

نشریه پژوهشی:

پاسخ رشد، ویژگی‌های فیزیولوژیکی و غلظت برخی عنصرهای معدنی گیاه هندوانه بومی پیوندشده به تنش کمبود اکسیژن در کشت هیدروپونیک

حمیدرضا روستا^{۱*}، امین اکبری^۲، محمود رقابی^۳ و مهدی بیکدلو^۴

۱ و ۴. استاد و استادیار، دانشکده کشاورزی، دانشگاه اراک، اراک، ایران

۲ و ۳. دانش‌آموخته کارشناسی ارشد و استادیار، دانشکده کشاورزی، دانشگاه ولیعصر رفسنجان، رفسنجان، ایران

(تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۳/۱۸ - تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۱۱/۱۳)

چکیده

به منظور ارزیابی تحمل گیاهان پیوندشده هندوانه روی پایه کدو به شرایط کمبود اکسیژن، آزمایشی به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی در سطل‌های پلاستیکی ۵ لیتری حاوی محلول غذایی با فرمول هوگلند و آرنون اجرا شد. عامل اول میزان هوادهی محلول غذایی در چهار سطح (شاهد، کاهش هوادهی، عدم هوادهی و تزریق نیتروژن) و عامل دوم پیوند در دو سطح (عدم پیوند و پیوند) بودند. ارزیابی‌ها براساس غلظت عناصر غذایی در برگ و شاخص‌های رویشی و فیزیولوژیکی صورت گرفت. نتایج نشان داد هرچند با کاهش اکسیژن محلول غذایی یا تزریق نیتروژن به محلول غذایی، ویژگی‌های رشدی گیاه نظیر ارتفاع گیاه، قطر ساقه، وزن تر و خشک شاخساره و وزن تر و خشک ریشه به طور معنی داری کاهش یافت، ولی گیاهان پیوندی، به جز قطر ساقه، در سایر صفات ذکر شده به طور معنی داری از ویژگی‌های رشدی بهتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند. با کاهش مقدار اکسیژن محلول غذایی مقدار پرولین و قندهای محلول در شاخساره و ریشه گیاهان پیوندی و غیرپیوندی افزایش یافت، ولی غلظت پرولین و قندهای محلول در گیاهان پیوندی بالاتر از گیاهان غیرپیوندی بود. تنش کمبود اکسیژن باعث کاهش مقدار کلروفیل کل، کارتنوئید و عنصرهای غذایی پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر اندام‌هوایی و ریشه گردید، ولی غلظت پرولین، قندهای محلول و عنصرها در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود. به طور خلاصه، با توجه به نتایج این پژوهش پیوند هندوانه روی پایه کدو سبب افزایش تحمل گیاه هندوانه به شرایط کمبود اکسیژن گردید.

واژه‌های کلیدی: تزریق گاز نیتروژن، تنش اکسیژن، تنظیم‌کننده‌های اسمزی، هندوانه.

Response of growth, physiological characteristics and concentration of some mineral nutrients of local grafted watermelon to oxygen deficiency stress in hydroponic system

Hamid Reza Roosta^{1*}, Amin Akbari², Mahmoud Raghmi³ and Mahdi Bikdeloo⁴

1, 4. Professor and Assistant Professor, Faculty of Agriculture, Arak University, Arak, Iran
2, 3. M. Sc. Graduated and Assistant Professor, Faculty of Agriculture, Vali-e-Asr University of Rafsanjan, Rafsanjan, Iran
(Received: June 08, 2021 - Accepted: Feb. 02, 2022)

ABSTRACT

In order to evaluate the tolerance of grafted watermelon plants on pumpkin, to oxygen deficiency conditions, a factorial experiment was carried out in the form of a completely randomized design in 5-liter plastic buckets containing Hoagland and Arnon's nutrient solution. The first factor was the amount of aeration of the nutrient solution in four levels (control, reduced aeration, no aeration and nitrogen injection) and the second factor was grafting in two levels (no grafting and grafting). The evaluations were based on the concentration of nutrients in leaves, and vegetative and physiological indicators. The results showed that although by reducing the oxygen in the nutrient solution or injecting nitrogen into the nutrient solution, the growth characteristics of the plant such as plant height, stem diameter, shoot fresh and dry weight, and root fresh and dry weight decreased significantly, but grafted plants, except for the stem diameter, had significantly better growth characteristics than non-grafted plants in other mentioned traits. With the decrease in dissolved oxygen of nutrient solution, the amount of proline and soluble sugars in the shoots and roots of grafted and non-grafted plants increased, but the concentration of proline and soluble sugars in grafted plants was higher than that of non-grafted plants. Oxygen deficiency stress decreased the amount of total chlorophyll, carotenoids and nutritional elements potassium, calcium, magnesium and phosphorus in shoot and root, but the concentrations of proline, soluble sugars and elements were higher in grafted plants than non-grafted plants. In short, according to the results of this research, grafting watermelon on pumpkin rootstock increased the tolerance of watermelon plant to oxygen deficiency conditions.

Keywords: N₂ injection, Osmoregulators, Oxygen stress, watermelon.

* Corresponding author E-mail: roosta_h@yahoo.com

مقدمه

کمبود اکسیژن و تنش غرقابی یکی از تنش‌های غیرزنده محیطی می‌باشد که نقش عمده‌ای در کاهش عملکرد محصولات مختلف دارد (Visser *et al.*, 2003). معمولاً زمانی که رطوبت خاک ۲۰ درصد بالاتر از ظرفیت زراعی برسد در حالت اشباع یا غرقاب قرار دارد و باعث کمبود اکسیژن می‌شود (Irfan *et al.*, 2010). کمبود اکسیژن در شرایط کشت هیدروپونیک نیز رخ می‌دهد که می‌تواند تحت تاثیر کاهش هوادهی محلول غذایی و یا افزایش غلظت گازهای دیگر نظیر دی‌اکسیدکربن و یا نیتروژن باشد (Steffens *et al.*, 2005). معمولاً در شرایطی که نسبت اکسیژن به دی‌اکسید کربن در محلول غذایی پایین است فعالیت ریشه کاهش یافته و در نهایت جذب آب و مواد غذایی کاهش می‌یابد (Yetisir *et al.*, 2006). افزایش نیتروژن مولکولی (گاز نیتروژن) با استفاده از تزریق گاز نیتروژن از کیپسول گاز در محلول غذایی یا آب نیز ممکن است به سرعت با اکسیژن موجود در محلول غذایی ترکیب شده و سبب کاهش مقدار اکسیژن محلول گردد (Steffens *et al.*, 2005). بنابراین اکسیژن محلول غذایی نقشی تعیین کننده در رشد داشته و تحت تاثیر عوامل مختلف قرار می‌گیرد. گیاهان سه پاسخ اساسی به کمبود اکسیژن و یا تنش غرقابی نشان می‌دهند. اولین مرحله کاهش اسیمیلاسیون کربوهیدرات در گیاه می‌باشد. دومین مرحله افزایش فعالیت مسیره‌های تخمیری است و در نهایت تغییرات مورفولوژیکی و ساختاری (تشکیل بافت آئرانسیم و ریشه‌های نابجا) در بافت گیاه رخ می‌دهد (Wei *et al.*, 2013). مسیر کنترل کننده تشکیل آئرانسیم القایی در ریشه‌ها وابسته به اتیلن است و همچنین توسط گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) تنظیم می‌شود. در ریشه‌های گندم، سطح اکسید نیتریک در شرایط کمبود اکسیژن افزایش می‌یابد و به نظر می‌رسد که این امر باعث تحریک تولید اتیلن، تولید ROS و مرگ سلول‌های پوست برای تشکیل آئرانسیم القایی می‌شود (Yamauchi *et al.*, 2018). اخیراً محققان دریافته‌اند که تشکیل آئرانسیم و ریشه جانبی در ریشه‌های برنج توسط

سیگنال‌دهی هورمون اکسین تنظیم می‌شود (Yamauchi *et al.*, 2019).

گزارش‌های متعددی در ارتباط با کمبود اکسیژن بر گیاهان صورت گرفته است. تیمار غرقابی در گیاه کزلا، به‌طور قابل توجهی بر فتوسنتز، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی، میزان رشد اندام‌های هوایی و جذب نیتروژن تاثیرگذار بود (Men *et al.*, 2020). طی پژوهشی رشد گیاه هندوانه در شرایط کمبود اکسیژن کاهش یافت (Yetisir *et al.*, 2006). در آزمایشی دیگر شاخص سبزی‌نگی گیاه سویا که در معرض کمبود اکسیژن و زیادی دی‌اکسید کربن قرار گرفته بود نسبت به شرایط نرمال کاهش یافت و زمانی که ریشه گیاه در معرض ۱۰۰ درصد گاز نیتروژن قرار گرفته بود بیشترین کاهش شاخص سبزی‌نگی را از خود نشان داد (Boru *et al.*, 2003). همچنین گزارش شده است که کمبود اکسیژن محلول غذایی، سبب کاهش مقدار عنصرهای غذایی بافت برگ و ریشه گیاه گوجه‌فرنگی گردید (Morard *et al.*, 2000). Morard *et al.* (2004) نشان دادند که کمبود اکسیژن سبب تجمع نیتريت در محلول غذایی و آوند چوبی می‌شود و یکی از عوامل آسیب به بافت گیاه در شرایط کمبود اکسیژن، تجمع نیتريت است. این محققان همچنین نشان دادند که به خاطر کاهش فعالیت ریشه جذب آب و عنصرهای غذایی مثل پتاسیم، منیزیم، کلسیم، فسفر و گوگرد کاهش می‌یابد.

گزارش شده است که ویژگی‌های رشدی، فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی گیاه گوجه‌فرنگی در شرایط کمبود اکسیژن تغییر یافت و میزان آسیب نیز بسته به شدت تنش، گونه‌گیاهی و همچنین مرحله رشد گیاه متفاوت بود (Horchani *et al.*, 2010). برخی از گونه‌های گیاهی بدلیل برخی از ویژگی‌های خاص نظیر تغییر در ساختار مورفولوژیکی، آناتومی (نظیر توسعه سلول‌های آئرانسیم) و یا مکانیسم‌های انتقال اکسیژن از قسمت‌های هوایی به سمت ریشه، می‌توانند تحمل بیشتری به شرایط کمبود اکسیژن داشته باشند بنابراین می‌توان با شیوه‌های مدیریتی نظیر انتخاب گونه‌های مقاوم و یا استفاده از تکنیک‌های خاص در اراضی با شرایط کمبود اکسیژن تولید محصول با

شده است (Yetisir et al., 2006). پاسخ هندوانه‌های بومی ایران پیوند شده بر روی پایه کدو به تنش کمبود اکسیژن تا کنون بررسی نشده است. بنابراین این پژوهش با هدف ارزیابی برخی از ویژگی‌های رشدی، فیزیولوژیکی و غلظت عنصرهای معدنی گیاه پیوندی و غیرپیوندی هندوانه بومی در شرایط تنش اکسیژن در سامانه هیدروپونیک اجرا گردید.

مواد و روش‌ها

تهیه مواد گیاهی

بذر هندوانه توده بومی منطقه رفسنجان با ویژگی‌های میوه‌های متوسط و گرد، دارای پوست نازک و به رنگ سبز تیره دارای گوشت قرمز و بذره‌های سیاه کوچک از مرکز تحقیقات کرمان تهیه و برای پیوند استفاده گردید. در این تحقیق از کدو هیبرید رقم ازرا (*Cucurbita spp.*) متعلق به خانواده Cucurbitaceae به‌عنوان پایه استفاده شد که یکساله و رونده بوده و معمولاً در مناطق گرمسیری پراکنده است. رقم ازرا که از مرکز تحقیقات و آموزش کشاورزی و منابع طبیعی استان کرمان تهیه گردید، دارای پوست زرد و میان‌بر با ضخامت کم می‌باشد و کمتر به مصرف تغذیه می‌رسد.

کشت بذره‌های پایه و پیوندک و اجرای طرح آزمایشی

این آزمایش در فصل پاییز و زمستان سال ۱۳۹۵ انجام شد. آزمایش به‌صورت فاکتوریل با دوفاکتور میزان هوادهی محلول غذایی (شاهد، کاهش هوادهی، عدم هوادهی و تزریق نیتروژن که به ترتیب بر حسب میزان اکسیژن در محلول غذایی ۱±۵، ۱±۴، ۱±۳ و ۱±۲ میلی‌گرم بر لیتر و پیوند (عدم پیوند و پیوند) در قالب طرح کاملاً تصادفی با ۳ تکرار اجرا شد. بذره‌های کدو ابتدا در کیسه‌های پلاستیکی کوچک در بستر ۱:۱ پرلیت و کوکوپیت کشت شدند. سپس بذره‌های توده بومی هندوانه به‌عنوان پیوندک یک روز پس از پایه کشت گردیدند. پس از تشکیل برگ‌های لپه‌ای پیوند هندوانه روی کدو به‌روش حفره‌ای انجام شد. گیاهان پیوندی در داخل گلخانه و در زیر میز با حصاری از گونی و نایلون داخل جعبه‌هایی که دور آن با نایلون سیاه رنگ برای حفظ رطوبت و ایجاد شرایط

کیفیت داشت (Yetisir et al., 2006). در سال‌های اخیر استفاده از تکنیک پیوند سبزی‌ها به منظور کاهش کنترل بیماری‌های خاکزاد (Pugalendhi et al., 2019) و مقاومت به شرایط تنش‌های غیر زنده (Mohsenian and Roosta, 2015) توسعه زیادی یافته است. هرچند تکنیک پیوند نیاز به صرف زمان، فضا، مواد گیاهی اضافی و تجربه کافی دارد، همچنین ناسازگاری پیوند نیز به عنوان یک عامل محدود کننده در استفاده از تکنیک پیوند محسوب گردد؛ ولی به‌طور کلی مزایای زیاد این تکنیک زمینه‌های تحقیقاتی گسترده‌ای را برای ارتقای روش کار و مراقبت‌های ویژه پس از پیوند فراهم کرده است (Edelstein, 2004).

هندوانه به‌عنوان یکی از محصولات اقتصادی در ایران می‌باشد که حدود ۱۳۰ هزار هکتار سطح زیرکشت از زمین‌های زراعی در ایران را به خود اختصاص داده است. آستانه تحمل به شوری گیاه هندوانه متوسط می‌باشد و در شرایط تنش ویژگی‌های کیفی میوه هندوانه نیز دچار تغییر می‌شود (Ebadi et al., 2013; Ramazanian et al., 2018; Vakili Moghaddam, 2022). از طرف دیگر به دلیل اینکه برای تولید این گیاه نیاز به آب زیاد می‌باشد تولید و کشت و کار این گیاهان در شرایط کنترل شده نیز توسعه یافته است. در شرایط کنترل شده نیز گیاه هندوانه دچار مشکلاتی می‌باشد که یکی از این مشکلات کمبود اکسیژن در محیط ریشه می‌باشد. از مهمترین علایمی که گیاه هندوانه به شرایط کمبود اکسیژن نشان می‌دهد کوچک شدن برگ و زردی برگ می‌باشد (Yetisir et al., 2006). یکی از راه‌های مقابله با تنش غرقابی استفاده از تکنیک پیوند و پایه‌های مقاوم به کمبود اکسیژن می‌باشد. تحقیقات زیادی نشان داده است که پیوند هندوانه روی پایه‌های کدو سبب افزایش ویژگی‌های رشدی گیاه هندوانه نسبت به گیاهان غیرپیوندی می‌گردد (Huang et al., 2016). همچنین گزارش شده است که پیوند گیاه هندوانه روی پایه کدو در شرایط تنش غرقابی سبب افزایش مقاومت گیاه به تنش کمبود اکسیژن شده و در نتیجه باعث بهبود ویژگی‌های رشدی گیاه هندوانه

آزمایش، ۱/۶ دسی‌زیمنس بر متر بود. در طول مدت اعمال تیمار، شرایط دمایی گلخانه 27 ± 3 درجه سلسیوس و رطوبت نسبی $52/4$ تا $63/2$ درصد ثبت گردید. محلول غذایی به کار رفته هر هفته تعویض می‌شد.



شکل ۱. استقرار گیاهان پیوندی و غیرپیوندی در سیستم هیدروپونیک و نحوه تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی.
Figure 1. Establishment of grafted and non-grafted plants in hydroponic system and injection of nitrogen gas into nutrient solution.

اندازه‌گیری صفات

صفات رویشی

صفات رویشی که در این آزمایش مورد ارزیابی قرار گرفتند شامل طول ساقه، قطر ساقه، وزن تر شاخساره و ریشه، وزن خشک ریشه و شاخساره بودند. ارتفاع گیاه با استفاده از خط‌کش اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری وزن تر ابتدا گیاه از ناحیه طوقه جدا و به دو قسمت بخش هوایی و ریشه تقسیم شده و با ترازو هر کدام جداگانه وزن شدند. برای اندازه‌گیری وزن خشک، نمونه‌ها را به مدت ۴۸ ساعت در آون با دمای ۷۲ درجه سلسیوس قرار داده و سپس وزن شدند.

اندازه‌گیری رنگیته‌های گیاهی

برای اندازه‌گیری کلروفیل a، b، کلروفیل کل و کارتنوئیدها، ابتدا $0/25$ گرم برگ تازه را خرد و آن را در یک هاون چینی با 10 میلی‌لیتر استون 80 درصد سائیده تا به صورت توده یکنواختی در آید، سپس

تاریکی پوشانده شده بود قرار گرفتند. برای حفظ رطوبت بیشتر هر روز حصار دور میز مرطوب می‌شد. در این شرایط رطوبت 90 درصد و دما 28 درجه سلسیوس بود. پس از سه روز از انجام عمل پیوند در شرایط تاریکی نایلون‌های دور جعبه‌ها کنار زده شد تا گیاهان کم‌کم به شرایط گلخانه و نور آفتاب سازگار شوند. ده روز پس از انجام عمل پیوند حصار نایلونی دور میز و پوشش اطراف آن به‌طور کامل برداشته شد و گیاهان پیوندی در شرایط گلخانه و نور معمولی قرار گرفتند.

پس از اینکه گیاهان پیوندی و غیرپیوندی به مرحله ۲ تا ۳ برگ حقیقی (۱۶ روز بعد از پیوند) رسیدند به بستر اصلی انتقال داده شدند. برای این منظور نشاها به سطل‌های ۵ لیتری منتقل شدند. با ایجاد حفره‌ای تقریباً به اندازه قطر ساقه هندوانه در درب سطل‌های مورد استفاده و قرار دادن یقه نشاها در این حفره بطوریکه قسمت هوایی گیاه در هوای آزاد و بالای درب قرار داشت و ریشه در محلول غذایی شناور بود، عملیات کشت انجام شد. جهت استقرار و ثبات نشاها روی درب سطل‌ها، به دور ساقه آنها در محل حفره درب سطل اسفنج پیچیده شد تا علاوه بر ثابت نگه‌داشتن گیاه از آسیب احتمالی ساقه نیز جلوگیری گردد. جهت هوادهی سطل‌ها از یک پمپ هوای آکواریومی بزرگ استفاده گردید که توسط شیلنگ‌های جداگانه هوا را به درون سطل منتقل می‌کردند. برای کنترل و تنظیم میزان هوادهی درونی به درون سطل‌ها از ست سرم استفاده شد و برای تعیین غلظت اکسیژن از دستگاه اکسیژن‌متر قابل حمل (مدل OXi 315i, WTW Co., Germany) استفاده گردید. در تیمار تزریق نیتروژن از یک کپسول حاوی گاز نیتروژن استفاده شد که به وسیله شلنگ‌های سرم به محلول غذایی تزریق گردید (شکل ۱). از فرمول غذایی هوگلند و آرنون (۱۹۵۰) برای ساخت محلول غذایی استفاده شد. آب مورد نیاز برای ساخت محلول غذایی، از یک دستگاه تصفیه آب با پنج فیلتر و EC آب خروجی معادل 14 میکروزیمنس بر سانتی‌متر موجود در گلخانه هیدروپونیک گروه باغبانی تأمین شد. EC محلول غذایی به کار برده شده در

۲۰۰۰، ۲۲۵۰ و ۲۵۰۰ (میلی گرم در لیتر) تهیه و پس از خنک شدن، جذب در طول موج ۶۲۵ نانومتر قرائت شد (Irigoyen et al., 1992). میزان قند بر حسب میلی گرم بر گرم وزن تر نمونه تعیین شد.

اندازه‌گیری پرولین

برای استخراج پرولین نیم گرم برگ توسعه‌یافته را با استفاده از ۵ میلی لیتر اتانول ۹۵٪ در هاون چینی کوبیده و محلول حاصل را در لوله فالتکون ریخته و عمل استخراج دوبار و هر بار با ۵ میلی لیتر اتانول ۷۰٪ تکرار شد. محلول بدست آمده ۱۰ دقیقه در دستگاه سانتریفیوژ با سرعت ۳۵۰۰ دور در دقیقه قرار داده شد. پس از جداسازی فاز مایع از جامد قسمت مایع برای استخراج پرولین استفاده شد. برای تعیین غلظت پرولین یک میلی لیتر از عصاره الکلی فوق‌الذکر را با ۱۰ میلی لیتر آب مقطر رقیق نموده و ۵ میلی لیتر اسید فسفریک ۶ مولار به آن اضافه شد و پس از افزودن ۵ میلی لیتر اسید استیک گلاسیال به آن و هم زدن به مدت چند ثانیه، محلول به مدت ۴۵ دقیقه در حمام آب گرم قرار گرفت. سپس نمونه‌ها از حمام آب گرم خارج شده و خنک شدند. آنگاه ۱۰ میلی لیتر بنزن به آن‌ها اضافه کرده و با همزن مکانیکی مخلوط شد تا پرولین وارد فاز بنزن شود. نمونه‌ها ۳۰ دقیقه به حال سکون رها و میزان جذب با دستگاه اسپکتروفتومتر (T80UV/VIS Spectrometer PG Instruments Ltd) در طول موج ۵۱۵ نانومتر اندازه‌گیری شد (Bates et al., 1973).

عنصرهای غذایی

جهت اندازه‌گیری عنصرهای غذایی برگ به‌طور تصادفی برگ بالغ در هر تیمار در زمان برداشت گردآوری شد. عنصرهای غذایی که در این آزمایش اندازه‌گیری شد شامل پتاسیم، فسفر، کلسیم و منیزیم بودند. برای تهیه عصاره ابتدا ۰/۵ گرم از شاخساره و ریشه خشک شده و آسیاب شده را وزن کرده سپس در کوره با دمای ۲۵۰ درجه سلسیوس به مدت نیم ساعت و سپس در دمای ۵۵۰ درجه سلسیوس به مدت ۳ ساعت قرار داده شد تا نمونه‌ها تبدیل به

مخلوط حاصل در لوله‌های فالتکون ۲۰ میلی لیتری ریخته شده و به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ (۳۵۰۰ rpm) شدند. میزان جذب نور محلول رویی با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل T80 Spectrometer PG Instruments Ltd UV/VIS) در طول موج‌های ۴۸۰، ۵۱۰، ۶۴۵، ۶۵۲ و ۶۶۳ نانومتر قرائت شد. در نهایت غلظت کلروفیل و کارتنوئید با استفاده از روابط زیر محاسبه گردید (Arnon, 1949).

$$\text{Chlorophyll a (mg/g Fw)} = [12/7(\text{OD}_{663}) - 2.69(\text{OD}_{645})] \times [V/1000 \times W]$$

$$\text{Chlorophyll b (mg/g Fw)} = [22.9(\text{OD}_{645}) - 4.68(\text{OD}_{663})] \times [V/1000 \times W]$$

$$\text{Total Chlorophyll (mg/g Fw)} = [\text{OD}_{652} \times 1000 / 34.5] \times [V/1000 \times W]$$

$$\text{Carotenoids (mg/g Fw)} = [7.6(\text{OD}_{480} - 1.49 \times \text{OD}_{510})] \times [V/1000 \times W]$$

که در این روابط OD قرائت دستگاه، V حجم استون مصرف شده (۱۰ میلی لیتر) و W وزن نمونه مورد استفاده (۰/۲۵ گرم) بود.

قندهای محلول

به منظور تعیین قندهای محلول، ۰/۵ گرم برگ تازه را با استفاده از ۵ میلی لیتر اتانول ۹۵ درصد در هاون چینی سائیده و محلول حاصل را در لوله فالتکون ریخته و عمل استخراج دوباره با ۵ میلی لیتر اتانول ۷۰ درصد انجام شد. محلول حاصل را به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۳۵۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ کرده و پس از جداسازی فاز مایع از جامد، ۰/۱ میلی لیتر از فاز مایع با ۳ میلی لیتر از آنترون تازه تهیه شده (۱۵۰ میلی گرم آنترون به علاوه ۱۰۰ میلی لیتر اسید سولفوریک ۷۲ درصد) داخل لوله آزمایش ریخته شد. سپس به مدت ۱۰ دقیقه در حمام آب گرم قرار داده شد تا واکنش انجام و رنگی شود. سپس میزان جذب آن با اسپکتروفتومتر در طول موج ۶۲۵ نانومتر قرائت و مقدار قندهای محلول محاسبه شد. برای تهیه استاندارد، محلول گلوکز خالص با غلظت‌های صفر، ۲۵۰، ۵۰۰، ۷۵۰، ۱۰۰۰، ۱۲۵۰، ۱۵۰۰، ۱۷۵۰،

برداشته شد و با آب مقطر به حجم ۲۵ میلی‌لیتر رسانده شد. سپس ۱۰ قطره بافر آمونیوم کلرید و ۴ قطره اربی کروم بلک تی به آن افزوده شد. سپس با EDTA تیترا شد تا حدی که از رنگ قرمز شرابی به رنگ آبی یا سبز تبدیل گردید. از عدد به دست آمده مقدار کلسیمی را که به روش بالا اندازه‌گیری شد کم کرده و عدد به دست آمده در فرمول زیر قرار گرفت و غلظت منیزیم محاسبه شد (Ryan *et al.*, 2001).

$Mg^{2+}(mL) = [(mL\ EDTA \times N\ EDTA) / (mL\ Extract)] \times 1000$
 که در آن، mL EDTA = میلی‌لیتر EDTA تیترا شده،
 N EDTA = نرمالیتی EDTA، mL Extract = حجم
 عصاره گیاهی (میلی‌لیتر).

تجزیه آماری

آنالیز داده‌های آماری حاصل از این آزمایش، با استفاده از نرم افزار آماری SAS انجام گرفت و مقایسه میانگین تیمارها در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد توسط آزمون LSD انجام شد.

نتایج و بحث

ویژگی‌های رویشی

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که با کاهش مقدار اکسیژن در محلول غذایی طول ساقه به‌طور معناداری کاهش یافت؛ به‌طوری‌که طول ساقه گیاهان غیرپیوندی در تیمار کاهش هوادهی، عدم هوادهی و تزریق گاز نیتروژن به ترتیب حدود ۱۱، ۲۰ و ۴۸ درصد نسبت به تیمار شاهد کاهش یافت، این کاهش در گیاهان پیوندی کمتر بود و به ترتیب حدود ۵، ۱۴ و ۱۸ درصد بود (جدول ۱ و ۲). بیشترین طول ساقه در گیاهان پیوندی که در شرایط شاهد رشد کرده بودند مشاهده گردید و کمترین طول ساقه در گیاهان غیرپیوندی که در شرایط تزریق گاز نیتروژن رشد کرده بودند مشاهده گردید (جدول ۲).

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها همچنین نشان داد که تیمار کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن به محلول غذایی سبب کاهش ۲۰، ۳۶ و ۴۰ درصدی تعداد گره نسبت به تیمار شاهد گردید (شکل

خاکستر شدند. سپس ۵ میلی‌لیتر اسید کلریدریک ۲ نرمال به هر نمونه افزوده شد و در پایان توسط آب مقطر به حجم ۵۰ میلی‌لیتر رسانیده شد. این عصاره به‌طور مستقیم جهت اندازه‌گیری عنصرهای پتاسیم، منیزیم و کلسیم استفاده شد. از عصاره به دست آمده، پتاسیم توسط دستگاه شعله‌سنج (JENWAY ساخت کشور آلمان PEP7) اندازه‌گیری شد (Kalra, 1997).

جهت اندازه‌گیری فسفر از روش آمونیوم مولیبدات و آمونیوم وانادات استفاده شد، ابتدا ۵ سی‌سی از عصاره تهیه شده در مرحله قبل را با ۱۰ سی‌سی از محلول آمونیوم مولیبدات وانادات مخلوط کرده و در نهایت توسط آب مقطر به حجم ۵۰ سی‌سی رسانده شد. میزان فسفر با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر مدل T80 UV/VIS Spectrometer PG Instruments LTD در طول موج ۴۷۰ نانومتر اندازه‌گیری شد (Chapman & Prah, 1961).

به‌منظور اندازه‌گیری کلسیم که به روش تیتراسیون انجام شد، ۵ میلی‌لیتر از عصاره تهیه شده برداشته شد و درون ارلن ۵۰ میلی‌لیتر ریخته و به‌وسیله آب مقطر به حجم ۲۵ میلی‌لیتر رسانده شد. سپس ۵ قطره سود (هیدروکسید سدیم) ۴ نرمال به آن اضافه شد و حدود ۰/۵ گرم مخلوط پودر مونوکسید (معرف آمونیوم پورپورات) و سولفات پتاسیم (مخلوط ۰/۵ گرم مونوکسید با ۱۰۰ گرم سولفات پتاسیم) به آن افزوده شد و به خوبی هم زده شد تا رنگ قرمز-نارنجی به خود گرفت سپس با EDTA (۱/۸۶ گرم EDTA-Na به همراه ۰/۵ گرم $OMgCl_2H_2$ در یک لیتر آب حل شد) عمل تیتراسیون صورت گرفت و رنگ عصاره باید از قرمز نارنجی به ارغوانی تغییر می‌کرد. سپس میزان کلسیم از طریق فرمول زیر محاسبه گردید (Klute, 1986).

$Ca^{2+}(mL) = [(mL\ EDTA \times N\ EDTA) / (mL\ Extract)] \times 1000$
 که در آن، mL EDTA = میلی‌لیتر EDTA تیترا شده،
 N EDTA = نرمالیتی EDTA، mL Extract = حجم
 عصاره گیاهی (میلی‌لیتر).

برای اندازه‌گیری منیزیم که با روش کمپلکسومتری اندازه‌گیری شد، ۵ میلی‌لیتر از عصاره

۲. گیاهان پیوندی از تعداد گره بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند به طوری که تعداد گره در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی حدود ۱۶ درصد بیشتر بود (شکل ۲). نتایج همچنین نشان داد که قطر ساقه در هیچ کدام از تیمارها در سطح احتمال ۵ درصد تحت تاثیر تنش و پیوند قرار نگرفت.

جدول ۱. نتایج تجزیه واریانس اثر تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر برخی ویژگی‌های رویشی هندوانه.

Table 1. Results of variance analysis effect of oxygen deficiency stress and grafting on some vegetative traits of watermelon.

Source of variation	df	Mean of squares						
		Plant height	Node number	Stem diameter	Root fresh weight	Root dry weight	Shoot fresh weight	Shoot dry weight
Oxygen stress (O)	3	4518**	49.49**	0.002 ^{ns}	1442**	826.3**	3785**	1590**
Grafting (G)	1	11353**	18.37**	0.00004 ^{ns}	7141**	715.1**	8140**	1290**
O×G	3	786**	0.71 ^{ns}	0.003 ^{ns}	65.83*	28.4**	27.61**	66.11**
Error	26	30.08	1.13	0.002	16.79	2.87	10.79	5.92
CV (%)		4.17	9.06	3.82	6.67	5.71	3.35	5.14

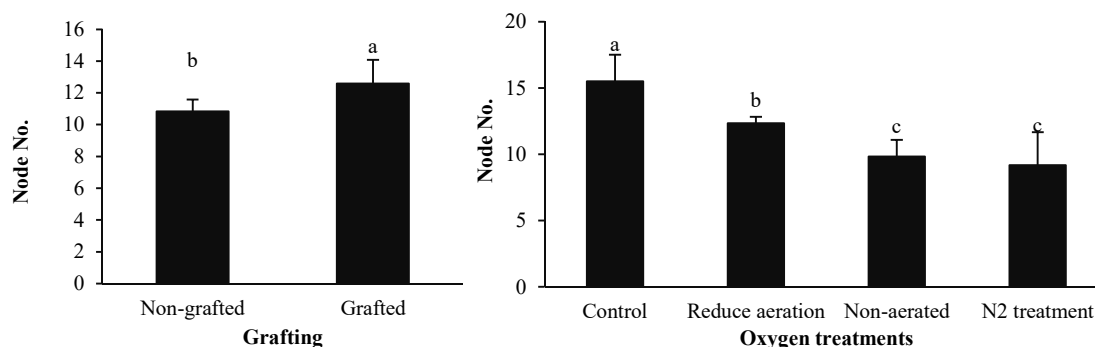
ns, *, **, به ترتیب نبود تفاوت معنی دار و تفاوت دار در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد.
ns, *, **: Non-Significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively

جدول ۲. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر ویژگی‌های رویشی هندوانه.

Table 2. Mean comparison interaction effect of oxygen deficiency stress and grafting on vegetative traits of watermelon.

Oxygen treatment	Grafting	Plant height (cm)	Stem diameter (mm)	Root dry weight (g per plant)	Root fresh weight (g per plant)	shoot dry weight (g per plant)	shoot fresh weight (g per plant)
Control	Non-grafted	189 ^c	1.08 ^a	35.0 ^{bc}	62.3 ^d	54.3 ^c	109 ^c
	Grafted	215 ^a	1.08 ^a	52.3 ^a	93.7 ^a	78.0 ^a	147 ^a
Reduce aeration	Non-grafted	168 ^c	1.06 ^a	29.3 ^c	51.0 ^e	47.5 ^d	87 ^d
	Grafted	204 ^b	1.07 ^a	38.7 ^b	81.0 ^b	57.0 ^b	121 ^b
Non-aerated	Non-grafted	151 ^f	1.05 ^a	20.0 ^d	41.0 ^f	38.3 ^e	76 ^c
	Grafted	185 ^{cd}	1.06 ^a	29.3 ^c	73.3 ^c	47.7 ^c	109 ^c
N ₂ treatment	Non-grafted	99 ^g	1.04 ^a	12.7 ^f	19.0 ^g	19.7 ^f	46 ^f
	Grafted	176 ^{de}	1.05 ^a	20.3 ^d	63.3 ^d	35.3 ^d	88 ^d

در هر ستون میانگین‌های با حداقل یک حرف مشترک تفاوت معنی داری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.
In each column, means followed by at least a common letter, are not significantly difference at 5 percent probability level.



شکل ۲. مقایسه میانگین اثر تنش اکسیژن (راست) و پیوند (چپ) بر تعداد گره هندوانه.

Figure 2. Mean comparison effect of oxygen deficiency stress (right) and grafting (left) on node number in watermelon.

غرقاب شدن و کاهش اکسیژن از طرق مختلف بر رشد گیاه اثر می‌گذارد که عبارتند از (۱) اثر بر قابلیت جذب و انتقال عنصرهای غذایی به شاخساره، به طوری که در شرایط کمبود اکسیژن قابلیت جذب نیتروژن برای گیاه در خاک به دلیل هدر رفت آن از طریق فرایند نترات زدایی کاهش می‌یابد (Bartholomeus *et al.*, 2008)، (۲) کمبود اکسیژن به دلیل متابولیسم‌های بی‌هوازی سبب تولید اتانل و لاکتات می‌گردد که سبب آسیب به بافت گیاه شده و در نهایت رشد گیاه را تحت تاثیر قرار می‌دهد (Krishnamurthy & Rathinasabapathi, 2013)، (۳) در متابولیسم بی‌هوازی ATP کمتری تولید می‌شود که سبب مختل شدن وظایف سلول‌های گیاه می‌گردد، (۴) کاهش تولید کلروفیل یا تجزیه آن سبب کاهش شدت فتوسنتز و بروز کمبود کربوهیدرات‌ها در گیاه می‌گردد که رشد گیاه را کم می‌کند (Steffens *et al.*, 2005)، (۵) غرقاب شدن خاک از ساخت و انتقال هورمون‌های سیتوکینین و جیبرلین به اندام‌های هوایی جلوگیری می‌کند در نتیجه رشد گیاه کاهش می‌یابد. از طرف دیگر هورمون‌های اتیلن و اسید آبسزیک در ریشه انباشته می‌شوند و می‌توانند به اندام‌های هوایی نیز انتقال یابند و رشد گیاه بر اثر زیادی آن‌ها کاهش می‌یابد (Pasternak *et al.*, 2005). از طرف دیگر گونه‌های گیاهی در مقابل کمبود اکسیژن در محیط ریشه قابلیت‌های متفاوتی از خود نشان می‌دهند. بعضی خیلی حساس و برخی دیگر به طور نسبی تقاضای کمتری برای اکسیژن دارند (Cakmak, 2000). گونه‌های گیاهی مقاوم با ایجاد تغییرات در مورفولوژی و آناتومی ریشه سبب حفظ عملکرد سیستم ریشه و سازگاری آن با شرایط کم اکسیژن خاک می‌شوند (Pedersen *et al.*, 2021). در یک بررسی انجام شده روی هندوانه نشان داده شد ویژگی‌های رشدی گیاه هندوانه که روی پایه کدو پیوند زده شده بود از ویژگی‌های رشدی بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بود این موضوع بدلیل تشکیل بافت آترانشیم در کنار سلول‌های آوند آبکش بود که در شرایط غرقابی از اکسیژن ذخیره شده در این سلول‌ها استفاده می‌کرد (Yetisir *et al.*,

مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که با اعمال تنش کمبود اکسیژن، وزن تر و خشک ریشه در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی کاهش یافت، به طوری که بیشترین وزن تر و خشک ریشه در گیاهان شاهد پیوندی و کمترین آن در تیمار تزریق نیتروژن و گیاهان غیرپیوندی مشاهده شد (جدول ۲). در پیوند خیار تلخ (*Momordica charantia*) روی گیاه لופا (*Luffa cylindrica*) مشخص گردید که در شرایط تنش کمبود اکسیژن گیاهان پیوندی به طور قابل توجهی وزن تر و خشک ریشه بالایی دارند و پایه لופا توانایی گسترش ریشه‌های فرعی و آترانشیم ریشه‌های فرعی را تحت تنش غرقابی دارد. این نتایج نشان داد که پیوند می‌تواند تحمل خیار تلخ در برابر تنش کمبود اکسیژن را با افزایش فعالیت آنزیم‌های تنفس بی‌هوازی در ریشه‌ها، ایجاد ریشه‌های نابجا و گسترش آترانشیم ریشه‌های نابجا بهبود ببخشد (Peng *et al.*, 2020).

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که با کاهش مقدار اکسیژن در محلول غذایی وزن تر و خشک در تمام تیمارها به طور معناداری کاهش یافت؛ ولی این کاهش در کلیه تیمارها در گیاهان پیوندی کمتر از گیاهان غیرپیوندی بود (جدول ۲). نتایج همچنین بیانگر آن است که بیشترین وزن تر و خشک شاخساره در گیاهان پیوندی در شرایط شاهد و کمترین وزن تر و خشک شاخساره در گیاهان غیرپیوندی در شرایط تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی مشاهده گردید (جدول ۲).

کمبود اکسیژن در محیط ریشه علاوه بر اینکه به طور مستقیم سبب کاهش فعالیت ریشه می‌شود بلکه به صورت غیرمستقیم با کاهش مقدار فتوسنتز، موجب کاهش انتقال مواد فتوسنتزی به سمت ریشه شده و در نهایت منجر به کاهش شدید رشد ریشه و از بین رفتن آن نیز می‌گردد (Cakmak, 2000). همچنین گزارش شده است که حذف اکسیژن از طریق تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی گیاهان جو و گندم در شرایط هیدروپونیک سبب کاهش قابل توجهی در شاخص‌های رشدی این گیاهان از طریق کاهش جذب عنصرهای غذایی نظیر فسفر، پتاسیم، منگنز، روی و مس شد (Steffens *et al.*, 2005).

رنگدانه‌های فتوسنتزی باشد (Murkute *et al.*, 2006)، مثلاً تحت شرایط تنش، میزان فعالیت آنزیم کلروفیل‌از با افزایش بیان آن، افزایش می‌یابد (Reddy & Vora, 2005)، همچنین از بیوسنتز کلروفیل جدید ممانعت می‌شود، چون با سنتز بیشتر پرولین، گلوتامات که پیش ماده مشترک ساخت کلروفیل و پرولین است کمتر در مسیر سنتز کلروفیل وارد می‌شود. به‌طور کلی تفاوت در مقدار کلروفیل در گیاهان تحت شرایط تنش اکسیژن را می‌توان به ساختار ریشه و یا مکانیسم‌های دفاعی این گیاهان نظیر تشکیل ریشه‌های نابجا نسبت داد (Herrera, 2013). گزارش شده است که طول ساقه، طول ریشه، وزن تر و خشک در ریشه و ساقه، عرض برگ، تعداد برگ در بوته، محتوای کلروفیل برگ و کاروتنوئیدها گیاه ذرت در شرایط غرقابی به‌طور قابل توجهی کاهش یافت که با نتایج این تحقیق همخوانی داشت (Mahmood *et al.*, 2021). به‌طور کلی گزارش شده است که شرایط غرقابی با تغییر در شکل ظاهری و همچنین فیزیولوژیکی برگ سبب تغییر در رنگ برگ و در نهایت زردی برگ می‌گردد (Kozlowski, 1985). از آنجایی که نیتروژن، منیزیم و آهن نقش اساسی در سنتز و تولید رنگیزه‌های فتوسنتزی ایفا می‌کنند، می‌توان کاهش مقدار کلروفیل را به کاهش مقدار این عناصر در شرایط غرقابی نسبت داد (Caudle & Maricle, 2012). در یک بررسی اثر تنش غرقابی بر گیاهان پیوندی و غیرپیوندی هندوانه مشاهده شد که گیاهان پیوندی هندوانه از رنگ پریدگی کمتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند (Yetisir *et al.*, 2006) که با نتایج این پژوهش همخوانی دارد. همچنین مقدار کلروفیل در گوجه‌فرنگی خود پیوندی و غیرپیوندی در طول ۶ روز شرایط غرقابی و کمبود اکسیژن به میزان ۲۴ تا ۲۸ درصد کاهش یافت، در حالی که در گوجه‌فرنگی پیوندی روی پایه بادمجان کاهش کلروفیل ۴ تا ۱۹ درصد بود. کاهش در محتوای کلروفیل برگ در گیاهان خود پیوندی و غیرپیوندی ممکن است به دلیل تاخیر در سنتز یا تجزیه سریع رنگدانه‌های کلروفیل باشد (Bhatt *et al.*, 2015).

2006). نتایج تحقیق حاضر نیز نشان داد که گیاهان پیوندی از ویژگی‌های رشدی بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار هستند. همچنین گزارش شده است که گیاهان پیوندی در شرایط غرقابی تولید ریشه‌های نابجا بیشتری می‌کنند که سبب افزایش جذب اکسیژن می‌گردد (Yetisir *et al.*, 2006). در شرایط تنش کمبود اکسیژن در گیاه گوجه‌فرنگی مشاهده شد که گیاهان پیوندی روی پایه‌های مقاوم با سیستم ریشه گسترده می‌تواند درصد کاهش بیوماس اندام هوایی و ریشه را نسبت به گیاهان غیرپیوندی پایین بیاورد و منجر به بهبود رشد گیاه در این شرایط تنش گردد (Mauro *et al.*, 2020). اثبات شده است که در شرایط غرقابی طولانی مدت، ریشه پایه‌های مقاوم گوجه‌فرنگی می‌توانند با افزایش تولید ریشه‌های جدید با شرایط کمبود اکسیژن در محیط ریشه سازگار شوند (Dresboll & Thorup-Kristensen, 2012). به‌طور کلی کاهش شاخص‌های رشدی گیاهان پیوندی و غیرپیوندی در شرایط تنش اکسیژن را می‌توان به کاهش فعالیت ریشه و در نهایت کاهش جذب آب و مواد غذایی نسبت داد و از آنجایی که گیاهان پیوندی از سامانه ریشه‌ای قوی‌تری برخوردار بودند در نتیجه کاهش جذب عنصرهای غذایی کمتر رخ می‌دهد.

کلروفیل و کارتنوئید کل

غلظت کلروفیل کل و کارتنوئید در تیمار شاهد و گیاهان پیوندی بالاترین مقدار بود. اگرچه تیمار کاهش هوادهی تأثیری بر غلظت کلروفیل کل و کارتنوئید برگ نداشت، ولی عدم هوادهی و تزریق نیتروژن باعث کاهش کلروفیل کل و کارتنوئید برگ شد و این کاهش در گیاهان غیرپیوندی بیشتر از گیاهان پیوندی بود (جدول ۴).

در آزمایشی شرایط غرقابی سبب کاهش قابل توجهی در مقدار کلروفیل برگ گردید درحالی که برخی از گونه‌ها تغییرات اندک و در برخی از گونه‌ها تفاوتی از لحاظ مقدار کلروفیل مشاهده نشد (Herrera, 2013). کاهش در مقدار کلروفیل ممکن است به دلیل کاهش آنزیم‌های مسئول سنتز

جدول ۳. تجزیه واریانس اثر تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر برخی ویژگی‌های فیزیولوژیکی هندوانه.

Table 3. Results of variance analysis effect of oxygen deficiency stress and grafting on some physiological traits of watermelon.

Source of variation	df	Mean of squares					
		Total chlorophyll	Carotenoid	Root proline	Shoot proline	Root total soluble carbohydrate	Shoot total soluble carbohydrate
Oxygen stress (O)	3	7.11**	0.12**	30382**	21587**	6.45**	53.91**
Grafting (G)	1	2.78**	0.06**	4732**	852.1**	4.19**	1.87**
O×G	3	0.69*	0.007*	21.49 ^{ns}	177.9*	0.48**	1.76**
Error	26	0.16	0.002	16.42	34.42	10.79	0.17
CV (%)		4.74	3.05	3.03	3.90	3.35	6.70

ns, *, ** و *** به ترتیب نبود تفاوت معنی دار و تفاوت دار در سطح احتمال ۵ و ۱ درصد. ns, *, **, Non-Significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.

قندهای محلول و پرولین

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که تیمار کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن در محلول غذایی سبب افزایش غلظت قندهای محلول ریشه نسبت به تیمار شاهد گردید (جدول ۴). بجز تیمار تزریق نیتروژن در بقیه تیمارها غلظت قندهای محلول در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیر پیوندی بود (جدول ۴). در شاخساره نیز تیمار کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن در محلول غذایی سبب افزایش غلظت قندهای محلول نسبت به تیمار شاهد گردید (جدول ۴)، اگرچه برخلاف ریشه بجز تیمار تزریق نیتروژن در بقیه تیمارها غلظت قندهای محلول شاخساره در گیاهان پیوندی و گیاهان غیر پیوندی تفاوتی نداشت (جدول ۴). در گوجه‌فرنگی کشت شده در تنش غرقابی، به‌طور قابل توجهی میزان قند کل، قندهای احیاکننده، نشاسته و قندهای فردی مانند گلوکز، فروکتوز و ساکارز افزایش یافت. در این آزمایش میزان افزایش قندهای ذکر شده به پایه‌های مورد استفاده و مدت زمان تنش غرقابی بستگی داشت. ولی مقدار افزایش قندهای فوق در گوجه‌فرنگی‌های پیوندی روی پایه بادمجان نسبت به گیاهان خود پیوندی و غیرپیوند بیشتر بود. تاکنون، نقش این قندها در ایجاد تحمل تنش غرقابی مشخص نشده است، اگرچه نقش آنها به عنوان اسمولیت، مولکول‌های سیگنال دهنده و منابع انرژی کربن به

خوبی شناخته شده است. (Bhatt *et al.*, 2015).

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که تیمار کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن در محلول غذایی سبب افزایش غلظت پرولین ریشه و شاخساره گردید نسبت به تیمار شاهد گردید (شکل ۳، جدول ۴). بجز تیمار کاهش هوادهی در بقیه تیمارها غلظت پرولین شاخساره در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیر پیوندی بود (جدول ۴). غلظت پرولین ریشه نیز در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیر پیوندی بود (شکل ۳).

در شرایط تنش گیاه به منظور حفظ پایداری غشا از طریق تجمع ترکیبات اسمزی از جمله پرولین و کربوهیدرات‌های محلول برگ، پتانسیل اسمزی خود را کاهش می‌دهد و یا به عبارت دیگر تنظیم اسمزی صورت می‌گیرد. یکی از پاسخ‌های عمومی سلول به تغییرات فشار اسمزی خارجی، تجمع متابولیت‌هایی است که قابلیت انحلال داشته و متابولیسم طبیعی گیاه را مختل نمی‌کنند (Orcutt & Nilsen, 2000). این مواد که عموماً به اسمولیت‌ها معروف هستند شامل قندهایی مثل ساکارز و فروکتوز، یون‌هایی مانند پتاسیم یا متابولیت‌های دارای بار الکتریکی مثل گلاسیسین بتائین، دی متیل سولفونیوم پروپیونات و اسید آمینه‌ای چون پرولین هستند (Paul & Hasegawa, 1996). در شرایط تنش آبی، اسمولایت‌ها باعث پایداری آنزیم‌ها در حضور یون‌ها می‌شوند.

برنج با افزایش مدت زمان غرقابی افزایش یافت (Chanu & Sarangthem, 2015) که این نتایج با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد.

نتایج این تحقیق همچنین نشان داد که گیاهان پیوندی از مقدار پرولین و قندهای محلول بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند. در یک بررسی انجام شده روی گیاه گوجه‌فرنگی در شرایط تنش شوری نشان داده شد که با افزایش تنش شوری مقدار پرولین در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی افزایش یافت ولی مقدار پرولین در گیاهان پیوندی از مقدار بیشتری برخوردار بود (Wahb-Allah, 2014). همچنین گزارش شده که گیاهان هندوانه پیوندشده روی کدو از مقدار پرولین و قندهای محلول بیشتری در شرایط تنش شوری برخوردار بودند (Seiyahkahi, 2016). همچنین گیاهان گوجه‌فرنگی که روی پایه بادمجان پیوند شده بودند، مقدار پرولین و قندهای محلول بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی در شرایط تنش غرقابی داشتند (Bahadur et al., 2016) که با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد. به‌طور کلی تفاوت مقدار قندهای محلول و پرولین در گیاهان پیوندی را می‌توان به سامانه ریشه‌ای قوی‌تر و توانایی جذب آب و مواد غذایی بیشتر در شرایط تنش نسبت داد. همچنین گزارش شده است که گیاهان هندوانه پیوندی بر روی کدو به دلیل تولید ریشه‌های نابجا (که به‌عنوان ریشه‌های هوایی نام برده شده است) می‌توانند اکسیژن ریشه را در شرایط کمبود اکسیژن تامین کنند (Yetisir et al., 2006).

پرولین به عنوان یکی از این ترکیبات است که باعث افزایش پایداری آنزیم‌ها در دمای بالا می‌شود (Paul & Hasegava, 1996). پرولین می‌تواند به‌عنوان یک مولکول تنظیمی علامتی عمل نماید و موجب فعال‌سازی پاسخ‌های متعددی شود که از اجزای فرایندهای سازگاری محسوب می‌شوند. پرولین می‌تواند در اعمالی از جمله تنظیم پتانسیل احیاء سلول، حفظ pH سلول، تثبیت فسفولیپیدهای غشاء، تنظیم پروتئین‌ها و محافظت از آنزیم‌ها در مقابل دنا توره شدن نقش داشته باشد دارد و چون در شرایط تنش کمبود اکسیژن امکان افزایش رادیکال‌های آزاد نظیر گونه‌های اکسیژن فعال در داخل سلول بالا می‌رود. افزایش مقدار پرولین در داخل سلول به کاهش اثرات منفی رادیکال‌های آزاد و پایداری غشای سلولی کمک می‌کند. همچنین پرولین می‌تواند به‌عنوان منبع کربن و نیتروژن در سلول عمل نماید (Chen & Murata, 2002). نتایج پژوهش حاضر نشان داد که با حذف و یا کاهش اکسیژن محلول غذایی مقدار پرولین ریشه و شاخساره به‌طور قابل توجهی افزایش یافت. در یک بررسی دیگر روی ارقام مختلف گوجه‌فرنگی نشان داده شد که شرایط غرقابی سبب افزایش قابل توجهی در مقدار پرولین و قندهای محلول ارقام گوجه‌فرنگی گردید، هرچند تفاوت قابل توجهی بین ارقام از لحاظ مقدار پرولین و قندهای محلول در پاسخ به تنش غرقابی مشاهده نگردید (Aloni & Rosenshtein, 1982). همچنین مقدار پرولین و قندهای محلول گیاه

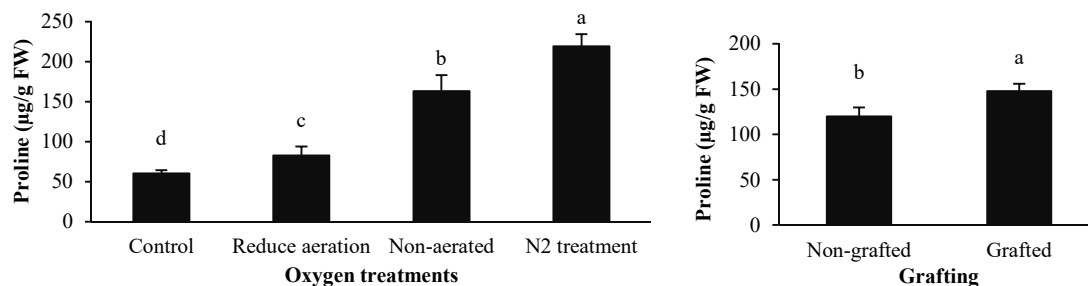
جدول ۴. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر کلروفیل کل، کارتنوئیدها، کربوهیدرات‌های محلول ریشه و ساقه، و پرولین ریشه و ساقه هندوانه.

Table 4. Mean comparison interaction effect of oxygen deficiency stress and grafting on total chlorophyll (TChl), carotenoid, root and shoot total soluble carbohydrate (TSC), and root and shoot proline of watermelon.

Oxygen treatment	Grafting	TChl (mg.g ⁻¹ FW)	Carotenoid (mg.g ⁻¹ FW)	Root TSC (mg.g ⁻¹ FW)	Shoot TSC (mg.g ⁻¹ FW)	Shoot proline (μg.g ⁻¹ FW)
Control	Non-grafted	1.54 ^b	1.50 ^b	1.33 ^c	3.40 ^f	85 ^g
	Grafted	1.69 ^a	1.70 ^a	2.47 ^{cd}	3.63 ^{ef}	100 ^f
Reduce aeration	Non-grafted	1.50 ^b	1.50 ^b	1.50 ^c	4.67 ^d	115 ^c
	Grafted	1.51 ^b	1.50 ^b	2.47 ^c	4.17 ^{de}	111 ^c
Non-aerated	Non-grafted	1.34 ^d	1.30 ^d	2.27 ^d	6.20 ^c	161 ^d
	Grafted	1.41 ^c	1.33 ^c	3.23 ^b	6.60 ^c	178 ^c
N ₂ treatment	Non-grafted	1.21 ^c	1.20 ^c	4.20 ^a	9.23 ^b	215 ^b
	Grafted	1.38 ^{cd}	1.27 ^{cd}	4.20 ^a	11.30 ^a	236 ^a

در هر ستون میانگین‌های با حداقل یک حرف مشترک تفاوت معنی داری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.

In each column, means followed by at least a common letter, are not significantly difference at 5 percent probability level.



شکل ۳. مقایسه میانگین اثر تنش اکسیژن (راست) و پیوند (چپ) بر غلظت پرولین ریشه هندوانه.

Figure 3. Mean comparison effect of oxygen deficiency stress (right) and grafting (left) on proline concentration of roots in watermelon.

پتاسیم به وسیله ریشه‌ها نیاز به اکسیژن دارد. از طرفی دیده می‌شود که کاهش مقدار عنصرهای موجود در گیاهان روییده در خاک‌های غرقابی تنها به دلیل کاهش جذب پتاسیم آنها نیست، بلکه بدلیل نشت یون‌ها از ریشه به محیط نیز می‌باشد. برای مثال گزارش شده است که خروج یون‌های پتاسیم از ریشه تحت تنش غرقابی افزایش می‌یابد (Kozłowski, 1997). اگرچه گزارش متناقضی هم در یک بررسی انجام شده روی گیاه ذرت وجود دارد که نشان داده شد که تنش غرقابی سبب افزایش مقدار پتاسیم شاخساره ذرت گردید که افزایش مقدار پتاسیم به دلیل افزایش انحلال پذیری پتاسیم و دسترسی بیشتر گیاهان به مقدار آن بود (Ferreira *et al.*, 2008).

نتایج این آزمایش همچنین نشان داد که گیاهان هندوانه پیوندشده روی پایه کدو از غلظت پتاسیم بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی در شرایط شاهد و تنش اکسیژن برخوردار بودند. در یک آزمایش انجام شده روی هندوانه نشان داده شد که مقدار پتاسیم در مرحله رشد میوه در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی بیشتر بود که این نتایج با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد (Huang *et al.*, 2016). افزایش مقدار پتاسیم در گیاهان پیوندی را می‌توان به سامانه ریشه‌ای قوی پایه‌های کدو نسبت داد (Yetisir *et al.*, 2006). همچنین در یک بررسی روی گیاهان پیوندی هندوانه مشخص شد که مقدار پتاسیم گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان خودپیوندی در شرایط تنش شوری بیشتر می‌باشد که سامانه ریشه‌ای قوی‌تر را دلیل اصلی بالا بودن مقدار پتاسیم ریشه گزارش کرده‌اند (Seiyahkahi *et al.*, 2016).

غلظت پتاسیم

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که با افزایش سطح تنش غلظت پتاسیم ریشه به‌طور معنی‌داری کاهش یافت به‌طوری‌که تیمار کاهش هوادهی، عدم هوادهی و تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی به ترتیب سبب کاهش ۶، ۱۶ و ۲۰ درصدی پتاسیم ریشه نسبت به تیمار شاهد گردید (شکل ۴). غلظت پتاسیم ریشه در گیاهان پیوندی به‌طور معنی‌داری بیشتر از گیاهان غیرپیوندی بود (شکل ۴). در همه تیمارهای اکسیژن غلظت پتاسیم شاخساره در گیاهان پیوندی بالاتر از گیاهان غیرپیوندی بود، به‌طوری‌که بیشترین غلظت پتاسیم شاخساره در گیاهان پیوندی در تیمار شاهد و کمترین غلظت پتاسیم شاخساره در گیاهان غیرپیوندی در شرایط تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی مشاهده گردید (جدول ۶).

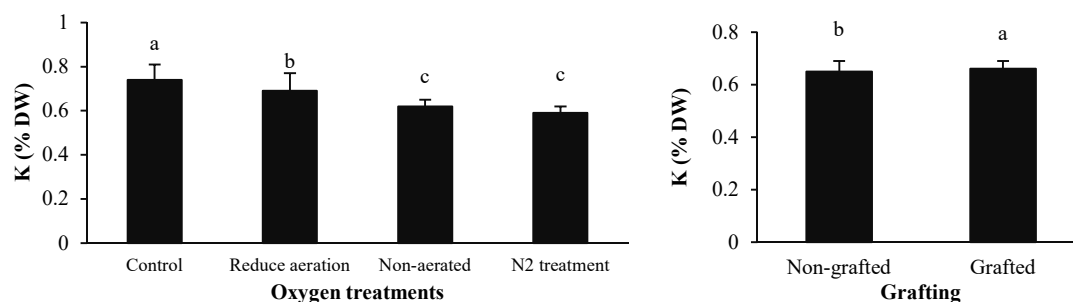
کاهش غلظت پتاسیم ریشه و شاخساره را می‌توان به کاهش رشد در ریشه و در نهایت کاهش جذب عنصرهای غذایی به‌ویژه پتاسیم نسبت داد. گزارش شده است که با کاهش مقدار اکسیژن در محلول غذایی مقدار جذب پتاسیم به دلیل کاهش تنفس ریشه کانال‌های انتقال پتاسیم بسته شده و در نهایت جذب آب و پتاسیم به‌طور قابل توجهی کاهش می‌یابد (Hammond *et al.*, 1995). در شرایط غرقابی به دلیل مرگ سلول‌های ریشه مقدار پتاسیم سیتوسولی به‌طور قابل توجهی کاهش می‌یابد (Shabala & Pottosin, 2014). گزارش شده است که با افزایش مدت زمان غرقاب شدن گیاهان فلفل مقدار پتاسیم فلفل کاهش یافت (Malek *et al.*, 2005). کاهش مقدار پتاسیم در شرایط غرقابی به دلیل آن می‌باشد که جذب فعال

جدول ۵. تجزیه واریانس اثر تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر غلظت عناصر در برگ و ریشه هندوانه.

Table 5. Results of variance analysis effect of oxygen deficiency stress and grafting on mineral concentration in shoot and root of watermelon.

Source of variation	df	Mean of quares							
		K		P		Ca		Mg	
		Root	Shoot	Root	Shoot	Root	Shoot	Root	Shoot
Oxygen stress (O)	3	0.026**	0.17**	0.003**	0.0008**	0.07**	0.022**	0.02**	0.012**
Grafting (G)	1	0.006 ^{ns}	0.35**	0.002**	0.0006**	0.25**	0.012**	0.002 ^{ns}	0.003**
O×G	3	0.005 ^{ns}	0.02*	0.001 ^{ns}	0.00005*	0.003*	0.0006*	0.001*	0.002 ^{ns}
Error	26	2.42	0.004	0.0004	0.0002	0.0002	0.0002	0.0002	0.0002
CV (%)		2.98	4.05	3.35	5.09	7.20	4.33	7.20	8.39

ns, *, **: Non-Significantly difference and significantly difference at 5 and 1% of probability levels, respectively.



شکل ۴. مقایسه میانگین اثر تنش اکسیژن (راست) و پیوند (چپ) بر غلظت پتاسیم ریشه هندوانه.

Figure 4. Mean comparison effect of oxygen deficiency stress (right) and grafting (left) on K concentration of root in watermelon.

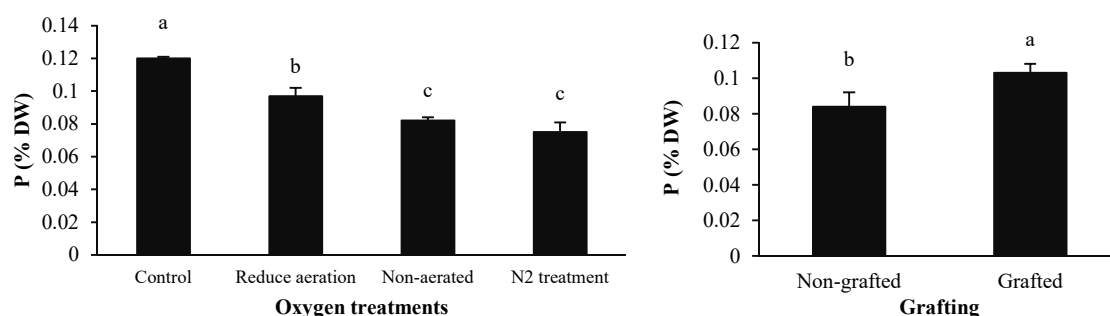
شرایط کمبود اکسیژن ممکن است به دلیل کاهش رشد ریشه نیز باشد (Hammond *et al.*, 1995). گزارش شده است که تنش غرقابی از طریق کاهش رشد ریشه، سبب کاهش قابل توجهی در مقدار فسفر برگ ذرت شد (Ferreira *et al.*, 2008) که با نتایج تحقیق حاضر مطابقت دارد. همچنین گزارش شده که گیاهان گندم و جو که در شرایط غرقابی رشد کرده بودند از مقدار فسفر کمتری نسبت گیاهان شاهد برخوردار بودند که دلیل آن هم به کاهش فعالیت ریشه نسبت داده شد (Steffens *et al.*, 2005).

نتایج این تحقیق همچنین نشان داد که مقدار فسفر شاخساره و ریشه گیاهان هندوانه پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی در شرایط تنش اکسیژن بیشتر بود. لذا با توجه به نتایجی که از این تحقیق بدست آمد می توان نتیجه گرفت افزایش مقدار فسفر شاخساره و ریشه گیاهان پیوندی احتمالاً به دلیل رشد ریشه بیشتر و همچنین بالابودن تنظیم کننده های اسمزی است که سبب می شوند در شرایط تنش پتانسیل اسمزی سلول را حفظ کنند و فعالیت ریشه در شرایط تنش حفظ گردد.

غلظت فسفر

نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن به محلول غذایی به ترتیب سبب کاهش ۱۹، ۳۱ و ۳۷ درصدی غلظت فسفر ریشه نسبت به تیمار شاهد گردید (شکل ۵). نتایج همچنین حاکی از آن بود که گیاهان پیوندی از مقدار فسفر ریشه بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند به طوری که غلظت فسفر ریشه در گیاهان پیوندی نسبت به گیاهان غیرپیوندی حدود ۲۲ درصد بیشتر بود (شکل ۵). مقایسه میانگین تیمارها نشان داد که با اعمال تنش، غلظت فسفر شاخساره در گیاهان پیوندی و غیرپیوندی کاهش یافت به طوری که بیشترین غلظت فسفر شاخساره در گیاهان پیوندی با تیمار شاهد مشاهده گردید (جدول ۶).

کاهش در مقدار فسفر ممکن است ارتباط نزدیکی با تغییر در pH محلول غذایی داشته باشد. در شرایط کمبود اکسیژن، به دلیل کاهش فعالیت پمپ پروتون pH محلول غذایی به طور قابل توجهی افزایش یافته و در نتیجه ممکن است در جذب فسفر اختلال ایجاد کند (Snyder & Slaton, 2002). کاهش مقدار فسفر در



شکل ۵. مقایسه میانگین اثر تنش اکسیژن (راست) و پیوند (چپ) بر غلظت فسفر ریشه هندوانه.

Figure 5. Mean comparison effect of oxygen deficiency stress (right) and grafting (left) on P concentration of root in watermelon.

مقدار کلسیم شاخساره در گیاهان غیرپیوندی در شرایط تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی مشاهده گردید (جدول ۶).

جذب کلسیم به میزان غلظت آن در محیط ریشه و میزان انتقال یون کلسیم در ساقه بستگی دارد. همچنین جذب این عنصر به یون‌های موجود در محلول غذایی نیز وابسته است. کلسیم یک عنصر کم‌تحرک می‌باشد و هر عاملی که روی محدوده‌ی انتقال اثرگذار باشد در نتیجه انتقال کلسیم نیز تحت تأثیر قرار می‌گیرد (Marschner & Marschner, 2012). از آنجایی که در شرایط تنش غرقابی فعالیت ریشه به‌طور قابل توجهی کاهش می‌یابد و یا متوقف می‌گردد لذا جریان آب در آوند چوبی نیز کاهش یافته و می‌توان گفت یکی از عنصرهایی که در شرایط غرقابی کمبود شدید نشان می‌دهد کلسیم می‌باشد (Hammond *et al.*, 1995). نتایج این آزمایش نیز نشان داد که در شرایط کمبود اکسیژن و یا حذف اکسیژن مقدار کلسیم ریشه و شاخساره به‌طور قابل توجهی کاهش یافت و بنا بر نتایج بدست آمده از این آزمایش کاهش مقدار کلسیم را می‌توان به کاهش شدید رشد ریشه و در نهایت کاهش تعرق و تبادلات گازی نسبت داد، که این نتایج با نتایج مطالعات انجام شده روی گیاه بابونه مطابقت دارد به‌طوری‌که آن‌ها گزارش کردند که با کاهش رطوبت خاک مقدار جذب کلسیم افزایش یافت و زمانی که رطوبت خاک در حد اشباع بود مقدار کلسیم شاخساره بابونه آلمانی به‌طور قابل توجهی کاهش یافت (Pirzad *et al.*, 2015). همچنین گزارش شده است که کاهش کلسیم در

در یک بررسی انجام شده در گیاهان هندوانه نشان داده شد که گیاهان پیوند شده روی دوپایه کدو از مقدار فسفر بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند (Huang *et al.*, 2016). همچنین مقدار فسفر گیاهان هندوانه پیوند شده روی پایه کدو نسبت به گیاهان خود پیوندی به‌طور قابل توجهی بالاتر بود (Nawaz *et al.*, 2017) که این نتایج با نتایج تحقیق حاضر مطابقت داشت.

غلظت کلسیم

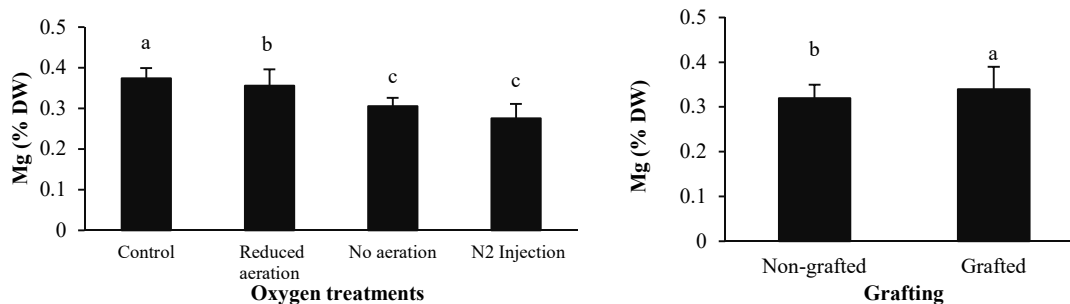
نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که فقط تیمار عدم هوادهی و تزریق نیتروژن به محلول غذایی سبب کاهش غلظت کلسیم ریشه نسبت به تیمار شاهد گردید (جدول ۶). نتایج همچنین حاکی از آن است که گیاهان پیوندی در شرایط تزریق گاز نیتروژن به محلول غذایی از مقدار کلسیم ریشه بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند ولی تفاوت معنی‌داری بین گیاهان پیوندی و غیرپیوندی در شرایط کاهش هوادهی و عدم هوادهی محلول غذایی وجود نداشت (جدول ۶). نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که تیمار کاهش هوادهی، حذف هوادهی و تزریق نیتروژن به محلول غذایی سبب کاهش غلظت کلسیم شاخساره نسبت به تیمار شاهد گردید (جدول ۶). نتایج همچنین حاکی از آن است که در همه تیمارهای تنش اکسیژن، گیاهان پیوندی از مقدار کلسیم شاخساره بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند (جدول ۶). نتایج همچنین بیانگر آن است که بیشترین مقدار کلسیم شاخساره در گیاهان پیوندی در شرایط شاهد و کمترین

اکسیژن غلظت منیزیم شاخساره کاهش یافت به طوری که بیشترین غلظت منیزیم در گیاهان شاهد و کمترین آن در تیمار تزریق نیتروژن مشاهده شد (شکل ۶). غلظت منیزیم شاخساره در گیاهان پیوندی به طور معناداری بالاتر از گیاهان غیر پیوندی بود (شکل ۶). نتایج مقایسه میانگین بین تیمارها نشان داد که با افزایش سطح تنش غلظت منیزیم ریشه در تمام تیمارهای تنش اکسیژن به طور معناداری کاهش یافت (جدول ۶). اگرچه در تیمار شاهد غلظت منیزیم ریشه در گیاهان پیوندی بیشتر از گیاهان غیر پیوندی بود ولی در تیمارهای تنش اکسیژن تفاوتی در منیزیم شاخساره گیاهان پیوندی و غیر پیوندی مشاهده نشد (جدول ۶). در شرایط تنش اکسیژن به دلیل مرگ سلولهای ریشه به دلیل کمبود اکسیژن جذب مواد غذایی نظیر منیزیم به طور قابل توجهی کاهش می یابد که با نتایج ما کاملا مطابقت دارد. همچنین پایه کدو استفاده شده بعلت تاثیر در افزایش میزان جذب عناصر نظیر منیزیم در ریشه دارای مقدار بالاتر عنصر منیزیم نسبت به گیاهان غیر پیوندی می باشد.

شرایط تنش غرقابی ارتباط نزدیکی با مقدار اکسیژن محیط ریشه و تنفس ریشه دارد (Hopkins, 1999). نتایج این آزمایش همچنین نشان داد که گیاهان پیوندی از مقدار کلسیم بیشتری نسبت به گیاهان غیر پیوندی برخوردار بودند. مطابق نتایج فوق، محققان قبلی نشان دادند که مقدار کلسیم گیاهان پیوندی هندوانه روی دو پایه کدو نسبت به گیاهان خود پیوندی بیشتر بود که افزایش مقدار کلسیم در شرایط تنش را به سامانه ریشه ای قوی تر نسبت داده اند (Yuan *et al.*, 2016). از طرف دیگر گزارش شده است که در شرایط غرقابی گیاهان پیوندی هندوانه دارای یکسری ریشه های نابجا هستند که این ریشه ها سبب تأمین اکسیژن می شود که در نهایت سبب ذخیره اکسیژن در بافت آرانسیم ریشه می شود که اکسیژن لازم را برای تنفس ریشه تامین می کند (Yetisir *et al.*, 2006).

غلظت منیزیم

مقایسه میانگین داده ها نشان داد که با اعمال تنش



شکل ۶. مقایسه میانگین اثر تنش اکسیژن (راست) و پیوند (چپ) بر غلظت منیزیم شاخساره هندوانه.

Figure 6. Mean comparison effect of oxygen deficiency stress (right) and grafting (left) on Mg concentration of shoot in watermelon.

جدول ۶. مقایسه میانگین اثر متقابل تنش کمبود اکسیژن و پیوند بر غلظت عنصرهای برگ و ریشه هندوانه.

Table 6. Mean comparison interaction effect of oxygen deficiency stress and grafting on mineral concentration in root and shoot of watermelon.

Oxygen treatment	Grafting	K (% DW)		P (% DW)		Ca (% DW)		Mg (% DW)	
		Shoot	Root	Shoot	Root	Shoot	Root	Shoot	Root
Control	Non-grafted	1.62 ^{bc}	0.084 ^b	0.53 ^b	0.35 ^b	0.55 ^b			
	Grafted	1.75 ^a	0.094 ^a	0.63 ^a	0.42 ^a	0.58 ^a			
Reduce aeration	Non-grafted	1.48 ^d	0.079 ^{bc}	0.50 ^b	0.32 ^c	0.49 ^{cd}			
	Grafted	1.71 ^{ab}	0.085 ^b	0.53 ^b	0.36 ^b	0.51 ^c			
Non-aerated	Non-grafted	1.28 ^e	0.070 ^d	0.43 ^c	0.28 ^d	0.48 ^d			
	Grafted	1.59 ^c	0.075 ^{cd}	0.45 ^c	0.31 ^c	0.46 ^{de}			
N ₂ treatment	Non-grafted	1.12 ^t	0.053 ^e	0.28 ^e	0.22 ^e	0.44 ^{et}			
	Grafted	1.48 ^d	0.070 ^d	0.38 ^d	0.26 ^d	0.43 ^t			

در هر ستون میانگین های با حداقل یک حرف مشترک تفاوت معنی داری در سطح احتمال ۵ درصد ندارند.

In each column, means followed by at least a common letter, are not significantly difference at 5 percent probability level.

نتیجه‌گیری کلی

پیوندی از ویژگی‌های رشدی بهتری در شرایط تنش نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند. نتایج همچنین حاکی از آن بود که با کاهش مقدار اکسیژن محلول غذایی مقدار تنظیم‌کننده‌های اسمزی نظیر پرولین و قندمحلول شاخساره و ریشه گیاهان پیوندی و غیرپیوندی افزایش پیدا کرد. براساس نتایج به‌دست‌آمده مشخص شد که تنش اکسیژن باعث کاهش غلظت عنصرهای غذایی پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر شاخساره و ریشه گردید که در این بین گیاهان پیوندی از مقدار عنصرهای بیشتری نسبت به گیاهان غیرپیوندی برخوردار بودند. میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی نیز تحت تاثیر کمبود اکسیژن کاهش یافت.

تنش کمبود اکسیژن می‌تواند همانند تنش کمبود آب، شوری و یا تنش گرما باعث کاهش رشد گیاه شود. با توجه به نتایج بدست آمده از این آزمایش می‌توان نتیجه گرفت هوادهی محلول غذایی به‌عنوان یک عامل اساسی برای رشد گیاهان در سامانه هیدروپونیک عمل می‌کند به‌طوری‌که نتایج این آزمایش نشان داد که با کاهش اکسیژن محلول غذایی یا تزریق نیتروژن به محلول غذایی ویژگی‌های رشدی گیاه نظیر ارتفاع گیاه، تعداد برگ، طول میانگره، قطر ساقه، وزن تر و خشک شاخساره، و وزن تر و خشک ریشه به‌طور معنی‌داری کاهش یافت که در این بین گیاهان

REFERENCES

- Aloni, B., & Rosenshtein, G. (1982). Effect of flooding on tomato cultivars: The relationship between proline accumulation and other morphological and physiological changes. *Physiologia Plantarum*, 56(4), 513-517.
- Arnon, D. I. (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, 24(1), 1.
- Bahadur, I., Maurya, B. R., Kumar, A., Meena, V. S., & Raghuvanshi, R. (2016). Towards the soil sustainability and potassium-solubilizing microorganisms. In *Potassium solubilizing microorganisms for sustainable agriculture* (pp. 255-266). Springer, New Delhi.
- Bartholomeus, R. P., Witte, J. P. M., van Bodegom, P. M., van Dam, J. C., & Aerts, R. (2008). Critical soil conditions for oxygen stress to plant roots: substituting the Feddes-function by a process-based model. *Journal of Hydrology*, 360(1-4), 147-165.
- Bates, L. S., Waldern, R. P. & Tear, I. D. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant Soil*, 39, 205-207.
- Bhatt, R. M., Upreti, K. K., Divya, M. H., Bhat, S., Pavithra, C. B., & Sadashiva, A. T. (2015). Interspecific grafting to enhance physiological resilience to flooding stress in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Scientia Horticulturae*, 182, 8-17.
- Boru, G., Vantoai, T., Alves, J., Hua, D., & Knee, M. (2003). Responses of soybean to oxygen deficiency and elevated root-zone carbon dioxide concentration. *Annals of Botany*, 91(4), 447-453.
- Cakmak, I. (2000). Possible roles of zinc in protecting plant cells from damage by reactive oxygen species. *The New Phytologist*, 146(2), 185-205.
- Caudle, K. L., & Maricle, B. R. (2012). Effects of flooding on photosynthesis, chlorophyll fluorescence, and oxygen stress in plants of varying flooding tolerance. *Transactions of the Kansas Academy of Science*, 115(1/2), 5-18.
- Chapman, H. D. & Prah, D. F. (1961). Methods analysis for soil, plant and water. University of California Division, Agriculture Science: 60-62.
- Chanu, W. S., & Sarangthem, K. (2015). Changes in proline accumulation, amino acid, sugar and chlorophyll content in leaf and culm of Phourel-amubi, a rice cultivar of Manipur in response to flash flood. *Indian Journal of Plant Physiology*, 20(1), 10-13.
- Chen, T. H., & Murata, N. (2002). Enhancement of tolerance of abiotic stress by metabolic engineering of betaines and other compatible solutes. *Current Opinion in Plant Biology*, 5(3), 250-257.
- Dresboll, D.B. & Thorup-Kristensen, K. (2012) Spatial variation in root system activity of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) in response to short and long-term waterlogging as determined by N-15 uptake. *Plant Soil*, 357, 161-172.
- Ebadi, M., Soltani, F., & Mostofi, Y. (2013). Effect of temperature and accession type on lycopene stability and total phenolic compound of fresh-cut watermelon. In *VII International Postharvest Symposium 1012* (pp. 947-953), 15 November, Kuala Lumpur, Malaysia.

15. Edelstein, M. (2004). Grafting vegetable-crop plants: pros and cons. In *VII International Symposium on Protected Cultivation in Mild Winter Climates: Production, Pest Management and Global Competition 659* (pp. 235-238), November, Leuven, Belgium.
16. Ferreira, M. A., O'Donovan, M. C., Meng, Y. A., Jones, I. R., Ruderfer, D. M., Jones, L., & Smoller, J. W. (2008). Collaborative genome-wide association analysis supports a role for ANK3 and CACNA1C in bipolar disorder. *Nature Genetics*, 40(9), 1056.
17. Hammond, A. (1995). *Environmental indicators: a systematic approach to measuring and reporting on environmental policy performance in the context of sustainable development* (No. 333.7/H225). Washington, DC: World Resources Institute.
18. Herrera, A. (2013). Responses to flooding of plant water relations and leaf gas exchange in tropical tolerant trees of a black-water wetland. *Frontiers in Plant Science*, 4(106), 1-12.
19. Hopkins, W. G. (1999). *Introduction to plant physiology* (No. Ed. 2). John Wiley and Sons.
20. Horchani, F., Aschi-Smiti, S., & Brouquisse, R. (2010). Involvement of nitrate reduction in the tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants to prolonged root hypoxia. *Acta physiologiae Plantarum*, 32(6), 1113-1123.
21. Huang, Y., Zhao, L., Kong, Q., Cheng, F., Niu, M., Xie, J., & Bie, Z. (2016). Comprehensive mineral nutrition analysis of watermelon grafted onto two different rootstocks. *Horticultural Plant Journal*, 2(2), 105-113.
22. Irfan, M., Hayat, S., Hayat, Q., Afroz, S., & Ahmad, A. (2010). Physiological and biochemical changes in plants under waterlogging. *Protoplasma*, 241(1-4), 3-17.
23. Irigoyen, J. J., Einerich, D. W., & Sánchez-Díaz, M. (1992). Water stress induced changes in concentrations of proline and total soluble sugars in nodulated alfalfa (*Medicago sativa*) plants. *Physiologia Plantarum*, 84(1), 55-60.
24. Kalra, Y. (Ed.). (1997). *Handbook of reference methods for plant analysis*. CRC Press Boca Raton (USA), 1-291.
25. Klute, A. (1986). Water retention: laboratory methods. *Methods of soil analysis: part 1-physical and mineralogical methods*, ASA and SSSA, Madison, 635-662.
26. Kozłowski, T. T. (1985). Soil aeration, flooding, and tree growth. *Journal of Arboriculture*, 11(3), 85-96.
27. Kozłowski, T. T. (1997). Responses of woody plants to flooding and salinity. *Tree Physiology*, 17, 13-21.
28. Krishnamurthy, A., & Rathinasabapathi, B. (2013). Oxidative stress tolerance in plants: novel interplay between auxin and reactive oxygen species signaling. *Plant signaling & Behavior*, 8(10), e25761.
29. Zhu, L., & Gong, F. (2013). Effects of flooding stress on several antioxidant enzyme activities and osmoregulatory substance of grafted sweet pepper seedlings. *Acta Agriculturae Jiangxi*, 25(10), 30-32.
30. Maggio, A., Miyazaki, S., Veronese, P., Fujita, T., Ibeas, J. I., Damsz, B., & Bressan, R. A. (2002). Does proline accumulation play an active role in stress-induced growth reduction? *The Plant Journal*, 31(6), 699-712.
31. Mahmood, U., Hussain, S., Hussain, S., Ali, B., Ashraf, U., Zamir, S., Al-Robai, S.A., Alzahrani, F.O., Hano, C. & El-Esawi, M.A. (2021). Morpho-physio-biochemical and molecular responses of maize hybrids to salinity and waterlogging during stress and recovery phase. *Plants*, 10(7), 1345.
32. Malek, A. F., Manochehri, K. M., & Torkzadeh, M. (2005). The effect of flooding stress on induction of oxidative stress and concentration of mineral element in pepper (*Capsicum annum*) plants. *Iranian Journal of Biology*, 18(2), 110-119. (In Farsi).
33. Marschner, H. & Marschner, P. (2012). *Marschner's mineral nutrition of higher plants*. 3rd Edn. San Diego, CA: Elsevier Academic Press, 1-651.
34. Mauro, R. P., Agnello, M., Distefano, M., Sabatino, L., San Bautista Primo, A., Leonardi, C., & Giuffrida, F. (2020). Chlorophyll fluorescence, photosynthesis and growth of tomato plants as affected by long-term oxygen root zone deprivation and grafting. *Agronomy*, 10(1), 137.
35. Men, S., Chen, H., Chen, S., Zheng, S., Shen, X., Wang, C., Yang, Z., & Liu, D. (2020). Effects of supplemental nitrogen application on physiological characteristics, dry matter and nitrogen accumulation of winter rapeseed (*Brassica napus* L.) under waterlogging stress. *Scientific Reports*, 10(1), 1-10.
36. Mohsenian, Y., & Roosta, H. R. (2015). Effects of grafting on alkali stress in tomato plants: datura rootstock improve alkalinity tolerance of tomato plants. *Journal of Plant Nutrition*, 38(1), 51-72.
37. Morard, P., Lacoste, L., & Silvestre, J. (2000). Effect of oxygen deficiency on uptake of water and mineral nutrients by tomato plants in soilless culture. *Journal of Plant Nutrition*, 23(8), 1063-1078.
38. Morard, P., Lacoste, L. & Silvestre, J. (2004). Effect of oxygen deficiency on mineral nutrition of excised tomato roots. *Journal of Plant Nutrition*, 27(4), 613-626.
39. Murkute, A. A., Sharma, S., & Singh, S. K. (2006). Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbuscular mycorrhizal fungi. *Horticultural Science*, 33, 70-76.

40. Nawaz, M., Miran, W., Jang, J., & Lee, D. S. (2017). One-step hydrothermal synthesis of porous 3D reduced graphene oxide/TiO₂ aerogel for carbamazepine photodegradation in aqueous solution. *Applied Catalysis B: Environmental*, 203, 85-95.
41. Orcutt, D. M., & Nilsen, E. T. (2000). Influence of plant phytopathogens on host physiology. *The physiology of plants under stress. Soil and biotic factors*. Wiley, USA, 236-239.
42. Paul, M. & Hasegawa, A. (1996). Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 51, 463-499.
43. Pasternak, T., Potters, G., Caubergs, R., & Jansen, M. A. (2005). Complementary interactions between oxidative stress and auxins control plant growth responses at plant, organ, and cellular level. *Journal of Experimental Botany*, 56(418), 1991-2001.
44. Pedersen, O., Sauter, M., Colmer, T. D., & Nakazono, M. (2021). Regulation of root adaptive anatomical and morphological traits during low soil oxygen. *New Phytologist*, 229(1), 42-49.
45. Peng, Y. Q., Zhu, J., Li, W. J., Gao, W., Shen, R. Y., & Meng, L. J. (2020). Effects of grafting on root growth, anaerobic respiration enzyme activity and aerenchyma of bitter melon under waterlogging stress. *Scientia Horticulturae*, 261, 108977.
46. Pirzad, A., Shakiba, M., Zehtab, S.S., & Mohammadi, S. (2015). Effects of water stress on some nutrients uptake in *Matricaria chamomilla* L. *Agronomy Journal (Pajouhesh & Sazandegi)*, 104: 1-7. (In Farsi).
47. Pugalendhi, L., Tamilselvi, N. A., & Thangamani, C. (2019). Vegetable grafting – A Boon for soil-borne pest and disease management- A Review. *Madras Agricultural Journal*, 106(10), 561-570.
48. Ramazanian, D., Moradipour, F., Zahedi, B., & Zarabi, M. M. (2018). Evaluation some aspects of growth, physiological, yield and quality of watermelon Charleston Gray cultivar grafted and un-grafted under salt stress conditions. *Iranian Journal of Horticultural Science* 49(3), 729-741. (in Farsi).
49. Reddy, M. P., & Vora, A. B. (2005). Salinity induced changes in pigment composition and chlorophyllase activity of wheat. *Indian Journal Plant Physiology*, 29(4), 331-334.
50. Ryan, J., G. Estefan & Rashid, A. (2001). *Soil and plant analysis laboratory manual*. International Center for Agricultural Research in the Dry Areas (ICARDA), Islamabad, Pakistan. 172p.
51. Seiyahkahi. T. (2016). Investigation of compatibility of transplantation in a watermelon indigenous population on the rootstock of alkali pumpkin and its evaluation of salinity stress. M.Sc. Thesis .Faculty of Agriculture, Vali-e-Asr University. 125 p. (In Farsi).
52. Shabala, S., & Pottosin, I. (2014). Regulation of potassium transport in plants under hostile conditions: implications for abiotic and biotic stress tolerance. *Physiologia Plantarum*, 151(3), 257-279.
53. Snyder, C. S., & Slaton, N. (2002). Effects of soil flooding and drying on phosphorus reactions. *News and Views Newsletter. Potash and Phosphate Institute. Atlanta, Georgia*, 158.
54. Steffens, D., Hutsch, B. W., Eschholz, T., Losak, T., & Schubert, S. (2005). Water logging may inhibit plant growth primarily by nutrient deficiency rather than nutrient toxicity. *Plant Soil and Environment*, 51(12), 545.
55. Vakili Moghaddam, S., Soltani, F., & Salehi R. (2022). Effects of bitter apple and Shintosa rootstocks on phenotypic and physiological properties of *Citrullus lunatus* cv. Crimson Sweet under water deficit irrigation in field condition. *Iranian Journal of Horticultural Science* 53(3), 567-577. (in Farsi).
56. Visser, E. J. W., Voesenek, L. A. C. J., Vartapetian, B. B., & Jackson, M. B. (2003). Flooding and plant growth. *Annals of Botany*, 91(2), 107-109.
57. Wahb-Allah, M., Abdel-Razzak, H., Alsadon, A., & Ibrahim, A. (2014). Growth, yield, fruit quality and water use efficiency of tomato under arbuscular mycorrhizal inoculation and irrigation level treatments. *Life Science Journal*, 11(2), 109-117.
58. Wahb-Allah, M. A. (2014). Effectiveness of grafting for the improvement of salinity and drought tolerance in tomato (*Solanum lycopersicon* L.). *Asian Journal of Crop Science*, 6(2), 112.
59. Waraich, E. A., Ahmad, R., & Ashraf, M. Y. (2011). Role of mineral nutrition in alleviation of drought stress in plants. *Australian Journal of Crop Science*, 5(6), 764.
60. Wei, W., Li, D., Wang, L., Ding, X., Zhang, Y., Gao, Y., & Zhang, X. (2013). Morpho-anatomical and physiological responses to waterlogging of sesame (*Sesamum indicum* L.). *Plant Science*, 208, 102-111.
61. Yamauchi, T., Colmer, T. D., Pedersen, O., & Nakazono, M. (2018). Regulation of root traits for internal aeration and tolerance to soil waterlogging-flooding stress. *Plant Physiology*, 176(2), 1118-1130.
62. Yamauchi, T., Tanaka, A., Inahashi, H., Nishizawa, N. K., Tsutsumi, N., Inukai, Y., & Nakazono, M. (2019). Fine control of aerenchyma and lateral root development through AUX/IAA-and ARF-dependent auxin signaling. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 116(41), 20770-20775.
63. Yetisir, H., Caliskan, M. E., Soylu, S., & Sakar, M. (2006). Some physiological and growth responses of watermelon [*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. and Nakai] grafted onto *Lagenaria siceraria* to flooding. *Environmental and Experimental Botany*, 58(1-3), 1-8.

64. Yuan, L., Hu, S., Okray, Z., Ren, X., De Geest, N., Claeys, A., Yan, J., Bellefroid, E., Hassan, B.A. & Quan, X.J. (2016). The *Drosophila neurogenin* Tap functionally interacts with the Wnt-PCP pathway to regulate neuronal extension and guidance. *Development*, 143(15), 2760-2766.
65. Zengin, F. K., & Munzuroglu, O. (2005). Effects of some heavy metals on content of chlorophyll, proline and some antioxidant chemicals in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) seedlings. *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica*, 47(2), 157-164.