نشریه علوم باغبانی (علوم و صنایع کشاورزی)
جلد ۳۲، شماره ۲، تابستان ۱۳۹۷، ص. ۳۴۴-۳۳۵
شاپا: ۴۷۳۰ - ۲۰۰۸

Journal of Horticultural Science
Vol. 32, No.2, Summer 2018, P. 335-344
ISSN: 2008 - 4730

تاثیر قارچ مایکوریزا بر خصوصیات مورفوفیزیولوژیکی و تغذیه‌ای پایه فلائینگ دراگون تحت تنش شوری

بهرام عابدی[۱*] - بهنام اسفندیاری[۲]

تاریخ دریافت: ۱۳۹۶/۱۱/۰۸
تاریخ پذیرش: ۱۳۹۷/۰۱/۲۹

چکیده

مرکبات یکی از مهمترین درختان میوه مناطق نیمه گرمسیری و جز درختان حساس به تنش شوری طبقه‌بندی می‌شود. قارچ‌های آرباسکولار مایکوریزا، با ایجاد یک رابطه همزیستی با ریشه گیاه، باعث دسترسی بهتر عناصر معدنی در گیاهان می‌شوند. در پژوهش حاضر، دو قارچ مایکوریزا (*Paraglomus occultum* و *Glomus mosseae*) و چهار سطح شوری (صفر، ۵۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار کلرید سدیم) در دانهال‌های فلاییینگ دراگون مورد ارزیابی قرار گرفت. پس از تلقیح قارچ ها با ریشه دانهال‌ها، تنش شوری به‌صورت تدریجی جهت جلوگیری از شوک اسمزی به هر کدام از تیمارها اعمال شد. با توجه به نتایج، درصد کلون سازی مایکوریزا، میزان آب نسبی بافت، تعداد برگ، سطح برگ، قطر ساقه، وزن خشک ریشه و شاخساره با افزایش سطوح شوری، کاهش نشان داد. اما در بین تیمارها دانهال‌های تلقیح‌شده با قارچ آرباسکولار مایکوریزا اختلاف معنی‌داری نسبت به تیمار فاقد تلقیح داشتند. قارچ های مایکوریزا بطورمعنی‌داری میزان سدیم کمتر و میزان پتاسیم، کلسیم، نسبت پتاسیم به سدیم و نسبت کلسیم به سدیم بالاتری را در ریشه دانهال‌های تلقیح‌شده داشتند. علاوه بر این مشخص شد که گیاهان تحت شرایط تنش شوری، تیمارهای تلقیحی کاهش غلظت ساکارز در برگ ها و افزایش غلظت فروکتوز و پرولین را به همراه داشتند. در آخر می‌توان اظهار داشت که قارچ‌های همزیست مایکوریزا از طریق تنظیم اسمزی برگ و برقراری تعادل یونی باعث تعدیل اثرات مخرب تنش شوری می‌شوند.

واژه‌های کلیدی: آرباسکولار مایکوریزا، دانهال، شوری، مرکبات

مقدمه

مجموع مناطقی که در جهان تحت تنش شوری قرار دارند، در حال افزایش بوده و بنا بر تخمین‌های صورت گرفته تقریبا ۵۰ درصد اراضی جهان مناطقی با خاک شور به شمار می‌روند. حدود ۳۰ درصد اراضی فاریاب ایران نیز تحت تنش شوری قرار دارند (۱۰). تنش شوری عاملی است که بطور جدی تولیدات باغی را در مناطق مختلف از جمله مناطق خشک و نیمه خشک با محدودیت مواجه می‌کند. آبیاری با آب شور از مهمترین عوامل افزایش نمک، شور شدن خاک و در نهایت ایجاد تنش شوری می باشد. کاهش رشد ناشی از تنش شوری را عمدتا با افت در ظرفیت فتوسنتزی و کاهش محتوای کلروفیل ارتباط می‌دهند (۱۷).

مرکبات از جمله مهمترین درختان مناطق نیمه گرمسیری ایران و جهان هستند، که در بیش از ۵۰ کشور جهان مورد کشت و کار قرار می‌گیرد (۲۶). مرکبات جز درختان حساس به تنش شوری در مقایسه با سایر درختان میوه دسته‌بندی می‌شوند، بطوری که شوری کم تا متوسط نیز منجر به بروز عوارض نامطلوب فیزیولوژیک، کاهش رشد و عملکرد می شود (۹). از آنجایی که ازدیاد مرکبات از طریق پیوند صورت می‌گیرد، میزان تحمل پیوندک به نوع پایه آن بستگی دارد. بنابراین در این پژوهش، پایه فلائینگ دراگون به عنوان یکی از پایه‌های پاکوتاه‌کننده مرکبات که در خاک‌های غیرقلیایی می‌تواند به عنوان پایه مورد استفاده قرار بگیرد به عنوان ماده آزمایشی به کار برده شده است. تحمل به شوری در مرکبات با توجه به رقم، ترکیب پایه و پیوندک، غلظت نمک و سن درخت متفاوت می‌باشد (۲۱).

یکی از اثرت اولیه شوری در مرکبات کاهش هدایت روزنه‌ای و در نتیجه کاهش فتوسنتز و افزایش تجمع یون‌ها می‌باشد (۴). شوری بیش از حد از طریق کاهش پتانسیل آب خاک باعث ایجاد تنش اسمزی و برهم خوردن تعادل آبی گیاه می‌شود. تنظیم اسمزی با بهبود ترکیبات ارگانیک و یا غیر ارگانیک قادر به حفظ فشار تورژسانس و کاهش اثرات زیان آور تنش شوری در گیاهان می‌باشد

۱ و ۲- استادیار و دانشجوی دکتری گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد
(*- نویسنده مسئول: (Email: abedy@um.ac.ir
DOI: 10.22067/jhorts4.v32i2.70246

(۱۲). شوری خاک از طریق کاهش در پتانسیل اسمزی خاک باعث خشکی فیزیولوژیک شده، از طرفی اثر سمیت یون‌های سدیم و کلر باعث تخریب غشا پلاسمایی، ساختار پروتئین‌ها، آنزیم‌ها، اختلال در فتوسنتز و عدم تعادل یونی می‌شود، که در نهایت کاهش رشد در گیاه را به همراه دارد (۳۱). غلظت‌های بالای یون‌های سدیم و کلر در برگ‌ها از طریق ممانعت از فعالیت بیوشیمیایی فرایند فتوسنتز بطور مستقیم باعث کاهش آسیمیلاسیون دی اکسیدکربن می‌شود (۹). تنش شوری درمرکبات می‌تواند از طریق عدم تعادل تغذیه‌ای باعث آسیب به گیاه شود. در صورت وجود نمک در آب آبیاری، کاهش در غلظت عناصری چون کلسیم، منیزیم و پتاسیم گزارش شده است (۱۳، ۲۴). از آنجا که احیای زمین‌های شور نیاز به بودجه و زمان فراوانی دارد، استفاده از قارچ‌های همزیست ریشه می‌تواند کمک شایان توجهی در جهت تعدیل اثرات نامطلوب‌ای تنش غیرزیستی ایفا کند. ارتباط همزیستی بین قارچ مایکوریزا و ریشه گیاهان بطور گسترده‌ای در طبیعت وجود دارد (۸). مایکوریزا نقش مهمی در تغذیه گیاه از طریق تسهیل در قابلیت دسترسی عناصر خاک به ریشه گیاه دارد (۱۴ و ۲۲). رابطه همزیستی باعث تبادل دوجانبه عناصرغذایی غیرارگانیک نظیر روی، فسفر و کربن بین قارچ و گیاه می‌شود. جمعیت قارچ یک عامل کلیدی در رشد موفقیت آمیز گیاه است. رشد هیف‌های قارچ مایکوریزا باعث افزایش سطح ریشه، افزایش کارایی جذب آب و محدودیت پراکندگی عناصرغذایی (بخصوص روی و فسفر) در خاک‌های دارای کمبود این عناصر می‌شود (۲ و ۲۰). بر اساس مطالعات گسترده صورت گرفته، کلون سازی قارچ مایکوریزا باعث تعدیل صدمات شوری خاک از طریق تنظیم اسمزی می‌شود (۱۹ و ۳۱). پژوهشگران، وزن زیست توده بیشتر و مقدار پرولین کمتر را در سیترانج رقم کاریزا تلقیح شده با قارچ *Glomus intraradices* در مقایسه با نمونه شاهد (بدون تلقیح) تحت سطوح مختلف شوری گزارش کردند (۷). دو قارچ همزیست دیگر به نام های *G.mosseae* و *Paraglomus occultum* نیز از طریق بهبود رشد، فتوسنتز و ساختار ریشه تحت تنش ۱۰۰ میلی مولار کلریدسدیم باعث ایجاد مقاومت به تنش شوری شدند (۲۹). با این حال *G.intraradices* در پرتقال نتوانست تاثیر مثبتی در سطوح تنشی ۳۰ و ۶۰ میلی مولار داشته باشد (۱۴). مایکوریزهای ترکیب شده گونه *Glomus* و *Gigaspora*، تاثیر معنی‌داری بر میزان عناصر غذایی (فسفر، پتاسیم، کلسیم، منیزیم، کلر و سدیم)، کلروفیل برگ، مواد حل شونده سازگار مانند پرولین و قند کل را در سیترنج رقم ترویر در برابر تنش ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار نشان نداد (۱۸). این امر نشانگر این است که پژوهش‌های بیشتر بر روی اثرات متقابل مرکبات و قارچ‌های مایکوریزا تحت تنش شوری ضروری است.

تحمل به تنش شوری را در مرکبات به توانایی گیاه در عدم ورود آنیون کلر نسبت می‌دهند (۲۶). محققان تحت شرایط تنش تجمع پرولین جهت تنظیم اسمزی را گزارش کرده‌اند. تجمع اسمولیت‌هایی نظیر پرولین و کربوهیدرات‌های محلول، را یکی از مکانیزم‌های تحمل به شوری گزارش می‌کنند (۴). روش‌های مختلفی جهت تعدیل اثرات نامطلوب شوری مانند استفاده از ترکیبات بازدارنده تولید اتیلن چون اتوکسی وینیل گلایسین، یون کبالت و یون نقره می‌باشد (۹ و ۱۰). اما استفاده از این ترکیبات شیمیایی علاوه بر این که گران قیمت بودن، به همان نسبت برای سلامتی انسان و خاک سمی می‌باشد (۱).

هدف از پژوهش حاضر ارزیابی احتمالی تاثیرات تعدیل کنندگی دو نوع قارچ مایکوریزا (*Paraglomus occultum* و *Glomus mosseae*) بر روی خصوصیات مورفو-فیزیولوژیکی و تغذیه‌ای پایه فلائینگ دراگون است.

مواد و روش‌ها

بذور فلائینگ دراگون از پژوهشکده مرکبات و میوه‌های نیمه‌گرمسیری واقع در شهرستان رامسر تهیه و به گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه فردوسی مشهد انتقال داده شد. بذور پس از پنج دقیقه ضدعفونی با الکل ۷۰ درصد در شرایط تاریکی و در دمای ۲۵ درجه سلسیوس در کاغذ صافی مرطوب جوانه زدند. سپس به گلدان‌های پلاستیکی به قطر ۲۰ سانتی‌متر که حاوی ترکیب خاک اتوکلاو شده و ورمیکولیت به نسبت ۵:۲ بودند، منتقل شدند. سپس به هر کدام از گلدان‌ها، مقدار ۱۵ گرم قارچ *G.mosseae* و *Paraglomus occultum* جهت تلقیح به خاک اضافه شد. در نمونه شاهد تلقیحی صورت نگرفت. دانهال‌ها جهت سازگاری و رشد بیشتر به مدت ۹۰ روز نگه‌داری و سپس تیمار تنش شوری به مدت هشت هفته اعمال شد. تیمارهای شوری شامل غلظت‌های ۵۰، ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم بود. خاک گلدان‌ها جهت جلوگیری از شوک اسمزی قبل از تیمار ۱۰۰ میلی‌مولار بطور روزانه با استفاده از کلریدسدیم ۲۵ میلی‌مولار آبیاری شدند. در ابتدا، سه عدد گلدان با حجم مشخص آبیاری و توزین شد و پس از گذشت سه روز تفاضل وزن آنان جهت تعیین میزان آب از دست رفته مشخص شد، که عدد حاصل بیانگر حجم آب مصرفی بود.۲۰۰ میلی‌لیتر از محلول تیمارها هر سه روز یک بار جهت جلوگیری از افزایش غلظت نمک ناشی از هدررفت آب حاصل از تبخیر و تعرق به گلدان‌ها اعمال شد. از آب مقطر بعنوان تیمار شاهد استفاده شد. در همه تیمار به جز تیمار شاهد، به سبب جلوگیری از تجمع نمک، با یک لیتر آب مقطر آبشویی شدند. دانهال‌ها پس از ۸ هفته جهت سنجش پارامترهای مورد اندازه‌گیری برداشت شدند. شاخص‌هایی شامل ارتفاع گیاه، قطر ساقه اصلی (پنج سانتیمتری فوقانی طوقه با استفاده از کولیس دیجیتال)، تعداد برگ در گیاه، سطح برگ، وزن خشک ریشه و شاخساره مورد اندازه‌گیری قرار گرفتند. از شمارش برگ‌های فعال (برگ‌های سبز) و غیرفعال

(برگ‌های زرد)، شش هفته پس از اعمال تنش تعداد برگ در گیاه تعیین شد. جهت تعیین وزن خشک، پس از برداشت برگ‌ها بصورت تصادفی از تیمارها، در آون در دمای ۷۵ درجه سلسیوس به مدت ۷۲ ساعت، سنجش شدند. شاخص سطح برگ با استفاده از سطح برگ‌سنج دلتا- تی حاصل شد. نمونه‌ها وزن تر نسبی با استفاده از روش وو و ژیا (۲۸) تعیین شد. بدین صورت که پس از آماده‌سازی برگ‌ها و از برگ‌ها ۵ قطعه به مساحت تقریبی ۹-۱۰ میلی مترمربع تهیه و سریعاً وزن تازه آن‌ها تعیین گردید. سپس تکه‌های برگ در پتری دیش‌های درب دار داخل آب مقطر در شرایط آزمایشگاه و نور کم به مدت ۳-۲ ساعت شناور شدند، پس از این مدت تکه‌های برگ از آب مقطر خارج و سطح آن‌ها به آرامی به‌وسیله دستمال کاغذی خشک و سریعاً وزن آماس آن‌ها تعیین شد. بعد از آن نمونه‌ها به مدت ۲۴ ساعت در دمای ۸۰ درجه سانتیگراد در آون قرار داده شدند و وزن خشک آن‌ها گرفته شد. بر اساس فرمول زیر میزان محتوای نسبی آب برگ محاسبه شد:

$$(\%)\ RWC= [(WF - WD) / (WT - WD)] \times 100$$

در رابطه فوق RWC آب نسبی برگ، WF وزن تازه برگ، WD وزن خشک برگ، WT وزن برگ آماس شده است.

درصد کلون‌سازی قارچ مایکوریزا پس از اتمام آزمایش با استفاده از میکروسکوپ نوری و بر اساس فرمول زیر محاسبه شد (۱۴):

درصد کلون‌سازی= طول ریشه مشاهده شده/ طول ریشه تلقیحی×۱۰۰

جهت سنجش پرولین بر اساس روش بیتس و همکاران (۳) استفاده شد. بدین صورت که ابتدا ۰/۵ گرم برگ تازه با ۱۰ میلی لیتر اسید سولفوسالیسیلیک ۳/۳ درصد سائیده و به مدت ۱۵ دقیقه در ۴۰۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. ۲ میلی لیتر از عصاره حاصل با ۲ میلی لیتر معرف ناین هیدرین و ۲ میلی لیتر اسید استیک خالص مخلوط گردیده و به مدت یک ساعت در حمام آب گرم (دمای ۹۰ درجه سلسیوس) قرار گرفتند. سپس به منظور خنک شدن نمونه‌ها، به داخل مخلوط آب و یخ منتقل شدند. در این مرحله با افزودن تولوئن به هر یک از لوله‌های آزمایش و تکان شدید آن‌ها، میزان جذب نور فاز فوقانی در طول موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفتومتر (مدل ۱۶۰۱ شرکت شیمادزو، ژاپن) قرائت شد.

جهت سنجش ساکارز و گلوکز از روش وو و همکاران (۲۹) استفاده شد. گلوکز آزاد به روش آنزیمی سنجش شد. بدین صورت که پس از هموژنیزه‌کردن نیم گرم برگ بالغ، با نیم میلی‌لیتر محلول ترکیبی (حاوی ۲۰۰ میلی مولار بافر سود-هپس، ۱۰ میلی مولار کلرید منیزیم، ۱۰ میلی مولار دی‌کلرو دی‌فنیل تری‌کلرو اتان، ۲ میلی مولار آدنوزین تری فسفات، ۲ میلی مولار نیکوتین‌امید آدنین دی‌نوکلئوتید فسفات و ۲ واحد هگزوکیناز) در دمای ۲۲ درجه سلسیوس بمدت ۳۰ دقیقه در انکوباتور قرار داده شد. احیا نیکوتین‌امید آدنین دی‌نوکلئوتید فسفات توسط گلوکز دهیدروناز توسط دستگاه اسپکتروفتومتر در طول موج ۳۴۰ نانومتر قرائت، غلظت گلوکز در مقایسه با نمونه استاندارد محاسبه شد. جهت سنجش ساکارز، مقدار نیم گرم برگ بالغ، توزین شده، پس از هموژنیزه کردن به مدت یک دقیقه با سه میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد ترکیب شد. اتانول دور ریخته شده، نمونه‌ها به مدت ۵ دقیقه در حمام آب گرم در دمای ۹۰ درجه سلسیوس قرار داده شدند. بعد از خنک شدن میکروتیوب‌های حاوی نمونه‌ها به مدت ۱۰ دقیقه در ۱۵۰۰ دور در دقیقه سانتریفیوژ شد. فاز فوقانی خارج و دو بار مجددا با اتانول ۸۰ درصد عصاره‌گیری صورت گرفت. یک میلی‌لیتر هیدروکسید پتاسیم ۰/۲ مولار اضافه و به مدت ۳۰ دقیقه در حمام آب گرم در دمای ۹۰ درجه سلسیوس قرار داده شدند. پس از خنک‌شدن جهت تنظیم pH به ۵/۵ مقدار دو میلی‌لیتر اسید استیک یک مولار به محلول اضافه شد. مقدار ساکارز توسط دستگاه HPLC (مدل هیتاچی ۷۰۰۰، ساخت کشور ژاپن) تعیین شد.

آنالیز عناصر با استفاده از نمونه‌های خشک گیاهی انجام شد. بدین صورت که یک گرم نمونه از برگ بالغ پودر شده، در دمای ۵۵۰ درجه سلسیوس به مدت ۶ ساعت در کوره خاکستر شده، با ۱۰ میلی‌لیتر اسید کلریدریک نیم مولار حل شد. محلول‌های حاصله توسط کاغذ صافی فیلتر شده، غلظت عناصر سدیم، پتاسیم و کلسیم با استفاده از دستگاه جذب اتمی (AI1200 ، ساخت چین) اندازه‌گیری شد. آزمایش در قالب طرح کاملا تصادفی و بصورت فاکتوریل با ۴ سطح شوری (۰، ۵۰، ۱۰۰و ۱۵۰ میلی مولار) و ۳ تیمار مایکوریزایی (دو تیمار مختلف قارچ مایکوریزا و تیمار سوم عدم تلقیح با قارچ) در شش تکرار انجام شد. مقایسه میانگین‌ها با استفاده از نرم افزار JMP8 و توسط آزمون حداقل اختلاف معنی‌دار (LSD) در سطح ۵ درصد صورت گرفت.

نتایج و بحث

با توجه به جدول ۱ درصدکلون‌سازی قارچ مایکوریزا حداقل ۴۱ و حداکثر ۶۶ درصد بود. هیچ کلون‌سازی در دانهال‌هایی که مورد تلقیح قرار نگرفتند، مشاهده نشد. بیشترین کلون‌سازی در تیمار فاقد شوری توسط قارچ *P.occultum* و کمترین مقدار کلون‌سازی در قارچ *G.mosseae* و در تیمار ۱۵۰ میلی مولار نمک مشاهده شد (جدول ۱). شوری باعث کاهش قابل ملاحظه‌ای بر میزان کلون‌سازی قارچ *G.mosseae* در مقایسه با *P.occultum* شد. این امر نشانگر آنست که هر کدام از گونه های قارچ مایکوریزا پتانسیل متفاوتی در برابر تنش شوری از خود نشان می‌دهند. این نتایج با شنگ و همکاران (۲۵) و کولا و همکاران (۶) مطابقت داشت. بر اساس جدول ۱ تیمارهای تلقیح شده با قارچ‌های مایکوریزا اثرات معنی‌داری بر روی صفاتی چون تعداد برگ، سطح برگ، میزان آب نسبی برگ، وزن

خشک ریشه و وزن خشک شاخساره در مقایسه با تیمار بدون تلقیح در برابر سطوح مختلف شوری از خود نشان دادند. نتایج فوق با نتایج مطالعات گذشته مطابقت داشت (۶،۲۷). در بیشتر صفات رشدی اندازه‌گیری شده، اختلاف معنی‌داری بین دو قارچ مایکوریزای مورد استفاده، دیده نشد (جدول ۱). تعداد برگ در تیمار *G.mosseae* بیشترین مقدار و در تیمار فاقد قارچ کمترین مقدار را نشان داد. با افزایش سطح شوری، برگ‌های بیشتری ریزش داشت، اما با این وجود اختلاف معنی‌داری با تیمارهای تلقیحی با قارچ نشان دادند (جدول ۱). سایر فاکتورهای رشدی دیگر نظیر قطر ساقه اصلی، سطح برگ، وزن خشک ریشه و شاخساره، در تیمارهای تلقیحی با قارچ مایکوریزا در مقایسه با تیمار فاقد تلقیح اختلاف معنی‌داری در سطح ۵ درصد نشان دادند. همچنین اختلاف معنی‌داری بین دو نوع قارچ مورد آزمایش در زمینه فاکتورهای رشدی در این پژوهش دیده نشد (جدول ۱).

جدول ۱- اثر متقابل شوری × تلقیح با قارچ‌های مایکوریزا بر کلون سازی و برخی ویژگی‌های رشدی دانهال فلائینگ دراگون

Table 1- interaction effects of salinity ×inoculation with micorrhiza fungi on colonization and some growth parameters of Flying dragon seedling

(Glomus mosseae = Gm, Paraglomus occultum = Po, No micorrhiza = Nmi)

سطح نمک Salt level (mM)	نوع مایکوریزا Micorriza type	کلون سازی Colonization (%)	تعداد برگ Leaf number	مقدارنسبی آب RWC (%)	قطر ساقه Stem diameter (cm)	سطح برگ Leaf area (cm^2)	وزن خشک ریشه Root dry weight (g)	وزن خشک شاخساره Shoot dry weight (g)
0	Gm	63.91 a	14.72 a	70.95 a	0.20 a	48.42 a	0.19 a	0.36 a
	Po	66.86 a	13.45 ab	71.45 a	0.22 a	47.25 a	0.18 a	0.35 a
	Nmi	0	12.52 b	65.32 ab	0.21 a	39.63 b	0.18 a	0.33 b
50	Gm	62.50 a	14.34 a	68.63 a	0.20 a	45.22 a	0.17 ab	0.32 b
	Po	63.26 a	13.25 ab	70.55 a	0.21 a	45.38 a	0.15 b	0.33 a
	Nmi	0	11.22 c	61.12 b	0.18 bc	38.11 b	0.14 b	0.26 bc
100	Gm	44.51 b	12.30 b	67.11 ab	0.19 ab	38.55 b	0.12 bc	0.27 ab
	Po	61.75 ab	12.40 b	66.02 ab	0.19 ab	39.01 ab	0.12 bc	0.26 bc
	Nmi	0	10.33 c	56.43 bc	0.16 d	32.41 c	0.11 bc	0.17 c
150	Gm	41.05 b	12.11 b	64.56 ab	0.17 d	33.04 c	0.10 c	0.24 bc
	Po	55.83 ab	12.05 b	64.50 ab	0.15 e	30.65 c	0.11 bc	0.25 bc
	Nmi	0	8.55 d	52.25 c	0.14 e	25.73 d	0.06 c	0.16 c

حروف مشابه در جدول نشانگر عدم معنی‌داری تیمارها با استفاده از آزمون LSD در سطح ۵ درصد می‌باشد

Numbers followed by the same letter are not significantly differentns by LSD test (P<0.05)

تحریک رشد توسط قارچ مایکوریزا، در شرایط تنش شوری را به افزایش جذب عناصرغذایی معدنی و بخصوص فسفر نسبت داده‌اند (۲۹). اما با این حال در قارچ‌های مایکوریزا، مکانیسمی که باعث تعدیل کاهش رشد در شرایط شوری می‌شود، همچنان تا حدی ناشناخته می‌باشد (۱۵). آنالیز وزن خشک ریشه و شاخساره مشخص کرد که با افزایش غلظت نمک وزن خشک ریشه و شاخساره کاهش می یابد، که این نتایج با نتایج زو وهمکاران (۳۱) مطابقت داشت.

میزان آب نسبی برگ با افزایش سطح شوری کاهش یافت (جدول ۱). در بین تیمارهای مختلف میزان آب نسبی برگ فقط در تیمار شاهد و سطح ۵۰ میلی مولار کلرید سدیم اختلاف معنی‌دار نشان داد و در سایر تیمارها اختلاف معنی‌داری دیده نشد. با این وجود با توجه به جدول ۱، تیمارهای شاهد و تیمارهای حاوی قارچ مایکوریزا به نسبت دارای میزان آب نسبی بیشتری هستند. این امر بیانگر این نکته می‌باشد که هیف‌های قارچ مایکوریزا منجر به بهبود روابط آبی در دانهال‌های تلقیح شده با قارچ، را داشتند. این نتایج با آزمایش شنگ و همکاران (۲۵) مطابقت داشت.

از لحاظ میزان ساکارز در بافت برگی تنها در سطح شوری ۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار نمک تفاوت معنی دار بین تیمارها دیده شد (جدول ۲). در سطح شوری ۱۰۰ میلی مولار بین دو نوع قارچ آزمایش شده و در سطح شوری ۱۵۰ میلی مولار بین قارچ *P.occultum* با تیمار شاهد (فاقد تلقیح با قارچ) اختلاف معنی دار مشاهده شد (جدول ۲). ریشه دانهال‌های تلقیح شده با قارچ های مایکوریزا غلظت بیشتری از ساکارز و گلوکز نسبت به تیمارهای شاهد نشان دادند (جدول ۲). این روند با افزایش سطح تنش نیز چندان تغییری نکرد. در مقایسه با تیمارهای بدون تنش غلظت پرولین در تیمار تلقیحی با قارچ *P.occultum* تفاوت معنی‌داری در مقایسه با شاهد نشان داد (جدول ۲). در سطوح بالاتر تنش (۱۰۰ و ۱۵۰ میلی مولار) هر دو نوع قارچ مایکوریزا در مقایسه با تیمار بدون تلقیح اختلاف معنی‌دار داشتند (جدول ۲).

جدول۲- اثرات متقابل شوری × تلقیح با قارچ های مایکوریزا بر ترکیبات اسمزی برگ دانهال فلائینگ دراگون.

Table 2- Interaction effects of salinity ×inoculation with micorrhiza fungi on some leaf osmotic compounds of Flying dragon seedling.

(Glomus mosseae = Gm, Paraglomus occultum = Po, No micorrhiza = Nmi)

سطح نمک Salt level (mM)	نوع مایکوریزا Micorriza type	ساکارز Sucrose (mg/g)	گلوکز Glucose (mg/g)	پرولین Proline (mg/g)
0	Gm	8.35^{bc}	38.65^{a}	0.27^{ab}
	Po	8.77^{ab}	42.11^{a}	0.25^{b}
	Nmi	7.21^{cd}	37.32^{a}	0.19^{c}
50	Gm	8.30^{bc}	37.22^{a}	0.2^{ab}
	Po	8.46^{bc}	42.10^{a}	0.26^{ab}
	Nmi	7.28^{cd}	29.67^{b}	0.19^{c}
100	Gm	7.69^{c}	39.76^{a}	0.29^{ab}
	Po	6.42^{d}	36.66^{a}	0.31^{a}
	Nmi	9.87^{b}	23.65^{c}	0.19^{c}
150	Gm	7.03^{cd}	35.50^{a}	0.33^{a}
	Po	6.14^{d}	37.10^{a}	0.33^{a}
	Nmi	12.55^{a}	19.87^{c}	0.20^{c}

حروف مشابه در جدول عدم معنی داری تیمارها با استفاده از آزمون LSD در سطح ۵ درصد را نشان می‌دهد

Numbers followed by the same letter are not significantly differentns by LSD test ($P<0.05$)

تنظیم اسمزی از جمله روش های مهم جهت به تعویق انداختن فرایند دهیدراسیون در تنش‌های غیرزیستی به شمار می‌رود، که باعث حفظ فشار تورژسانس سلول و فرایندهای فیزیولوژیک طی رشد گیاه می‌شود (۵). ساکارز و فروکتوز از جمله اسمولیت‌هایی هستند، که جهت تنظیم اسمزی سیتوسول سلول‌های گیاهی در شرایط تنش شوری بکار می روند. در این پژوهش مقادیر قندهای ساکارز و فروکتوز در تیمار تلقیح شده با قارچ مایکوریزا بیشتر از شاهد بود. در شرایط بدون تنش شوری، تیمار با قارچ مایکوریزا باعث افزایش غلظت ساکارز و گلوکز در برگ‌ها می شود، در حالی که در شرایط تنش غلظت ساکارز در تیمارهای تلقیحی با قارچ روند کاهشی نشان داد. به علت همزیستی قارچ مایکوریزا و ریشه دانهال فلائینگ دراگون، قارچ‌های مایکوریزا مقادیری از کربن مورد نیاز خود را (که عمدتا ۶ کربنه می‌باشد)، از ریشه دانهال می‌گیرد. بنابراین مقادیر کمتر ساکارز طی تنش شوری در دانهال‌های تیمارشده با قارچ و افزایش سطح فروکتوز، حاکی از وقوع پدیده فوق می‌باشد. این نتایج با گزارشات پژوهش‌های سابق همخوانی داشت (۲۸، ۱۵).

غلظت سدیم با شورتر شدن تدریجی خاک در دانهال‌های تلقیحی و غیرتلقیحی افزایش یافت (جدول ۳). با این حال طی سطوح مختلف شوری غلظت سدیم در ریشه دانهال‌های تلقیح شده با قارچ مایکوریزا نسبت به شاهد کمتر بود (جدول ۳). این امر می‌تواند به علت تحریک رشدی ناشی از کلون‌سازی قارچ مایکوریزا باشد (۶). به نظر می‌رسد مایکوریزا با تاثیرات مثبتی که بر ترکیبات عناصر غذایی (بخصوص عناصری با سیالیت کم مانند فسفر) و جذب بیشتر پتاسیم می‌گذارد، باعث بهبود رشد گیاه در شرایط تنش شوری می‌شود (۲۷).

غلظت یون سدیم در قارچ *G.mosseae* کمتر از تیمار *P.occultum* بودند، اما با این حال تفاوت معنی‌داری بین این دو نوع قارچ مشاهده نشد. غلظت عناصر پتاسیم و کلسیم در ریشه در تمام سطوح شوری تیمارهای تلقیح شده با قارچ‌های مایکوریزا بیشتر از تیمار شاهد بود (جدول ۳). این نتایج با گزارشات پیشینه همخوانی داشت (۳۰). غلظت کلسیم در تیمار فاقد تلقیح نسبت به تیمارهای تلقیح‌شده با قارچ کمتر بود (جدول ۳). غلظت یون سدیم در تیمار تلقیح‌شده با قارچ *G.mosseae* بیشتر از تیمار تلقیحی *P.occultum* بود، با آن که تفاوت معنی‌داری نشان ندادند (جدول ۳). نسبت پتاسیم به سدیم نیز در تیمارهای تلقیح‌شده با قارچ به نسبت شاهد، تفاوت معنی‌دار نشان داد (جدول ۳ را مشاهده کنید). نتایج بدست آمده با نتایج گیری و همکاران (۱۱) مطابقت داشت. بر اساس جدول ۳ هیچ گونه تفاوت معنی‌داری بین دو نوع قارچ مایکوریزای مورد استفاده در این پژوهش وجود ندارد. به‌جز دانهال‌های تیمارشده با قارچ *P.occultum* در سطح ۵۰ میلی‌مولار کلرید سدیم، نسبت کلسیم به سدیم در بین تیمارهای تلقیح‌شده با مایکوریزا و شاهد، اختلاف معنی‌دار نشان داد. نسبت کلسیم به سدیم در دانهال های تلقیحی با *G.mosseae* نسبت به *P.occultum* بیشتر بود، اما با این وجود، بین دانهال‌های تلقیح‌شده با قارچ‌های مایکوریزا در سطوح مختلف شوری اختلاف معنی‌دار مشاهده نشد (جدول ۳). بطور کلی این نتایج نشان داد، که قارچ مایکوریزا از طریق تشکیل کلونی باعث بهبود در قابلیت دسترسی و انتقال عناصر غذایی و در نتیجه کاهش اثرات مضر تنش شوری در پایه فلائینگ دراگون می‌شود.

جدول ۳- اثر متقابل شوری × تلقیح با قارچ های مایکوریزا بر برخی عناصر غذایی برگ دانهال‌های فلائینگ دراگون

Table 2- Interaction effects of salinity ×inoculation with micorrhiza fungi on nutritious elements of Flying dragon seedling (Glomus mosseae = Gm, Paraglomus occultum = Po, No micorrhiza = Nmi)

سطح نمک Salt level (mM)	نوع مایکوریزا Micorriza type	K^+ (mg/g)	Na^+ (mg/g)	Ca^{2+} (mg/g)	K^+/Na^+	Ca^{2+}/Na^+
0	*Gm*	18.31 a	4.86 d	7.85 ab	3.76 a	1.61 a
	Po	17.79 a	5.02 d	7.56 ab	3.54 a	1.50 a
	control	16.12 b	5.35 d	6.53 c	3.01 ab	1.22 b
50	*Gm*	18.11 a	6.78 cd	7.83 ab	2.67 b	1.15 b
	Po	17.05 a	7.34 bc	7.51 ab	2.32 b	1.02 bc
	control	14.42 c	7.86 bc	6.56 c	1.83 c	0.83 c
100	*Gm*	15.78 b	9.22 c	8.15 a	1.71 c	0.88 c
	Po	15.81 b	9.14 c	8.07 a	1.72 c	0.88 c
	control	14.21 c	10.93 b	7.13 bc	1.30 c	0.65 d
150	*Gm*	13.68 c	11.56 b	8.22 a	1.18 cd	0.71 d
	Po	13.75 c	12.45 b	8.19 a	1.10 cd	0.65 d
	control	11.61 d	14.77 a	7.78 ab	0.78 d	0.52 e

حروف مشابه در جدول بیانگر عدم معنی‌داری تیمارها با استفاده از آزمون LSD در سطح ۵ درصد می‌باشد

Numbers followed by the same letter are not significantly differentns by LSD test ($P<0.05$)

بطورکلی شوری از سه طریق رشد و عملکرد گیاهان را محدود می‌کند. نخستین اثر شوری که اصطلاحا اثر اسمزی گفته می‌شود، به کل املاح موجود در خاک مربوط می‌شود که منجر به کاهش پتانسیل اسمزی می‌شود. با کاهش پتانسیل اسمزی، انرژی آزاد آب کاهش و گیاه برای به دست آوردن مقدار مشخصی آب باید انرژی بیشتری را صرف کند (۸). بنابراین، آن بخش از انرژی که باید برای رشد و نمو گیاه استفاده شود، صرف به دست آوردن آب می‌شود، و رشد عمومی گیاه کاهش می‌یابد. دومین اثر به اثر ویژه یا اختصاصی یونی معروف می‌باشد و مربوط به یون‌های خاص محلول در خاک می‌باشد. یون‌هایی نظیر کلر و سدیم به تنهایی می‌توانند باعث بروز سمیت در گیاه شده و در مکانیسم‌های جذب گیاه اختلال ایجاد کنند. اثر سوم در واقع از اثر دوم نشات می‌گیرد، که موجب بروز عدم تعادل تغذیه‌ای در گیاه می‌شود (۸). بدین صورت که وجود یون‌های کلر و سدیم به مقدار زیاد باعث بهم خوردن تعادل عناصرغذایی در محلول خاک شده و در نهایت جذب و انتقال عناصرغذایی چون کلسیم، پتاسیم و منیزیم در گیاه دچار اختلال می‌شود (۲۴ و ۴). شوری با اخلال در فعالیت ناقل‌ها و کانال‌های انتخابی یون پتاسیم در ریشه و توقف رشد ریشه بدلیل اثرات اسمزی یون سدیم، باعث کاهش جذب آب و مواد معدنی می‌شود (۱۴). شوری، با جایگزین نمودن یون سدیم به جای کلسیم در غشاء، در نفوذپذیری غشا اختلال ایجاد می‌کند. همچنین غلظت بالای یون سدیم برای متابولیسم سلول سمی است و از تقسیم سلولی جلوگیری می‌کند. یون پتاسیم در شرایط شوری با یون سدیم جهت جذب در ریشه با هم رقابت می‌کنند. نگه‌داری نسبت بالای یون پتاسیم به سدیم یک خصوصیت کلیدی در گیاهان مقاوم به تنش شوری به شمار می‌رود (۱۲). پژوهش حاضر تایید کرد که ریشه‌های تلقیح شده با مایکوریزا نسبت بالای یون پتاسیم به سدیم را در ریشه حفظ می‌کنند، که باعث رقابت پتاسیم با سدیم در غشا سلولی می‌شود. یون کلسیم نیز از جمله یون‌های مهم جهت مقاومت گیاهان به شوری می‌باشد. نسبت بالای کلسیم به سدیم در شرایط شوری از طریق حفظ ساختار غشا سلولی، باعث محافظت گیاهان در برابر اثرات نامطلوب شوری می‌شود (۱۴ و ۱۵).

قندهای محلول از جمله اسمولیت‌های مهم جهت تنظیم اسمزی در سیتوسول تحت شرایط تنش شوری هستند. افزایش تجمع قندهای محلول در پاسخ به شوری در بسیاری از گیاهان گزارش شده است (۱۳). با این حال در پژوهش حاضر، تنش شوری باعث کاهش در میزان قندهای محلول در تیمارهای تلقیحی با قارچ و شاهد شد. این پدیده نشان می‌دهد که پایه‌های فلائینگ دراگون حساس به شوری، قادر به تجمع قندهای محلول جهت تحمل به شوری نیستند. از طرف دیگر تنش شوری از طریق کاهش کارایی فتوسنتز در بافت‌های فعال فتوسنتزی، باعث کاهش تجمع قندهای محلول در برگ می‌شود. در تمام سطوح شوری، دانهال‌های تلقیحی با قارچ میزان قندهای محلول بیشتری نسبت به شاهد از خود نشان دادند، که بیانگر این است که ریشه گیاهان همزیست با قارچ های مایکوریزا قادر به حفظ بهتر تعادل اسمزی طی تنش شوری می‌باشند.

سپاسگزاری

نویسندگان مقاله کمال تشکر را از معاون پژوهشی دانشکده کشاورزی دانشگاه فردوسی جهت تامین مالی طرح پژوهشی به شماره ۲۷۹۴۸ را دارند.

منابع

1- Ahmadi N., Mibus, H., and Serek M. 2009. Characterization of ethylene-induced organ abscission in F1 breeding lines of miniature roses (*Rosa* hybrid L.). Postharvest Biology and Technology, 52:260-266.
2- Bagyaraj D.J., and Reddy B.J.D. 2000. Arbascular mycorrhiza in sustainable agriculture. Scientific, Jodhpur, India.
3- Bates L.S., Waldren R.P., and Teare I. D. 1973. Rapid determination of free proline for water stress studies. Plant and Soil, 39:205-207.
4- Brumos J., Talon M., Bouhlal R., and Colmenero F.J. 2010. Cl-homeostasis in include and excluder citrus rootstocks: transport mechanisms and identification of candidate genes. Plant Cell & Environment, 33:2012-2027.
5- Chen H., and Jiang J.G. 2010. Osmotic adjustment and plant adaptation to environmental changes related to drought and salinity. Environmental Review, 18:309-319.
6- Colla G., Rouphael Y., Cardarelli M., Tullio M., Rivera C.M., and Rea E. 2008. Alleviation of salt stress by arbascularmycorrhizal in zucchini plants grown at low and high phosphorus concentration. Biology and Fertility of Soils, 44:501-509.
7- Duke E.R., Johnson, C.R., and Koch K.E. 1986. Accumulation of phosphorus, dry matter and betaine during NaCl stress of root citrus seedling colonized with vesicular- arbascular mycorrhizal fungi on zero, one or two halves. New Phytologist, 104:583-590.
8- Dutt S., Sharma S. D., and Kumar P. 2013. Arbascular mycorrhizas and Zn fertilization modify growth and physiological behavior of apricot (*Prunus armeniaca*). Scientia Horticulturae, 155:97-104.
9- Garcia-Sanchez F., Syversten J.P., Martinez V., and Melgar J.C. 2006. Salinity tolerance of Valencia orange trees on rootstocks with contrasting salt tolerance is not improved by moderate shade. Journal of Expiremental Botany, 57:3697-3706.
10- Ghassemi F., Jackman A.J., and Nix H.A. 1995. Salinization of land and water resources: Human causes extend management and case studies. UNSW Press, Australia.
11- Giri B., Kapoor R., and Mukerji K.J. 2007. Improved tolerance of *Anacia nilotica* to salt stress by arbascular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* may be partly related to elevated K/Na ratios in root and shoot tissues. Microbiology & Eclology, 54:753-760.
12- Hajlaoui H., El Ayeb N., Garrec J.P., and Denden M. 2010. Differential effects of salt stress on osmotic adjustment and solutes allocation on the basis of root and leaf tissue senescence of two silage maize (*Zea mays* L.) varieties. Individual Crop Product, 31:122-130.
13- Hashem A., Abd Allah E.F., Abdulaziz, A., and Alqarawi A. 2015. Arbuscular mycorrhizal fungi enhances salinity tolerance of *Panicum turgidum* Forssk by altering photosynthetic and antioxidant pathways. Journal of Plant Interactions, 10:1-14.
14- Khalili H.A., Eissa A.M., El-Shazly S.M., and Aboul Nasr A.M. 2011. Improved growth of salinity- stressed cirus after inoculation with mycorrhizal fungi. Scientia Horticulturae, 130:624-632.
15- Kumar A., Sharma S., and Mishra S. 2010. Influence of arbascular mycorrhizal fungi and salinityon seedling growth, Solute accumulation and mycorrhizal dependency of *Jatropha curcas* L. Journal of Plant Growth and Regulators, 29:297-306.
16- Mademba S.Y., Lbegin S., and Lomerre-Desprez Z. 1999. Use of *Puncirus trifoliate* and flying dragon as dwarfing rootstocks for citrus under tropical climatic conditions. Fruits, 54(5):299-310.
17- Melgar J.C., Syvertsen J.P., Martinez V., and Garcia-Sanchez F. 2008. Leaf gas exchange, water relation, nutrient content and growth in citrus and olive seedling under salinity. Biologia Plantarum, 52 (2):385-390.
18- Murkute A.A., Sharma S., and Singh S.K. 2006. Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbascular mycorrhizal fungi. Horticulure Science, 33:70-76.
19- Nemati I., Moradi F., Gholizadeh S., Esmaeili M.A. and Bihamta M.R. 2011. The effect of salinity stress on ions and soluble sugers distribution in leaves, leaf sheaths and roots of rice (*Oryza sativa* L.) seedling. Plant and Soil Environment, 57:26-33.
20- Nichols K.A., and Toro M. 2011. A whole soil stability index (WSSI) for evaluating soil aggregation. Soil Tillage Resourse, 111:99-104.
21- Nieves M., Cerda A., and Botella M. 1991. Salt tolerance of two lemon scions measured by leaf chloride and sodium accumulation. Journal of Plant Nutrition, 14:623-636.
22- Peng S.L., Shen H., Yuan J.J., Wei C.F., and Guo T. 2011. Impact of arbascular mycorrhizal fungi on soil aggregation dynamics of neutral purple soil. Acta Ecology Sinica, 31:498-505.
23- Phillips J.M., and Hayman D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbascular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transaction of the British Mycological Society, 55:158- 161.

24- Romero- Aranda R., Moya L., Tadeo F.R., Legaz F., Primo- Millo E., and Talon M. 1998. Physiological and anatomical disturbances induced by chloride salts in sensitive and tolerant citrus: beneficial and detrimental effects of cations. Plant Cell Environment, 21:1243-1253.
25- Sheng M., Tang M., Chen H., Yang B., Zhang F., and Haung Y. 2008. Influence of arbascular mycorrhiza on photosynthesis and water statues of maize plants under salt stress. Mycorrhiza, 18:287-296.
26- Storey R., and Walker R.R. 1999. Citrus and salinity. Scientia Horticulturae, 78:39-81.
27- Tsang A., and Maum M.A. 1999. Mycorrhizal fungi increase salt tolerance of *Strophostyle helvola* in coastal foredunes. Plant Ecology, 144:159-166.
28- Wu Q.S., and Xia R.X. 2006. Arbascular mycorrhizal fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well- watered and water stress conditions. Journal of Plant Physiology, 163:417-425.
29- Wu Q.S., Zou Y.N., and He H.X. 2010. Contribution of arbascular mycorrhizal fungi to growth, photosynthesis, root morphology and ionic balance of citrus seedling under salt stress. Acta Physiologiae Plantarum, 32:297-304.
30- Zekri M., and Parsons L.R. 1992. Salinity tolerance of citrus rootstocks: Effects of salt on root and leaf mineral compositions. Plant Soil, 147:171-181.
31- Zou Y.N., Liang Y.C., and Wu Q.C. 2013. Mycorrhizal and non-mycorrhizal response to salt stress in trifoliate orange: plant growth, root architecture and soluble suger accumulation. International Journal of Agriculture & Biology, 15:565-569.

Journal of Horticultural Science
Vol. 32, No.2, Summer 2018, P. 335-344
ISSN: 2008 - 4730

نشریه علوم باغبانی (علوم و صنایع کشاورزی)
جلد ۳۲، شماره ۲، تابستان ۱۳۹۷، ص. ۳۴۴-۳۳۵
شاپا: ۴۷۳۰ - ۲۰۰۸

Effect of Mycorrhizal Fungi on Morphophysiologicaland Nutritional Factors of Flying Dragon Rootstock under Salt Stress

B. Abedi[1]*- B. Esfandiari[2]

Received: 28-01-2018
Accepted: 18-04-2018

Introduction: Citrus is highly sensitive to water and soil salinity. About 13 percent decrease of citrus yield per each 1 dS m $^{-1}$ increase in salinity above 1.4 dS m^{-1}. Arbuscularmycorrhizal (AM) fungi are probably distributed in most soils and approximately 90% of higher plant species examined interact with AM fungi.AM growth hyphae increased root level, water absorption efficiency and nutrient distribution specially phosphorus and zinc. More biomass and less proline content in citrange "carrizo" inoculated with *Glomusintraradices* in compare with non-inoculated treatment under different salinity levels. Two symbiosis AM (*Glomusmosseae* and *Paraglomusoccultum*) through growth improving, photosynthetic rate and root structure could reduce adverse effects of salinity under 100 mM sodium chloride concentration. We analyzed the impact of two mycorrhizal fungi under salinity stress. Our objectives were to determine how AM symbiosis can alleviate adverse effect of salinity and which of our mycorrhizal fungi show better results.

Materials and Methods: Seed of Flying dragon were sterilized by immersion in 70% alcohol for 4 min, rinsed 5 times with distilled water and germinated in jiffy pots at 27ºC. 25 g of fungi (Glomusmosseae and Paraglomusoccultum) per pot were used while non-AM fungi treatments received the same weight of growth media. The experimental design conducted in a completely randomized design as a factorial form. First factor was four levels of salinity (0, 50, 100 and 150 mMNaCl) and the second factor was two different genotypes of mycorrhizal fungi. Six replicates of each treatment were applied. Control treatments were irrigated with distilled water. Shoot and root dry weight were measured. Concentration of proline was measured by the method of Bates et al (3). AM colonization was estimated in according to with Hashem et al (14) with using light microscopy. Relative water content (RWC) was measured by Wu and Xia (28). The sucrose and glucose were determined by Wu et al (29) method. Na+, K+ and Ca+ concentrations in leaves were measured by using atomic absorption spectrometer. The data were analyzed by two factor ANOVA using JMP 7 software. Least significant difference (LSD, α<0.05) was used in order to compare the significant difference between treatments.

Results and Discussion: The highest colonization occurred in control treatmentin which inoculated with *Paraglomusoccultum*, andthe lowest colonization was in 150 mM treatment of NaCl that inoculated with *Glomus mosseae*. Salinity cause more remarkable decrease on colonization of *Glomus mosseae*than*Paraglomusoccultum*. This indicated that each different mycorrhizal species had different potential during salinity. Salinity had reduced leaf number, relative water content stem diameter, leaf area index, root and shoot dry weight, regardless of the inoculation with AM fungi. Byincreasing salt levels, stem diameter and leaf area index (LEI) remarkably decreased, but colonized seedlingespecially in low salt concentration partly displayed better condition. In LEI and stem diameter, according to the results of mycorrhizal inoculation, even in high salinity (150 mM) had shown significance difference (Table 1). During increasing of salinity level, sucrose content in inoculated treatments decreased, while in un-inoculated ones it was reverse. Only in 100 mM sodium chloride treatments observed different significant between two AM fungi. In addition, the inoculated AM fungi had higher concentration of glucose than un-inoculated treatments. Proline concentration was increased 22% and 32% in *G. mosseae*and*P.occultum,*respectively. Although proline content increased with salinity intensity, no significant differences were observed between two AM fungi. In high salinity treatments (100 and 150 mM), proline content has been shown significantly difference in compare with no AM fungi inoculation (Table 2). Compared to the control treatment, Na^+ but not K^+ concentrations were markedly increased under 100 mM sodium chloride. With comparing two different AM fungi, no significant difference were found in K^+, Na^+, Ca^+ ,K^+/ Na^+ and Ca^+/ Na^+. Under the non salinity and salinity conditions, AM symbiosis notably decreased the Na^+ concentration in compared with non-inoculated treatments.Salinity significantly decreased the ratio of K^+/ Na^+ and Ca^+/ Na^+. Leaves of AM seedlings have shown higher K^+/Na^+ and Ca^+/Na^+ ratios than the non-AM inoculated seedlings at three salinity levels. A reduction in mycorrhizal fungi colonization in citrus plants grown under saline condition was expected since it has been shown that AM fungi may be influenced by salinity during spore germination. This is consistent with other results. According to the results colonization rate of two AM

1-Assistant Professor and Ph.D student of Department of Horticulture and Landscape Engineering, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad. Mashhad, Iran
(*- Corressponding Author Email: abedy@um.ac.ir)

fungi displayed different results, suggesting that *P.occultum*contained a better colonization than *G. mosseae*. Significant increase in growth parameters, namely, height, diameter, root length, and leaf area was more evident for the seedlings inoculated with *G. fasciculatum* and *G.mosseae*. Salinity reduces the water potential of the roots, causing reduction in growth rate, along with a suite of metabolic changes similar to those caused by water stress. From the present results it can be deduced that the reduction in plant growth due to increased salinity can be attributed to the osmotic effects of salts. Osmotic stress is a problem stemming from salt stress, and the resulting decrease in chemical activity causes cells to lose turgor.

Conclusions: Under salt stress, plant growth and biomass would be slowed down. The reasons may be the non-availability of nutrients and the expenditure of energy to counteract the toxic effects of NaCl. However, mycorrhization was found to increase the compatibility of the host plant by enhancing its growth. Several researchers have reported that AM fungi-inoculated plants grew better than non-inoculated plants under salt stress. Conclusion based on various studies on the effect of several mycorrhizalinoculums on the seedling growth, it was clear that AMfungi could be infected effectively, and their shoot and rootgrowth, especially fibrous root growth, was significantlyimproved, compared with the control. For alleviating the adverse effects of salinity in Flying Dragon rootstock, inoculating with mycorrhizal fungi is suggested. However, in respect of AM symbiosis, the fundamental pertinent mechanism pathways are still not completely clear.

Keywords: Arbascular mycorrhizal, Citrus and salinity