اثر قارچ مایکوریزا بر تحمل به شوری برخی ژنوتیپ‌های سورگوم

معصومه قاسمی و مرتضی زاهدی*

گروه زراعت و اصلاح نباتات، دانشگاه صنعتی اصفهان

(تاریخ دریافت: ۱۳۹۵/۰۶/۰۱، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۳۹۵/۱۲/۱۶)

چکیده

این مطالعه به منظور بررسی تأثیر تلقیح با قارچ مایکوریزا (ترکیب دو گونه *Funneliformis mosseae* و *Rhizophagus irregularis*) بر واکنش برخی ژنوتیپ‌های گیاه سورگوم (*Sorghum bicolor* L.) به تنش شوری در دانشگاه صنعتی اصفهان اجرا گردید. در این تحقیق تعداد ۱۰ ژنوتیپ در دو سطح شوری صفر و ۱۰۰ میلی مولار کلرید سدیم و در دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح با قارچ مایکوریزا در آزمایش فاکتوریل در قالب طرح پایه کاملاً تصادفی در ۳ تکرار مورد ارزیابی قرار گرفتند. در این مطالعه اثر متقابل شوری، مایکوریزا و ژنوتیپ بر صفات مورد بررسی معنی‌دار بود. تحت تنش شوری در بیشتر ژنوتیپ ها غلظت عناصر فسفر و پتاسیم، محتوای نسبی آب و در کلیه ژنوتیپ ها میزان آغشتگی مایکوریزایی، محتوای کلروفیل و وزن خشک اندام هوایی کاهش و غلظت سدیم افزایش یافت. در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح با قارچ مایکوریزا، ژنوتیپ IUA_{28} متحمل‌ترین ژنوتیپ به تنش شوری بود. بطور کلی، تلقیح با قارچ مایکوریزا موجب افزایش غلظت فسفر، پتاسیم و کلروفیل و کاهش غلظت سدیم گردید. در شرایط شور عملکرد ماده خشک در کلیه ژنوتیپ ها، به استثنای ژنوتیپ MGS5، در اثر تلقیح افزایش یافت و بیشترین میزان افزایش رشد به ژنوتیپ MGS2 تعلق داشت. در شرایط شور افزایش نسبت پتاسیم به سدیم نقش مهمی در بهبود رشد گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا داشت. در حالی که در شرایط غیرشور، تلقیح با قارچ مایکوریزا، به استثنای ژنوتیپ KGS33، موجب بهبود رشد نگردید. نتایج این آزمایش نشان داد که تلقیح گیاه سورگوم با قارچ مایکوریزا می‌تواند اثرات مخرب تنش شوری را بر رشد گیاه تعدیل نماید و تفاوت قابل ملاحظه ای از این نظر بین ژنوتیپ‌های این گیاه وجود دارد.

کلمات کلیدی: سورگوم، شوری، مایکوریزا، ژنوتیپ‌ها

مقدمه

گیاهان همواره در معرض شرایط آب و هوایی نامطلوب و تنش‌های زنده و غیر زنده مختلفی قرار می‌گیرند. یکی از مهمترین این تنش‌ها شوری است (Aroca *et al.*, 2013). عوامل محیطی مختلفی مانند بارش کم، درجه حرارت بالا و ماهیت سنگ بستر تشکیل دهنده خاک موجب شوری خاک می‌شوند (Porcel *et al.*, 2012). از طرفی استفاده از آب های نامتعارف و شور و کاربرد زیاد کودهای شیمیایی به افزایش شوری خاک کمک می‌کنند (Melinkova *et al.*, 2015). با توجه به تغییرات جهانی آب و هوا، یکی از خطرات مورد انتظار، افزایش شوری در مناطق زیر کشت جهان است. بیش از ۲۰ درصد از مناطق مورد کشت دنیا تحت تاثیر شوری قرار دارند. پیش بینی می‌شود تا سال ۲۰۵۰ بیش از ۵۰ درصد مناطق دنیا تحت تاثیر تنش شوری قرار گیرند. همانطور که

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: mzahedi@cc.iut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جمعیت جهان در حال افزایش است، نیاز به توسعه محصولات زراعی به خوبی سازگار شده با تنش شوری احساس می‌شود (Nimir Eltyp *et al*., 2015). در مناطق خشک و نیمه خشک از جمله ایران به دلیل بارندگی محدود، درجه حرارت بالا و تبخیر و تعرق زیاد مشکل شوری خاک بارزتر است.

شوری از طریق اثرات منفی بر رشد و نمو باعث کاهش چشمگیری در عملکرد گیاهان می‌شود (Aroca *et al*., 2013). در واقع تنش شوری در گیاهان موجب عدم تعادل عناصر غذایی، تخریب اندامک‌های سلولی و اختلال در فتوسنتز و تنفس گیاهان می‌شود (Aroca *et al*., 2013). اثرات شوری در نتیجه ترکیبی از اثرات متقابل بین فرآیندهای مورفولوژیک، فیزیولوژیک و بیوشیمیایی صورت می‌گیرد (Yang *et al*., 2014). به طور کلی در شرایط شور گیاه از سه طریق کاهش پتانسیل آب خاک و در نتیجه کاهش جذب آب توسط گیاه، اثرات سمی یون‌ها (عمدتاً سدیم و کلر) و عدم تعادل عناصر غذایی در گیاه که به علت اختلال در جذب یا انتقال آن‌ها می‌باشد، تحت تنش قرار می‌گیرد (Yang *et al*., 2014). برای هر گیاه زراعی یک آستانه تحمل به شوری وجود دارد که در سطوح شوری بالاتر از این آستانه، به ازای افزایش هر واحد شوری درصدی از عملکرد گیاه کاهش می‌یابد (Fulbright *et al*., 1991).

راهبردهای کنونی برای مقابله با شوری به استفاده از مهندسی ژنتیک به منظور تولید ارقام مقاوم متمرکز شده است (Aroca *et al*., 2013). با این حال، راهکارهای دیگر سازگار با محیط زیست به منظور مقابله با تنش شوری نیز ضروری به نظر می‌رسد. در سال‌های اخیر استفاده از روش‌های بیولوژیک مانند استفاده از میکروارگانیسم‌های مفید به منظور افزایش مقاومت گیاهان به انواع تنش‌ها و از جمله تنش شوری مورد توجه قرار گرفته است (Ghouchani *et al*., 2014). قارچ‌های مایکوریزا از جمله این میکروارگانیسم‌های مفید می‌باشند. بیش از ۹۰ درصد گونه‌های گیاهی گیاهان خشکی‌زی قابلیت همزیستی با قارچ‌های مایکوریزا را دارا می‌باشند. در واقع استفاده از این قارچ‌ها به عنوان راهکاری برای افزایش جذب کارآمدتر عناصر غذایی، رشد و عملکرد بخصوص در شرایط تنش مطرح شده است (Evelin *et al*., 2009).

قارچ‌های مایکوریزا آرباسکولار به عنوان کود بیولوژیک گزینه مناسبی جهت تحمل گیاهان و بهبود رشد آن ها در خاک‌های شور می‌باشند (Feng *et al*., 2000). شواهد زیادی مبنی بر کاهش اثرات منفی تنش شوری در شرایط تلقیح گیاهان با قارچ‌های مایکوریزا وجود دارد (Porcel *et al*., 2012; Ruiz-Lozano *et al*., 1996; Taffouo *et al*., 2004; Talaat and Shawky, 2014). اثرات مثبت همزیستی مایکوریزایی در افزایش مقاومت به شوری گیاهان مختلف از جمله ذرت (Estrada *et al*., 2013)، کاهو (Aroca *et al*., 2013)، گندم (Talaat and Shawky, 2014)، آفتابگردان (Ghouchani *et al*., 2014) و باقلا (Abeer *et al*., 2013)گزارش شده است. اثر همزیستی مایکوریزایی در ایجاد تحمل به تنش نتیجه ترکیب اثرات فیزیکی، تغذیه‌ای، فیزیولوژیکی و سلولی است. افزایش تولید تنظیم کننده‌های رشد، بهبود هدایت هیدرولیکی ریشه، تنظیم روزنه ای و تعرق، افزایش جذب آب، تنظیم اسمزی، افزایش فعالیت فتوسنتزی، تجمع پرولین و کربوهیدرات ها، بهبود شرایط تغذیه‌ای گیاه از طریق افزایش جذب عناصر غذایی و ایجاد مقاومت به آفات و بیماری‌ها از جمله مکانیسم های افزایش مقاومت گیاهان به تنش‌ها در اثر همزیستی با قارچ مایکوریزا می‌باشند (Azcon *et al*., 1996; Golsing *et al*., 2006).

سورگوم با نام علمی *Sorghum bicolor* L. گیاهی یکساله، از خانواده غلات است که از نظر سطح زیر کشت و مقدار تولید پس از گندم، برنج، ذرت و جو مقام پنجم را در جهان به خود اختصاص داده است. این گیاه به عنوان یک محصول با اهمیت در مناطق استوایی نیمه خشک آسیا، آفریقا و جنوب آمریکا مطرح می‌باشد. سورگوم بیش از ۶۰ میلیون تن در سال در دنیا تولید می‌شود که از نقطه نظر تغذیه در مناطق گرم و خشک، مزایای بیشتری نسبت به ذرت دارد (حیدری و اصغری پور، ۱۳۹۱). سورگوم در بسیاری از مناطق گرم و خشک جهان برای تامین علوفه سبز، سیلویی و حتی چرای مستقیم دام مورد توجه قرار گرفته است. این گیاه با دارا بودن خصوصیاتی از

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جمله قدرت پنجه زنی زیاد، رشد سریع، عملکرد بالا و ارزش غذایی نسبتا خوب از اهمیت زیادی برخوردار است. بعلاوه، این گیاه به دلیل قرار گرفتن در گروه گیاهان چهار کربنه از پتانسیل فتوسنتزی بالایی برخوردار بوده و راندمان مصرف آب آن بالا می‌باشد (Georg and Fafeg, 1994). در میان غلات سورگوم به عنوان یک گیاه با مقاومت نسبی به شوری شناخته می شود بطوری که مقاومت این گیاه نسبت به ذرت بیشتر بوده و به همین علت پتانسیل بالایی به منظور تولید دانه و یا علوفه در مناطق شور دارد (Saadat and Homaee, 2015).

آستانه تحمل شوری سورگوم در منابع مختلف در محدوده ٤ تا ٦/٨ دسی زیمنس بر متر ذکر گردیده است (Amacher *et al.*, 1977; Holland *et al.*, 1999). هم چنین سورگوم نسبت به سایر غلات مقاومت بیشتری به خاک‌های مرطوب و غرقابی دارد، به علاوه به خوبی با انواع خاک‌ها، با سمیت‌های مختلف وفق پیدا کرده است که همه‌ی این موارد موجب می‌شود که این محصول به عنوان یک محصول زراعی ایده‌آل برای کشت در شرایط آب و هوایی دارای تنش‌های مختلف محیطی مورد استفاده قرار گیرد (Saadat and Homaee, 2015). در مطالعه اسماعیلی (۱۳۸۱)، در رابطه با واکنش سورگوم به کودهای نیتروژنی در سطوح مختلف شوری، با افزایش شوری، درصد سبز شدن، وزن تر، خشک و سطح برگ سورگوم به طور معنی‌داری کاهش یافت. Rawson و همکاران (۲۰۰٦) در آزمایش‌های گلخانه‌ای بر روی سورگوم نشان دادند که وزن خشک اندام هوایی و ریشه با افزایش شوری کاهش می‌یابد. Redmann و همکاران (۲۰۰۵) گزارش کردند که در اثر شوری ارتفاع، سطح برگ و تعداد برگ در تمامی ارقام سورگوم کاهش می‌یابد.

برای کاهش مشکلات ناشی از مصرف کودهای شیمیایی و تعدیل اثرات شوری بر گیاه، راهکارهای بیولوژیکی ازجمله کاربرد قارچ‌های مایکوریزا می‌تواند مورد توجه قرار گیرد. با توجه به این که میزان همزیستی بین گیاهان مختلف و قارچ مایکوریزا متفاوت می‌باشد و از طرف دیگر در رابطه با تأثیر همزیستی مایکوریزا بر واکنش ارقام سورگوم به شوری مطالعات محدودی انجام گرفته‌است، این تحقیق با هدف بررسی تاثیر همزیستی بین قارچ مایکوریزا با گیاه سورگوم بر واکنش برخی ژنوتیپ‌های این گیاه به تنش شوری اجرا گردید.

مواد و روش‌ها

این آزمایش گلدانی در فضای باز محوطه اطراف گلخانه‌های آموزشی – پژوهشی دانشکده کشاورزی دانشگاه صنعتی اصفهان از اواخر تیرماه تا اوائل مهرماه سال ۱۳۹٤ به صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملا تصادفی با سه تکرار انجام شد. در این آزمایش ۱۰ ژنوتیپ سورگوم (IUA_3، IUA_4، IUA_5، IUA_{24}، IUA_{28}، **سپیده**، MGS2، MGS5، KGS29، KGS33) در دو سطح مایکوریزا (تلقیح و عدم تلقیح با قارچ) و دو سطح شوری (صفر و ۱۰۰ میلی مولار کلرید سدیم) مورد بررسی قرار گرفتند. غلظت فسفر و پتاسیم در خاک مورد آزمایش برابر ۲۲ و ۱٦٥ میلی گرم بر کیلوگرم و غلظت نیتروژن ۰/۰۷۱٪ درصد بود. خاک مورد آزمایش قبل از استفاده استریل شد. کود مایکوریزا حاوی مخلوط دو **گونه** *Funneliformis mosseae* و *Rhizophagus irregularis* با جمعیت مساوی ۳۰ اسپور در هر گرم بود. مایهٔ تلقیح قارچ مورد استفاده از موسسه تحقیقاتی زیست فناور توران شاهرود تهیه گردید.

جهت تلقیح خاک هر واحد آزمایشی از ماده تلقیح قارچ که شامل مخلوطی از خاک، ریسه، اسپور و سایر اندامک‌های تکثیری قارچ بود، استفاده شد. ماده تلقیح به صورت لایه‌ای در عمق ۳ سانتی متری خاک گلدان (حدود ۲ سانتی متر زیر بذر) قرار داده شد. ابتدا ۱۰ بذر در هر گلدان کاشته شده و پس از استقرار، گیاهان تنک شده و تعداد ۳ بوته در هر گلدان نگهداری شد. تیمار شوری حدود دو هفته پس از سبز شدن گیاهان و بصورت تدریجی جهت جلوگیری از وارد شدن شوک به گیاهان اعمال شد. برداشت گیاهان در مرحله ۱۲ برگی انجام شد و سپس صفات مورد نظر به شرح زیر مورد بررسی قرار گرفت. در این تحقیق صفات میزان آغشتگی مایکوریزایی، محتوای نسبی آب برگ، سدیم، پتاسیم، فسفر،

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

کلروفیل، وزن خشک و تر اندام‌هوائی اندازه گیری شد. به منظور اندازه گیری محتوی نسبی آب برگ از روش چرکی و همکاران (Cherki *et al.*, 2002) استفاده شد. غلظت عناصر در گیاه به روش خاکستر گیری خشک (Dry ashing) و با استفاده از اسیدکلریدریک ۲ نرمال اندازه گیری شد. سپس سدیم و پتاسیم به وسیله دستگاه شعله سنج (Flame photometer) اندازه گیری و مقدار آن با استفاده از منحنی استاندارد محاسبه شد. اندازه‌گیری فسفر به روش السن (Olsen) و با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتری در طول موج ۸۸۰ نانومتر صورت پذیرفت (Olsen and Sommers, 1982). محتوای کلروفیل برگ‌ها به روش لیشتنتالر توسط حلال استون۱۰۰٪ استخراج گردید (Lichtenhaler, 1987). به منظور بررسی میزان آغشتگی مایکوریزایی ریشه به همراه محلول KOH ۱۰٪ به مدت نیم ساعت در دمای ۱۲۰ درجه اتوکلاو شد. پس از شستشوی ریشه با آب مقطر، محیط ریشه با HCL ۱٪ اسیدی شد و پس از نیم ساعت محلول دور ریخته شد و بعد از خالی کردن HCL، ریشه درمحلول رنگ آمیزی تریپان بلو به مدت چندین ساعت در محیط آزمایشگاه قرار داده شد و سپس برای تعیین میزان آغشتگی مایکوریزایی همزیستی توسط میکروسکوپ نوری مورد بررسی قرار گرفت. سپس درصد کلونیزاسیون به روش زیر محاسبه گردید:

۵۰ قسمت از قطعات ریشه رنگ‌آمیزی شده و سالم بر روی قطعات ۱ سانتی‌متری بر روی پلیت مدرج قرار داده‌شد. سپس زیر بینی‌کولار تعداد تقاطعات افقی و عمودی هر ردیف و ستون و همچنین تعداد آلودگی‌ها شمارش شده و درصد کلونیزاسیون از طریق نسبت زیر محاسبه شد (Giovanneti and Mosse, 1980).

$$\frac{\text{تعداد آلودگی در تقاطع}}{\text{تعداد کل تقاطعات بدست آمده}} \times ۱۰۰$$

تجزیه واریانس داده‌های مربوط به هر صفت و آنالیز آنها به کمک نرم افزار سیستم پردازش آماری SAS (نسخه ۹/۱) انجام شد. برای انجام محاسبات و رسم شکل‌ها از نرم افزار اکسل (نسخه ۲۰۱۰) استفاده گردید.

نتایج و بحث

میزان آغشتگی مایکوریزایی: تأثیر برهمکنش شوری و ژنوتیپ بر میزان آغشتگی مایکوریزایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی دار بود (جدول ۱). بیشترین میزان آغشتگی مایکوریزایی به ژنوتیپ KGS33 (۵۵/۷٪) و کمترین آن به ژنوتیپ IUA_5 (۲۰٪) تعلق داشت (شکل ۱). میزان آغشتگی مایکوریزایی در اثر شوری ۱۰۰ میلی مولار کلرید سدیم درکلیه ژنوتیپ ها کاهش یافت. بیشترین و کمترین کاهش برابر ٤٧/٦ و ۵/۷۵ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_4 تعلق داشت (شکل ۱). شوری از طریق جلوگیری از جوانه‌زنی اسپورها، جلوگیری از رشد هیف در خاک و گسترش هیف‌ها بعد از آلودگی اولیه در خاک و کاهش تعداد آرباسکول سبب کاهش کلونیزاسیون قارچ‌های مایکوریزا آرباسکولار می‌گردد (Garg and Manchanda, 2009).

غلظت فسفر در اندام هوایی: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر غلظت فسفر در اندام هوایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشترین غلظت فسفر برابر ۰/۸۰ گرم در کیلوگرم وزن خشک به ژنوتیپ IUA_3 در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا و کمترین آن برابر ۰/۲۹ گرم به ژنوتیپ IUA_{28} در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح نشده با مایکوریزا و به ژنوتیپ سپیده در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده با مایکوریزا تعلق داشت (جدول۲).

در اثر شوری، غلظت فسفر در اندام هوایی (به استثنای ژنوتیپ IUA_4 و MGS5 تلقیح شده با مایکوریزا و ژنوتیپ IUA_{28} در هردو شرایط تلقیح و عدم تلقیح) کاهش یافت (جدول۲). بیشترین و کمترین کاهش در شرایط عدم تلقیح برابر ۲۷/۹ و ۲/٦۳ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_{24} و در شرایط تلقیح برابر ٤٧/۵ و ٦/٦٧ درصد به ژنوتیپ‌های IUA_3 و MGS2 تعلق داشت. شوری خاک جذب عناصر غذایی از جمله فسفر را کاهش می‌دهد، زیرا یون‌های فسفات در شرایط شور با تشکیل کمپلکس با کاتیون‌هایی از قبیل کلسیم و منیزیم رسوب می‌کنند و از دسترس گیاه خارج

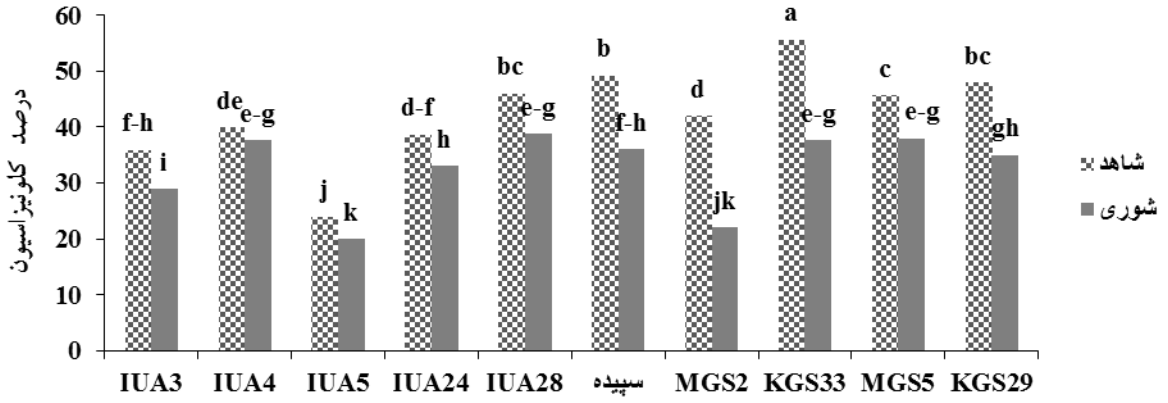
[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول۱- تجزیه واریانس اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و مایکوریزا بر برخی خصوصیات فیزیولوژیک سورگوم

منابع تغییرات S.O.V	درجه آزادی	کلونیزاسیون	فسفر	سدیم	پتاسیم	نسبت K/Na	محتوای نسبی آب برگ	کلروفیل کل	ارتفاع	وزن خشک شاخساره
ژنوتیپ	۹	۱٤۷۰**	۰/۰۳**	۱۱۸٦٥**	۳٥٦۳۲**	٦۸۳۱**	٤٤٥**	۱/۳۳**	۳٥/٤**	۱/۷**
شوری	۱	۲۷۸٥**	۰/۱**	۸۲٥۹۳**	۷۷٦۳٤**	۲٤^{ns}	۸٥۳٦**	۲٤***	۱۸۲٥**	۱۳٤**
مایکوریزا	۱	-	۰/۰۷*	٦٦۰۷**	۹٦۹۸**	٥۷٥٦**	۱٤۷*	۰/۲^{ns}	۱٥٤**	۰/۰۰۳^{ns}
ژنوتیپ×شوری	۹	٤۸٤**	۰/۰۲*	۳۱۰۸**	٤۹٤۰۲**	۳٤۹۰**	۳۲۹**	٥/٦**	۱۳/٤**	۱/۳۳**
ژنوتیپ×مایکوریزا	۹	-	۰/۰۲*	۳۷۳٤**	۳٦٥۹٦**	٤۱۰٦**	۳٤/۹^{ns}	۱۰/۹**	۱۰/۸**	۰/۷٤*
شوری×مایکوریزا	۱	-	۰/۰٦**	۲۰٦۸**	۱۰۷۸٤**	۲۱٤*	۳۹۲**	۱/۸**	۱۰٤*	۱۲**
ژنوتیپ×شوری×مایکوریزا	۹	-	۰/۰۲*	۳٦۸۹**	۹۸٥۲**	۲۲۹٦**	۱۰۱*	۳/۲*	۷/٦٦^{ns}	۰/٦٤**
خطا	۸۰	۱٦٤	۰/۰۰۸	۱٤۲	٤٤٦**	٤۰۷۰	۳۲/۳	۱٦/۹	٤/٥٤	۰/۳٤
ضریب تغییرات (درصد)		٥/٤	۲۲/٥	۱٥	٥٤/۹	٤۱/۷	۹/۲۱	۲۷/۸	۸/۲۹	۱۳/٥

† ns : تفاوت معنی‌دار نیست. * و **: به ترتیب تفاوت در سطح ۰/۰۱ و۰/۰٥ معنی‌دار است.



شکل ۱- اثر متقابل ژنوتیپ و شوری بر روی کلونیزاسیون (درصد) گیاه سورگوم. میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ٥٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

می‌شوند (Garg and Bhandari, 2015).

در اثر تلقیح گیاهان با مایکوریزا غلظت فسفر در اندام هوایی در غالب ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ IUA_{24} در شرایط شور و ژنوتیپ‌های سپیده، MGS5 و KGS29 در شرایط غیرشور) افزایش یافت (جدول۲). با این حال، این افزایش فقط برای ژنوتیپ IUA_3 در شرایط غیرشور و برای ژنوتیپ MGS5 در شرایط شور از نظر آماری معنی‌دار بود. بیشترین و کمترین افزایش برابر ۹۰/٥ و صفر درصد در شرایط غیرشور به ترتیب به ژنوتیپ‌های IUA_3 و سپیده، MGS5 و در شرایط شور برابر ٦۷/۷ و ۱۱/٤ درصد به ژنوتیپ‌های MGS5 و KGS33 تعلق داشت (جدول ۲). با این حال، صرف نظر از نوع ژنوتیپ، در اثر تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا غلظت فسفر بطور میانگین در شرایط شور (۱٤/۹ درصد) در مقایسه با شرایط غیرشور (۱/٦٦ درصد) به نسبت بیشتری افزایش یافت (جدول۲). **مشاهدات** Kapoor و همکاران (۲۰۰٤) نیز افزایش قابل ملاحظه غلظت فسفر در بخش‌های هوایی گیاهان

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ۲- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی غلظت فسفر اندام هوایی (گرم بر کیلوگرم وزن خشک) گیاه سورگوم

	عدم شوری		شوری	
ژنوتیپ	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	۰/۴۲$^{e-b}$	۰/۸^{a}	۰/۳۷$^{e-c}$	۰/۴۲$^{e-b}$
IUA_4	۰/۳۷$^{e-c}$	۰/۳۸$^{e-c}$	۰/۳۶^{de}	۰/۴۲$^{e-b}$
IUA_5	۰/۴۰$^{e-b}$	۰/۴۵$^{d-b}$	۰/۳۳^{de}	۰/۴۰$^{b-e}$
IUA_{24}	۰/۳۸$^{c-e}$	۰/۴۰$^{e-b}$	۰/۳۷$^{e-c}$	۰/۳۴^{de}
IUA_{28}	۰/۲۹^{e}	۰/۳۵^{de}	۰/۳۱^{de}	۰/۴۱$^{e-b}$
سپیده	۰/۴۰$^{e-b}$	۰/۴۰$^{e-b}$	۰/۲۹^{e}	۰/۳۶^{de}
MGS2	۰/۴۰$^{e-b}$	۰/۴۵$^{d-b}$	۰/۳۵^{de}	۰/۴۲$^{e-b}$
KGS33	۰/۴۱$^{e-b}$	۰/۴۴$^{e-b}$	۰/۳۵^{de}	۰/۳۹$^{e-c}$
MGS5	۰/۴۳$^{e-b}$	۰/۴۳$^{e-b}$	۰/۳۱^{de}	۰/۵۲^{bc}
KGS29	۰/۵۳^{b}	۰/۴۶$^{d-b}$	۰/۳۶^{de}	۰/۴۱$^{e-b}$
میانگین	۰/۴	۰/۴۶	۰/۳۴	۰/۴۱

† **میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.**

میکوریزایی رازیانه را گزارش کردند (۳۰). با توجه به مشاهدات Giri و همکاران (۲۰۰۷) و Abdel-fattah و همکاران (۲۰۰۲) علت بهبود رشد گیاهان میکوریزایی تحت شرایط شور افزایش جذب فسفر توسط این گیاهان بیان شده‌است.

غلظت سدیم در اندام هوایی: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر غلظت سدیم در اندام هوایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشترین غلظت سدیم برابر ۲۲۸ میلی‌گرم بر گرم ماده خشک به ژنوتیپ MGS5 در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده با مایکوریزا و کمترین آن برابر ۱۸ میلی‌گرم به ژنوتیپ KGS29 در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا تعلق داشت (جدول۳).

در اثر شوری، غلظت سدیم در اندام هوایی کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ IUA_5 در گیاهان تلقیح شده و ژنوتیپ IUA_{28} در گیاهان تلقیح نشده با قارچ مایکوریزا) افزایش یافت (جدول۳). بیشترین و کمترین افزایش در گیاهان تلقیح نشده با قارچ مایکوریزا برابر ۳۵۶ و ۲۴/۶ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_5 و در گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا برابر ۵۷۷ و ۱۹/۲ درصد به ژنوتیپ‌های KGS29 و MGS2 تعلق داشت. در مطالعه Sadeghi و Ansar Shorijeh (۲۰۱۱)، بر روی دو رقم سورگوم (پگاه و اسپیدفید) در سطوح مختلف شوری غلظت سدیم در تیمارهای شور نسبت به شاهد افزایش یافت و میزان افزایش در رقم اسپیدفید بیشتر بود.

در اثر تلقیح گیاهان با مایکوریزا غلظت سدیم در اندام‌هوائی کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ‌های IUA_3، IUA_4، IUA_{28} و KGS29 در شرایط شور و ژنوتیپ‌های IUA_{28}، سپیده و KGS33 در شرایط غیرشور) کاهش یافت (جدول۳). با این حال، غلظت سدیم در اندام هوایی ژنوتیپ MGS2 در شرایط غیرشور و در ژنوتیپ‌های IUA_{28} و KGS29 در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده در مقایسه با گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا بیشتر بود. بیشترین و کمترین کاهش در شرایط غیرشور برابر ۶۰ و ۵/۴۷ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_5 و در شرایط شور برابر ۶۴/۵ و ۸/۹۷ درصد به ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_{24} تعلق داشت (جدول ۳). با توجه به نتایج بدست آمده، در اثر تلقیح گیاهان با قارچ

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول۳- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی غلظت سدیم اندام هوایی (میلی‌گرم بر گرم ماده خشک) گیاه سورگوم

ژنوتیپ	عدم شوری		شوری	
	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	۷٤$^{k-m}$	٤٤$^{r-p}$	۹۷$^{h-j}$	۱۰۱$^{g-i}$
IUA_4	٦۹$^{k-n}$	۵۵$^{n-q}$	۱۰۳$^{g-i}$	۱۰٦$^{-h}$
IUA_5	۱٤٦^{c}	۱۳۸^{cd}	۱۸۲^{b}	۱۱۸$^{e-g}$
IUA_{24}	۳۹^{qrs}	۳٤$^{r-t}$	۷۸$^{k-m}$	۷۱$^{k-n}$
IUA_{28}	۲۱st	۳٦$^{r-t}$	۲۰^{t}	۸۱$^{j-l}$
سپیده	٦٦$^{l-o}$	۵۰$^{o-r}$	۱۲۷^{de}	۱۱۰$^{e-h}$
MGS2	٤٤$^{p-r}$	۷۳$^{k-n}$	۱۹۹^{b}	۸۷$^{i-k}$
KGS33	۲۰^{t}	۳۲$^{r-t}$	۷٦^{klm}	٦۲$^{m-p}$
MGS5	۵۰$^{o-r}$	۲۰^{t}	۲۲۸^{a}	۸۱$^{j-l}$
KGS29	۳٤$^{r-t}$	۱۸^{t}	٦۰$^{m-p}$	۱۲۲$^{d-f}$
میانگین	۵٦/۳	۵۰	۱۱۷	۹٤

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

مایکوریزا، غلظت سدیم در شرایط شور در مقایسه با شرایط غیرشور به نسبت بیشتری کاهش یافته است (جدول۳). در این مطالعه غلظت پائین سدیم در گیاهان تلقیح‌شده نسبت به گیاهان تلقیح نشده علاوه بر کاهش جذب سدیم ممکن است به دلیل اثر رقت ناشی از افزایش رشد گیاهان تلقیح شده نیز باشد (Al-Karaki, 2006).

غلظت پتاسیم در اندام هوایی: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر غلظت پتاسیم در اندام هوایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی دار بود (جدول ۱). بیشترین غلظت پتاسیم برابر ۱۰۱۷میلی‌گرم بر گرم ماده خشک به ژنوتیپ MGS2 در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا و کمترین آن برابر ٦٤٤ میلی‌گرم به ژنوتیپ MGS2 در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده تعلق داشت (جدول٤).

در اثر شوری غلظت پتاسیم در اندام هوایی کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ‌های IUA_3 ، IUA_{28} و KGS33 در شرایط عدم تلقیح و ژنوتیپ‌های IUA_3، IUA_5، IUA_{24}، IUA_{28} و سپیده در شرایط تلقیح) کاهش یافت (جدول) .بیشترین و کمترین کاهش در شرایط عدم تلقیح به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_4 به ترتیب برابر۳۸ و ۰/۲۳۵درصد و در شرایط تلقیح به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_4 به ترتیب برابر۲۱/۳ و ۲ درصد تعلق داشت. این نتایج نشان می‌دهد که میزان کاهش غلظت پتاسیم در اندام هوایی در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده کمتر بوده است. بیشترین افزایش غلظت پتاسیم در اندام هوایی در اثر شوری در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح برای ژنوتیپ‌های IUA_3 و IUA_{28} بدست آمد. پتاسیم نقش کلیدی در متابولیسم گیاهی ایفا می‌کند، بطوری که تعدادی از آنزیم‌ها را فعال می‌کند، در باز و بسته شدن روزنه‌ها و سنتز پروتئین نقش مهمی دارد (Giri *et al.*, 2007). در شرایطی که غلظت نمک یا یون سدیم در محلول خاک بالا باشد، به دلیل اینکه سدیم با پتاسیم برای اتصال به بسیاری از مکان‌های متنوع سلولی رقابت می‌کند، جذب سدیم افزایش و در نتیجه آن جذب پتاسیم کاهش می‌یابد (Zamani *et al.*, 2011).

در اثر تلقیح گیاهان با مایکوریزا غلظت پتاسیم در اندام هوایی کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ‌های IUA_4، IUA_{24}، سپیده، MGS2 و KGS29 در شرایط غیرشور و ژنوتیپ‌های IUA_3، IUA_4، IUA_{24} و KGS33 در شرایط شور) افزایش یافت (جدول٤). بیشترین و کمترین افزایش در شرایط غیرشور

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول٤- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی غلظت پتاسیم اندام هوایی(میلی‌گرم بر گرم ماده خشک) گیاه سورگوم

	عدم شوری		شوری	
ژنوتیپ	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	٦٧٥$^{r-t}$	٧٣٥^{pq}	٨١٣^{kl}	٨٠٧$^{k-m}$
IUA_4	٨٥١^{ij}	٧٥٠^{op}	٨٤٩^{ij}	٧٣٥^{pq}
IUA_5	٧٥٨^{op}	٩١٣^{fg}	٦٨٥^{rs}	٩٣٤^{ef}
IUA_{24}	٩٧٨^{cd}	٧٧٤$^{m-o}$	٩١٥^{f}	٧٧٧$^{m-o}$
IUA_{28}	٦٥٤st	٧٧٠^{no}	٧٤٦^{op}	٧٩٤$^{l-n}$
سپیده	٨٨٠$^{g-i}$	٧٧٠^{no}	٧٩٥$^{l-n}$	٨٢٦$^{j-l}$
MGS2	١٠٣٩^{a}	١٠١٧^{ab}	٦٤٤^{t}	٨٠٠$^{k-n}$
KGS33	٨٣٠^{jk}	٨٧٧^{hi}	٩٧٤^{cd}	٨٥١^{ij}
MGS5	٩٥٤^{de}	٩٩٥^{bc}	٧٠٢^{qr}	٩٠٤$^{f-h}$
KGS29	٩٧٢^{cd}	٩٧٠^{cd}	٧٤٩^{op}	٨٢٤$^{j-l}$
میانگین	٨٥٩	**٨٥٧**	**٧٨٧**	**٨٢٥**

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ٥٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

برابر ٢٠/٤ و ٤/٢٩ درصد به ترتیب بـه ژنوتیـپ‌هـای IUA_5 و MGS5 و در شرایط شور برابر ٣٦/٣ و ٣/٨٩ درصد به ترتیـب به ژنوتیپ‌های IUA_5 و سپیده تعلق داشت (جدول ٤). با توجه به نتایج بدست آمده، در اثر تلقیح گیاهان بـا قـارچ مـایکوریزا، غلظت پتاسیم در اندام هـوایی در شـرایط شـور در مقایسـه بـا شرایط غیرشور به نسبت بیشتری افزایش یافته اسـت. بیشـترین کاهش غلظت پتاسیم در اندام هوایی در اثـر تلقـیح در هـر دو شرایط شور و غیرشور برای ژنوتیپ IUA_{24} بدست آمد. قـارچ میکوریزا با تعدیل اثرات مخرب تنش شوری جذب پتاسـیم را افزایش می‌دهد و از انتقال سـدیم بـه انـدام هـوایی جلـوگیری مـی‌کنـد (Giri *et al*., 2007). در پژوهشـی جـذب پتاسـیم در گیاهان تلقیح شده با میکوریزا حتی در شوری بـالا (٩/٥ دسـی زیمنس برمتر) نیز افزایش یافت و سبب افزایش نسبت پتاسـیم به سدیم در ریشه و اندام هوایی شد (Giri *et al*., 2007).

نسبت پتاسیم به سدیم: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شـوری و قارچ مایکوریزا بر نسبت پتاسیم به سـدیم در انـدام هـوایی در سطح احتمال ٥ درصد معنی‌دار بود (جدول ١). بیشترین نسبت پتاسیم به سدیم برابر ٦٢/٣گرم بـه ژنوتیـپ KGS33 در تیمـار غیرشور در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا و کمتـرین آن برابـر ٣/٠٨ گرم به ژنوتیـپ MGS5 در شـرایط شـور و تیمـار عـدم تلقیح با قارچ مایکوریزا تعلق داشت (جدول ٥).

در اثر شوری نسبت پتاسیم به سدیم در کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ IUA_5 در شرایط تلقیح و ژنوتیپ IUA_{28} در شرایط عدم تلقیح) کاهش یافت (جدول ٥). بیشترین و کمترین کاهش برابر ٨٦/٧ و ٨/٦١ درصد در شرایط عدم تلقیح به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_3 و در شرایط تلقیح برابر ٨٩/١ و ٣٦/١ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های KGS29 و MGS2 تعلق داشت. در مطالعه‌ی Sayyad-Amin و همکاران (٢٠١٥) که به منظور بررسی اثرات شوری (صفر، ٥٠، ١٠٠، ١٥٠ و ٢٠٠ میلی مولار سدیم کلرید) بر روی خصوصیات رشدی در مراحل رویشی و زایشی دو رقم سورگوم (کیمیا و پگاه) صورت گرفت، گزارش کردند که تنش شوری به طور معنی‌داری نسبت پتاسیم به سدیم برگ را در هر دو رقم کاهش داد که علت این امر بیشتر به دلیل جذب سدیم در تیمارهای شوری بود، در حالی که جذب پتاسیم نیز به مرور کاهش یافت. در اثر تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا نسبت غلظت

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ۵- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی نسبت K/Na اندام هوایی گیاه سورگوم

ژنوتیپ	عدم شوری		شوری	
	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	۹/۱۷$^{l-o}$	۱۶/۹$^{g-m}$	۸/۳۸$^{l-o}$	۸/۰۷$^{l-o}$
IUA_4	۱۲/۵$^{j-o}$	۱۴/۲$^{h-o}$	۸/۳۹$^{l-o}$	۷$^{m-o}$
IUA_5	۵/۱۸^{no}	۶/۷۱$^{m-o}$	۳/۷۸^{o}	۷/۹۵$^{l-o}$
IUA_{24}	۲۵/۷$^{e-h}$	۲۳/۸$^{e-j}$	۱۱/۹$^{k-o}$	۱۱/۲$^{k-o}$
IUA_{28}	۳۳/۲^{de}	۲۲/۴$^{e-k}$	۴۰/۱^{cd}	۹/۸۱$^{l-o}$
سپیده	۱۳/۸$^{i-o}$	۱۵/۸$^{h-n}$	۶/۲۹$^{m-o}$	۷/۶۵$^{m-o}$
MGS2	۲۴/۷$^{e-i}$	۱۴/۵$^{h-o}$	۳/۲۸^{o}	۹/۲۷$^{l-o}$
KGS33	۴۸/۹^{bc}	۲۷/۹$^{e-g}$	۱۲/۹$^{j-o}$	۱۳/۹$^{i-o}$
MGS5	۱۹/۵$^{f-l}$	۵۳/۴^{ab}	۳/۰۸^{o}	۱۱/۲$^{k-o}$
KGS29	۲۹/۸$^{d-f}$	۶۲/۳^{a}	۱۲/۶$^{j-o}$	۶/۷۷ $^{m-o}$
میانگین	**۲۴/۹**	**۲۵/۸**	**۱۱/۱**	**۹/۲۸**

† **میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.**

پتاسیم به سدیم در کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ‌های IUA_{24}، IUA_{28}،MGS2 و KGS33 در شرایط غیرشور و ژنوتیپ‌های IUA_3، IUA_4، IUA_{24}، IUA_{28} و KGS29 در شرایط شور) افزایش یافت (جدول ۵). در شرایط غیرشور و شور بیشترین افزایش در نسبت غلظت پتاسیم به سدیم برابر ۱۷۳ و ۲۶۳ به ژنوتیپ MGS5 و کمترین آن برابر ۱۳/۶ و ۷/۷۵ به ترتیب ژنوتیپ‌های IUA_4 و KGS33 تعلق داشت (جدول ۵). بیشترین و کمترین کاهش در شرایط غیرشور برابر ۴۲/۹ و ۷/۳۹ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS33 و IUA_{24} و در شرایط شور برابر ۷۵/۵ و ۳/۶۹ درصد به ژنوتیپ‌های IUA_{28} و IUA_3 تعلق داشت (جدول ۵). در مطالعه‌ی Elhindi و همکاران (۲۰۱۶) بر روی گیاهان ریحان در سه سطح شوری (صفر، ۵ و ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر سدیم کلرید) گزارش کردند که نسبت پتاسیم به سدیم با کاربرد مایکوریزا به طور معنی‌داری افزایش یافت که نشان از افزایش پتاسیم تحت شرایط شوری با کاربرد مایکوریزا دارد.

محتوای نسبی آب برگ: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر محتوای نسبی آب برگ در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشترین محتوای نسبی آب برگ در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا برابر ۸۰/۷ درصد به ژنوتیپKGS29 و کمترین آن در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده برابر ۳۲/۲ درصد به ژنوتیپ MGS5 تعلق داشت (جدول ۶).

در اثر شوری محتوای نسبی آب برگ در کلیه ژنوتیپ ها (به استثنای گیاهان تلقیح شده ژنوتیپ‌های سپیده و KGS33) کاهش یافت (جدول ۶). بیشترین و کمترین کاهش در گیاهان تلقیح نشده برابر ۵۲/۱ و ۰/۶۰۷ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های IUA_4 و KGS29 و در گیاهان تلقیح شده برابر ۳۸/۷ و ۷/۲۸ درصد به ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_5 تعلق داشت. بطور کلی، صرف نظر از نوع ژنوتیپ، میزان کاهش محتوای نسبی آب برگ در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده کمتر بود. به عبارت دیگر، تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا اثرات منفی تنش شوری بر محتوای نسبی آب برگ را کاهش داده است. با توجه به مشاهدات Kamal Uddin و همکاران (۲۹) محتوای آب نسبی برگ از شاخص‌های مرتبط با فتوسنتز و عملکرد بالا می‌باشد.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ٦- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی محتوای نسبی آب برگ (درصد) گیاه سورگوم

	عدم شوری		شوری	
ژنوتیپ	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	۷۱/۳$^{ef-b}$	۷۰$^{g-b}$	۵۱/۷$^{q-n}$	۵٦/۲$^{k-o}$
IUA_4	۷۷/۳^{ab}	۷٦/۷$^{c-a}$	۳۷^{rs}	۵۳/۹$^{m-p}$
IUA_5	۷٤/۹$^{d-a}$	۷٤/۱$^{e-a}$	٦٤/۱$^{f-k}$	٦۸/۷$^{b-h}$
IUA_{24}	۷۲/۱$^{f-a}$	۷۲$^{f-a}$	۵۱/۵$^{n-q}$	٦۱/۵$^{g-m}$
IUA_{28}	۷۱/۲$^{f-b}$	٦٦/۷$^{i-d}$	٤٤/٦^{rq}	۵٤/٦$^{l-p}$
سپیده	٦۰$^{n-h}$	۵۳/۳$^{q-m}$	٤۸/۳$^{o-q}$	٦۳/۳$^{f-l}$
MGS2	۷٦/۲$^{c-a}$	۷٤$^{e-a}$	٤۵/٦$^{p-r}$	٤۵/۸$^{p-r}$
KGS33	۷۰/۵$^{g-b}$	٦۵/٤$^{k-e}$	۵۷/۵$^{jk-n}$	٦۷/۵$^{c-h}$
MGS5	٦۵/٤$^{k-e}$	٦۱/۵$^{m-g}$	۳۲/۲^{s}	۳۷/۷^{rs}
KGS29	٦۵/۹$^{g-b}$	۸۰/۷^{a}	٦۵/۵$^{e-j}$	۵۸$^{i-n}$
میانگین	**۷۰/۵**	**٦۹/٤**	**٤۹/۸**	**۵٦/۷**

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

کاهش محتوای نسبی آب برگ در شرایط شور می‌تواند ناشی از کاهش مقدار جذب آب باشد. با این وجود، اگر در شرایط شور مقدار بیشتری از یون‌های سدیم و کلر توسط گیاه جذب شده و به آستانه مسمومیت نرسیده باشد، می‌توان انتظار داشت که گیاه بتواند آب بیشتری نیز جذب کند (Cicek and Cakirlar, 2002).

در اثر تلقیح با مایکوریزا محتوای نسبی آب برگ در شرایط شور در کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ KGS29 که بطور منفی تحت تاثیر تلقیح قرار گرفت) افزایش یافت (جدول ٦). در نقطه مقابل، در شرایط غیرشور (به استثنای ژنوتیپ KGS29 که بطور مثبت تحت تاثیر تلقیح قرار گرفت) تلقیح گیاهان با مایکوریزا تاثیر معنی‌داری بر محتوای نسبی آب برگ بر برخی ژنوتیپ‌های مورد مطالعه نداشت و حتی در برخی ژنوتیپ‌ها محتوای نسبی آب برگ در گیاهان تلقیح شده پائین‌تر بود. بیشترین و کمترین افزایش در محتوای نسبی آب برگ در شرایط شور برابر ٤۵/۷ و ۰/٤۳۸ درصد به ژنوتیپ‌های IUA_4 و MGS2 تعلق داشت. این نتایج نشان می‌دهد که، به استثنای ژنوتیپ KGS29 در شرایط غیرشور، فقط در شرایط شور تلقیح گیاهان با مایکوریزا تاثیر مثبت بر محتوای نسبی آب برگ ژنوتیپ‌های سورگوم داشته است. در مطالعه بر روی ارقام نخود فرنگی در سطوح شوری (صفر، ٦۰، ۸۰ و ۱۰۰ میلی مولار سدیم کلرید) گزارش شد که شوری به طور معنی‌داری محتوای نسبی آب برگ‌ها را کاهش داد که این نیز به علت عدم دسترسی به آب بود که بسته شدن روزنه‌ها، کاهش فتوسنتز و در نهایت کاهش رشد را به همراه داشت اما تلقیح گیاهان با مایکوریزا موجب بهبود وضعیت محتوای نسبی آب گیاهان گشت (Garg and Bhandari, 2015).

محتوای کلروفیل: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر محتوای کلروفیل در اندام هوایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشترین محتوای کلروفیل برابر ۳/۷۱ میلی گرم بر گرم وزن تر به گیاهان تلقیح شده ژنوتیپ IUA_3 در شرایط غیرشور و کمترین آن برابر ۰/۸۸ میلی گرم بر گرم وزن تر به گیاهان تلقیح نشده ژنوتیپ KGS33 در شرایط شور تعلق داشت (جدول ۷).

در اثر شوری محتوای کلروفیل در کلیه ژنوتیپ‌ها کاهش یافت (جدول۷). بیشترین و کمترین کاهش در شرایط عدم تلقیح برابر ٦٤/۹ و ٦/۱٤ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]
[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ۷- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی محتوای کلروفیل کل (میلی‌گرم بر گرم وزن تر) گیاه سورگوم

ژنوتیپ	عدم شوری		شوری	
	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	۲/۱۹$^{c-g}$	۳/۷۱^{a}	۱/۱٤$^{l-o}$	۲/٥٤$^{b-c}$
IUA_4	۲/۰۹$^{d-g}$	۱/۸۸$^{f-g}$	۱/۱۱$^{l-o}$	۱/۱۷$^{l-o}$
IUA_5	۲/٥۱$^{b-c}$	۲/۲۱$^{c-g}$	۱/۲۸$^{l-o}$	۱/٤٤$^{i-m}$
IUA_{24}	۲/۳٤$^{c-f}$	۲/۰۲$^{e-h}$	۰/۹۱٦^{no}	۱/۱٤$^{l-o}$
IUA_{28}	۱/٤۰$^{j-n}$	۱/۸۹$^{f-i}$	۰/۹۱٦^{no}	۱/۰۹$^{l-o}$
سپیده	۱/۱٤$^{l-o}$	۲/٦۳^{bc}	۱/۰۷$^{l-o}$	۱/۳۳$^{k-o}$
MGS2	۲/۹۱^{b}	۱/٥٤$^{h-l}$	۱/۲٤$^{l-o}$	۱/۳۸$^{k-n}$
KGS33	۲/٥۱$^{b-c}$	۱/۹٥$^{f-h}$	۰/۸۸۰$^{l-o}$	۱/۷۷$^{g-k}$
MGS5	۲/۲۱$^{c-g}$	۲/۳۳$^{c-f}$	۱/۱۹$^{l-o}$	۱/۳٥$^{k-o}$
KGS29	۲/٤۹$^{b-e}$	۲/۲۲$^{c-g}$	۱/۰٥$^{m-o}$	۱/۲۱$^{l-o}$
میانگین	۲/۱۷	۲/۲۳	۱/۰۷	۱/٤٤

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ٥٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

KGS33 و سپیده و در شرایط تلقیح برابر ٤۹/٤ و ۹/۲۳ درصد به ژنوتیپ‌های سپیده و KGS33 تعلق داشت. بطور کلی، صرف نظر از نوع ژنوتیپ، میزان کاهش محتوای کلروفیل در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده کمتر بود. کاهش محتوای کلروفیل در اثر تنش شوری در ارقام سورگوم علوفه‌ای توسط Delacerda (۲۰۰۳) نیزگزارش شده است. کلروپلاست نقش اساسی در اعمال بیوشیمیایی مانند تولید آمینواسیدها، اسیدهای چرب و نشاسته و همچنین نقش اساسی در پاسخ به تنش شوری ایفا می‌کند (Bonales *et al.*, 2013). به نظر می‌رسد که دلیل کاهش محتوای کلروفیل در شرایط تنش شوری، کاهش تولید آن از طریق اختلال در فعالیت آنزیم‌های مسئول سنتز رنگدانه‌های فتوسنتزی و در شرایط تنش شدید بواسطه افزایش فعالیت کلروفیلاز و در نتیجه تجزیه کلروفیل توسط گونه‌های فعال اکسیژن بواسطه تجمع یون‌های سمی از جمله یون سدیم در بافت برگ باشد (Pessarakli, 1999).

در اثر تلقیح با مایکوریزا محتوای کلروفیل در ژنوتیپ‌های IUA_3 ، IUA_{28} ، سپیده و MGS5 در شرایط غیرشور و کلیه ژنوتیپ‌ها در شرایط شور افزایش یافت (جدول۷). بیشترین و کمترین افزایش برابر ۱۳۰ و ٥/٤۲ درصد در شرایط غیرشور به ترتیب به ژنوتیپ‌های سپیده و MGS5 و در شرایط شور برابر ۱۲۲ و ٥/٤ درصد به ژنوتیپ‌هایIUA_3 و IUA_4 تعلق داشت. بیشترین و کمترین کاهش در شرایط غیرشور برابر ٤۷/۱ و ۱۰ درصد به ترتیب برای ژنوتیپ‌های MGS5 و IUA_4 بدست آمد. بطور کلی، صرف نظر از نوع ژنوتیپ، در اثر تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا محتوای کلروفیل در شرایط شور (۳۳/۳ درصد) در مقایسه با شرایط غیرشور (۲/۷٥ درصد) به نسبت بیشتری افزایش یافت (جدول۲). Elhindi و همکاران (۲۰۱٦) در مطالعه خود بر روی گیاهان ریحان در سه سطح شوری (صفر، ٥ و ۱۰ دسی‌زیمنس‌برمتر سدیم کلرید) گزارش کردند که تلقیح مایکوریزا به طور معنی‌داری محتوای کلروفیل و کارایی مصرف آب را تحت تنش شوری افزایش داد و محتوای کلروفیل برگ در گیاهان مایکوریزایی در مقایسه با گیاهان فاقد مایکوریزا بالاتر بود و نتیجه‌گیری کردند که این بالاتر بودن میزان کلروفیل به علت افزایش میزان فتوسنتز و تثبیت کربن بیشتر بوده است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ۸- اثر متقابل شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی ارتفاع (سانتی‌متر) گیاه سورگوم

عامل آزمایشی	عدم تلقیح	تلقیح
غیر شور	۲۹/٤^{a}	۲۹/۸^{a}
شور	۱۹/۷^{c}	۲۳/۹^{b}
میانگین	**۲٤/۵**	**۲٦/٤**

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

جدول۹۰- اثر متقابل ژنوتیپ و شوری بر روی ارتفاع (سانتی‌متر) گیاه سورگوم

عامل آزمایشی	ژنوتیپ									
	IUA_3	IUA_4	IUA_5	IUA_{24}	IUA_{28}	سپیده	MGS2	KGS33	MGS5	KGS29
غیر شور	۳۰/۵^{bc}	۳۱/۷^{ab}	۲۵/۷^{ef}	۳۰/۳^{bc}	۲۹/۸^{bc}	۳۳/۳^{a}	۲۹^{cd}	۲٦/۷^{de}	۲۹/۲^{c}	۲۹/۸^{bc}
شور	۲۱/۲$^{h-j}$	۲۱/۲$^{h-j}$	۱۸/۸^{j}	۲۳^{gh}	۱۹/۸^{j}	۲۳/۸^{fg}	۲۰/۳$^{i-j}$	۲۲/۵$^{g-i}$	۲۳/۳$^{f-h}$	۲٤^{fg}
میانگین	۲۵/۸	۲٦/٤	۲۲/۲	۲٦/٦	۲٤/۸	۲۸/۵	۲٤/٦	۲٤/٦	۲٦/۲	۲٦/۹

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

ارتفاع گیاه: تأثیر برهمکنش قارچ مایکوریزا و شوری بر ارتفاع گیاهان در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). در اثر شوری ارتفاع گیاه در گیاهان تلقیح نشده و تلقیح شده با قارچ مایکوریزا به ترتیب ۳۳ و ۱۹/۸ درصد کاهش یافت (جدول ۸). این نتایج نشان می‌دهد که میزان کاهش ارتفاع گیاه در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده کمتر بوده است. به عبارت دیگر، تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا موجب تعدیل اثرات تنش شوری بر ارتفاع شده است. تنش شوری از طریق صدمات اسمزی، تنش خشکی فیزیولوژیک یا صدمه به جذب املاح، باعث کاهش ارتفاع گیاه می‌شود (Taffouo *et al.*, 2004). در گیاهان عالی هنگامی که ریشه‌ها در معرض تنش شوری قرار گیرند پتانسیل‌آب برگ کاهش می‌یابد. میزان خاصیت ارتجاعی دیواره سلولی تحت تاثیر شوری قرار می‌گیرد و با کاهش خاصیت ارتجاعی‌دیواره سلول رشد کاهش می‌یابد (Taffouo *et al.*, 2004). ارتفاع گیاه در اثر تلقیح گیاهان در شرایط شور و غیرشور به ترتیب ۱۷/٦ و۱/۳٦ درصد افزایش یافت (جدول ۸). این نتایج نشان می‌دهد که فقط در شرایط شور تلقیح گیاهان بطور قابل ملاحظه موجب افزایش ارتفاع گیاهان شده است.

تـأثیر بـرهمکنش ژنوتیـپ و شـوری بـر ارتفـاع در سـطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). در اثر شوری ارتفـاع گیاه در کلیه ژنوتیـپ‌هـا کـاهش یافـت و بیشـترین و کمتـرین کاهش برابر ۳۳/٦ و ۱۵/۷ درصد بـه ترتیـب بـه ژنوتیـپ‌هـای IUA_{28} و KGS33 تعلق داشت (جدول ۹).

تأثیر برهمکنش قارچ مایکوریزا و ژنوتیپ بر ارتفاع در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). ارتفاع گیاهان در اثر تلقیح با قارچ مایکوریزا در کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ KGS5) افزایش یافت (جدول ۱۰). بیشترین افزایش برابر ۱٦/۲ درصد به ژنوتیپ‌های IUA_4 و IUA_{24} و کمترین افزایش برابر ۰/۷ درصد به ژنوتیپ سپیده تعلق داشت. افزایش ارتفاع گیاه در اثر تلقیح با قارچ مایکوریزا در شبدر برسیم توسط Gharnieh و همکاران (۲۰۰۹) و در ذرت توسط Ramos و همکاران (۲۰۰۹) نیز گزارش شده‌است.

وزن خشک اندام هوایی: تأثیر برهمکنش ژنوتیپ، شوری و قارچ مایکوریزا بر وزن خشک اندام هوایی در سطح احتمال ۵ درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشترین وزن خشک اندام هوایی برابر ۵/۵ گرم در بوته به ژنوتیپ KGS33 در شرایط غیرشور در گیاهان تلقیح شده و کمترین آن برابر ۰/۹ گرم به ژنوتیپ MGS2

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

جدول ۱۰- اثر متقابل ژنوتیپ و تلقیح مایکوریزا بر روی ارتفاع (سانتی‌متر) گیاه سورگوم

عامل آزمایشی	ژنوتیپ									
	IUA_3	IUA_4	IUA_5	IUA_{24}	IUA_{28}	سپیده	MGS2	KGS33	MGS5	KGS29
عدم تلقیح	۲٤$^{d-e}$	۲٤/۷$^{d-e}$	۲۰/۸^{f}	۲٤/۷$^{d-e}$	۲۳/۸$^{d-e}$	۲۸/۵^{a}	۲۳/۳^{e}	۲۳/۳^{e}	۲۷/۳$^{a-c}$	۲۵/۲$^{c-e}$
تلقیح	۲۷/۷^{ab}	۲۸/۷^{ab}	۲۳/۷$^{d-e}$	۲۸/۷^{a}	۲۵/۸$^{b-d}$	۲۸/۷^{a}	۲٦$^{b-d}$	۲۵/۸$^{b-d}$	۲۵/۲$^{c-e}$	۲۸/۷^{a}
میانگین	۲۵/۸	۲٦/۷	۲۲/۲	۲٦/۷	۲٤/۸	۲۸/٦	۲٤/٦	۲٤/۵	۲٦/۲	۲٦/۹

† میانگین‌های با حروف مشابه در سطح ۵٪ آزمون LSD با یکدیگر اختلاف معنی‌دار ندارند.

جدول ۱۱- اثر متقابل ژنوتیپ، شوری و تلقیح مایکوریزا بر روی وزن خشک اندام هوایی (گرم) گیاه سورگوم

	عدم شوری		شوری	
ژنوتیپ	عدم تلقیح	تلقیح	عدم تلقیح	تلقیح
IUA_3	٦/۳^{ab}	۵/۱$^{f-j}$	۲/۱^{o}	۳/۸$^{j-m}$
IUA_4	٦/۱$^{a-d}$	۵/٤$^{c-h}$	۲/۱^{o}	۳/٤$^{l-n}$
IUA_5	۵/٦$^{b-g}$	۵$^{f-j}$	۲/٦^{no}	۳/٤$^{l-n}$
IUA_{24}	۵/۹$^{a-f}$	۵$^{f-ij}$	۲/۸$^{m-o}$	۳/٦$^{k-n}$
IUA_{28}	٤/٤$^{i-l}$	٤/٤$^{i-l}$	۳/۲$^{l-n}$	۳/۳$^{l-n}$
سپیده	٦/۵^{a}	۵/٤$^{c-h}$	۳/۸$^{j-m}$	٤$^{j-m}$
MGS2	۵/۳$^{d-i}$	۵/۲$^{e-ij}$	۰/۹^{p}	۲/۷$^{m-o}$
KGS33	٤/۹$^{g-j}$	۵/۵$^{b-g}$	۳/٤$^{l-no}$	۳/۷$^{-m}$
MGS5	٦/۲$^{a-c}$	٤/۵$^{h-k}$	۳/٦$^{k-mn}$	۳/۲$^{l-n}$
KGS29	٦$^{a-e}$	٤/۹$^{g-j}$	۳/۷$^{j-m}$	۳/۹$^{j-m}$
میانگین	٦/۳^{ab}	۵/۱$^{f-j}$	۲/۱^{o}	۳/۸$^{j-m}$

در شرایط شور در گیاهان تلقیح نشده تعلق داشت (جدول ۱۱).

در اثر شوری وزن خشک اندام هوایی کلیه ژنوتیپ‌ها کاهش یافت (جدول ۱۱). بیشترین و کمترین کاهش در شرایط عدم تلقیح برابر ۸۳ و ۲۷/۳ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_{28} و در شرایط تلقیح برابر ٤۸/۱ و ۲۰/٤ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS2 و KGS29 تعلق داشت. در این مطالعه، به استثنای ژنوتیپ‌های KGS33 میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده کمتر بود. به عبارت دیگر، تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا اثرات منفی تنش شوری بر رشد گیاهان را در غالب ژنوتیپ‌های سورگوم مورد بررسی کاهش داده است.

میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی در اثر شوری در گیاهان تلقیح نشده ژنوتیپ IUA_{28} در مقایسه با دیگر ژنوتیپ‌ها کمترین بود، که نشان می‌دهد که این ژنوتیپ تحت شرایط عدم تلقیح متحمل ترین رقم به تنش شوری بود. عدم افزایش غلظت سدیم در اندام هوایی، کمترین کاهش در غلظت کلروفیل (پس از رقم سپیده) و افزایش غلظت فسفر در اثر شوری موجب تحمل بهتر این ژنوتیپ شده است. بعلاوه، در شرایط عدم تلقیح نسبت پتاسیم به سدیم ژنوتیپ IUA_{28} در اثر شوری افزایش یافت، در حالی که این نسبت در دیگر ژنوتیپ‌ها کاهش یافت.

در شرایط تلقیح با قارچ مایکوریزا ژنوتیپ KGS29 با کمترین میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی به نظر می‌رسد

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

که متحمل‌ترین رقم به تنش شوری باشد. با این وجود، در این شرایط با دارا بودن بیشترین میزان کاهش در غلظت پتاسیم و بیشترین میزان افزایش در غلظت سدیم و در نتیجه بیشترین کاهش در نسبت پتاسیم به سدیم و همچنین بیشترین میزان کاهش در غلظت کلروفیل در اثر شوری، کاهش کمتر وزن خشک اندام هوایی این ژنوتیپ تحت شرایط تنش در مقایسه با دیگر ژنوتیپ ها قابل توجیه نیست.

با این حال، در شرایط تلقیح با قارچ مایکوریزا ژنوتیپ IUA_{28} پس از ژنوتیپ KGS29 کمترین میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی در اثر شوری را نشان داد. با توجه به اینکه تحت شرایط تنش شوری بیشترین میزان افزایش در غلظت فسفر در اندام هوایی (پس از ژنوتیپ MGS5) به این ژنوتیپ تعلق داشت و از طرف دیگر در اثر شوری غلظت پتاسیم در اندام هوایی آن افزایش یافت و میزان افزایش غلظت کلروفیل (پس از ژنوتیپ‌های IUA_3 و IUA_{24}) و کارتنوئید (قاسمی، ۱۳۹۵) در این ژنوتیپ در شرایط شور بالاترین بود، معرفی این ژنوتیپ IUA_{28} از بین ژنوتیپ‌های مورد بررسی در این مطالعه به عنوان متحمل‌ترین رقم به تنش شوری در شرایط تلقیح نیز قابل قبول است و لذا به نظر می‌رسد ژنوتیپ IUA_{28} در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح به عنوان متحمل‌ترین رقم به تنش شوری قابل معرفی می باشد.

در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح ژنوتیپ MGS2 با بیشترین میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی حساس‌ترین رقم به تنش شوری بود. بیشترین کاهش در غلظت پتاسیم در اندام هوایی در اثر شوری در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح نیز برای این ژنوتیپ بدست آمد. بعلاوه، بیشترین کاهش محتوای نسبی آب برگ در اثر شوری در شرایط تلقیح (همراه با ژنوتیپ MGS5) و عدم تلقیح (پس از ژنوتیپ‌های IUA_4 و MGS5) نیز به این ژنوتیپ تعلق داشت که موید حساسیت بالای این ژنوتیپ به تنش شوری می‌باشد.

در اثر تلقیح با مایکوریزا وزن خشک اندام هوایی کلیه ژنوتیپ‌ها (به استثنای ژنوتیپ MGS5) در شرایط شور افزایش یافت (جدول ۱۱). در مطالعه Abdelmoneim و همکاران (۲۰۱٤) نیز تلقیح ذرت با گونه قارچ مایکوریزا گونه *G. mosseae* باعث افزایش کلیه شاخص‌های رشدی از قبیل طول ساقه و ریشه، وزن تر و خشک گیاه و کلروفیل در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده در در هر دو شرایط تنش و بدون تنش گردید. ایشان دلیل این امر را افزایش جذب آب و عناصر غذایی توسط ریشه بواسطه افزایش سطح ریشه با هیف قارچ بیان کردند. بهبود رشد گیاهان پیاز (Bolandnazar *et al.*, 2007)، نخود (Garg and Bhandari, 2015) و گوجه فرنگی (Karagianidis *et al.*, 2002) در گیاهان تلقیح شده با قارچ میکوریزا تحت تنش شوری نیز گزارش شده است.

در شرایط شور بیشترین و کمترین افزایش وزن خشک اندام هوایی در اثر تلقیح با مایکوریزا برابر ۲۰۰ و ۳/۱۲ درصد به ترتیب به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_{28} تعلق داشت (جدول ۱۱). این نتایج نشان می‌دهد که در شرایط شور، به استثنای یک ژنوتیپ، همزیستی با قارچ مایکوریزا موجب بهبود رشد گیاهان شده است. تحت تنش شوری بیشترین میزان افزایش در نسبت پتاسیم به سدیم در اثر تلقیح با مایکوریزا به ژنوتیپ MGS2 و برعکس بیشترین کاهش در این نسبت به ژنوتیپ IUA_{28} تعلق داشت. لذا، در شرایط شور افزایش نسبت پتاسیم به سدیم نقش مهمی در افزایش رشد گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا در مقایسه با گیاهان تلقیح نشده داشته است. در شرایط غیرشور، برعکس روند مشاهده شده در شرایط شور، در اثر تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا وزن خشک اندام هوایی به استثنای ژنوتیپ‌های IUA_{28} و KGS33 درکلیه ژنوتیپ‌ها کاهش یافت. این نتایج نشان می‌دهد که در شرایط غیرشور در غالب ژنوتیپ‌های مورد بررسی همزیستی با قارچ مایکوریزا به بهبود رشد گیاهان کمک نکرده بلکه با مصرف درصدی از کربوهیدرات‌های تولید شده توسط گیاه طی فتوسنتز موجب کاهش عملکرد گیاه شده است (امیر آبادی و همکاران، ۱۳۸۸).

نتیجه‌گیری کلی

نتایج این پژوهش نشان داد که بین ژنوتیپ‌های مورد مطالعه

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

سورگوم از نظر تحمل به شوری اختلاف قابل ملاحظه‌ای وجود دارد. ژنوتیپ‌های IUA_{28} و MGS2 متحمل‌ترین و حساس‌ترین ژنوتیپ به تنش شوری بودند. بنظر می‌رسد کمترین کاهش کلروفیل (پس از رقم سپیده) و افزایش فسفر و نسبت پتاسیم به سدیم در اثر شوری در گیاهان تلقیح نشده و بیشترین افزایش فسفر(پس از MGS5) و کلروفیل (پس از IUA_3 و IUA_{24}) و افزایش غلظت پتاسیم در شرایط شور در گیاهان تلقیح شده موجب تحمل بهتر ژنوتیپ IUA_{28} در هر دو شرایط تلقیح و عدم تلقیح شده است. از طرف دیگر، بیشترین کاهش پتاسیم و همچنین بیشترین کاهش محتوای نسبی آب برگ در اثر شوری در شرایط تلقیح (همراه با ژنوتیپ MGS5) و عدم تلقیح (پس از IUA_4 و MGS5) به ژنوتیپ MGS2 تعلق داشت که موید حساسیت بالای این ژنوتیپ به شوری می‌باشد. در اثر تلقیح گیاهان با مایکوریزا بیشترین و کمترین میزان افزایش رشد در شرایط شور به ژنوتیپ‌های MGS2 و IUA_{28} تعلق داشت. در این شرایط بیشترین میزان افزایش در نسبت پتاسیم به سدیم در اثر تلقیح نیز برای ژنوتیپ MGS2 بدست آمد، در حالی که بیشترین کاهش در این نسبت به ژنوتیپ IUA_{28} تعلق داشت، که بیانگر این واقعیت است که در این تحقیق تغییر نسبت پتاسیم به سدیم در شرایط شور نقش مهمی در واکنش ژنوتیپ‌های سورگوم به همزیستی با قارچ مایکوریزا داشته است. بطور کلی، تلقیح گیاهان با قارچ مایکوریزا در غالب موارد موجب افزایش جذب آب و عناصر غذایی توسط این گیاهان به ویژه در شرایط شور گردید. میزان کاهش وزن خشک اندام هوایی در اثر شوری در گیاهان تلقیح شده با قارچ مایکوریزا کمتر بود که بیانگر تاثیر مثبت تلقیح با مایکوریزا بر مقاومت به شوری گیاه سورگوم می‌باشد. لذا، با توجه به نتایج این آزمایش استفاده از قارچ‌های مایکوریزا می‌تواند به عنوان یک راهکار بیولوژیک جهت بهبود رشد گیاه سورگوم بخصوص در شرایط تنش مورد استفاده قرار گیرد.

منابع

اسماعیلی، ا. (۱۳۸۱) بررسی واکنش سورگوم به کودهای نیتروژنی در سطوح مختلف شوری. پایان نامه کارشناسی ارشد خاکشناسی، دانشگاه تربیت مدرس تهران، ایران.

امیر آبادی، م.، رجالی، ف.، اردکانی، م. ر. و برجی، م. (۱۳۸۸) تأثیر کاربرد مایه تلقیح ازتوباکتر و قارچ میکوریزی بر جذب برخی عناصر معدنی توسط ذرت علوفه‌ای (رقم سینگل کراس ۷۰٤) در سطوح مختلف فسفر. مجله پژوهش‌های خاک (علوم خاک و آب). ۲۳: ۱۰۷-۱۱۵

حیدری، م. و اصغری پور، م. (۱۳۹۱) اثر سطوح مختلف سولفات پتاسیم بر عملکرد و اجزای عملکرد سورگوم دانه‌ای(*Sorghum bicolor*) تحت تنش خشکی. نشریه‌ی پژوهش های ایران. ۱۰: ۳۷٤-۳۸۱.

قاسمی، م. (۱۳۹۵) تاثیر تلقیح با قارچ مایکوریزا بر مقاومت به شوری ژنوتیپ‌های سورگوم. پایان نامه کارشناسی ارشد زراعت و اصلاح نباتات، دانشگاه صنعتی اصفهان، ایران.

Abdel-fattah, G. M., Migaher, F. F. and Ibrahim, A. H. (2002) Interactive effects of endomycorryhizal fungus *Glomus etunicatum* and phosphorus fertilization on growth and metabolic activities of broad bean plants under drought stress conditions. Pakistan Journal of Biological Sciences 5: 835-841.

Abdelmoneim, T. S., Moussa,T. A., Almaghrabi, O. A., Alzahrani, H. S. and Abdelbagi, I. (2014) Increasing plant tolerance to drought stress by inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi Life Science 11: 10–17.

Abeer, H., Abd_Allah, E F., Alqarawi, A. A., El-Didamony, G., Alwhibi, S., Eghmberdieva, D. and Ahmad, P. (2014) Alleviation of adverse impact of salinity on faba bean (*Vicia faba* L.) by arbuscular mycorrhizal fungi. Pakistan Journal of Botany 46: 2003-2013.

Amacher, J. K., Koenig, R. and Kitchen, B. (2000) Salinity and plant tolerance. Utah state University. Extension Electronic Publishing.

Al-Karaki, G. N. (2006) Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. Scientia Horticulturae 109: 1–7.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

Aroca, R., Ruiz-Lozano, J. M., Zamarreno,A. M., Paz, J. A., Garcia-Mina, J. M., Pozo, M. J. and Lopez-Raez, J. A. (2013) Arbuscular mycorrhizal symbiosis influences strigolactone production under salinity and alleviates salt stress in lettuce plants. Journal of Plant Physiology 170: 47–55.

Azcon, A. C., Padilla, I. G., Encina, C. L., Azcon, R. and J. Barea, M. (1996) Mycorrhizal inoculation enhance plant growth and change root system morphology in micropropagaed *Annona Cherimola* Mill. G. Lingus, (1996) Novel Biotechnological approasches to plant production: From sterial root to mycorrhizosphere. Joint Cost Meeting, Pisa, Italy.

Bolandnazar, S., Aliasgarzad, N., Neishabury, M. R. and Chaparzade, N. (2007) Mycorrhizal colonization improves onion (*Allium cepa* L.) yield and water use efficiency under water deficit condition. Scientia horticulturae 114: 11-15.

Bonales-Alatorre, E., Shabala,S., Chen, Z. H. and Pottosin, I. (2013) Reduced tonoplast fast activating and slow activating channel activity is essential for conferring salinity tolerance in a facultative halophyte, quinoa. Journal of Plant Physiologhy. 162: 940-952.

Cherki, G. H., Foursy, A. and Fares, K. (2002) Effects of salt stress on growth inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars. Environmental and Experimental Botany 47: 39-50.

Cicek, N. and Cakirlar, H. (2002) The effect of salinity on some physiological parameters in two maize cultivars. Journal of Plant Physiologhy 28: 66-74.

De Lacerda, C. F., Cambraia, J., Oliva Cano A. M. and Ruiz, H. A. (2003) Solute accumulation and distribution during shoot and leaf development in two sorghum genotypes under salt stress. Environmental and Experimental Botany 49: 107-120.

Elhindi, K. M., El-Din, A. S. and Elgorban, A. M. (2016) The impact of arbuscular mycorrhizal fungi in mitigating salt-induced adverse effects in sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). Saudi Journal of Biological Science 1-33.

Estrada, B., Aroca, R., Barea, J. M. and Ruiz-Lozano, J. M. (2013) Native arbuscular mycorrhizal fungi isolated from a saline habitat improved maize antioxidant systems and plant tolerance to salinity. Plant Science 202: 42-51.

Evelin H., Kapoor, R. and Giri, B. (2009) Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. Annals of Botany 104: 1263–1280.

Feng, G., Li, L. X. Zhang, F. S. and Li, S. X. (2000) Effect of phosphorus and arbuscular mycorrhizal fungus on response of maize plant to saline environment. Journal of Plant Research 9: 22-26.

Fulbright, T. E., Reynolds, J. P. Beasom, S. L. and Demarais, A. (1991) Mineral content of guajillo chili (*Capsicum annuum* L.) regrowth following roller chopping. Range Management 44: 520- 522.

Garg, N. and Bhandari, P. (2015) Silicon nutrition and mycorrhizal inoculations improve growth, nutrient status, K+/Na+ ratio and yield of *Cicer arietinum* L. genotypes under salinity stress. Plant Growth Regulation 371-378.

Garg, N. and Manchanda, G. (2009) Role of Arbuscular Mycorrhizae in the Alleviation of Ionic, Osmotic and Oxidative Stresses Induced by Salinity in *Cajanus cajan* (L.) Mill sp. (*pigeon pea*). journal Agronomy and Crop Science 195: 110–123.

Georg, C and Fafeg, J. (1994) Forage quality. Evalution 54: 115-143.

Gharineh, M. H., Nadian, H., Fathi, G., Siadat, A. and Maadi, B. (2009) Role of arbuscular mycorrhizae in development of salt-tolerance of *Trifolium alexandrinum* plants under salinity stress. Food Agriculture and Environment 7: 432-437.

Ghouchani. R., Abbaspour, Rusta, H. M. SaidiSar J. S. and Saed-Moucheshi, A. (2014) Mycorrhizal inoculation can decreases negative effect of salinity on sunflower varieties. International Journal of Biosciences 5: 76-85.

Giovannetti, M. and Mosse, B. (1980) An evaluation of techiques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. New Phytologist 84: 489-500.

Giri, B., Kapoor, R. and. Mukerji, K.G. (2007) Improved tolerance of Acacia nilotica to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* may be partly related to elevated K/Na ratios in root and shoot tissues. Microbial Ecology 54: 753–760.

Gosling, P., Hodge, A., Goodlass, G. and Bending, B. (2006) Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. Agriculture Ecosystems and Environment 113: 17-35.

Holland, J., Daniells, I. and Bernardi, T. (1999) Salinity drastically reduces sorghum yields. IPGRI/ICRISAT 1993. Descriptors for sorghum. ICRISAT, Patencheru, Andhar Peradesh, India.

Kamal Uddin, M., Juraimi, A. S., Islami, M. R., Othman, R. and Abdul Rahim, A. (2009) Growth respose of eight tropical spesies to salinity. African Journal of Biotechnology 8:5799-5806.

Kapoor, R., Giri, B. and Mukerji, K. G. (2004) Improved growth and essential oil yield and quality in *Foeniculum vulgare* mill. on mycorrhizal inoculation supplemented with P-fertilizer. Bioresource Technology 93: 307–311.

Karagiannidis, N., Bletsos, F. and Stavropoulos, N. (2002) Effect of verticillium wilt and mycorrhiza on root colonization, growth and nutrient uptake in tomato and eggplant seedling. Scientia Horticulturae 94: 145-156.

Lichtenhaler, H. K. (1987) Chlorophylls and carotenoids, the pigments of photosynthetic biomembranes. In: Methods Enzymol. (eds. R. Douce and L. Packer). Pp. 350-382. Academic Press Inc, New York.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

Melnikova, N. V., Dmitriev, A. A., Belenikin, M. S., Speranskaya, A. S., Krinitsina, A. A., Rachinskaia, O. A., Lakunina, V. A., Krasnov, G. S., Snezhkina, A. V., Sadritdinova, A. F., Uroshlev, L. A., Koroban, N. V., Samatadze, T. E., Amosova, A. V., Zelenin, A. V., Muravenko, O. V., Bolsheva, N. L. and Kudryavtseva, A.V. (2015) Excess fertilizer responsive miRNAs revealed in *Linum usitatissimum* L . Biochemistry109: 36-41.

Nimir Eltyb A. N., Lu, Sh., Zhou, G., Guo, W., Ma, B. and Wang, Y. (2015) Comparative effects of gibberellic acid, kinetin and salicylicacid on emergence, seedling growth and the antioxidantdefence system of sweet sorghum (*Sorghum bicolor*) under salinity and temperature stresses. Crop and Pasture Science 66: 145–157.

Olsen, S. R. and Sommers, L. E. (1982) Phosphorus. In: Method of Soil Analysis. Pp. 403-431. (eds. A.L. Page and R.H. Miller). Agronomy Monograph 9. ASA and SSSA, Madison.

Pessarakli, M. (1999) Handbook of plant and crop stress. Marcel Dekker, London.

Porcel, R., Aroca, R. and Ruiz-Lozano, J. M. (2012) Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. Agronomy for Sustainable Development 32: 181–200.

Ramos, A. C., Martins, M. A., Okorokova-Facanha, A. L., Olivares, F. L., Okorokov, L. A., Sepulveda, N., Feijo, J. A. and Facanha, A. R. (2009) Arbuscular mycorrhizal fungi induce differential activation of the plasma membrane and vacuolar H+ pumps in maize roots. Mycorrhiza 19: 69-80.

Rawson, H. M., Long, M. J. and Munns, R. (2006) Growth and development in NaCl treated plants. I: Leaf Na+ and Cl- concentration do not determine gas exchange of leaf blades in sorghum. Australian Journal of Plant Physiology 35: 519- 527.

Redmann, R. E., Qi, M. Q. and Belyk, M. (2005) Growth of sorghum varieties in response to soil salinity. Canadian J.ournal of Plant Science 94: 797- 799

Ruiz-Lozano, J. M., Azon, R. and Gomez, J. (1996) Alleviation of salt stress by arbuscular mycorrhizal Glomus species in *Lactuca sativa* plants. Physiology of Plantarum 98: 767-772.

Saadat, S. and Homaee, M. (2015) Modeling sorghum response to irrigation water salinity at earlygrowth stage. Agricultural Water Management. 152 (2015) 119–124

Sadeghi, H. and AnsarShourijeh, F. (2012). Salinity Induced Effects on Growth Parameters Chemical and Biochemical Characteristics of Two Forage Sorghum (*Sorghum bicolor L.*) Cultivars. Asian Journal of Plant Sicence 11: 19-27.

Sayyad-Amin, P. A., Borzouei, M., Jahansooz, R. (2015) Biochemical responses of sorghum cultivars under salinity at vegetative and reproductive stages. Journal of Plant Physiology 20(4):324–332.

Taffouo, V. D., Kenne, M., Fokam T. R., Fotsop, W. O., Fonkou, T., Vondo, Z. and Amougou, A. (2004) Salt stress variation response in five leguminous plants. African Journal of Agronomy 16: 33-44.

Talaat, N. B. and Shawky, B. T. (2014) Protective effects of arbuscular mycorrhizal fungi on wheat (*Triticum aestivum* L) plants exposed to salinity. Environmental and Experimental Botany 98: 20-31.

Yang, S. J., Zhang, Z. L., Xue, Y. X., Zhang, Z. F. and Shi, S. Y. (2014) Arbuscular mycorrhizal fungi increase salt tolerance of apple seedlings. Botanical Studies 55: 70-76.

Zamani, S., Neza, M. T., Bybordi, A., Behdad, M., Behdad, M. and Khorshidi, B. (2011) Effect of different nacl salinity on antioxidant enzyme activity and relative water in winter canola (*Brassica napus* L.). Agricultural Science Research 7: 49-57.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]

Effects of mycorhizal inoculation on the response of some sorghum genotypes to salinity

Masoumeh Ghasemi and Morteza Zahedi*

Department of Agronomy and Plant Breeding, College of Agriculture, Isfahan University of Technology
(Received: 22/08/2016, Accepted: 06/03/2017)

Abstract

A pot experiment was conducted in order to study the effects of mycorhizal inoculation in responses to sorghum genotypes to salinity. The experiment was arranged as factorial in a complete randomized block design with three replications. In this study ten sorghum genotypes were tested under two levels of salinity (0 and 100 mM Nacl), and two inoculation (mycorhizae and control) treatments. The interactions between salinity, mycorhizal inoculation and genotype were significant on evaluated traits. There was a decrease in the concentration of phosphurous and potassium and leaf relative water content in most of genotypes and in the percentage of mycorhizae infection, cholorophyll, and shoot dry matter in all genotypes under saline condition. Among tested genotypes, IUA28 was the most tolerant genotype to salinity in both inoculated and none inoculated treatments. The inoculation of plants with mycorhizae increased the concentration of phosphurous, potassium and cholorophyll and decreased the concentration of sodium in treated plants. Under saline condition, except for MGS5, the biomass yield was increased with mycorhizal inoculation and the extent of increase was geatest in MGS2 as compared to other tested genotypes. The ratio of K/Na had a significant role in increasing growth of inoculated plants under saline treatment. Under non saline condition, however, except for KGS33, plant growth was not imporoved by mycorhizal inoculation. The results of this experiment showed that inoculation with mycorhizae can alleviate the negative effects of salinity on sorghum genotypes and there was considerable varitions among genotypes in this regards.

Key words: Sorghum, Salinity, Mycorhizae, Genotypes

mzahedi@cc.iut.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2024-11-22]

[DOR: 20.1001.1.23222727.1397.7.24.10.5]