

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo desta tese/dissertação será disponibilizado somente a partir de 02/12/2022

At the author's request, the full text of this thesis / dissertation will not be available online until December 2, 2022

ANDREW KIM LOPES FERRAZ

**ÓXIDO NÍTRICO NA REDUÇÃO DO ESTRESSE OXIDATIVO INDUZIDO
POR HERBICIDA EM PLANTAS DE MELÃO**

Botucatu

2021

ANDREW KIM LOPES FERRAZ

**ÓXIDO NÍTRICO NA REDUÇÃO DO ESTRESSE OXIDATIVO INDUZIDO
POR HERBICIDA EM PLANTAS DE MELÃO**

Tese apresentada à Faculdade de
Ciências Agronômicas da Unesp
Câmpus de Botucatu, para obtenção do
título de Doutor em Agronomia
(Horticultura)

**Orientadora: Profa. Dra. Elizabeth
Orika Ono**

Botucatu

2021

F381o Ferraz, Andrew Kim Lopes
Óxido nítrico na redução do estresse oxidativo
induzido por herbicida em plantas de melão / Andrew
Kim Lopes Ferraz. – Botucatu, 2021
88 p. : il., tabs.

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista
(Unesp), Faculdade de Ciências Agrônômicas,
Botucatu
Orientadora: Elizabeth Orika Ono

1. Fisiologia Vegetal. 2. Estresse oxidativo. 3.
Melão. 4. Aminoácidos biogênicos. 5. Enzimas. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp.
Biblioteca da Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu. Dados
fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

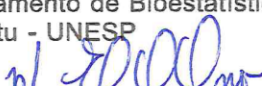
TÍTULO DA TESE: ÓXIDO NÍTRICO NA REDUÇÃO DO ESTRESSE OXIDATIVO INDUZIDO POR HERBICIDAS EM PLANTAS DE MELÃO

AUTOR: ANDREW KIM LOPES FERRAZ

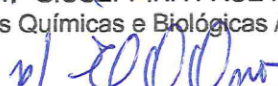
ORIENTADORA: ELIZABETH ORIKA ONO

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Doutor em AGRONOMIA (HORTICULTURA), pela Comissão Examinadora:


Profa. Dra. ELIZABETH ORIKA ONO (Participação Virtual)
Departamento de Bioestatística, Biologia Vegetal, Parasitologia e Zoologia / Instituto de Biociências de Botucatu - UNESP


Prof. Dr. JOAO DOMINGOS RODRIGUES (Participação Virtual)
Departamento de Bioestatística, Biologia Vegetal, Parasitologia e Zoologia / Instituto de Biociências de Botucatu - UNESP


Prof.ª Dr.ª GIUSEPPINA PACE PEREIRA LIMA (Participação Virtual)
Ciências Químicas e Biológicas / Instituto de Biociências de Botucatu - UNESP


Profa. Dra. LUCIANE VILELA RESENDE (Participação Virtual)
Dep. Agricultura / Universidade Federal de Lavras


Prof. Dr. HERNANDO FERRARI PUI II (Participação Virtual)
Departamento de Engenharia de Biosistemas / Faculdade de Ciências e Engenharia de Tupã - UNESP

Botucatu, 02 de dezembro de 2021

A minha família,

com muito amor,

dedico.

AGRADECIMENTOS

À Deus, pela saúde e oportunidade de viver e alcançar mais este objetivo.

Aos meus pais José Mário e Deise por todo amor e apoio incondicional em todos os momentos.

Aos meus irmãos Breno e Hillary, pelo amor, união e parceria de sempre.

À Patrícia por todo amor, paciência e parceria indescritível e indestrutível, ajudando sempre que pôde sem medir esforços e, assim, contribuindo diariamente e diretamente para a realização desta Tese.

À minha professora orientadora Dr^a Elizabeth Orika Ono pela amizade antes de tudo, orientação, ensinamentos, competência, paciência e prontidão inabalável de sempre, estando sempre disposta a nos ajudar no que estivesse ao alcance.

Ao professor Dr. João Domingos Rodrigues também pela amizade e parceria constante, sempre disponível a ajudar no que for possível e aconselhando no que for impossível.

A professora Dr^a Giuseppina P. P. Lima e Gean por toda ajuda e disposição nas análises de aminas hidrogenadas e na discussão do trabalho.

Ao professor Dr. Fernando Putti pela ajuda e prestatividade nas análises estatísticas e discussões relacionadas à tese.

Ao professor Dr. Caio Carbonari pela doação do herbicida glufosinato de amônio.

À professora Dr^a Luciane Vilela Resende, pelo apoio, cuidado, dedicação, me inspirando já nos primeiros momentos da minha formação profissional.

Aos meus amigos Fabrício Palla e Eduardo Aires, que de irmãos de orientadora se tornaram irmãos da vida.

Aos meus amigos Ronald Weber e Walter Jacobelis pela parceria que, diretamente ou indiretamente, contribuíram nessa caminhada.

Aos demais orientados de Beth e Mingo que de alguma forma ajudaram na minha trajetória do Doutorado.

Aos funcionários e amigos da Fazenda Experimental da FCA - UNESP, de São Manuel por toda ajuda e amizade.

Aos demais amigos de Botucatu que levarei no coração para a vida toda.

À professora Dr^a Elizabeth Weretilnyk que me recebeu de braços abertos durante meu intercâmbio na McMaster University no Canadá, com muita simpatia e disponibilidade em ajudar sempre.

Aos demais colaboradores e alunos da McMaster University, que me auxiliaram e me receberam muito bem durante o intercâmbio.

Aos meus amigos canadenses Nate e Amanda e aos brasileiros Bruno, Fernando, Peter, Gustavo e Bárbara que contribuíram para minha experiência internacional ser ainda mais especial.

À McMaster University pela receptividade e estruturas incríveis disponibilizadas durante o intercâmbio, contribuindo para meu crescimento pessoal e profissional.

À Sakata Seed Sudamérica pela doação das sementes.

À Faculdade de Ciências Agronômicas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (FCA/UNESP - Botucatu) pela contribuição à minha formação profissional.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudos concedida, bem como ao programa CAPES-Print pela oportunidade de internacionalização da tese.

A todo povo brasileiro pelo financiamento de um ensino público de qualidade.

RESUMO

O óxido nítrico (NO), além de possuir função sinalizadora em plantas, pode atuar como antioxidante. A finalidade de atuação deste composto ocorrerá de acordo com o tecido vegetal, idade da planta e tipo de estresse biótico ou abiótico. Assim, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o efeito atenuante da aplicação do doador de NO, nitroprussiato de sódio (SNP), em plantas de melão submetidas ao estresse oxidativo pela aplicação do herbicida glufosinato de amônio na concentração de 1,75% de i.a. sobre parâmetros fitotécnicos e fisiológicos da cultura do melão. O experimento foi conduzido na Fazenda Experimental da Faculdade de Ciências Agronômicas da Universidade Estadual Paulista - UNESP, Campus de Botucatu - SP, em casa de vegetação. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, composto por sete tratamentos: T1- Herbicida (glufosinato de amônio); T2- Herbicida + 15 µmol de SNP; T3- Herbicida + 30 µmol de SNP; T4- Herbicida + 60 µmol de SNP; T5- Herbicida + 120 µmol de SNP; T6- Herbicida + 240 µmol de SNP; T7- tratamento controle (sem aplicação de herbicida e SNP). Foram realizadas duas aplicações de SNP, sendo uma no período vegetativo (48 dias após o plantio - DAP) e outra no reprodutivo (67 DAP). As aplicações das diferentes concentrações de SNP foram realizadas quatro horas após as aplicações de glufosinato de amônio, momento este em que há o pico de produção das espécies reativas de oxigênio por ação do herbicida. Analisaram-se parâmetros biométricos, fisiológicos e produtivos da planta e frutos. O SNP produziu efeito benéfico nas plantas, reduzindo a porcentagem de dano foliar, de 18,5% para 7,5%, não influenciando na produção e qualidade de frutos. As concentrações de SNP empregadas não influenciaram nas variáveis de fluorescência da clorofila a e trocas gasosas. Já para as análises enzimáticas, a aplicação dos tratamentos influenciou na atividade do sistema antioxidante, promovendo aumento da atividade da enzima superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT) e peroxidase (POD) aos 49 DAP, além de interferir no conteúdo endógeno de aminas biogênicas e de peróxido de hidrogênio (H₂O₂) nas folhas aos 68 DAP.

Palavras-chave: Nitroprussiato de sódio; enzimas antioxidativas; *Cucumis melo* L.; oxidação; reguladores vegetais; fisiologia vegetal.

ABSTRACT

Nitric oxide (NO), in addition to having a signaling function in plants, can act as an antioxidant. The purpose of action of this compound will occur according to the plant tissue, plant age and type of biotic or abiotic stress. Thus, the aim of the present study was to evaluate the attenuating effect of the application of the NO donor, sodium nitroprusside (SNP), in melon plants subjected to oxidative stress by the application of the herbicide glufosinate ammonium at a concentration of 1.75% of ia on phytotechnical and physiological parameters of the melon crop. The experiment was carried out at the Experimental Farm of the Faculty of Agronomic Sciences of the Universidade Estadual Paulista - UNESP, Campus de Botucatu - SP, in a greenhouse. The experimental design was in randomized blocks, composed of seven treatments: T1- Herbicide (glufosinate of ammonium); T2- Herbicide + 15 μmol SNP; T3- Herbicide + 30 μmol SNP; T4- Herbicide + 60 μmol SNP; T5- Herbicide + 120 μmol SNP; T6- Herbicide + 240 μmol SNP; T7- control treatment (without herbicide and SNP application). Two SNP applications were carried out, one in the vegetative period (48 days after planting - DAP) and another in the reproductive period (67 DAP). The applications of the different concentrations of SNP were carried out four hours after the applications of glufosinate ammonium, when there is the peak of production of reactive oxygen species by the action of the herbicide. Biometric, physiological and productive parameters of the plant and fruits were analyzed. The SNP produced a beneficial effect on the plants, reducing the percentage of leaf damage from 18.5% to 7.5%, not influencing fruit production and quality. The SNP concentrations used did not influence the variables of chlorophyll a fluorescence and gas exchange. As for the enzymatic analyses, the application of the treatments influenced the activity of the antioxidant system, promoting an increase in the activity of the enzyme Superoxide Dismutase (SOD), catalase (CAT) and peroxidase (POD) at 49 DAP, in addition to interfering with the endogenous content of amines and hydrogen peroxide (H_2O_2) in the leaves at 68 DAP.

Keywords: Sodium nitroprusside; enzymes; *Cucumis melo* L.; oxidation; plant growth regulators; plant physiology.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	15
CAPÍTULO 1. Nitroprussiato de Sódio como atenuante de estresse provocado por deriva simulada de herbicida	32
1.1 INTRODUÇÃO	33
1.2 MATERIAL E MÉTODOS	35
1.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	38
1.4 CONCLUSÕES	49
LITERATURA CITADA.....	50
CAPÍTULO 2. Nitroprussiato de Sódio afeta fisiologicamente o meloeiro sob condições de estresse oxidativo	53
2.1 INTRODUÇÃO	55
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	57
2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	61
2.4 CONCLUSÕES	69
LITERATURA CITADA.....	70
CONSIDERAÇÕES FINAIS	76
REFERÊNCIAS	77

INTRODUÇÃO GERAL

A cultura do meloeiro

Situando-se como uma das principais olerícolas cultivadas, o meloeiro (*Cucumis melo* L.) atingiu mais de 27 milhões de toneladas produzidas no mundo em 2020. Neste mesmo ano, o Brasil figurou-se como o nono maior produtor mundial de frutos de melão, com 613.933 toneladas produzidas em 23.827 hectares plantados. Os maiores produtores mundiais desse fruto em 2020 foram China, Turquia e Índia (FAO, 2022).

Em 2018, na produção nacional de meloeiro destacou-se a região Nordeste, com 20.971 hectares plantados, majoritariamente em campo aberto, no qual somente o estado do Rio Grande do Norte correspondeu a quase 60% do total produzido no país (IBGE, 2020). Regiões brasileiras menos expressivas na produção de melão exploram outros nichos de mercado como os chamados ‘melões de cheiro’ ou aromáticos. Na região Sul, o cultivo do fruto se baseia predominantemente em campo aberto com variedades caipiras como o Gaúcho. Já na região Sudeste, são exploradas variedades mais nobres, como Pele-de-sapo e *Net melon* (FIGUEIREDO et al., 2017).

Apesar da grande expressividade na produção global, o Brasil ainda possui potencial para crescimento pelo, principalmente, incremento na produtividade, uma vez que a média mundial foi de 266,5 toneladas ha⁻¹ e a brasileira de 257,6 toneladas ha⁻¹ (FAO, 2022).

O meloeiro pertence à família Cucurbitaceae, gênero *Cucumis*, e sua origem ainda é especulativa, teorias apontam locais diversos como África (PURSEGLOVE, 1972) e Sul da Ásia, abrangendo a região do Himalaia até o extremo sul da Índia, onde podem ser encontrados materiais genéticos selvagens (BISWAS, 2006), sendo a Índia considerada o epicentro para a distribuição pelo resto do mundo (BRANDÃO FILHO; VASCONCELOS, 1998).

A cultura foi implantada comercialmente no Brasil no ano de 1960; antes disso, todo fruto consumido no país era importado, oriundo de países como Espanha e Chile. O início da produção no país se deu no Rio Grande do Sul e São Paulo, entretanto, as condições climáticas dessas regiões não favoreceram o cultivo, limitando quantitativa e qualitativamente sua produção (ARAÚJO; VILELA, 2003). As características

edafoclimáticas das regiões de origem apresentam similaridade com a região Nordeste do Brasil, como latitude e fotoperíodo, sendo este um dos indicativos da grande adaptabilidade da cultura e capacidade de produção nesta região brasileira.

Apesar de cultivada como espécie anual, o meloeiro é uma planta naturalmente perene. É uma dicotiledônea de caule herbáceo, de crescimento sarmentoso e raízes superficiais. Suas folhas são de tamanhos variados, pilosas e de crescimento alternado; o caule possui gemas nas axilas foliares de onde surgem novos ramos secundários e gavinhas (KIRKBRIDE JUNIOR, 1993).

Segundo a classificação de Robinson e Decker-Walters (1997), os meloeiros são divididos em dois principais grupos botânicos ou variedades, de acordo com os frutos: *Cucumis melo variedade inodorus*, como Amarelo e Pele de Sapo e *C. melo variedade cantalupensis*, como Gália e Cantaloupe.

Os frutos do meloeiro são classificados como tipo baga e, por possuir característica polimórfica, são encontrados frutos no formato redondo, comprido, oblongo, oval e de coloração variada como cinza, verde, amarelo, laranja, além de variações na coloração de polpa, textura da casca, sabor e aroma (FONTES; PUIATTI et al., 2005).

Dentre os vários ‘tipos cultivados’, como são chamados comercialmente, destacam-se no Brasil os da variedade *inodorus*, principalmente, Amarelo. De origem espanhola, o melão Amarelo possui variação de coloração de polpa de branca à verde-clara, casca amarela e características de rusticidade como espessura de casca, refletindo em firmeza de fruto e boa conservação pós-colheita (ROBINSON; DERECK-WALTERS, 1997; FIGUEIREDO et al., 2017).

O melão é um fruto de baixo valor energético (de 20 kcal a 62 kcal por 100 g de polpa), apresenta característica laxativa, diurética, alcalinizante e calmante (COSTA et al., 2017), além de rico em fibras e betacaroteno, com alta presença de vitaminas A, C e do complexo B (GOMES, 2007). Somado a isso, é também uma boa fonte de elementos minerais como potássio, cálcio, ferro e manganês (BARBIERE; STUMPF 2008).

O principal fator climático que influencia no desenvolvimento da planta e na qualidade do fruto é a temperatura. A faixa média ideal de temperatura diária possui pouca variação de acordo com o estágio fenológico, sendo estabelecida entre 25 e

35°C para germinação, 25 a 30°C para o crescimento e desenvolvimento e de 20 a 23°C para a indução da floração (COSTA, 2017).

Temperaturas abaixo de 12°C e acima de 40°C prejudicam o bom desenvolvimento da cultura, paralisando o crescimento da planta no caso de baixas temperaturas (CRISÓSTOMO et al., 2002). No caso de altas temperaturas, variações acima de 35°C já interferem negativamente, diminuindo a taxa fotossintética, porém, quando sujeita a temperaturas acima de 40°C, a cultura é afetada nas taxas de respiração, interferindo na abertura e fechamento estomático, além de causar abortamento de flores e frutos (FONTES et al., 2005; FEITOSA; GUIMARÃES, 2019).

A variação da temperatura influencia também na expressão sexual das flores, de modo que temperaturas mais elevadas (acima de 35°C) estimulam a formação de flores masculinas (COSTA et al., 2017) e temperaturas mais baixas, fotoperíodo curto, alta irradiação, dentre outros fatores, estimulam a formação de flores hermafroditas (FIGUEIREDO et al., 2017). Com relação à temperatura do solo, segundo Brandão Filho e Vasconcelos (1998) há bom crescimento radicular entre 14 e 40°C, sendo a temperatura ideal de 34°C.

O meloeiro é uma planta exigente também em luminosidade e possui grande adaptabilidade em regiões com alta intensidade luminosa. Reduções na exposição à luz resultam em redução do crescimento e florescimento, reduzindo a área foliar e, por consequência, a fixação de carbono (SILVA; COSTA, 2003). Regiões com exposição à luz solar entre 2 e 3 mil horas anuais é considerado fator essencial para o sucesso no manejo e produção da cultura (COSTA, 2017).

A umidade relativa do ar também possui grande influência na cultura do melão, interferindo na presença de patógenos, atuação de polinizadores, tamanho de fruto e qualidades físico-químicas dos frutos. Umidade relativa do ar entre 60 e 70% é considerada ideal, bem como, precipitação pluviométrica baixa (FEITOSA; GUIMARÃES, 2019).

A cultura se desenvolve bem em solos de textura média, com bom arejamento, bem drenados, soltos e com faixa de pH entre 5,8 e 7,2 (SILVA; COSTA, 2003). Salinidade alta afeta diretamente o desenvolvimento da cultura e condutividade elétrica da solução do solo igual a 4 dS m⁻¹ reduz em até 25% da produtividade, podendo chegar a 50% se a condutividade atingir 6 dS m⁻¹ (COSTA et al., 2017).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O doador de óxido nítrico, nitroprussiato de sódio (SNP), quando aplicado em plantas de melão submetidas à situação de estresse oxidativo provocado pelo herbicida glufosinato de amônio, desencadeou respostas fisiológicas positivas na planta.

Foi observado redução no dano foliar causado pelo herbicida, aumento da atividade de enzimas relacionadas ao sistema antioxidante. Houve também alterações nos níveis endógenos de aminas biogênicas (ABs) e aminoácidos. Tais efeitos contribuíram para amenizar o estresse oxidativo.

Os tratamentos utilizados não interferiram na fotossíntese das plantas, consequentemente, não favorecendo a produção e qualidade dos frutos.

São necessários mais estudos que envolvam diferentes concentrações de NO daquelas empregadas no presente trabalho, bem como em diferentes situações de estresse a fim de fundamentar o uso deste composto como uma ferramenta no combate ao estresse oxidativo nas plantas.

REFERÊNCIAS

- PEIXOTO, H. P. P.; CAMBRAIA, J.; SANT'ANNA, R.; MOSQUIM, P. R.; MOREIRA, M. A. Aluminium effects on lipid peroxidation and the activities of enzymes of oxidative metabolism in sorghum. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.11, p. 137-143, 1999.
- ARASIMOWICZ, M.; FLORYSZAK-WIECZOREK, J. Nitric oxide as a bioactive signalling molecule in plant stress responses. **Plant Science**, v. 172, n. 5, p. 876-887, 2007.
- ARAÚJO, J. L. P.; VILELA, N. J. Aspectos Socioeconômicos. In: SILVA, H.R.; COSTA, N.D. (Ed.). **Melão, produção aspectos técnicos**. Brasília: EMBRAPA Hortaliças - EMBRAPA Semi-Árido. EMBRAPA Informação Tecnológica. p.15-18. 2003.
- BARBIERE, R. L.; STUMPF, E. R. T. Origem e evolução de plantas cultivadas. In: Ferreira, M. A. J. F. (Org.). **Abóboras e morangas: das Américas para o mundo**. Brasília, Embrapa. p. 59-88, 2008.
- BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARA, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, v.44, p.453-460, 2014.
- BAYER, E.; GUGEL, K. H.; HÄGELE, K.; HAGENMAIER, H.; JASSIPOW, S.; KÖNIG, W. A.; ZÄHNER, H. Stoffwechselprodukte von mikroorganismen. Phosphinothricin und phosphinothricyl-alanyl-alanin. **Helvetica Chimica Acta**, v. 55, p. 224–239, 1972.
- BERNARD, S. M.; HABASH, D. Z. The importance of cytosolic glutamine synthetase in nitrogen assimilation and recycling. **New Phytologist**, v. 182, p. 608–620. 2009.
- BETHKE, P. C.; LIBOUREL, I. G. L.; JONES, R. L. Nitric oxide in seed dormancy and germination. In: Bradford, K. J.; Nonogaki, H. **Seed Development, Dormancy and Germination**. Oxford: Blackwell Publishing Ltd, p.153-175, 2007.
- BHATLA, S. C.; LAL, M. A. **Plant Physiology, Development and Metabolism**. Singapore, Springer Nature, Pte Ltd., 1237p. 2018.

BHATTACHARJEE, S. Sites of generation and physicochemical basis of formation of reactive oxygen species in plant cell. In: GUPTA, S.D. **Reactive oxygen species and antioxidants in higher plants**. Enfield: Science Publishers, p.1-30. 2010.

BISWAS, P. K. **Encyclopaedia of medicinal plant**, v. 3, Nova Delhi, Dominant publishers and distributors, 585 p. 2006.

BLACKWELL, R. D.; MURRAY, A. J. S.; LEA, P. J. Inhibition of photosynthesis in barley with decreased levels of chloroplastic glutamine synthetase activity. **Journal of Experimental Botany**, v. 38, p.1799–1809, 1987.

BOUCHE, N., FAIT, A., BOUCHEZ, D., MØLLER, S.G., Fromm, H., 2003. Mitochondrial succinic semialdehyde dehydrogenase of the γ -aminobutyrate shunt is required to restrict levels of reactive oxygen intermediates in plants. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* 100, 6843–6848.

BOUCHEREAU, A.; AZIZ, A.; LARHER, F.; MARTIN-TANGUY, J. Polyamines and environmental challenges: recent development. **Plant Science**, v. 140, p. 103–125. 1999.

BOWSHER, C. G.; LACEY, A. E.; HANKE, G. T.; CLARKSON, D. T.; SAKER, L. R.; STULEN, I.; EMES, M. J.. The effect of Glc6P uptake and its subsequent oxidation within pea root plastids on nitrite reduction and glutamate synthesis. **Journal of Experimental Botany**, v. 58, p. 1109–1118, 2007.

BRANDÃO FILHO, J. V. T.; VASCONCELLOS, M. A. S. A. Cultura do meloeiro. In: GOTO, R.; TIVELLI, S. W. (Ed.). **Produção de hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais**. São Paulo: Fundação Editora da UESP, p. 161-193. 1998.

COETZER, E.; AL-KHATIB, K. Photosynthetic inhibition and ammonium accumulation in Palmer amaranth after glufosinate application. **Weed Science**, v. 49, n. 4, p. 454-459, 2001.

Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2003. cap. 5, p. 23-28.

CORREA-ARAGUNDE, N.; GRAZIANO, M.; LAMATTINA, L. Nitric oxide plays a central role in determining lateral root development in tomato. **Planta**, v. 218, p. 900–905, 2004.

COSTA, N. D. (ed.). Autores SALVIANO, A. M. et al. **A cultura do melão**. 3ª edição. Brasília, DF. Embrapa, 202 p. 2017.

CRISÓSTOMO, L. A.; SANTOS, A. A. dos; HAJI, B. V.; FARIA, C. M. B. de; SILVA, D. J. da; FERNANDES, F. A. M.; SANTOS, F. J. de S.; CRISÓSTOMO, J. R.; FREITAS, J. de A. D. de; HOLANDA, J. S. de; CARDOSO, J. W.; COSTA, N. D. **Adubação, irrigação, híbridos e práticas culturais para o meloeiro no Nordeste**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. 21 p. (Embrapa Agroindústria Tropical. Circular técnica, Ed. 14. 2002.

DADÁKOVÁ, E.; KŘÍŽEK, M.; PELIKÁNOVÁ, T. Determination of biogenic amines in foods using ultra-performance liquid chromatography (UPLC). **Food Chemistry**, v.116, n. 1, p. 365-370, 2009.

DEL RIO, L. A.; DONALDSON, R. P. Production of superoxide radicals in glyoxysomal membranes from castor bean endosperm. **Journal of Plant Physiology**, v. 146, p. 283–287. 1995.

DEL RIO, L. A., CORPAS, F. J., LOPEZ–HUERTAS, E., PALMA, J. M. Plant superoxide dismutases: function under abiotic stress conditions. In: Gupta (Ed.), **Antioxidants and Antioxidant Enzymes in Higher Plants**. Springer, Cham, Switzerland, p. 1–26. 2018.

DEL RIO, L. A., FERNANDEZ, V. M., RUPEREZ, F. L., SANDALIO, L. M., Palma, J.M. NADH induces the generation of superoxide radicals in leaf peroxisomes. **Plant Physiology**, v. 89, p. 728–731. 1989.

DESIKAN, R.; CHEUNG, M. K.; CLARKE, M. K.; GOLDING, S.; SAGI, M.; FLUHR, R.; ROCK, C.; HANCOCK, J.; NEILL, S. ABA, hydrogen peroxide and nitric oxide signalling in stomatal guard cells. **Journal of Experimental Botany**, v. 55, p. 205–212. 2004.

DOGAN S P. TURAN, M; DOGAN, ARSLAN, O.; ALKAN, M. 2007. Partial characterization of peroxidase from leaves of thymra plant (*Thymbra spicata* L. var. *spicata*). **Eur. Food Res. Technol.** 225: 865-871.

DROLET, G.; DUMBROFF, E. B.; LEGGE, R. L.; THOMPSON, J. E. Radical scavenging properties of polyamines. **Phytochemistry**, v. 25, p. 367–371. 1986.

DUNN, M. F. Rhizobial Amino Acid Metabolism: Polyamine Biosynthesis and Functions. In: Editors F. D'Mello. **The Handbook of Microbial Metabolism of Amino Acids**, Publisher: CABI International Publishers. 2017.

ESTEBANA, R.; ARIZB, I.; CRUZB, C.; MORANA, J. F. Review: Mechanisms of ammonium toxicity and the quest for tolerance. **Plant Science**, v. 248, p. 92–101, 2016.

FAN, H. GUO, S.; JIAO, Y.; ZHANG, R.; LI, J. Effects of exogenous nitric oxide on growth, active oxygen species metabolism, and photosynthetic characteristics in cucumber seedlings under NaCl stress. **Frontiers of Agriculture in China**, v. 1, n. 3, p. 308-314, 2007.

FAN, H.F.; DU, C.X.; GUO, S.R. Nitric oxide enhances salt tolerance in cucumber seedlings by regulating free polyamine content. **Environmental and Experimental Botany**, v. 86, p. 52-59, 2013.

FAO - Food and Agriculture Organization. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>. Acesso em janeiro de 2022.

FAROOQ, M. A.; NIAZI, A. K.; AKHTAR, J.; SAIFULLAH; FAROOQ, M.; SOURI, Z.; KARIMI, N. RENGEL, Z. Acquiring control: The evolution of ROS-Induced oxidative stress and redox signaling pathways in plant stress responses. **Plant Physiology and Biochemistry**. v. 141. p. 353–369. 2019.

FEITOSA, F. R. C.; GUIMARÃES, M. A. **Condições Climáticas e Época de Plantio**. Produção de Melão. Viçosa, MG. Ed. UFV, 2019.

FERNANDES, C.F. et al. Mecanismos de defesa de plantas contra o ataque de agentes fitopatogênicos. **Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária**. Centro de Pesquisa

Agroflorestal de Rondônia, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Porto Velho, RO, 2009.

FERREIRA, L. C.; CATANEO, A. C. Nitric oxide in plants: a brief discussion on this multifunctional molecule. **Scientia Agricola**, v. 67, p. 236-243, 2010.

FIGUEIREDO, M. C. B. De; GONDIM, R. S.; ARAGAO, F. A. S. de. **Produção de melão e mudanças climáticas**: sistemas conservacionistas de cultivo para redução das pegadas de carbono e hídrica. Brasília, DF. Embrapa. 302 p. 2017.

FILIPPOU, P.; ANTONIOU, C.; FOTOPOULOS, V. The nitric oxide donor sodium nitroprusside regulates polyamine and proline metabolism in leaves of *Medicago truncatula* plants. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 56, p. 172–183, 2013.

FILIPPOU, P.; ANTONIOU, C.; YELAMANCHILI, S.; FOTOPOULO, V. NO loading: Efficiency assessment of five commonly used application methods of sodium nitroprusside in *Medicago truncatula* plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 60, p. 115-118, 2012.

FLORYSZAK-WIECZOREK, J.; MILCZAREK, G.; ARASIMOWICZ, M.; CISZEWSKI, A. Do nitric oxide donors mimic endogenous NO-related response in plants? **Planta**, v. 224, p. 1363–1372, 2006.

FONTES, P. C. R.; PUIATTI, M.. Cultura do melão. *In*: Fontes, P.C.R. **Olericultura: teoria e prática**. UFV. Viçosa – MG, p. 407-428, 2005.

FOYER, C.H., HALLIWELL, B. The presence of glutathione and glutathione reductase in chloroplasts: a proposed role in ascorbic acid metabolism. **Planta** 133, 21–25. 1976.

FUJISAWA, S.; KADOMA, Y. Kinetic evaluation of polyamines as radical scavengers. **Anticancer Research**, v. 25, p. 965–969. 2005.

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

GILL, H. S.; EISENBERG, D. The crystal structure of phosphinothricin in the active site of glutamine synthetase illuminates the mechanism of enzymatic inhibition. **Biochemistry**, v. 40, p. 1903–1912, 2001.

GODBER, B. L.; DOEL, J. J.; SAPKOTA, G. P.; BLAKE, D. R.; STEVENS, C. R.; EISENTHAL, R.; HARRISON, R. Reduction of nitrite to nitric oxide catalyzed by xanthine oxidoreductase. **Journal of Biological Chemistry**, v. 275, p. 7757–7763, 2000.

GOMES, P. **Fruticultura Brasileira**, 13ª edição. São Paulo: Nobel, 2007.

GROPPIA, M. D.; BENAVIDES, M. P. Polyamines and abiotic stress: recent advances. **Amino acids**, v. 34, n. 1, p. 35-45. 2008.

GROß, F.; RUDOLF, E. E.; THIELE, B.; DURNER, J.; ASTIER, J. Copper amine oxidase 8 regulates arginine-dependent nitric oxide production in *Arabidopsis thaliana*. **Journal of Experimental Botany**, v. 68, p. 2149–2162, 2017.

HA, H. C.; SIRISOMA, N. S.; KUPPUSAMY, P.; ZWEIER, J. L.; WOSTER, P. M.; CASERO, R.A. The natural polyamine spermine functions directly as a free radical scavenger, **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 95, n. 19, p. 11140-11145. 1998.

HAMID, M. and K. REHMAN. Potential application of peroxidases. **Food Chem.**, v. 115, p. 1177-1186. 2009.

HASANUZZAMAN, M.; ALHAITHLOUL, H. A. S.; PARVIN, K. M. H. M.; BHUYAN, B.; , TANVEER, M.; MOHSIN, S. M.; NAHAR, K.; H. SOLIMAN, M. H.; AL MAHMUD, J.; FUJITA, M. Polyamine Action under Metal/Metalloid Stress: Regulation of Biosynthesis, Metabolism, and Molecular Interactions. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 20, p. 3215. 2019.

HUIE, R. E.; PADMAJA, S. The Reaction of NO With Superoxide. **Free Radical Research Communications**. v. 18, n. 4, p. 195-199, 1993.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1612>. Acesso em março de 2020.

JIMÉNEZ-BREMONT, J. F.; MARINA, M.; GUERRERO-GONZÁLEZ, M. L.; ROSSI, F. R.; SÁNCHEZ-RANGEL, D.; RODRÍGUEZ-KESSLER, M.; RUIZ, O. A.; GÁRRIZ, A. Physiological and molecular implications of plant polyamine metabolism during biotic interactions. **Frontiers in Plant Science**, v. 5, p. 95. 2014.

KIRKBRIDE JUNIOR, J. H. **Biosystematics monograph of the genus *Cucumis* (Cucurbitaceae): botanical identification of cucumbers and melons**. North Carolina: Parkway, 159 p. 1993.

KOPYRA, M.; GWÓZDZ, E. A. Nitric oxide stimulates seed germination and counteracts the inhibitory effect of heavy metals and salinity on root growth of *Lupinus luteus*. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 41, p. 1011–1017, 2003.

KUBIŚ, J. Exogenous spermidine differentially alters activities of some scavenging system enzymes, H₂O₂ and superoxide radical levels in water-stressed cucumber leaves, **Journal of Plant Physiology**, v. 165, v. 4, p. 397-406, 2008.

KUMAR, P.; TEWARI, R.; SHARMA, P. Sodium nitroprusside-mediated alleviation of iron deficiency and modulation of antioxidant responses in maize plants. **AoB plants**, plq002, 2010.

LESHEM, Y. A. Nitric oxide in biological systems. **Plant Growth Regulation**, v. 18, n. 3, p. 155-159, 1996.

LIMA, G. P. P.; Da ROCHA, S. A.; TAKAKI, M.; RAMOS, P. R. R.; ONO, E. O. Comparison of polyamine, phenol and flavonoid contents in plants grown under conventional and organic methods. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 43, n. 10, p. 1838-1843, 2008.

LU, Y.; LI, Y.; YANG, Q.; ZHANG, Z.; CHEN, Y.; ZHANG, S.; PENG, X. X. Suppression of glycolate oxidase causes glyoxylate accumulation that inhibits photosynthesis through deactivating Rubisco in rice. **Physiologia Plantarum**, v. 150, n. 3, p. 463–476, 2014.

MARCO, F.; ALCÁZAR, R.; TIBURCIO, A. F., CARRASCO, P. Interactions between polyamines and abiotic stress pathway responses unraveled by transcriptome analysis

of polyamine overproducers. **OMICS: A Journal of Integrative Biology**, v. 15, p. 775–781. 2011

MARTINEZ, G. R.; DI MASCIO, P.; BONINI, M. G.; AUGUSTO, O.; BRIVIBA, K.; SIES, H.; MAURER, P.; RÖTHLISBERGER, U.; HEROLD, S.; KOPPENOL, W. H. Peroxynitrite does not decompose to singlet oxygen and nitrxyl (NO–). **Proceedings of the National Academy of Sciences USA**, v. 97, p. 10307–10312, 2000.

MENG, Z.; MENG, Z.; ZHANG, R.; LIANG, C.; WAN, J.; WANG, Y.; ZHAI, H.; GUO, S. Expression of the rice arginase gene OsARG in cotton influences the morphology and nitrogen transition of seedlings. **PLoS One**, v. 10, e0141530, 2015.

MILLER-FLEMING, L.; OLIN-SANDOVAL, V.; CAMPBELL, K.; RALSER, M. Remaining Mysteries of Molecular Biology: The Role of Polyamines in the Cell. **Journal of Molecular Biology**, v. 427, n. 21, p. 3389-3406, 2015.

MINOIS, N. Molecular basis of the ‘anti-aging’ effect of spermidine and other natural polyamines - A mini-review. **Gerontology**, v. 60, 319–326. 2014.

MITRA, R. P.; JAIN, D. V. S.; BANERJEE, A. K.; CHARI, K. V. R. Photolysis of sodium nitroprusside and nitroprussic acid. **Journal of Inorganic and Nuclear Chemistry**, v. 25, p. 1263-1266, 1963.

MITTLER, R., ROS are good. **Trends in Plant Science**, v. 22, n. 1, p. 11–19. 2017.

MONTEIRO, G. C.; GOTO, R.; MINATEL, I. O.; da SILVA, E. S.; da SILVA, E. G. VIANELLO, F.; LIMA, G. P. P. Grafting, Agrochemicals, and Oxidative Enzymes as Factor for Plant Biotic Resistance. In: R. A. Ansari, I. Mahmood. **Plant Health Under Biotic Stress**. Springer, Singapore. 2019.

NORITAKE, T.; KAWAKITA, K.; DOKE, N. Nitric oxide induces phytoalexin accumulation in potato tuber tissues. **Plant and cell physiology**, v. 37, n. 1, p. 113-116, 1996.

NABI, R. B. S.; TAYADE, R.; HUSSAIN, A.; KULKARNI, K. P.; IMRAN, Q. M.; MUN, B-G.; YUN, B-W. Nitric oxide regulates plant responses to drought, salinity, and heavy metal stress. **Environmental and Experimental Botany**, v. 161. P. 120–133. 2019.

POPOVA, L.; TRAN, A. T. Nitric oxide in plants: Properties, biosynthesis and physiological functions. **Iranian Journal of Science and Technology, Transactions A: Science**, v. 34, p. 173-183, 2010.

PURSEGLOVE, J. W. **Tropical Crops. Dicotyledons. Cucurbitaceae**. Essex: Longman, p. 100-138, 1972.

QIANNAN, D.; YONGJUN, S.; DONGMEI, S.; HONGYAN, Q.. Interaction of Polyamines, Absciscic Acid, Nitric Oxide, and Hydrogen Peroxide under Chilling Stress in Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). **Seedlings Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 203, 2017.

RESENDE, M. L. V.; SALGADO, S. M. L.; CHAVES, Z. M. Espécies Ativas de Oxigênio na Resposta de Defesa de Plantas a Patógenos. **Fitopatologia brasileira**, v.28, p.123-130, 2003.

ROBINSON, R. W.; DECKER-WALTERS, D. S. Evolution and exploitation. In: ROBINSON, R. W.; DECKER-WALTERS, D. S. (Ed.). **Cucubis**. New York: CAB International, p. 35, 1997.

ROMERO-PUERTAS, M. C.; RODRÍGUEZ-SERRANO, M.; SANDALIO, L. M. Protein S-nitrosylation in plants under abiotic stress: an overview. **Front Plant Science**, v. 20, n. 4, p. 373, 2013.

SAHA, J.; BRAUER, E. K.; SENGUPTA, A.; POPESCU, S. C.; GUPTA, K.; GUPTA, B. Polyamines as redox homeostasis regulators during salt stress in plants. **Frontiers in Environmental Science**, v. 3, p. 21. 2015.

SANTOLINI, J.; ANDRÉ, F.; JEANDROZ, S.; WENDEHENNE, D. Nitric oxide synthase in plants: Where do we stand? **Nitric Oxide**, v. 63, p. 30-38. 2017.

SHARMA, S.; PAREEK, S.; SAGAR, N. A.; VALERO, D.; SERRANO, M. Modulatory Effects of Exogenously Applied Polyamines on Postharvest Physiology, Antioxidant System and Shelf Life of Fruits: A Review. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 18, p.1789. 2017.

SHI, H.; YE, T.; CHEN, F.; CHENG, Z.; WANG, Y.; YANG, P.; ZHANG, Y.; CHAN, Z. Manipulation of arginase expression modulates abiotic stress tolerance in Arabidopsis: effect on arginine metabolism and ROS accumulation. **Journal of Experimental Botany**, v. 64, p. 1367–1379. 2013.

SHISHIDO, S. M.; de OLIVEIRA, M. G. Photosensitivity of aqueous sodium nitroprusside solutions: nitric oxide release versus cyanide toxicity. **Progress in Reaction Kinetics and Mechanism**, v. 26, p. 239–261, 2001.

SIDDIQUI, M. H.; ALAMRI, S. A.; AL-KHAISHANY, M. Y.; AL-QUTAMI, M. A.; ALI, H. M.; AL-RABIAH, H.; MKALAJI, H. M. Exogenous application of nitric oxide and spermidine reduces the negative effects of salt stress on tomato. **Horticulture, Environment, and Biotechnology**, v. 58, p. 537–547, 2017.

SILVA, H. R da; COSTA, N. D.; CARRIJO, O. A. Exigências de clima e solo e época de plantio. In: SILVA, H. R. da; COSTA, N. D. (Ed.). *Melão, produção aspectos técnicos*. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças; Embrapa Informação Tecnológica; Petrolina: Embrapa Semi-árido, 144 p. 2003.

SLOCUM, R. D.; KAUR-SAWHNEY, R.; GALSTON, A. W. The physiology and biochemistry of polyamines in plants, Arch. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, v. 235, p. 283–303. 1984.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013.

TAKAHASHI, T.; KAKEHI, J. Polyamines: ubiquitous polycations with unique roles in growth and stress responses, **Annals of Botany**, v. 105, p. 1–6. 2010.

TAKANO, A. H. K.; BEFFA, R.; PRESTON, C.; WESTRA, P.; FRANCK E. Reactive oxygen species trigger the fast action of glufosinate. **Planta**, v. 249, p. 1837–1849, 2019.

TAKANO, H. K.; BEFFA, R.; PRESTON, C.; WESTRA, P.; DAYAN, F. E. A novel insight into the mode of action of glufosinate: how reactive oxygen species are formed. **Photosynthesis Research**, v. 144, p. 361–372, 2020.

TASHIBANA, K.; WATANABE, T.; SEKIZAWA, Y.; TAKEMATSU, T. Inhibition of glutamine synthetase and quantitative changes of free acids in shoots of bialaphos treated Japanese barnyard millet. **Journal of Pest Science**, v. 11, n. 3, p. 27-31, 1986.

TUZET, A., RAHANTANIAINA, M. S., NOCTOR, G. Analyzing the function of catalase and the ascorbate-glutathione pathway in H₂O₂ processing: insights from an experimentally constrained kinetic model. **Antioxidants Redox Signal**, v. 30 n. 9, p. 1238–1268. 2019.

UMBREEN. S.; LUBEGA, J.; CUI, B.; PAN. Q.; JIANG, J.; LOAKE, G. J. Specificity in nitric oxide signaling. **Journal of Experimental Botany**, v. 69, p. 3439-3448. 2018.

VETOSHKINA, D. V., IVANOV, B. N., KHOROBRYKH, S. A., PROSKURYAKOV, I. I., BORISOVA-MUBARAKSHINA, M. M. Involvement of the chloroplast plastoquinone pool in the Mehler reaction. **Physiology Plantarum**, v. 161, p. 45–55. 2017.

WALTER, D. R., Resistance to plant pathogens: possible roles for free polyamines and polyamine catabolism. **New Phytologist**, v. 159, p. 109–115. 2003.

WANG, P.; DU, Y.; LI, Y.; REN, D.; SONG, C. P. Hydrogen peroxide-mediated activation of MAP Kinase 6 modulates nitric oxide biosynthesis and signal transduction in Arabidopsis. **Plant Cell**, v. 22, p. 2981–2998. 2010.

WENDLER, C.; PUTZER, A.; WILD, A. Effect of Glufosinate (Phosphinothricin) and Inhibitors of Photorespiration on Photosynthesis and Ribulose-1,5Bisphosphate Carboxylase Activity. **Journal of Plant Physiology**, v. 139. p. 666-671, 1992.

WIMALASEKERA, R.; TEBARTZ, F.; SCHERER, G. F. E. Polyamines, polyamine oxidases and nitric oxide in development, abiotic and biotic stresses. **Plant Science**, v. 181, p. 593– 603. 2011.

XIE, J.; BAI, X.C.; SUN, C.C.; QIAN, H. F.; FU, Z. W. The effect of glufosinate on nitrogen assimilation at the physiological, biochemical and molecular levels in *Phaeodactylum tricornutum*. **Ecotoxicology**, v. 23, p. 1430–1438, 2014.

YAMASAKI, H.; SAKIHAMA, Y. Simultaneous production of nitric oxide and peroxynitrite by plant nitrate reductase: in vitro evidence for the NR-dependent formation of active nitrogen species. **The FEBS journal**, v. 468, p. 89–92, 2000.

YU, M.; LAMATTINA, L.; SPOEL, S. H.; LOAKE, G. J. Nitric oxide function in plant biology: a redox cue in deconvolution. **New Phytologist**, v. 202, p. 1142–1156, 2014.

ZANDONADI, D. B.; SANTOS, M. P.; DOBBSS, L. B.; OLIVARES, F. L.; CANELLAS, L. P.; BINZEI, M. L.; OKOROKOVA-FAÇANHA, A. L.; FAÇANHA, A. R. Nitric oxide mediates humic acids induced root development and plasma membrane H⁺-ATPase activation. **Planta**, v. 23, p. 1025-1036, 2010.