano, 2007; Meneses; Almeida, 2012). O sensoriamento remoto possui grande vantagem por permitir análises não destrutivas, rápidas e integração em grande escala da parte aérea das plantas com o rendimento das culturas. As metodologias mais utilizadas baseiam-se na utilização da radiação refletida nas regiões espectrais captadas na região da radiação visível (400-700 nm), do infravermelho próximo (800-2500 nm) e, também, do infravermelho longo (8-15  $\mu\text{m}$ ) (Araus; Cairns, 2014; Sousa et al., 2017).

Na fenotipagem por dispositivos de sensoriamento remoto baseados em propriedades espectrais pode-se utilizar “sensores” para medidas realizadas em plataforma de solo, ou pode-se utilizar imagens de câmeras que são implantadas em plataformas aéreas ou plataformas de solo (Araus; Cairns, 2014).

Os sensores possuem uma desvantagem em relação às imagens, uma vez que não realizam medições de diferentes parcelas simultaneamente e, por isso, são mais embarcados em sistemas como veículos/máquinas de fenotipagem ou “Phenomobiles” (Singh et al., 2016) ou são utilizados em pistolas ou espectrorradiômetros portáteis (“sensores/equipamentos de mão”). Existem trabalhos com milho e sorgo que já utilizaram estes tipos de sensores em fenotipagem para tolerância ao déficit hídrico (Lu et al., 2011; Sahoo et al., 2015). Essas medidas feitas pelos sensores portáteis são metodologias ditas “proximais”, pois apesar de estar como sensores remotos, os dados são obtidos próximos a cultura (Araus; Cairns, 2014; Araus et al., 2018).

Os espectrorradiômetros são mais utilizados nas faixas do visível (VIS: 400 a 700 nm) e do infravermelho próximo (NIR:700 a 1.000 nm), mas também existem aqueles que trabalham na faixa multiespectral ou hiperespectral (350 a 2.500 nm) e sensores térmicos (ondas longas de infravermelho) (LWIR: acima de 2.500 nm). As câmeras também são dispositivos de imagens que incluem faixas do visível (imagens RGB), infravermelho, multiespectral ou hiperespectral, fluorescência e térmicas (Fahlgren et al., 2015; Araus et al., 2018). Trabalhos com milho e sorgo também têm utilizado imagens de câmeras para a fenotipagem ao déficit hídrico (Araus et al., 2012; Daumard et al., 2012; Zia et al., 2013; Gracia-Romero et al., 2017; Potgieter et al., 2017).

De forma resumida, essas faixas do espectro levam a diversos índices de vegetação (IV) e análises como (a) imagens RGB: taxa de crescimento, altura das plantas, biomassa; (b) fluorescência: fluorescência e geração de calor pelas clorofilas; (c) imagens e sensores multiespectrais/hiperespectrais: clorofila a, clorofila b, carotenoides, proporção de pigmentos, antocianinas e índices derivados como NDVI (Normalized Difference Vegetation Index), NWI (Normalized Water Index) e NDMI (Normalized Difference Moisture Index), SWWI (Normalized Difference Moisture Index), PRI (Photochemical Reflectance Index); (d) térmicas: temperatura da folha ou do dossel e parâmetros derivados CTD (canopy temperature depression), CWSI (Crop Water Stress Index); estado hídrico da planta; grau de estresse hídrico; condutância estomática, abertura estomática; taxa de transpiração (Araus et al., 2012; Zia et al., 2013; Fahlgren et al., 2015; Sousa et al., 2017; Souza, 2017; El-Hendawy et al., 2017; Gracia-Romero et al., 2017; Potgieter et al., 2017; Xue; Su, 2017).

Com relação a possibilidades de plataformas aéreas na aquisição de dados e imagens para a fenotipagem de milho e sorgo, têm-se destacados os Veículos aéreos não tripulados (VANT em português e UAV em inglês) ou popularmente conhecidos como DRONES (Zaman-Allah et al., 2015; Duan et al., 2017; Gracia-Romero et al., 2017; Potgieter et al., 2017). O sucesso dos VANTs no sensoriamento remoto se deve principalmente à coleta de dados com alta precisão em curto espaço de tempo, atributos estes que os tornaram vantajosos em relação aos satélites orbitais (Rango et al., 2009; Silva et al., 2014). Outras vantagens são: (a) obtenção de imagens em escala milimétrica, (b) a insensibilidade ao efeito das nuvens, (c) o potencial na geração dos modelos 3D, (d) a facilidade de acesso a regiões difíceis, (e) e ainda contar com o baixo custo operacional e de obtenção de imagens, que são

benefícios que dinamizaram os estudos de fenotipagem (Araus; Cairns, 2014; Zaman-Allah et al., 2015). No cenário nacional e internacional, os VANTs são cada vez mais utilizados nos estudos de fenotipagem (Jorge; Inamasu, 2014; Kefauver et al., 2017; Gracia-Romero et al., 2017).

## **A análise morfofisiológica na reidratação/ recuperação (Rewatering) em plantas de milho e sorgo sob déficit hídrico**

As análises morfofisiológicas em milho e sorgo tem tido mais atenção nos períodos de déficit hídrico, contudo avaliações na reidratação (“rewatering” em inglês) têm mostrado resultados interessantes entre genótipos contrastantes ao estresse hídrico. Genótipos de milho e sorgo tolerantes ao déficit hídrico tendem a restabelecer suas características morfofisiológicas após a reidratação a valores próximos aos tratamentos que não tiveram estresse. Quanto mais rápida é esta recuperação hídrica e morfofisiológica menos impactos são evidenciados na produtividade (Souza et al., 2013b; Zegada-Lizarazu; Monti, 2013; Souza et al., 2014; Song et al., 2018).

Plantas de milho de diferentes linhagens apresentaram graus diferenciados de alteração no perfil metabólico durante o déficit hídrico, principalmente em compostos das classes dos ácidos orgânicos, aminoácidos e açúcares cujas alterações foram revertidas em diferentes níveis após reirrigação. Na reirrigação, as vias metabólicas com diferentes importâncias relativas, tais como produção de energia, proteção osmótica e regulação da sinalização retornaram ao status normal em taxas diferentes durante a recuperação do estresse (Sun et al., 2016).

## Considerações finais

A fenotipagem para tolerância ao déficit hídrico vem ganhando destaque quando se pensa em aspectos morfofisiológicos principalmente pelo avanço das tecnologias na pesquisa. No entanto, o efeito do déficit hídrico no milho e sorgo dependerá de sua intensidade, duração e da época em que ele ocorre. Além disso, há a necessidade de ressaltar que em condições de campo, por causa de uma interação de vários fatores de estresse, têm-se muitas reações de estresse pelas plantas simultaneamente caracterizando uma síndrome. Pensando na condição de safrinha, por exemplo, a interação de estresses ou os eventos de estresse são múltiplos (frio, calor, déficit hídrico) e as respostas morfofisiológicas do milho e do sorgo podem ser totalmente diferentes do que em condições de apenas um estresse. Dessa forma, não podemos tentar simplificar eventos tão complexos que ocorrem nas plantas de milho e sorgo sob déficit hídrico.

## Referências

ACOMPANHAMENTO DA SAFRA BRASILEIRA [DE] GRÃOS: oitavo levantamento. Brasília, DF: Conab, maio 2018. Disponível em: <<http://www.conab.gov.br>>. Acesso em: 16 maio 2018.

ANJUM, S. A.; TANVEER, M.; ASHRAF, U.; HUSSAIN, S.; SHAHZAD, B.; KHAN, I.; WANG, L. Effect of progressive drought stress on growth, leaf gas exchange, and antioxidant production in two maize cultivars. **Environmental Science and Pollution Research**, Cham, v. 23, p. 17132-17141, 2016.

ANJUM, S. A.; ASHRAF, U.; TANVEER, M.; KHAN, I.; HUSSAIN, S.; SHAHZAD, B.; ZOHAIB, A.; ABBAS, F.; SALEEM, M. F.; ALI,

I.; WANG, L. C. Drought induced changes in growth, osmolyte accumulation and antioxidant metabolism of three maize hybrids. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 1-12, 2017.

ARAUS, J. L.; SLAFER, G. A.; ROYO, C.; SERRET, M. D. Breeding for yield potential and stress adaptation in cereals. **Critical Reviews in Plant Science**, Philadelphia, v. 27, p. 377-412, 2008.

ARAUS, J. L.; KEFAUVER, S. C.; ZAMAN-ALLAH, M.; OLSEN, M. S.; CAIRNS, J. E. Translating high-throughput phenotyping into genetic gain. **Trends in Plant Science**, London, v. 23, p. 451-466, 2018.

ARAUS, J. L.; SÁNCHEZ, C.; CABRERA-BOSQUET, L. Is heterosis in maize mediated through better water use? **New Phytologist**, Hoboken, v. 187, p. 392-406, 2010.

ARAUS, J. L.; SERRET, M. D.; EDMEADES, G. Phenotyping maize for adaptation to drought. **Frontiers in Physiology**, Lausanne, v. 3, p. 305, 2012.

ARAUS, J. L.; SERRET, M. D.; EDMEADES, G. O. Phenotyping maize for adaptation to drought. In: MONNEVEUX, P.; RIBAUT, J. M. (Ed.). **Drought phenotyping in crops: from theory to practice**. Texcoco: CGIAR Generation Challenge Programme, 2011. p. 263-283.

ARAUS, J. L.; CAIRNS, J. E. Field high-throughput phenotyping: the new crop breeding frontier. **Trends in Plant Science**, London, v. 19, p. 52-61, 2014.

ARAUS, J. L.; CABRERA-BOSQUET, L.; SERRET, M. D.; BORT, J.; NIETO-TALADRIZ, M. T. Comparative performance of  $\delta^{13}\text{C}$ ,  $\delta^{18}\text{O}$  and  $\delta^{15}\text{N}$  for phenotyping durum wheat adaptation to a dryland environment. **Functional Plant Biology**, Clayton, v. 40, p. 595-608, 2013.

ASSEFA, Y.; STAGGENBORG, S. A. Phenotypic changes in grain sorghum over the last five decades. **Journal of Agronomy and Crop Science**, Hoboken, v.197, p. 249-257, 2011.

ASSEFA, Y.; STAGGENBORG, S. A.; PRASAD, V. P. Grain sorghum water requirement and responses to drought stress: a review. **Crop Management**, Madison, v. 9, p. 1-11, 2010.

AVILA, R.; MAGALHAES, P. C.; ALVARENGA, A. A. de; LAVINSKY, A. D. O.; CAMPOS, C. N.; SOUZA, T. C. de; GOMES JÚNIOR, C. C. Drought-tolerant maize genotypes invest in root system and maintain high harvest index during water stress. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 15, p. 450-460, 2017.

AVRAMOVA, V.; ABDELGAWAD, H.; VASILEVA, I.; PETROVA, A. S.; HOLEK, A.; MARIËN, J.; ASARD, H.; BEEMSTER, G. T. High antioxidant activity facilitates maintenance of cell division in leaves of drought tolerant maize hybrids. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 84, 2017.

AVRAMOVA, V.; ABDELGAWAD, H.; ZHANG, Z.; FOTSCHKI, B.; CASADEVALL, R.; VERGAUWEN, L.; KNAPEN, D.; TALEISNIK, E.; GUISEZ, Y.; ASARD, H.; BEEMSTER, G. T. S. Drought induces distinct growth response, protection and recovery mechanisms in the maize leaf growth zone. **Plant Physiology**, Rockville, v. 169, n. 2, p. 1382-1396, 2015.

BAZINGER, M.; EDMEADES, G. O.; BECK, D.; BELLON, M. **Breeding for drought and nitrogen stress tolerance in maize: from theory to practice.** Mexico: CIMMYT, 2000. 68 p.

BLOKHINA, O.; FAGERSTEDT, K. V. Oxidative metabolism, ROS and NO under oxygen deprivation. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, p. 359-373, 2010.

BLOKHINA, O.; VIROLAINEN, E.; FAGERSTEDT, K. V. Antioxidants, oxidative damage and oxygen deprivation stress: a review. **Annals of Botany**, Oxford, v. 91, p. 179-194, 2003.

BLUM, A. Osmotic adjustment is a prime drought stress adaptive engine in support of plant production. **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 40, p. 4-10, 2017.

BLUM, A. Effective use of water (EUW) and not water-use efficiency (WUE) is the target of crop yield improvement under drought stress. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 112, p.119-123, 2009.

BOADLE, A. **Agricultura e agronegócio no Brasil contribuíram com 23,5% do PIB em 2017, estima CNA.** 2017. Disponível em: <<https://extra.globo.com/noticias/economia/agricultura-agronegocio-no-brasil-contribuiram-com-235-do-pib-em-2017-estima-cna-22151398.html>>. Acesso em: 17 maio 2018.

BORRELL, A. K.; MULLET, J. E.; GEORGE-JAEGGLI, B.; VAN OOSTEROM, E. J.; HAMMER, G. L.; KLEIN, P. E.; JORDAN, D. R. Drought adaptation of stay-green sorghum is associated with canopy development, leaf anatomy, root growth, and water

uptake. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 65, p. 6251-6263, 2014.

BRESTIC, M.; ZIVCAK, M. PSII fluorescence techniques for measurement of drought and high temperature stress signal in crop plants: protocols and applications. In: ROUT, G. R.; DAS, A. B. (Ed.). **Molecular stress physiology of plants** Berlin: Springer, 2013. p. 87-131.

BURRITT, D. J. Proline and the cryopreservation of plant tissues: functions and practical applications, current frontiers in cryopreservation. **InTech**, London, p. 415-426, 2012.

CABRERA-BOSQUET, L.; CROSSA, J.; VON ZITZEWITZ, J.; SERRET, M. D.; ARAUS, J. L. High-throughput phenotyping and genomic selection: the frontiers of crop breeding converge F. **Journal of Integrative Plant Biology**, Hoboken, v. 54, p. 312-320, 2012.

CARVALHO, R. C.; CUNHA, A.; SILVA, J. M. Photosynthesis by six Portuguese maize during drought stress and recovery. **Acta Physiologiae Plantarum**, Heidelberg, v. 33, p. 359-374, 2011.

CHEN, D.; WANG, S.; XIONG, B.; CAO, B.; DENG, X. Carbon/nitrogen imbalance associated with drought-induced leaf senescence in *Sorghum bicolor*. **PloS One**, San Francisco, v. 10, e0137026, 2015.

COUÉÉ, I.; SULMON, C.; GOUESBET, G.; EL AMRANI, A. Involvement of soluble sugars in reactive oxygen species balance and responses to oxidative stress in plants. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 57, p. 449-459, 2006.

CRAMER, G. R.; URANO, K.; DELROT, S.; PEZZOTTI, M.; SHINOZAKI, K. Effects of abiotic stress on plants: a systems biology perspective. **BMC Plant Biology**, London, v. 11, n. 163, p. 1-14, 2011.

DAUMARD, F.; GOULAS, Y.; CHAMPAGNE, S.; FOURNIER, A.; OUNIS, A.; OLIOSO, A.; MOYA, I. Continuous monitoring of canopy level sun-induced chlorophyll fluorescence during the growth of a sorghum field. **IEEE Transactions on Geoscience and Remote Sensing**, Piscataway, v. 50, p. 4292-4300, 2012.

DEERY, D. M.; REBETZKE, G. J.; JIMENEZ-BERNI, J. A.; JAMES, R. A.; CONDON, A. G.; BOVILL, W. D.; HUTCHINSON, P.; SCARROW, J.; DAVY, R.; FURBANK, R. T. Methodology for high-throughput field phenotyping of canopy temperature using airborne thermography. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 7, p. 1808, 2016.

DEVNARAIN, N.; CRAMPTON, B. G.; CHIKWAMBA, R.; BECKER, J. V.; O'KENNEDY, M. M. Physiological responses of selected African sorghum landraces to progressive water stress and re-watering. **South African Journal of Botany**, Amsterdam, v. 103, p. 61-69, 2016.

DHONDT, S.; WUYTS, N.; INZÉ, D. Cell to whole-plant phenotyping: the best is yet to come. **Trends in Plant Science**, London, v. 18, p. 428-439, 2013.

DÍAZ, A. S.; AGUIAR, G. M.; PEREIRA, M. P.; CASTRO, E. M. de; MAGALHÃES, P. C.; PEREIRA, F. J. Aerenchyma development in different root zones of maize genotypes under water limitation

and different phosphorus nutrition. **Biologia Plantarum**, Praha, v. 62, p. 561-568, 2018.

DING, L.; WANG, K. J.; JIANG, G. M.; LIU, M. Z.; NIU, S. L.; GAO, L. M. Post-anthesis changes in photosynthetic traits of maize hybrids released in different years. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 93, p. 108-115, 2005.

DUAN, T.; ZHENG, B.; GUO, W.; NINOMIYA, S.; GUO, Y.; CHAPMAN, S. C. Comparison of ground cover estimates from experiment plots in cotton, sorghum and sugarcane based on images and ortho-mosaics captured by UAV. **Functional Plant Biology**, Clayton, v. 44, p. 169-183, 2017.

DWIVEDI, N.; SINGH, K.; NAUTIYAL, P. C.; GOEL, S.; ROSIN, K. G. Differential response of antioxidant enzymes to water deficit stress in maize (*Zea mays*) hybrids during two leaf stage. **Indian Journal of Agricultural Sciences**, Nova Delhi, v. 86, p. 732-737, 2016.

EL-HENDAWY, S. E.; HASSAN, W. M.; AL-SUHAIBANI, N. A.; SCHMIDHALTER, U. Spectral assessment of drought tolerance indices and grain yield in advanced spring wheat lines grown under full and limited water irrigation. **Agricultural Water Management**, Amsterdam, v. 182, p. 1-12, 2017.

ENSTONE, D. E.; PETERSON, C. A.; MA, F. Root endodermis and exodermis: structure, function, and responses to the environment. **Journal of Plant Growth Regulation**, New York, v. 21, p. 335-351, 2003.

ENTRINGER, G. **Linhagem de milho com enrolamento permanente da folha**: características anatômicas e controle genético. 2011. 65 f. Tese (Doutorado em Genética e Melhoramento de Plantas) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2011.

FAHLGREN, N.; GEHAN, M. A.; BAXTER, I. Lights, camera, action: high-throughput plant phenotyping is ready for a close-up. **Current Opinion in Plant Biology**, London, v. 24, p. 93-99, 2015.

FAROOQ, M.; WAHID, A.; KOBAYASHI, N.; FUJITA, D.; BASRA, S. M. A. Plant drought stress: effects, mechanisms and management. In: LICHTFOUSE, E.; NAVARRETE, M.; DEBAEKE, P.; VÉRONIQUE, S.; ALBEROLA, C. **Sustainable agriculture**. Dordrecht: Springer, 2009. p. 153-188.

FRACASSO, A.; TRINDADE, L.; AMADUCCI, S. Drought tolerance strategies highlighted by two Sorghum bicolor races in a dry-down experiment. **Journal of Plant Physiology**, Jena, v. 190, p. 1-14, 2016.

FLORENZANO, T. G. **Iniciação em sensoriamento remoto**. 2. ed. São Paulo: Oficina de Texto, 2007.

GHANEM, M. E.; MARROU, H.; SINCLAIR, T. R. Physiological phenotyping of plants for crop improvement. **Trends in Plant Science**, London, v. 20, p. 139-144, 2015.

GILL, S. S.; TUTEJA, N. Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 48, p. 909-930, 2010.

GRACIA-ROMERO, A.; KEFAUVER, S. C.; VERGARA-DÍAZ, O.; ZAMAN-ALLAH, M. A.; PRASANNA, B. M.; CAIRNS, J. E.; ARAUS, J. L. Comparative performance of ground vs. aerially assessed RGB and multispectral indices for early-growth evaluation of maize performance under phosphorus fertilization. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 2004, 2017.

GUO, Y. Y.; TIAN, S. S.; LIU, S. S.; WANG, W. Q.; SUI, N. Energy dissipation and antioxidant enzyme system protect photosystem II of sweet sorghum under drought stress. **Photosynthetica**, Dordrecht, v. 56, p. 861-872, 2018.

HASAN, S. A.; RABEI, S. H.; NADA, R. M.; ABOGADALLAH, G. M. Water use efficiency in the drought-stressed sorghum and maize in relation to expression of aquaporin genes. **Biologia Plantarum**, Praha, v. 61, p. 127-137, 2017.

HENDERSON, S.; VON CAEMMERER, S.; FARQUHAR, G. D.; WADE, L.; HAMMER, G. Correlation between carbon isotope discrimination and transpiration efficiency in lines of the C<sub>4</sub> species *Sorghum bicolor* in the glasshouse and the field. **Functional Plant Biology**, Victoria, v. 25, p. 111-123, 1998.

HUND, A.; RUTA, N.; LIEDEGENS, M. Rooting depth and water use efficiency of tropical maize inbred lines, differing in drought tolerance. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 318, p. 311-325, 2009.

JOHNSON, S. M.; CUMMINS, I.; LIM, F. L.; SLABAS, A. R.; KNIGHT, M. R. Transcriptomic analysis comparing stay-green and senescent *Sorghum bicolor* lines identifies a role for proline biosynthesis in the stay-green trait. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 66, p. 7061-7073, 2015.

JONES, H. G.; SERRAJ, R.; LOVEYS, B. R.; XIONG, L.; WHEATON, A.; PRICE, A. Thermal infrared imaging of crop canopies for the remote diagnosis and quantification of plant responses to water stress in the field. **Functional Plant Biology**, Clayton, v. 36, p. 978-989, 2009.

JORGE, L. A. de C.; INAMASU, R. Y. Uso de veículos aéreos não tripulados (VANT) em agricultura de precisão. In: BERNARDI, A. C. de C.; NAIME, J. de M.; RESENDE, A. V. de; BASSOI, L. H.; INAMASU, R. Y. (Ed.). **Agricultura de precisão: resultados de um novo olhar**. Brasília, DF: Embrapa, 2014. p. 109-134.

KALDENHOFF, R. Aquaporins and plant water balance. **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 31, p. 658-666, 2008.

KALEFETOĞLU, M. T.; EKMEKÇI, Y. Alterations in photochemical and physiological activities of chickpea (*Cicer arietinum* L.) cultivars under drought stress. **Journal of Agronomy and Crop Science**, Hoboken, v. 195, p. 335-346, 2009.

KEFAUVER, S. C.; VICENTE, R.; VERGARA-DÍAZ, O.; FERNANDEZ-GALLEGO, J. A.; KERFAL, S.; LOPEZ, A.; MELICAR, J. P. E.; MOLINS, M. D. S.; ARAUS, J. L. Comparative UAV and field phenotyping to assess yield and nitrogen use efficiency in hybrid and conventional barley. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, p. 1733, 2017.

KEUNEN, E. L. S.; PESHEV, D.; VANGRONSVELD, J.; VAN DEN ENDE, W. I. M.; CUYPERS, A. N. N. Plant sugars are crucial players in the oxidative challenge during abiotic stress: extending the traditional concept. **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 36, p. 1242-1255, 2013.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: RiMa, 2000. 529 p.

LAVINSKY, A. O.; MAGALHÃES, P. C.; ÁVILA, R. G.; DINIZ, M. M.; SOUZA, T. C. de. Partitioning between primary and secondary metabolism of carbon allocated to roots in four maize genotypes under water deficit and its effects on productivity. **The Crop Journal**, Amsterdam, v. 3, p. 379-386, 2015.

LI, Y.; WANG, M.; ZHANG, F.; XU, Y.; CHEN, X.; QIN, X.; WEN, X. Effect of post-silking drought on nitrogen partitioning and gene expression patterns of glutamine synthetase and asparagine synthetase in two maize (*Zea mays* L.) varieties. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 102, p. 62-69, 2016.

LI, Y.; SPERRY, J. S.; SHAO, M. Hydraulic conductance and vulnerability to cavitation in corn (*Zea mays* L.) hybrids of differing drought resistance. **Environmental and Experimental Botany**, Oxford, v. 66, p. 341-346, 2009.

LONG, S. P.; ZHU, X.-C.; NAIDU, S. L.; ORT, D. R. Can improvement in photosynthesis increase crop yields? **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 29, p. 315-330, 2006.

LOPES, M. S.; ARAUS, J. L.; VAN HEERDEN, P. D. R.; FOYER, C. H. Enhancing drought tolerance in C4 crops. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 62, p. 3135-3153, 2011.

LOPES, M. S.; REBETZKE, G. J.; REYNOLDS, M. Integration of phenotyping and genetic platforms for a better understanding of wheat performance under drought. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 65, p. 6167-6177, 2014.

LU, Y.; HAO, Z.; XIE, C.; CROSSA, J.; ARAUS, J. L.; GAO, S.; VIVEK, B. S.; MOGOROKOSHO, C.; MUGO, S.; MAKUMBI, D.; TABA, S.; PAN, G.; LI, X.; RONG, T.; ZHANG, S.; XU, Y. Large-scale screening for maize drought resistance using multiple selection criteria evaluated under water-stressed and well-watered environments. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 124, p. 37-45, 2011.

LU, Z.; NEUMANN, P. M. Water-stressed maize, barley and rice seedlings show species diversity in mechanisms of leaf growth inhibition. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 49, p. 1945-1952, 1998.

MAGALHÃES, P. C.; SOUZA, T. C. de; ALBUQUERQUE, P. E. P. de; KARAM, D.; MAGALHÃES, M. M.; CANTÃO, F. R. D. O. Caracterização ecofisiológica de linhagens de milho submetidas a baixa disponibilidade hídrica durante o florescimento. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v. 8, p. 223-232, 2009.

MAGALHAES, P. C.; SOUZA, T. C. de; MAY, A.; LIMA FILHO, O. F. de; SANTOS, F. C. dos; MOREIRA, J. A. A.; LEITE, C. E. do P.; ALBUQUERQUE, C. J. B.; FREITAS, R. S. de. Exigências edafoclimáticas e fisiologia da produção. In: BORÉM, A.; PIMENTEL, L. D.; PARRELLA, R. A. da C. (Ed.). **Sorgo**: do plantio à colheita. Viçosa, MG: UFV, 2014. cap. 3, p. 58-88.

MAGALHÃES, P. C.; SOUZA, T. C. de; LAVINSKY, A. O.; ALBUQUERQUE, P. E. P. de; OLIVEIRA, L. L. de; CASTRO, E. M. de. Phenotypic plasticity of root system and shoots of '*Sorghum bicolor*' under different soil water levels during pre-flowering stage. **Australian Journal of Crop Science**, Lismore, v. 10, p. 81-87, 2016.

MASUKA, B.; ARAUS, J. L.; DAS, B.; SONDER, K.; CAIRNS, J. E. Phenotyping for Abiotic Stress Tolerance in Maize F. **Journal of Integrative Plant Biology**, Hoboken, v. 54, p. 238-249, 2012.

MENESES, P. R.; ALMEIDA, T. **Introdução ao processamento de imagens de sensoriamento remoto**. Brasília, DF: Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, 2012. v. 1, 266 p.

MONNEVEUX, P.; SHESHSHAYEE, M. S.; AKHTER, J.; RIBAUT, J. M. Using carbon isotope discrimination to select maize (*Zea mays* L.) inbred lines and hybrids for drought tolerance. **Plant Science**, Limerick, v. 173, p. 390-396, 2007. MUTAVA, R. N.; PRASAD, P. V. V.; TUINSTRA, M. R.; KOFOID, K. D.; YU, J. Characterization of sorghum genotypes for traits related to drought tolerance. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 123, p. 10-18, 2011.

NARAYANAN, S.; AIKEN, R. M.; VARA PRASAD, P. V.; XIN, Z.; YU, J. Water and radiation use efficiencies in sorghum. **Agronomy Journal**, Madison, v. 105, p. 649-656, 2013.

NIKOLAEVA, M. K.; MAEVSKAYA, S. N.; VORONIN, P. Y. Photosynthetic CO<sub>2</sub>/H<sub>2</sub>O gas exchange and dynamics of carbohydrates content in maize leaves under drought. **Russian Journal of Plant Physiology**, New York, v. 64, p. 536-542, 2017.

NIKOLAEVA, M. K.; MAEVSKAYA, S. N.; VORONIN, P. Y. Activities of antioxidant and osmoprotective systems and photosynthetic gas exchange in maize seedlings under drought conditions. **Russian Journal of Plant Physiology**, New York, v. 62, p. 314-321, 2015.

NXELE, X.; KLEIN, A.; NDIMBA, B. K. Drought and salinity stress alters ROS accumulation, water retention, and osmolyte content in sorghum plants. **South African Journal of Botany**, Amsterdam, v. 108, p. 261-266, 2017.

OCHELTREE, T. W.; NIPPERT, J. B.; KIRKHAM, M. B.; PRASAD, P. V. V. Partitioning hydraulic resistance in Sorghum bicolor leaves reveals unique correlations with stomatal conductance during drought. **Functional Plant Biology**, Clayton, v. 41, p. 25-36, 2014.

OGBAGA, C. C.; MILLER, M. A.; JOHNSON, G. N. Fourier transform infrared spectroscopic analysis of maize (*Zea mays*) subjected to progressive drought reveals involvement of lipids, amides and carbohydrates. **African Journal of Biotechnology**, Nairobi, v. 16, p. 1061-1066, 2017.

OGBAGA, C.; STEPIEN, P.; JOHNSON, G. N. Sorghum (*Sorghum bicolor*) varieties adopt strongly contrasting strategies in response to drought. **Physiologia Plantarum**, Hoboken, v. 152, p. 389-401, 2014.

O'NEILL, P. M.; SHANAHAN, J. F.; SCHEPERS, J. S. Use of chlorophyll fluorescence assessments to differentiate corn hybrid response to variable water conditions. **Crop Science**, Madison, v. 46, p. 681-687, 2006.

PEÑA-VALDIVIA, C.; SÁNCHEZ-URDANETA, A.; TREJO, C.; AGUIRRE R, J.; CÁRDENAS, S.; ROOT, E. Anatomy of drought sensitive and tolerant maize (*Zea mays* L.) seedlings under different water potentials. **Cereal Research Communications**, Budapest, v. 33, p. 705-712, 2005.

POTGIETER, A. B.; GEORGE-JAEGGLI, B.; CHAPMAN, S. C.; LAWS, K.; SUÁREZ CADAVID, L. A.; WIXTED, J.; WATSON, J.; ELDRIDGE, M.; JORDAN, D. R.; HAMMER, G. L. Multi-spectral imaging from an unmanned aerial vehicle enables the assessment of seasonal leaf area dynamics of sorghum breeding lines. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 8, n. 1532, p. 1-11, 2017.

PRADO, S. A.; CABRERA BOSQUET, L.; GRAU, A.; COUPEL LEDRU, A.; MILLET, E. J.; WELCKER, C.; TARDIEU, F. Phenomics allows identification of genomic regions affecting maize stomatal conductance with conditional effects of water deficit and evaporative demand. **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 41, p. 314-326, 2017.

RANGO, A.; LALIBERTE, A.; HERRICK, J. E.; WINTERS, C.; HAVSTAD, K.; STEELE, C.; BROWNING, D. Unmanned aerial vehicle-based remote sensing for rangeland assessment, monitoring, and management. **Journal of Applied Remote Sensing**, Bellingham, v. 3, p. 1-15, 2009.

REIS, C. O. **Aplicação de quitosana e seus derivados em híbrido de milho sob déficit hídrico**. 2018. 47 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais) - Universidade Federal de Alfenas, Alfenas, 2018.

SAHOO, R. N.; RAY, S. S.; MANJUNATH, K. R. Hyperspectral remote sensing of agriculture. **Current Science**, Bangalore, v. 108, p. 848-859, 2015.

SÁNCHEZ-BRAGADO, R.; ARAUS, J. L.; SCHEERER, U.; CAIRNS, J. E.; RENNENBERG, H.; FERRIO, J. P. Factors preventing the

performance of oxygen isotope ratios as indicators of grain yield in maize. **Planta**, New York, v. 243, p. 355-368, 2016.

SHARMA, P.; JHA, A. B.; DUBEY, R. S.; PESSARAKLI, M. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. **Journal of Botany**, London, v. 2012, p. 1-26, 2012.

SILVA, E. C.; NOGUEIRA, R. J. M. C.; SILVA, M. A.; ALBUQUERQUE, M. B. Drought stress and plant nutrition. **Plant Stress**, v. 5, p. 32-41, 2011.

SILVA, M. A. D.; SILVA, M. L. N.; CURI, N.; OLIVEIRA, A. H.; AVANZI, J. C.; NORTON, L. D. Water erosion risk prediction in eucalyptus plantations. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 38, p. 160-172, 2014.

SINGH, A.; GANAPATHYSUBRAMANIAN, B.; SINGH, A. K.; SARKAR, S. Machine learning for high-throughput stress phenotyping in plants. **Trends in Plant Science**, London, v. 21, p. 110-124, 2016.

SINGH, M.; KUMAR, J.; SINGH, S.; SINGH, V. P.; PRASAD, S. M. Roles of osmoprotectants in improving salinity and drought tolerance in plants: a review. **Reviews in Environmental Science and BioTechnology**, Dordrecht, v. 14, p. 407- 426, 2015.

SONG, H.; LI, Y.; ZHOU, L.; XU, Z.; ZHOU, G. Maize leaf functional responses to drought episode and rewatering. **Agricultural and Forest Meteorology**, Amsterdam, v. 249, p. 57-70, 2018.

SOUSA, C. A. F.; PAIVA, D. S.; CASARI, R. A. D. C. N.; OLIVEIRA, N. G.; MOLINARI, H. B. C.; KOBAYASHI, A. K.; MAGALHÃES, P. C.; GOMIDE, R. L.; SOUZA, M. T. A procedure for maize genotypes discrimination to drought by chlorophyll fluorescence imaging rapid light curves. **Plant Methods**, London, v. 13, p. 61, 2017.

SOUZA, T. C. Ecofisiologia e suas implicações no manejo cultural do milho safrinha. In: SEMINÁRIO NACIONAL [DE] MILHO SAFRINHA, 14., 2017, Cuiabá. **Construindo sistemas de produção sustentáveis e rentáveis: anais**. Sete Lagoas: Associação Brasileira de Milho e Sorgo, 2017. p. 42-85.

SOUZA, T. C.; MAGALHÃES, P. C.; CASTRO, E. M. D.; DUARTE, V. P.; LAVINSKY, A. O. Corn root morphoanatomy at different development stages and yield under water stress. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 51, n. 4, p. 330-339, 2016.

SOUZA, T. C.; MAGALHÃES, P. C.; CASTRO, E. M. de; CARNEIRO, N. P.; PADILHA, F. A.; JÚNIOR, C. C. G. ABA application to maize hybrids contrasting for drought tolerance: changes in water parameters and in antioxidant enzyme activity. **Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 73, p. 205-217, 2014.

SOUZA, T. C.; CASTRO, E. M. de; MAGALHAES, P. C.; LINO, L. D. O.; ALVES, E. T.; ALBUQUERQUE, P. E. P. de. Morphophysiology, morphoanatomy, and grain yield under field conditions for two maize hybrids with contrasting response to drought stress. **Acta Physiologiae Plantarum**, Heidelberg, v. 35, p. 3201-3211, 2013a.

SOUZA, T. C.; MAGALHÃES, P. C.; CASTRO, E. M. de; ALBUQUERQUE, P. E. P. de; MARABESI, M. A. The influence of ABA on water relation, photosynthesis parameters, and

chlorophyll fluorescence under drought conditions in two maize hybrids with contrasting drought resistance. **Acta Physiologiae Plantarum**, Heidelberg, v. 35, p. 515-527, 2013b.

STOCKER, T. F.; QIN, D.; PLATTNER, G.-K.; TIGNOR, M.; ALLEN, S. K.; BOSCHUNG, J.; NAUELS, A.; XIA, Y.; BEX, V.; MIDGLEY, P. M. (Ed.). **Climate Change 2013: the physical science basis**. Cambridge: Cambridge University Press, 2013. 1535 p. Contribution of Working Group I to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change.

SUN, C.; GAO, X.; CHEN, X.; FU, J.; ZHANG, Y. Metabolic and growth responses of maize to successive drought and re-watering cycles. **Agricultural Water Management**, Amsterdam, v. 172, p. 62-73, 2016.

SUTKA, M. R.; MANZUR, M. E.; VITALI, V. A.; MICHELETTO, S.; AMODEO, G. Evidence for the involvement of hydraulic root or shoot adjustments as mechanisms underlying water deficit tolerance in two Sorghum bicolor genotypes. **Journal of Plant Physiology**, Jena, v. 192, p. 13-20, 2016.

TRACHSEL, S.; KAEPLER, S. M.; BROWN, K. M.; LYNCH, J. P. Shovelomics: high throughput phenotyping of maize (*Zea mays* L.) root architecture in the field. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 341, p. 75-87, 2011.

XUE, J.; SU, B. Significant remote sensing vegetation indices: a review of developments and applications. **Journal of Sensors**, London, v. 2017, p. 1-17, 2017.

ZEGADA-LIZARAZU, W.; MONTI, A. Photosynthetic response of sweet sorghum to drought and re-watering at different growth stages. **Physiologia Plantarum**, Hoboken, v. 149, p. 56-66, 2013.

VADEZ, V. Root hydraulics: the forgotten side of roots in drought adaptation. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 165, p. 15-24, 2014.

VAN DEN ENDE, W.; EL-ESAWI, S. Sucrose signaling pathways leading to fructan and anthocyanin accumulation: a dual function in abiotic and biotic stress responses? **Environmental and Experimental Botany**, Oxford, v. 108, p. 4-13, 2013.

VELÁZQUEZ-MÁRQUEZ, S.; CONDE-MARTÍNEZ, V.; TREJO, C.; DELGADO-ALVARADO, A.; CARBALLO, A.; SUÁREZ, R.; MASCORRO, J.O.; TRUJILLO, A. R. Effects of water deficit on radicle apex elongation and solute accumulation in *Zea mays* L. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 96, p. 29-37, 2015.

YAN, W.; ZHONG, Y.; SHANGGUAN, Z. Evaluation of physiological traits of summer maize under drought stress. **Acta Agriculturae Scandinavica, Section B - Soil & Plant Science**, Oslo, v. 66, p. 133-140, 2015.

YAN, H.; WU, L.; FILARDO, F.; YANG, X.; ZHAO, X.; FU, D. Chemical and hydraulic signals regulate stomatal behavior and photosynthetic activity in maize during progressive drought. **Acta Physiologiae Plantarum**, Heidelberg, v. 39, p. 125, 2017.

YANG, L.; FOUNTAIN, J. C.; JI, P.; NI, X.; CHEN, S.; LEE, R. D.; KEMERAIT, R. C.; GUO, B. Deciphering drought-induced metabolic

responses and regulation in developing maize kernels. **Plant Biotechnology Journal**, Hoboken, p. 1-13, 2018.

YANG, L.; FOUNTAIN, J. C.; WANG, H.; NI, X.; JI, P.; LEE, R. D.; KEMERAIT, R. C.; SCULLY, B. T.; GUO, B. Stress sensitivity is associated with differential accumulation of reactive oxygen and nitrogen species in maize genotypes with contrasting levels of drought tolerance. **International Journal of Molecular Sciences**, Basel, v. 16, p. 24791-24819, 2015.

ZAMAN-ALLAH, M.; VERGARA, O.; ARAUS, J. L.; TAREKEGNE, A.; MAGOROKOSHO, C.; ZARCO-TEJADA; HORNERO, A.; ALBÀ, A. H.; DAS, B.; CRAUFURD, P.; OLSEN, M.; PRASANNA, B. M.; CAIRNS, J. Unmanned aerial platform-based multi-spectral imaging for field phenotyping of maize. **Plant Methods**, London, v. 11, p. 35, 2015.

ZHU, J. K. Abiotic stress signaling and responses in plants. **Cell**, Cambridge, v. 167, p. 313-324, 2016.

ZHU, J.; BROWN, K. M.; LYNCH, J. P. Root cortical aerenchyma improves the drought tolerance of maize (*Zea mays* L.). **Plant, Cell & Environment**, Oxford, v. 33, p. 740-749, 2010.

ZIA, S.; ROMANO, G.; SPREER, W.; SANCHEZ, C.; CAIRNS, J.; ARAUS, J. L.; MÜLLER, J. Infrared thermal imaging as a rapid tool for identifying water-stress tolerant maize genotypes of different phenology. **Journal of Agronomy and Crop Science**, Hoboken, v. 199, p. 75-84, 2013.



**XXXII CONGRESSO NACIONAL  
DE MILHO E SORGO**



*"Soluções integradas para  
os sistemas de produção  
de milho e sorgo no Brasil"*

# **SOLUÇÕES INTEGRADAS PARA OS SISTEMAS DE PRODUÇÃO DE MILHO E SORGO NO BRASIL**

## **Editores**

Maria Cristina Dias Paes  
Renzo Garcia Von Pinho  
Silvino Guimarães Moreira

**Sete Lagoas, MG**

Associação Brasileira de Milho e Sorgo

2018



# **Livro de Palestras**

## **Soluções integradas para os sistemas de produção de milho e sorgo no Brasil**

Editores Técnicos

Maria Cristina Dias Paes  
Renzo Garcia Von Pinho  
Silvino Guimarães Moreira

Sete Lagoas, MG  
Associação Brasileira de Milho e Sorgo  
2018

**Revisão de texto**

*Antonio Claudio da Silva Barros*

**Normalização bibliográfica**

*Rosângela Lacerda de Castro (CRB 6/2749)*

**Tratamento das ilustrações**

*Tânia Mara Assunção Barbosa*

**Editoração eletrônica**

*Tânia Mara Assunção Barbosa*

---

Soluções integradas para os sistemas de produção de milho e sorgo no Brasil / editores técnicos Maria Cristina Dias Paes, Renzo Garcia Von Pinho, Silvino Guimarães Moreira. – Sete Lagoas: ABMS, 2018.

Modo de acesso: <[http://www.abms.org.br/eventosanteriores/cnms2018/CNMS2018\\_livro\\_palestras.pdf](http://www.abms.org.br/eventosanteriores/cnms2018/CNMS2018_livro_palestras.pdf)>.

ISBN: 978-85-63892-09-6

1. Milho. 2. *Zea mays*. 3. Sorgo. 4. *Sorghum bicolor*. I. Paes, Maria Cristina Dias. II. Von Pinho, Renzo Garcia. III. Moreira, Silvino Guimarães. IV. Congresso Nacional de Milho e Sorgo, 32., 2018, Lavras, MG.

CDD 633.15 (21. ed.)

---