Iranian Journal of Weed Science
Vol 16, No 2, 2021 (99-114)
DOI: 10.22092/ijws.2020.127905.1352

مجله دانش علف‌های‌هرز
دورهٔ ۱۶، شمارهٔ ۲، ۱۳۹۹ (ص ۱۱۴-۹۹)

تأثیر سه گونه قارچ میکوریزا بر فتوسنتز، رشد و محتوای متابولیت‌های ثانویه در علف‌هرز نیلوفر پیچ (*Ipomoea purpurea* L.)

سکینه رشیدی[1]، علیرضا یوسفی*[2]، مجید پوریوسف[2] ، نیووس گوی‌کویچیا[3]

۱ و۲- دانشجوی دکتری و دانشیار، گروه مهندسی تولید و ژنتیک گیاهی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه زنجان، ۳- استاد، گروه فیزیولوژی گیاهی، دانشکده بیولوژی، دانشگاه ناوارا

(تاریخ دریافت:۱۳۹۸/۷/٦ - تاریخ پذیرش: ۱۳۹۸/۱۱/۱)

چکیده

خاک‌ورزی، کاربردکودهای شیمیایی و آفت‌کش‌ها با کاهش جمعیت قارچ‌های میکوریزا در خاک‌های زراعی، امکان بهرمندی گیاهان زراعی از همزیستی با این موجودات را کاهش می‌دهند. افزایش جمعت قارچ‌های میکوریزا به‌صورت مصنوعی، به‌عنوان راهکاری برای رفع این مشکل مطرح می‌باشد؛ با این‌حال و در این صورت، امکان بهرمندی علف‌های هرز نیز وجود خواهد داشت. بنابراین آزمایشی به منظور بررسی پاسخ علف‌هرز نیلوفر پیچ به همزیستی با سه گونه قارچ میکوریزآرباسکولار *(Funneliformis mosseae, Rhizoglomus intraradices , Rhizoglomus fasciculatum)* انجام شد. نتایج نشان داد که تلقیح گیاهان با مایکوریزای *R. intraradices* سرعت فتوسنتزی را ۱/۹ برابر نسبت به گیاهان شاهد افزایش داد و تلقیح با گونه *F. mosseae* شاخص کلروفیل برگ، وزن خشک ریشه و حجم ریشه را به‌ترتیب ۳۵، ۶۰ و ۷۰ درصد در مقایسه با گیاهان تلقیح نیافته بهبود داد. تلقیح با دوگونه *F. mosseae* و *R. fasiculatum* سبب بهبود پارامترهای رشدی گیاه شد. همچنین تلقیح با میکوریزا، متابولیت‌های ثانویه گیاه ازجمله فنل، فلاونوئید و ترپنوئیدهای کل گیاه را افزایش داد. تجمع فلاونوئیدها در برگ‌های گیاهان تلقیح یافته با مایکوریزای *F. mosseae*، ۴/۲ برابر بیشتر از گیاهان تلقیح نیافته بود. افزایش فتوسنتز، رشد و محتوای متابولیت ثانویه در علف‌های‌هرز همزیست شده با قارچ میکوریزا نشان می‌دهد که قدرت رقابت و توان آللوپاتیک این گیاهان به هنگام برقراری رابطه همزیستی، افزایش می‌یابد و توان آللوپاتیک بالا، علف‌هرز را به یک رقیب قوی علیه سایر گونه‌های گیاهی در محیط تبدیل می‌کند.

کلمات کلیدی: رشد، قارچ میکوریز، متابولیت ثانویه، نیلوفر پیچ.

Effect of three Species of mycorrhizal fungus on photosynthesis, growth and secondary metabolites content of (*Ipomoea purpurea* L.)

Sakineh Rashidi[1], Ali Reza Yousefi*[2], Majid Pour Yousef[2], Nieves Goicoechea[3]
1,2- Department of Plant Production & Genetics, University of Zanjan, 3- Department of Environmental Biology, Plant Stress Physiology Group, Associated to CSIC (EEAD, Zaragoza, ICVV, Logroño), Schools of Sciences and Pharmacy and Nutrition, University of Navarra
(Received: September 28, 2019- Accepted: January 21, 2020)

ABSTRACT

In arable soils, decreasing the fungal population due to tillage, application of chemical fertilizers and pesticides, reduces the potential benefits of mycorrhizal fungi for crop plants. To solve this problem, soil inoculation can be a practical ways to improve population size of mycorrhizal fungi, however, in this situation, weeds can also be benefited. This study aimed to evaluate the effect of three species of arbuscular mycorrhizal fungi (*Funneliformis mosseae, Rhizoglomus fasciculatum, Rhizoglomus intraradices*) on the growth of *I.purpurea*. Results indicated that inoculation with *R. intraradices* increased photosynthetic rate 1.9 times compared to control plants and inoculation with *F. mosseae* increased leaf chlorophyll index, root dry weight and root volume by 35%, 60 % and 70%, respectively, compared to the non inoculated plants. Inoculation with *F. mosseae* and *R. fasiculatum* improved plant growth parameters. Inoculation with AMF also increased plant's secondary metabolites, including phenolic compound, flavonoids and total terpenoid. The concentration of flavonoids in leaves of *I. purpurea* colonized by *F. mosseae* was 4.2 times more than that found in leaves of non- inoculated control plants. Increased photosynthesis, growth and secondary metabolites content in weeds associated with mycorrhizal fungi indicate that the competitive ability and allelopathic potential of these plants will increase when associated with AMF and the high allelopathic potential may facilitate this weed to become a good competitor against other plant species in the environment.

Keywords: Growth, *Ipomoea purpurea* L., mycorrhizal fungus, secondary metabolites.

* Corresponding author E-mail: yousefi.alireza@znu.ac.ir

مقدمه

نیلوفر پیچ با نام علمی (*Ipomoea purpurea* L.) گیاهی یک‌ساله تابستانه، با تیپ علفی و رونده و متعلق به خانواده *Convolvulaceae* است.گونه‌های نیلوفر پیچ اغلب به‌عنوان گیاهان زینتی کشت می‌شوند اما تحت شرایط آب وهوایی وخاک مناسب می‌توانند به گیاهانی مزاحم و پردرد سر تبدیل شوند. این گیاه به‌دلیل رقابت با گیاهان زراعی، هم‌چنین شکستن بوته‌ها و ایجاد چتر بر روی آن‌ها، به علف‌هرز خسارت‌زا در مزارع سویا و پنبه استان گلستان تبدیل شده است (Savarnejad *et al*., 2010). گونه‌های مختلف نیلوفر علاوه بر کاهش عملکرد، باعث ایجاد حالت ورس[1] ،کاهش بازدهی محصول و افزایش مواد خارجی و اضافی در محصول برداشت شده می‌شوند (Stanley *et al*., 2001).

اکثر گونه‌های متعلق به جنس *Ipomoea* دارای ترکیبات فعال زیستی مانند انواع آلکالوئیدها، ترکیبات فنولیک، کومارین، فلاونوئید، گلیکولیپیدها، روغن‌های فرار[2]، تری‌ترپن‌ها، تانن و رزین می‌باشند (Gourley *et al*., 1969; Khare, 2007)، این ترکیبات از طریق ترشحات ریشه یا تجزیه بقایای گیاهی وارد خاک می‌شوند و رشد سایر گیاهان را با کاهش جوانه‌زنی بذر، رشد گیاهچه‌ها، سطح برگ، تولید ماده خشک، مقدار رنگیزه‌ها، کربوهیدرات‌ها و پروتئین‌های گیاه بالغ مهار می‌کنند و در نتیجه رشد و نمو گیاه را متوقف می‌کنند (Narwal *et al*., 2005). همچنین گزارش شده است که چندین گونه از جنس *Ipomoea* خاصیت فیتوتوکسیتی[3] دارند؛ بدین معنا که می‌توانند از رشد سایر گیاهان از جمله علف‌های‌هرز مهاجم جلوگیری کنند. در مکزیک کشاورزان از *Ipomoea tricolor* Cav. به عنوان گیاه پوششی استفاده می‌کنند (Bah & Pereda-Miranda, 1997).

قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار به عنوان یکی از مفیدترین میکروارگانیسم‌های خاک، دارای رابطه همزیستی با ریشه اغلب گیاهان هستند. این رابطه یکی از شناخته‌شده‌ترین، گسترده‌ترین و در عین حال مهم‌ترین رابطه همزیستی موجود در کره زمین است (Tahat *et al*., 2010). در نتیجه این همزیستی، گیاه میزبان برخی از ترکیبات کربنه نظیر قند و اسیدهای آمینه را در اختیار قارچ میزبان قرار می‌دهد و در مقابل، قارچ‌ها عناصر معدنی را از خاک جذب می‌کنند و در اختیار گیاه قرار می‌دهند (Aliasgharzadeh *et al*., 2001; Safari Sanjani, 2003; Naghizade, 2007). واکنش‌های مثبت ایجاد شده توسط قارچ‌های میکوریز آرباسکولار در گیاهان زراعی شامل افزایش میزان رشد (karagiannidis *et al*., 2002) و افزایش جذب عناصر غذایی از قبیل نیتروژن (Breuillin-Sessoms *et al*., 2015)، فسفر(Bai *et al*., 2008)، پتاسیم (Giri *et al*., 2007)، آهن (Castillo *et al*., 2009)، روی (Calvet *et al*., 2001) و مس (Wang *et al*., 2008) می‌باشد.

با وجود این‌که رابطه میکوریزایی از رایج‌ترین روابط همزیستی در اکوسیستم‌های طبیعی به شمار می‌رود، روش‌های مدیریت زراعی نظیرسیستم خاک‌ورزی نامناسب (Martinez & Johnson, 2010) و استفاده از کودهای شیمیایی (Wang *et al*., 2011) تأثیر بازدارنده بر فعالیت قارچ‌های میکوریز دارند و باعث کاهش جمعیت قارچ‌های میکوریزا در خاک می‌شوند و درنتیجه تاثیر منفی بر همزیستی در خاک‌های زراعی

[1] lodging
[2] Essential Oils
[3] Phytotoxin

خواهند داشت؛ به‌عنوان مثال، شخم ممکن است باعث از هم گسیخته شدن شبکه میسیلیومی شود (Kabir, 2005). عدم وجود گیاه میزبان در زمین‌های آیش نیز یکی از دلایل کاهش تنوع گونه‌های مختلف قارچ‌های میکوریزا در خاک به‌شمار می‌رود (Jansa *et al*., 2006; Rosendahl & Matzen, 2008). استفاده از کودهای شیمیایی به‌خصوص کودهای فسفره، حیات‌کش‌ها[1] و آفت‌کش‌های خاک برای جوامع میکوریزایی بسیار مضر است (Tang *et al*., 2001; Entry *et al*., 2002).

افزایش جمعت قارچ‌های میکوریزا به صورت مصنوعی، از طریق اضافه کردن آن‌ها به خاک به عنوان یک نهاده کشاورزی، به‌عنوان راهکاری برای ترمیم اندازه جمعیت این موجودات مطرح می‌باشد. با این حال در این شرایط، امکان بهرمندی علف‌های‌هرز از این رابطه نیز وجود خواهد داشت که در صورت تاثیر مثبت آن‌ها بر رشد گونه‌های مختلف علف هرز، با افزایش توان رقابتی آن‌ها در برابر گیاهان زراعی، موجبات کاهش عملکرد و یا سخت‌تر شدن کنترل آن‌ها را فراهم می‌آورد. اطلاع از نحوه پاسخ علف‌های‌هرز به این همزیستی می‌تواند در تصمیم‌گیری برای کاربرد آن‌ها به عنوان یک نهاده، ما را یاری دهد. بنابر این آزمایشی به‌منظور بررسی پاسخ علف‌هرز نیلوفر پیچ به همزیستی با سه گونه قارچ میکوریزآرباسکولار (*Funneliformis mosseae*, *Rhizoglomus fasciculatum* , *Rhizoglomus intraradices*) انجام شد.

مواد و روش‌ها

این تحقیق در سال ۱۳۹۶، در قالب طرح کاملاً تصادفی با چهارتکرار انجام شد. تیمارها شامل شاهد (بدون قارچ میکوریزا) و قارچ میکوریزا *Funneliformis mosseae*، *Rhizoglomus fasciculatum* و *Rhizoglomus intraradices* بودند. بذرهای علف‌هرز *I. purpurea* L. از مزرعه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی دانشگاه زنجان جمع آوری شدند و تا قبل از شروع آزمایش، در دمای اتاق نگهداری شدند. برایضدعفونی کردن، بذرها پنج دقیقه در محلول هیپوکلریت سدیم ۲/۵ درصد قرار داده شدند و برای حذف هیپوکلریت سدیم از سطح بذرها، حداقل هشت بار با آب مقطر استریل شسته شدند و برای جوانه زنی به پتری دیش انتقال داده شدند. سپس بذرهای جوانه-زده یکنواخت و سالم در گلدان‌های ۱۱۰۰ گرمی، با ارتفاع ۱۲ و قطر ۱٤سانتی‌متر کاشته شدند و در هر گلدان، دو گیاه کاشته شد. خاک استفاده شده در آزمایش پس از عبور دادن از الک دو میلی‌متری، به مدت ٦۰ دقیقه در دمای ۱۲۰ درجه سانتی‌گراد و فشار ۱/۵ بار استریل شد. ویژگی‌های خاک مورد استفاده در آزمایش در جدول ۱ آمده است. برای تلقیح قارچ میکوریز آربوسکولار، ۱۰۰ گرم از مایه تلقیح قارچ (تهیه شده از شرکت زیست فناور توران سمنان) با پنج سانتی‌متر از خاک سطحی گلدان‌ها مخلوط شد. برای یکسان شدن وزن گلدان‌های گیاهان شاهد غیرمیکوریزی، مقدار ۱۱۰ گرم مایه تلقیح (ترکیب سه گونه قارچ) استریل شده در اتوکلاو اضافه شد. مایه تلقیح قارچ، شامل اسپور (۳۵– ٤۰ اسپور در هر گرم)، ریسه قارچ و قطعات ریشه گیاه ذرت کلونیزه در بستر شنی بودند. سپس گلدان‌ها در اتاقک رشد (فتوپریود ۱٦ ساعت روز و ۸ ساعت شب و دمای ۳۰ درجه سلسیوس در روز و ۲۵ درجه سلسیوس در شب و رطوبت نسبی ٦۵ درصد) قرار داده شدند. بوته‌های نیلوفر پیچ به مدت ۱۱٤ روز در اتاقک رشد پرورش یافتند و دراین مدت، گیاهان با آب مقطر استریل و تا رطوبت ۷۰ درصد ظرفیت مزرعه آبیاری شدند. در طول

[1] Biocide

دوره آزمایش و بعد از هفته دوم، از محلول هوگلند استفاده شد (Arnon & Hoagland, 1939). برای ایجاد شرایط یکسان برای تمام گلدان‌ها، هر هفته دو بار تمام گلدان‌ها در داخل اتاقک به‌صورت تصادفی جابجا شدند. نمونه‌برداری در انتهای رشد (۱۱٤ روز پس از کاشت) انجام شد و از این نمونه‌ها جهت آنالیزهای مختلف استفاده شد.

جدول ۱- برخی خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک مورد استفاده در آزمایش

Table 1- Some physiochemical characteristics of soil used in the experiment

N (%)	P (mg kg^{-1})	K (mg kg^{-1})	Organic matter (%)	pH	EC (dS m^{-1})	Soil texture
0.03	1.558	33.25	0.5	7.8	0.9-1	Sandy

سنجش پارامترهای فتوسنتزی و رشدی

پارامترهای رشدی از قبیل ارتفاع و تعداد برگ در مقاطع زمانی مختلف اندازه‌گیری شد. ارتفاع گیاه در ۲۲ و ۱۱٤ روز پس از کاشت و تعدادبرگ در ۲۲، ۳۰، ٤۳، ۵۱ و ٦۰ روز پس از کاشت اندازه گیری شدند و در پایان آزمایش، وزن خشک ریشه اندازه‌گیری شد. بعد از قرار دادن ریشه‌ها در آون به مدت ٤۸ ساعت و در دمای ۸۰ درجه سانتی‌گراد، وزن خشک آن‌ها با استفاده از ترازوی دیجیتال بر حسب گرم تعیین شد. حجم ریشه با استفاده از استوانه مدرج و برحسب تغییر حجم آب بر حسب میلی‌متر مکعب اندازه‌گیری شد. برای اندازه‌گیری شاخص سبزینگی برگ، از دستگاه کلروفیل‌سنج مدل CCM 200 ساخت کشور آمریکا استفاده شد و قبل از برداشت نهایی و به‌منظور اندازه-گیری فتوسنتز، از دستگاه فتوسنتزمتر IRGA (مدل LCA4)استفاده شد؛ به این صورت که برگچه وسطی هر برگ (برگ قبل از آخر) درون اتاقک اندازه‌گیری طوری قرار داده شد که سطح فوقانی برگچه به طرف بالا قرارگیرد تا نور کافی دریافت کند و صفات هدایت روزنه‌ای بر اساس مول CO_2 بر مترمربع بر ثانیه ($molCO_2.m^{-2}.s^{-1}$)، سرعت تعرق بر اساس میلی‌مول H_2Oبر مترمربع بر ثانیه ($mmol\ H_2O.m^{-2}.\ s^{-1}$) و سرعت فتوسنتز براساس میکرومول CO_2 بر مترمربع بر ثانیه ($\mu\ molCO_2.m^{-2}.s^{-1}$) اندازه‌گیری شد.

سنجش متابولیت‌های ثانویه: فنل کل با استفاده از روش فولین سیوکالتو تعیین شد. میزان فنل کل هر نمونه با توجه بـه نمـودار اسـتاندارد، برحسـب معادل گالیک اسید و برحسب میلی‌گرم بر وزن تر به دست آمد (Waterman & Mole 1994). فلاونوئیدهای کل با روش اندازه‌گیری کلراید کالیمتری انجام شد. میزان کل ترکیبات فلاونوئیدی موجود در عصاره، با استفاده از معادله به‌دست آمده از منحنی استاندارد کوئرستین محاسبه و نتایج بر حسب میلی‌گرم بر گرم وزن تر بیان شد (Chang *et al*., 2002). برای اندازه‌گیری ترپن کل، ۰/۵گرم نمونه گیاهی تر با استفاده از متانول ۱/۵ میلی-لیتر (۹۸٪) عصاره‌گیری شد. سپس به مدت ٤۸ ساعت در تاریکی انکوبه شده بعد از سانتریفیوژ، به ٤۰۰ میکرولیتر سوپرناتانت، ۱/۵ میلی‌لیتر کلروفرم و ۱۰۰ میکرولیتر سولفوریک اسید اضافه شد. پس از مشاهده رسوب قهوه‌ای رنگ، فاز بالایی خارج شد و پس از اضافه کردن متانول (۱/۵ میلی‌لیتر) به رسوب حاصل، ورتکس انجام شد تا رسوب کاملاً حل شود. سپس در طول موج ۵۳۸ نانومتر و با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر، اندازه‌گیری صورت گرفت. از رزلینالول به‌عنوان استاندارد برای منحنی کالیبراسیون استفاده شد (Ghorai *et al*., 2016).

تعیین فعالیت مهار رادیکال آزاد DPPH

میزان ۰/۱ گرم از نمونـه بـا ۱/۵میلـی‌لیتـر محلـول

متـانولی DPPH (0.2Mm) مخلوط شد و این مخلوط به شـدت تکـان داده شـد سپس همه نمونه‌هـا در دمـای اتـاق و تـاریکی بـه مـدت ۳۰ دقیقـه نگهـداری شدند و جـذب آن‌هـا در طـول مـوج ۵۱۷ نـانومتر خوانده شد (Barros *et al*., 2007). 100 × [(A0–A1)/A0]= درصد مهارکنندگی رادیکال آزاد

که در آن: A0، جذب کنترل و A1، جذب نمونه می‌باشد.

داده‌هـای حاصل از این تحقیق، با استفاده از نرم‌افزار آماری SAS مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفتند. مقایسه میانگین‌ها با آزمون چند دامنه‌ای دانکـن در سـطح احتمـال پنج درصد انجام شد و برای رسم نمودارها و جداول نیز از نرم افزار Excel استفاده شد.

نتایج و بحث

فتوسنتز

تلقیح گیاهان نیلوفر پیچ با گونه *R. intraradices* باعث افزایش معنی‌دار فتوسنتز در این گیاه نسبت به سایر گونه‌های قارچ میکوریزا و گیاهان شاهد شد (جدول ۲)، به‌طوری‌که گیاهان تلقیح یافته با قارچ *R. intraradices* بیشترین مقدار فتوسنتز را به خود اختصاص دادند (7.44 μ $molCO_2$ m^{-2} s^{-1}) و مقادیر فتوسنتز در گیاهان تلقیح یافته با گونه‌های *F. mosseae* و *R. fasiculatum* با تیمار شاهد، تفاوت معنی‌داری نداشتند (شکل. 1a).

جدول ۲- تجزیه واریانس فتوسنتز، تعرق، هدایت روزنه‌ای و دی‌اکسیدکربن زیر روزنه‌ای گیاه نیلوفر پیچ تلقیح شده با میکوریزا

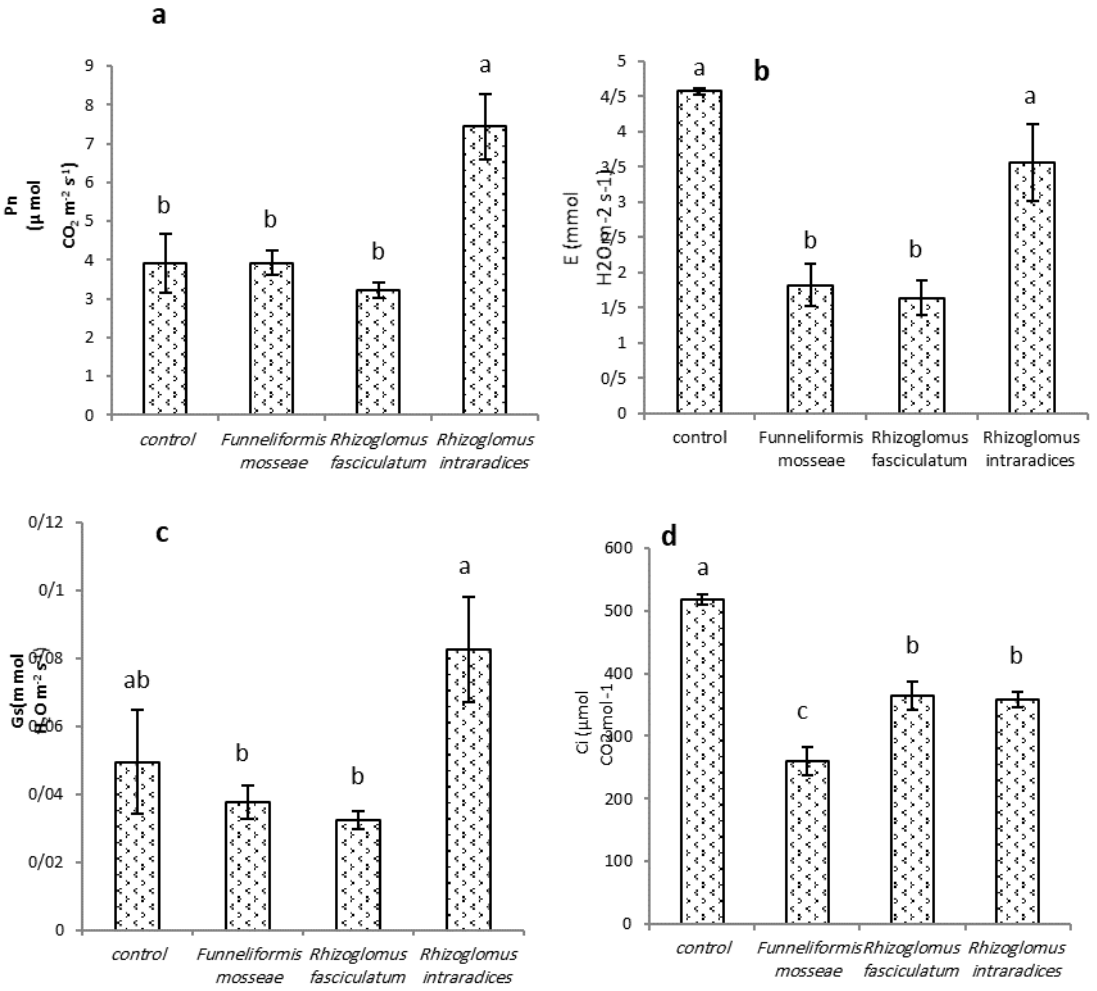
Table 2- Variance analysis of photosynthesis, transpiration, stomatal conductance and intercellular CO_2 concentration of *I. purpurea* inoculated with mycorrhiza

Source of variation	DF	Mean of Squares			
		Photosynthesis (μ $molco_2$ m^{-2} s^{-1})	Transpiration (m $molH_2O$ m^{-2} s^{-1})	Stomatal conductance (m $molco_2$ $m^{-2}s^{-1}$)	intercellular CO_2 concentration (m $molco_2$ m^{-2} s^{-1})
Treatment	3	14.49**	7.96**	0.002*	45361.06**
Error	12	1.42	0.45	0.0005	1194.22
C.V. %	-	25.78	23.29	44.43	9.20

*و **: به‌ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد.

* and **: Significant at 5% and 1% of probability levels, respectively.

در گیاهانی نظیر گل جعفری (*Tagetes erecta*) (Asrar & Elhindi, 2011)، چچم چند ساله (*Lolium perenne*) (Lee *et al*., 2012) و درخت آزاد (*Zelkova serrate*) (Wang *et al*., 2019) نیز افزایش سرعت فتوسنتز در نتیجه همزیستی با قارچ‌های میکوریزا گزارش شده است. به‌نظر می‌رسد که همزیستی با قارچ‌های میکوریزا از طریق افزایش سطح جذب آب و عناصر غذایی به‌ویژه عنصر آهن که در مرکز واکنش فتوشیمیایی نقش دارد و عنصر فسفر که نقش مهمی را در انتقال انرژی در طول فتوسنتز ایفا می‌کند (Demir, 2004)، سبب حفظ کلروفیل و فتوسنتز می‌شود و بنابراین سبب افزایش کارایی فتوسنتزی در گیاهان همزیست با میکوریز نسبت به گیاهان شاهد می‌شود (Hermans *et al*., 2003). این افزایش توان فتوسنتزی، تولید مواد کربوهیدراته برای مصرف قارچ را میـسر می‌کند و علاوه بر افزایش ماده خشک، عملکرد گیاه را نیز افزایش دهد.



شکل۱- تأثیر تلقیح با قارچ میکوریزا بر فتوسنتز (a)، تعرق (b)، هدایت روزنه‌ای(c) و غلظت دی‌اکسیدکربن داخلی (d) در گیاه نیلوفر پیچ. میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیر مشابه روی هر ستون، نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمونLSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 1. Effect of mycorrhizal inoculation on photosynthesis (a), transpiration (b), stomatal conductance (c) and intercellular CO_2 concentration (d) of *I. purpurea*. Bars represent standard error and columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

هدایت روزنه‌ای و تعرق

بر اساس نتایج تجزیه واریانس، تاثیر رابطه همزیستی بین نیلوفر پیچ و قارچ میکوریزا، بر میزان هدایت روزنه‌ای و تعرق این علف‌هرز، در سطح پنج درصد معنی‌دار بود (جدول۲). بیشترین مقدار هدایت روزنه‌ای (۰/۰۸۲ m mol co_2 m^{-2} s^{-1}) و تعرق (m mol H_2O m^{-} ٤/٥٧ ^{2} s^{-1}) در علف‌های‌هرز همزیست شده با گونه *R. intraradices* مشاهده شد (شکل ۱b,c)؛ نتایج به دست آمده در این تحقیق با نتایج مطالعات وو و همکاران (Wu *et al*., 2006) مطابقت داشت. قارچ‌های میکوریزا با تغییر در وضعیت محتوای آب نسبی برگ (liu *et al*., 2007)، فیزیولوژی روزنه را تحت تأثیر قرار می‌دهند، به‌طوری‌که موجب افزایش هدایت روزنه‌ای و تعرق

می‌شوند. با افزایش هدایت روزنه‌ای، میزان CO_2 ورودی برای استفاده در فتوسنتز بیشتر می‌شود. در حقیقت، تبادل CO_2 و بخارآب، هر دو از یک مسیر مشترک که همان روزنه‌ها است صورت می‌گیرد. گشودگی بیشتر روزنه، فرآیندی اجباری برای افزایش فتوسنتز در گیاهان C_3 است. با این حال، این مسئله باعث افزایش خروج بخار آب از داخل برگ خواهد شد. بلانکو و همکاران (Blanco *et al*., 2000) نیز در تحقیقات خود گزارش نمودند که افزایش در حداکثر سرعت فتوسنتز (A max)، با افزایش هدایت روزنه‌ای رابطه دارد. اوگ (Augé, 2001) نیز در پژوهش خود نشان داد که گیاهان میکوریزایی نسبت به گیاهان غیرمیکوریزایی، از هدایت روزنه‌ای بالاتری برخوردارند. همچنین افزایش باز شدن روزنه‌ها را می‌توان به افزایش غلظت یون‌ها نسبت داد (Harley & Smith, 1983). همزیستی با قارچ های میکوریزا باعث افزایش جذب عنصر پتاسیم (Finlay, 2008; Smith & Read, 2008) می‌شود که نقش مهمی در باز و بسته بودن روزنه‌ها و حفظ تعادل یونی ایفا می‌کند. تجمع یون پتاسیم در روزنه‌ها، باعث منفی‌تر شدن فشار اسمزی و جذب آب می شود که در نهایت به باز شدن روزنه و وقوع تبادلات فتوسنتزی می انجامد.

دی اکسید کربن زیرروزنه‌ای

تیمار با قارچ میکوریزا، تأثیر معنی‌داری بر غلظت دی‌اکسیدکربن زیرروزنه‌ای داشت (جدول ۲)، به‌طوری‌که کمترین مقدار دی‌اکسیدکربن زیرروزنه‌ای ($m\ molco_2\ m^{-2}\ s^{-1}$ ۲٦۰) از گیاهان تلقیح شده با گونه *F. mosseae* و بیشترین مقدار ($m\ mol\ co_2\ m^{-2}\ s^{-1}$ ۵۱۸) از گیاهان شاهد به‌دست آمد (شکل 1d). پایین بودن مقدار دی‌اکسید کربن زیر روزنه‌ای، نشان‌دهنده آسمیلاسیون سریعتر کربن و کارایی بالاتر دستگاه فتوسنتزی می‌باشد.

شاخص کلروفیل برگ

شاخص کلروفیل برگ نیلوفر پیچ، تحت تاثیر تیمارهای مختلف قارچ میکوریزا در مقایسه با شاهد افزایش یافت (جدول ٤). بیشترین افزایش (۱۳/۹۲) در گیاهان تلقیح شده با *F. mosseae* مشاهده شد که تفاوت معنی‌داری با شاخص کلروفیل گیاهان تلقیح شده با *R. fasiculatum* و *R. intraradices* (به‌ترتیب ۱۳/۵۷ و ۱۲/۷۵) نداشتند (شکل ۲). همزیستی میکوریزایی، با بهبود جذب آب و عناصر غذایی دخیل در فتوسنتز نظیر نیتروژن و منیزیم، موجب افزایش سنتز فعالیت آنزیم-های مسئول سنتز کلروفیل می‌شود و در نتیجه غلظت کلروفیل و فتوسنتز افزایش می‌یابد (Giri & Mukerji, 2004).

تعداد برگ

بر اساس نتایج تجزیه واریانس (جدول ۳)، اثر قارچ میکوریزا بر تعداد برگ معنی‌دار بود. در روز ۲۲ پس از کاشت، بیشترین تعداد برگ (٤/۷ برگ در بوته) مربوط به گیاهان همزیست شده با *F. mosseae* بود که تفاوت معنی‌داری با تعداد برگ گیاهان همزیست شده با *R. fasiculatum* نداشت و با گذشت زمان، گیاهان تلقیح یافته با گونه‌های *F. mosseae* و *R. fasiculatum* افزایش معنی‌داری در تعداد برگ نشان دادند (شکل ۲)، به‌طوری‌که بیشترین تعداد برگ به‌دست آمده در روزهای ۳۰، ٤۳ و ۵۱ پس از کاشت، از گیاهان همزیست شده با *R. fasiculatum* بدست آمد (به‌ترتیب ۷/۵، ۱۰/۸۷ و ۱٤/۲۵ برگ در بوته)، در حالی‌که بیشترین مقدار این شاخص (۱۷/۸۷ برگ برای هر گیاه)، ٦۱ روز پس از کاشت در گیاهان همزیست شده با *F. mosseae* مشاهده شد (شکل ۲).

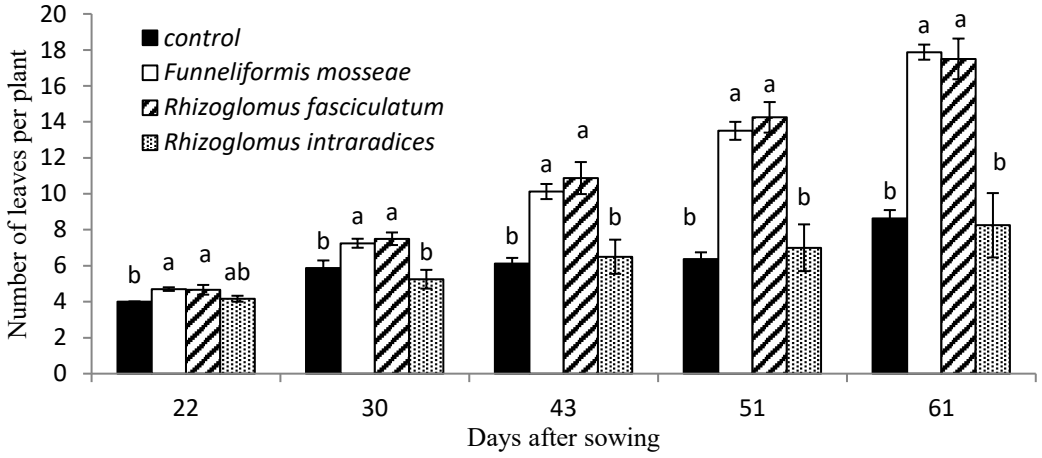
جدول ۳- تجزیه واریانس تعداد برگ در گیاه نیلوفر پیچ تلقیح شده با میکوریزا

Table 3. Variance analysis of the leaf number of *I. purpurea* inoculated with mycorrhiza

Source of variation	DF	Mean of Squares				
		Number leaf				
		22DAS	30DAS	43DAS	51DAS	61DAS
Treatment	3	0.49*	4.68 **	23.84**	69.51**	114.27**
Error	12	0.11	0.64	2.00	2.82	4.92
C.V. %	-	7.60	12.37	16.84	16.35	16.99

*و **: به‌ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد.

* and **: Significant at 5% and 1% of probability levels, respectively.

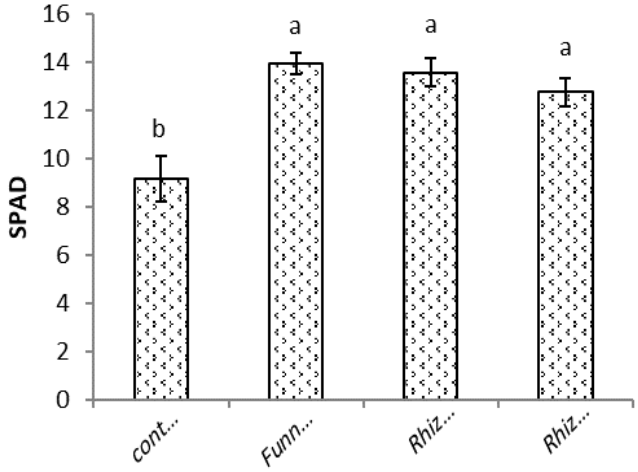


شکل ۲- تأثیرتلقیح با قارچ میکوریزا بر تعداد برگ گیاهان نیلوفر پیچ در فاصله ۲۲، ۳۰، ۴۳، ۵۱ و ٦۱ روز پس از کاشت . میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیر مشابه روی هر ستون، نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمونLSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 2. Effect of mycorrhizal inoculation on leaf number of *I. purpurea* at 22, 30, 43, 51 and 61 DAS . Bars represent standard error and different columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

شاخص کلروفیل برگ

شاخص کلروفیل برگ نیلوفر پیچ، تحت تاثیر تیمارهای مختلف قارچ میکوریزا در مقایسه با شاهد افزایش یافت (جدول ٤). بیشترین افزایش (۱۳/۹۲) در گیاهان تلقیح شده با *F. mosseae* مشاهده شد که تفاوت معنی‌داری با شاخص کلروفیل گیاهان تلقیح شده با *R. fasiculatum* و *R. intraradices* (به‌ترتیب ۱۳/۵۷ و ۱۲/۷۵) نداشتند (شکل ۳). همزیستی میکوریزایی، با بهبود جذب آب و عناصر غذایی دخیل در فتوسنتز نظیر نیتروژن و منیزیم، موجب افزایش سنتز فعالیت آنزیم-های مسئول سنتز کلروفیل می‌شود و در نتیجه غلظت کلروفیل و فتوسنتز افزایش می‌یابد (Giri & Mukerji, 2004).



شکل ۳- تأثیر تلقیح با قارچ میکوریزا بر شاخص محتوای کلروفیل در گیاه نیلوفر پیچ. میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیرمشابه روی هر ستون، نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمونLSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 3. Effect of mycorrhizal inoculation on SPAD of *I. purpurea*. Bars represent standard error and columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

ارتفاع

اثر تیمار با قارچ میکوریزا بر ارتفاع ساقه گیاهان مورد مطالعه معنی‌دار در سطح یک درصد بود (جدول ٤). با توجه به مقایسه میانگین تأثیر تیمارهای تلقیح گیاهان نیلوفر پیچ با گونه‌های مختلف قارچ میکوریزا مشخص شد که تلقیح با قارچ،سبب افزایش ارتفاع گیاهان نسبت به شاهد شد (شکل٤). بیشترین ارتفاع گیاه (۱۳/۹۵سانتی‌متر)، ۲۲ روز پس از تلقیح گیاهان با *F. mosseae* به‌دست آمد. روند تغییرات ارتفاع ساقه در گیاهان، مشابه تغییرات تعداد برگ در تیمارهای میکوریزا بود، به‌طوری‌که با گذشت زمان، بیشترین ارتفاع ساقه در گیاهان تلقیح شده با *F. mosseae* و *R. fasiculatum* (به‌ترتیب ۷۸/٦۲سانتی‌متر و ۷۷/۵۰ سانتی‌متر) مشاهده شد. در تحقیق مشابهی، کویده و همکاران (koide *et al*., 1988) گزارش کردند که همزیستی با قارچ‌های میکوریزا، باعث افزایش ارتفاع گیاه، وزن خشک ساقه و تعداد بذور تولید شده در علف‌هرز (*Avena fatua L.*) شد. افزایش ارتفاع در گیاهان تلقیح شده با قارچ میکوریزا را می‌توان به تأثیر مثبت رابطه همزیستی در افزایش سطح جذب ریشه‌ها از طریق میسیلیوم‌های قارچ در منافذ ریز خاک و افزایش انتقال عناصر غذایی، به‌خصوص فسفر و عناصر کم تحرک نظیر مس و روی به اندام‌های هوایی و بهبود رشد و نمو گیاه در اثر بهبود فعالیت‌های فیزیولوژیکی گیاه و افزایش شدت فتوسنتز نسبت داد (Arpana & Bagyaraj, 2007). افزایش رشد و نمو علف‌های‌هرز تلقیح‌یافته با میکوریزا نسبت به علف‌های‌هرز تلقیح نیافته، رقابت علف‌هرز را برای نور، آب و عناصر غذایی افزایش می‌دهد. رقابت برای نور، به دلیل این‌که منبعی لحظه ای و غیرقابل ذخیره است، یکی از مهم-ترین عوامل ایجاد رقابت در اکوسیستم‌های زراعی محسوب می‌شود، به‌ویژه که علف‌های‌هرز، رشد سریع‌تری نسبت به گیاهان زراعی دارند و بنابراین در دریافت نور موفق‌تر خواهند بود که این موضوع نیز سبب افزایش کارایی تبدیل نور به ماده خشک و در نتیجه افزایش فتوسنتز علف هرزمی‌شود و این امر با

تاثیر منفی بر رشد گیاه زراعی، موجب کاهش عملکرد می‌شود. محققان دیگری نیز در بررسی‌های خود، ارتفاع بلندتر و سطح برگ بیشتر را از عوامل موثر بر افزایش توان رقابتی گیاهان گزارش نموده اند (Wortmann, 1993; Corre-Hello *et al*., 2006). هم‌چنین سیستم ریشه‌ای گیاهان همزیست شده با قارچ میکوریزا، منشعب تر می‌شوند و طول ریشه افزایش می‌یابد؛ به همین دلیل، ریشه‌های گیاهان همزیست شده، تماس بیشتری با خاک پیدا می‌کنند و قادر به جذب سریع آب و عناصر غذایی از خاک می‌شوند (Pirzad *et al*., 2014)، در نتیجه جذب آب و عناصر برای گیاهان مجاور کاهش می‌یابد.

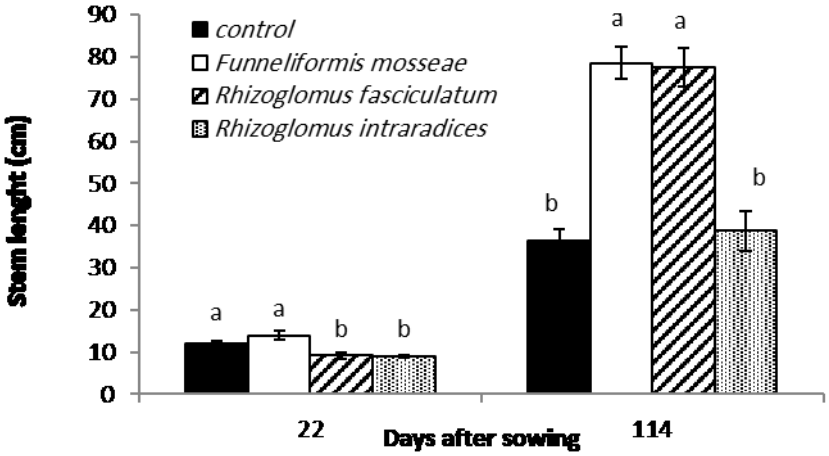
جدول ٤- نتایج تجزیه واریانس برخی صفات رشدی گیاه نیلوفر پیچ تلقیح شده با میکوریزا

Table 4- Variance analysis of some growth traits of *I. purpurea* inoculated with mycorrhiza

Source of variation	DF	Mean of Squares				
		Height 22 DAS (cm)	Height 114 DAS (cm)	SPAD	Root dry weight (g/plant)	Root volume (cm^3/plant)
Treatment	3	23.17**	2191.60**	18.96**	0.09**	14.88**
Error	12	2.15	65.46	1.74	0.004	1.60
C.V. %	-	13.34	13.99	10.68	17.37	34.52

*و **: به‌ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد.

* and **: Significant at 5% and 1% of probability levels, respectively.



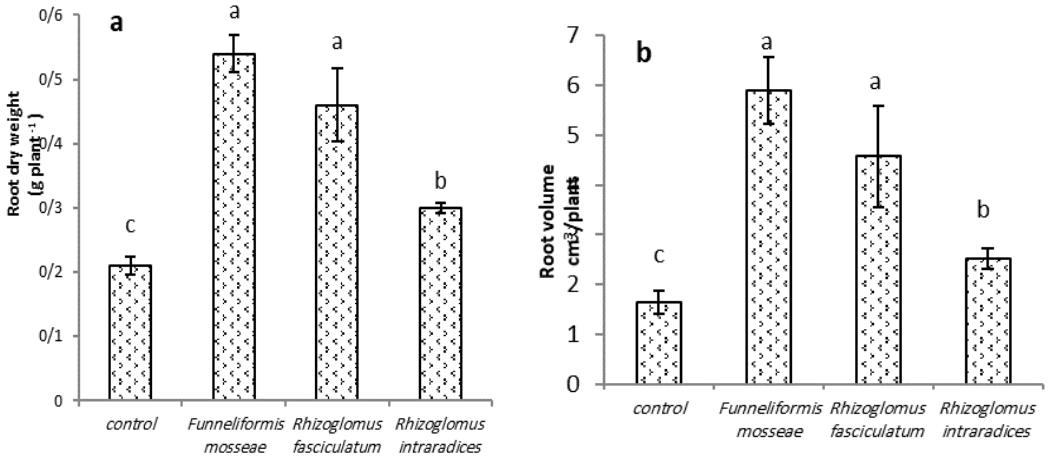
شکل ٤- تأثیر تلقیح با قارچ میکوریزا بر طول ساقه در فاصله ۲۲ و ۱۱٤ روز پس از کاشت گیاه نیلوفر پیچ. میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیر مشابه روی هر ستون، نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمونLSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 4. Effect of mycorrhizal inoculation on stem length at 22 and 61 DAS of *I. purpurea.* Bars represent standard error and different columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

وزن خشک ریشه و حجم ریشه

تأثیر قارچ میکوریزا بر وزن خشک و حجم ریشه در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ٤). تلقیح گیاهان نیلوفر پیچ با گونه‌های مختلف قارچ میکوریزا، وزن خشک تر و حجم ریشه این گیاهان را نسبت به شاهد افزایش داد، به‌طوری‌که بیشترین وزن خشک و حجم ریشه در گیاهان تلقیح یافته با *F. mosseae* مشاهده شد (شکل ٥). به‌نظر می‌رسد که قارچ‌های میکوریزا از طریق تغییر در مورفولوژی ریشه و طویل کردن سیستم ریشه گیاه میزبان، باعث افزایش سطح

جذب از طریق ریسه‌های قارچ می‌شود و در نتیجه توانایی جذب آب و عناصر در گیاهان تلقیح شده را افزایش می‌دهد (Auge, 2015).



شکل۵- تأثیر تلقیح با قارچ میکوریزا بر وزن خشک (a) و حجم ریشه (b) در گیاه نیلوفر پیچ. میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیر مشابه روی هر ستون نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمونLSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 5. Effect of mycorrhizal inoculation on *I. purpurea* root dry weight (a) and volume (b) . Bars represent standard error and different columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

متابولیت‌های ثانویه

بر اساس نتایج بدست آمده، اثر قارچ میکوریزا بر محتوای فنل، فلاونوئیدها و ترپنوئید کل و مهار رادیکال آزاد معنی‌دار بود (جدول ۵) و تلقیح با گونه‌های مختلف قارچ، محتوای تمامی متابولیت‌های ثانویه را افزایش داد. قارچ *R. intraradices* به‌عنوان موثرترین گونه قارچ در افزایش محتوای فنل و ترپنوئید کل در این پژوهش معرفی شد. ترکیبات فنلی به عنوان توکسین‌های گیاهی شناخته می‌شوند که مسئول اثرات آللوپاتیک هستند (Nabeel *et al*., 2006). این ترکیبات از طریق مهار جذب مواد غذایی از خاک اطراف، رشد طبیعی گیاه را محدود می‌کنند (Zhao *et al*., 2010). باتیش و همکاران (Batish *et al*., 2008) گزارش کردند که ترکیبات فنلی (کوماریک اسید، فرولیک اسید و آنیسیک اسید) استخراج شده از خاک ریزوسفر علف-هرز گل ابری (*Ageratum conyzoides* L.)، طول ریشه‌چه و ساقه‌چه و وزن خشک ریشه برنج *Oriza sativa* L.) را به طور معنی‌داری کاهش داد. بیشترین مقدار فلاونوئید در گیاهان تلقیح شده با قارچ *F. mosseae* مشاهده شد (شکل ٦). تجمع فلاونوئیدها در برگ‌های گیاهان تلقیح یافته با *F. mosseae* (mg g^{-1} FW ٤/٢٥)، ١٣ برابر بیشتر از گیاهان تلقیح نیافته (٠/٣١ mg g^{-1} FW) بود (شکل ٦). همزیستی با قارچ-های میکوریزا می‌تواند از طریق تولید پیش‌ماده‌ها و یا تحریک واکنش دفاعی گیاه، سبب افزایش محتوای فلاونوئیدی در گیاهان میکوریزی شود (Perner *et al*., 2008). فلاونوئیدها از مهم‌ترین ترکیباتی هستند که به دلیل جلوگیری از انتقال انرژی، جوانه‌زنی بذرها را کاهش می‌دهند و موجب تغییر ATP/NADPH در واکنش متابولیسم کربن می‌شوند. به‌علاوه این ترکیبات قادرند نفوذپذیری غشای میتوکندری و کلروپلاست را تغییر دهند (Kefili *et al*., 2003). نقش آللوپاتی

فلاونوئیدها نیز در تحقیقات زیادی به اثبات رسیده است؛ فلاونوئیدهای استخراج شده از عصاره ریشه گیاه *Stellera chamaejasme* L. اثرات گیاه‌سوزی قوی بر *Clinelymus nutans* L. داشت (Yan *et al*., 2014). فلاونوئیدهای استخراج شده از برگ‌های آفتابگردان (*Helianthus annus*) نیز تاثیر بازدارنده بر رشد گیاه کاهو (*Lactuca sativa* L.) داشت (Levizou *et al*., 2004).

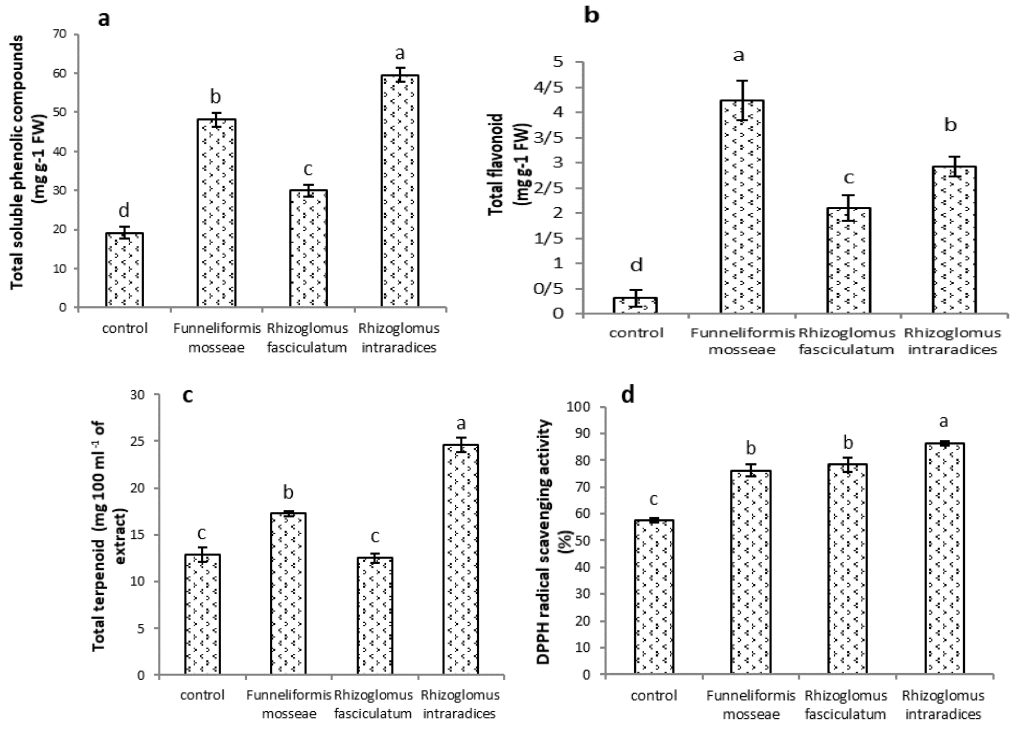
جدول ۵- تجزیه واریانس برخی متابولیت‌های ثانویه در گیاه نیلوفر پیچ تلقیح شده با میکوریزا

Table 5. Variance analysis of some secondary metabolits in *I. purpurea* inoculated with mycorrhiza

Source of variation	DF	Mean of Squares			
		Total soluble phenolic	Total flavonoid	Total terpenoid	DPPH radical scavenging activity
Treatment	3	1309.45**	10.86**	126.17**	601.27**
Error	12	11.16	0.35	1.46	14.41
C.V. %	-	8.52	24.69	7.18	5.08

*و **: به‌ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد.

*** and **: Significant at 5% and 1% of probability levels, respectively.**



شکل ٦- تأثیر تلقیح با قارچ میکوریزا بر محتوای فنل کل (a)، فلاونوئید کل(b)، ترپنوئید کل (c) و مهار رادیکال‌های آزاد (d) DPPH در گیاه نیلوفر پیچ. خطوط میله‌ها نشان‌دهنده خطای استاندارد است و حروف غیر مشابه روی هر ستون نشان‌دهنده تفاوت معنی‌دار بر اساس آزمون LSD (P<0.05) می‌باشد.

Figure 6. Effect of mycorrhizal inoculation on Total soluble phenolic compounds (a) Total flavonoid (b) Total terpenoid (c) and DPPH radical scavenging activity (d) of *I. purpurea*. Bars represent standard error and different columns with different letters are significantly different based on LSD test (P<0.05).

همزیستی میکوریزایی نیلوفر پیچ با گونه *R. intraradices* باعث افزایش معنی‌دار ترپنوئید کل در این گیاه نسبت به سایر گونه‌های قارچ میکوریزا و شاهد شد (شکل ٦c). از ترکیبات دارای خواص دگرآسیبی قوی، می‌توان ترپن‌ها را نام برد. پژوهش‌ها نشان داده است که مونوترپن‌های فرار، بازدارنده قوی میتوز سلولی هستند. یک و هشت سینئول که یک ترکیب مونوترپن است، تأثیرات متفاوتی از جمله تورم نوک ریشه، بازدارندگی تنفس میتوکندریایی، توقف میتوز و بازدارندگی سنتز DNA در گیاه ایجاد می‌کنند (Macias *et al*., 2007). آرتیمیزین[1] یک لاکتون سزکوئی‌ترپن است و اثر بازدارندگی رشد آن روی رشد علف‌های هرز تاج خروس قرمز *Amaranthus (retroflexus)*، خرفه (*Portulaca oleracea*) و آیپوموآ (*Ipomoea lacunose*) گزارش شده است (Duke *et al*., 1987). لی و همکاران (Li *et al*., 2011) گزارش نمودند که منوترپن‌ها و سزکوئی‌ترپن[2]های موجود در برگ علف‌هرز خاکشیر شیرین *Descurainia Sophia* (L.)، بر اثر آبشوئی از سطح برگ شسته می‌شوند و تجمع این مواد در خاک برای سایر گیاهان و علف‌های هرز سمی است. بررسی فعالیت به دام اندازی رادیکال‌های آزاد DPPH، یکی از روش‌های تعیین میزان خواص آنتی اکسیدانی می‌باشد. تلقیح با قارچ میکوریزا، توانایی گیاه را برای به دام انداختن رادیکال‌های آزاد افزایش داد و در این بین، گیاهان تلقیح شده با قارچ *R. intraradices* دارای بیشترین درصد بازدارندگی رادیکال‌های آزاد بودند (٨٦٪). دودهان و همکاران (Dudhane *et al*., 2011) نیز گزارش کردند که همزیستی با قارچ‌های میکوریزا، تاثیر مثبتی بر افزایش مهار رادیکال‌های آزاد DPPH داشت. براساس تحقیقات متعدد، رابطه مستقیم بین مقدار ترکیبات فنلی کل، آنتوسیانینی و فلاونوئیدی و خاصیت آنتی اکسیدانی گزارش شده است (Fang *et al*., 2009; Koca & Karadeniz, 2009). در پژوهش حاضر نیز مقایسه ضرایب همبستگی بین صفات مورد مطالعه نشان داد (جدول ٦) که خاصیت آنتی اکسیدان کل، همبستگی مثبت و معنی داری با محتوای فنل (r= 0.772)، فلاونوئید (r=0.651) و محتوای ترپنوئید (r=0.641)کل در نیلوفر پیچ داشت. در نتیجه می‌توان گفت که تلقیح با قارچ میکوریزا، موجب افزایش خاصیت آنتی‌اکسیدانی در نیلوفر پیچ شده است و این افزایش را می‌توان احتمالا به نقش مثبت قارچ میکوریزا در افزایش سنتز متابولیت‌های ثانویه از قبیل فنول، فلاونوئید و ترپنوئیدها نسبت داد (جدول ٦) و باتوجه به این‌که نیلوفر پیچ دارای مقادیر بالایی از متابولیت‌های ثانویه است و به دلیل افزایش سنتز این ترکیبات، تلقیح با قارچ میکوریزامی‌تواند نقش موثری در بهبود توان آللوپاتیک این گیاه ایفا نماید.

جدول ٦- ضرایب همبستگی بین برخی پارامترهای مورد مطالعه در گیاه نیلوفر پیچ تلقیح شده با میکوریزا

Table 6. Correlation coefficients between some studied parameters in *I. purpurea* inoculated with mycorrhiza.

	Total soluble phenolic	Total flavonoid	Total terpenoid	DPPH radical scavenging
Total soluble phenolic	1	0.754**	0.887**	0.772**
Total flavonoid		1	0.475	0.651**
Total terpenoid			1	0.641**
DPPH radical scavenging				1

*و **: به‌ترتیب معنی‌دار در سطح احتمال پنج و یک درصد.

* and **: Significant at 5% and 1% of probability levels, respectively.

[1] Artemisian

[2] Sesquiterpene

نتیجه گیری کلی

نتایج این پژوهش نشان داد که ریشه‌های نیلوفر پیچ تلقیح یافته با گونه‌های *F. mosseae* و *R. intraradices* دارای مقادیر بالایی از ترکیبات فنولی، فلاونوئیدی و ترپنوئیدی می‌باشند و با توجه به حداکثر بهره‌مندی از رابطه همزیستی با قارچ‌های میکوریزا، افزایش توان رقابت (با افزایش پارامترهای رشدی) و توان دگرآسیبی (با افزایش متابولیت‌های ثانویه) این علف‌هرز در برابر گیاهان زراعی قابل تصور است. توان آللوپاتیک بالا، علف‌هرز را به یک رقیب قوی علیه سایر گونه‌های گیاهی در محیط تبدیل می‌کند.

منابع

Aliasgharzadeh, N., Saleh Rastin, N., Towfighi, H. and Alizadeh, A. 2001. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. Mycorrhiza. 11:119-122. (In Persian with English summary).

Arnon, D.I. and Hoagland, D.R. 1939. A comparison of water culture and soil as media for crop production. Science. 89: 512–514.

Arpana, J. and Bagyaraj, D.J. 2007. Response of kalmegh to an arbuscalar mycorrhizal fungus and a plant growth promoting rhizomicroorganism at two levels of phosphorus fertilizer. American-Eurasian J. Agric. Sci. 1: 33-38.

Asrar, A. and Elhindi, K.M. 2011. Alleviation of drought stress of marigold (*Tagetes erecta*) plants by using arbuscular mycorrhizal fungi. Saudi J. Biol. Sci.18: 93–98.

Augé, R.M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza. 11: 3–42.

Auge, R.M., Toler, H.D. and A.M. Saxton. 2015. Arbuscular mycorrhizal symbiosis alters stomatal conductance of host plants more under drought than under amply watered conditions: a meta-analysis. Mycorrhiza. 251: 13-24.

Bah. M. and Pereda-Miranda. R. 1997. Isolation and structural characterization of new ester type dimers from the resin of *Ipomoea tricolor* (Convolvulaceae). Tetrahedron. 53: 9007-9022.

Bai, J.F., Lin, X.G., Yin, R., Zhang, H.Y., Wang, J.H., Chen, X.M. and Luo, Y.M. 2008. The influence of arbuscular mycorrhizal fungi on As and P uptake by maize (*Zea mays* L.) from As-contaminated soils. Appl. Soil Ecol. 38: 137-145.

Barros, L., Ferreira, M.J., Queirós, B., Ferreira, I.C.F.R. and Baptista, P. 2007. Total phenols, ascorbic acid, -carotene and lycopene in Portuguese wild edible mushrooms and their antioxidant activities. Food Chem.103: 3-419.

Batish, D.R., Kaur, S., Singh, H.P. and Kohli, R.K. 2008. Role of root-mediated interactions in phytotoxic interference of *Ageratum conyzoides* with rice (*Oryza sativa*). Flora. 204: 388-395.

Blanco, I., Rajaram, A.S. Kronstad, W.E. and Reynolds. M.O. 2000. Physiological performance of synthetice hexaploid wheat-derived populations. Crop Sci. 40:1257-1263.

Breuillin-Sessoms, F., Floss, D.S., Gomez, S.K. and Pumplin, N. 2015. Suppression of arbuscule degeneration in *Medicago truncatula* phosphate transporter4 mutants is dependent on the ammonium transporter 2 family protein AMT2; 3. The Plant Cell:. 27: 1352-1366.

Calvet, C., Pinochet, J., Hernandez-Dorrego, A., Estan,V. and Camprubi, A. 2001. Field microplot performance of the peach-almond hybrid GF-677 after inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi in a replant soil infested with rootknot nematodes. Mycorrhiza. 10:295–300.

Castillo, C.G., Ortiz, C.A. Borie, F.R. and Rubio, R.E. 2009. Respuesta de Ají (*Capsicum annuum* L.) cv.“Cacho de Cabra” a la inoculación con Hongos Micorrícicos Arbusculares. Inf. Tecnol. 20: 3-14.

Chang, C.C., Yang, M.H., Wen, H.M. and Chern, J.C. .2002. Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. J. Food Drug Anal. 10: 178–182.

Corre-Hellou, G., Fustec, J. and Crozat, Y. 2006. Interspecific competition for soil N and its interaction with N2 fixation, leaf expansion and crop growth in pea barley intercrops. Plant Soil . 282: 195 – 208.

Demir, S., 2004. Influence of arbuscular mycorrhiza on some physiological growth parameters of pepper. Turk. J. Biol. 28: 85-90.

Dudhane, M.P., Borde, M.Y. and Jite, P.K. 2011. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and antioxidant activity in *Gmelina arborea Roxb*. under salt stress condition. Not. Sci. Biol. 3:71-78.

Duke, S.O., Vaughn, K.C., Croom, E.M., and Elsohly, H.N. 1987. Artemisinin, a constituent of annual wormwood (*Artemisia annua*), is a selective phytotoxin. Weed Sci. 35:499–505.

Entry, J.A., Rygiewicz, P.T. Watrud, L.S. and Donnelly, P.K. 2002. Influence of adverse soilconditions on the formation and function of Arbuscular Mycorrhizas. Adv. Environ. Res. 7: 123-138.

Finlay, R.D. 2008. Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. J. Exp. Bot. 59:1115–1126.

Ghorai, N., Chakraborty ,S., Gucchait, S., Saha, S.K. and Biswas, S. 2012. Estimation of total terpenoids concentration in plant tissues using a monoterpene, Linalool as standard reagent. Protoc. Exch . 55:1-6.

Giri, B. and Mukerji, G.K. 2004. Mycorrhiza inoculate alleviates salt stress in Sesbania aegyptica and Sesbania grandiflora under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. Mycorrhiza. 14: 307-312.

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. Microb. Ecol. 54:753-760.

Gourley, J.M., Heacock, R.A., Mcinnes, A.G., Nikolin. B. and Smith, D.G. 1969. Structure of ipalbine, a new hexahydroindolizine alkaloid isolated from *Ipomoea alba*. J. Chem. Soc. 13: 709-710.

Harley, J.L. and Smith, S.E. 1983. Mycorrhizal ymbiosis. Academic Press, London, UK. 483 Pp.

Hermans, C., Smeyers, M., Rodriguez, R.M., Eyletters, M., Strasser, R.J. and Delhaye, J. P. 2003. Quality assessment of urban trees: a comparative study of physiological characterisation, airborne imaging and on site fluorescence monitoring by the OJIP-test. Plant Physiol. 160:81-90.

Jansa, J., Wiemken, A. and Frossard, E. 2006. The effects of agricultural practices on arbuscular mycorrhizal fungi. In: Function of soils for human societies and the environment .Geolog. Soc., London. 266: 89– 115.

Kabir, Z., 2005. Tillage or no-tillage: impact on mycorrhizae. Can. J. Plant Sci. 85: 23-29.

Karagiannidis, N., Bletsos, F. and Stavropoulos, N. 2002. Effects of verticillium wilt *(Verticillium dahlia kleb.)* and mycorrhiza *(Glomus mosseae*) on root colonization, growth and nutrient uptake in tomato and eggplant seedlings. Sci. Hort. 94: 145-156.

Khare, C.P. 2007. Indian Medicinal Plants. Springer Science, NY. 335 Pp.

Kefeli, V.I., Kaleviteh, M.V. and Borsari, B. 2003. Phenolic cycle in plants and environment. J. Mol. Cell Biol. 2: 13-18.

Koide, R., Li, M., Lewis, J. and Irby, C. 1988. Role of mycorrhizal infection in the growth and reproduction of wild vs. cultivated plants. I. Wild vs. cultivated oats. Oecologia.77:537–543.

Lee, B.R., Muneer, S., Avice, J.C., Jung ,W.J. and Kim T.H. 2012. Mycorrhizal colonisation and P-supplement effects on N uptake and N assimilation in perennial ryegrass under well-watered and drought-stressed conditions. Mycorrhiza. 22: 525-534.

Levizou, E., Karageorgou, P., Petropoulou, Y., Grammatikopoulos, G. and Maneta, S.Y. 2004. Induction of a geotropic response in letuce radicle growth by epicuticular flavonoid aglycons of *Ditrichia viscosa*. Biol. Plantarum. 48:305-307.

Li, J., Liu, X., Dong, F., Xu, J., Li, Y., Shan, W. and Zheng. Y. 2011. Potential allelopathic effects of volatile oils from *Descurainia Sophia* (L.) Webb ex Prantl on wheat. Biochem. Syst. Ecol.39: 56-63.

Liu, A., Plenchette, C., and Hamel, C. 2007. Soil nutrient and water providers: how arbuscular mycorrhizal mycelia support plant performance in a resource limited world. pp. 37-66. In: Hamel, C., and Plenchette, C. (eds.), Mycorrhizae in Crop. Production. Haworth Food and Agricultural Products Press, Binghamton, New York, U.S.A.

Macias, F.A., Molinillo, J., Varela, R.M. and Galindo. J.C.G. 2007. Allelopathy a natural alternative for weed control. Pest Manag. Sci. 63:327-348.

Martinez, T.N. and Johnson, N.C .2010. Agricultural management influences propagule densities and functioning of arbuscular mycorrhizas in low- and high- input agroecosystems in arid environments. Appl. Soil Ecol. 46: 300–306.

Nabeel, M.M., Fawzia, M.R. and Gharchafchi, A. 2006. Allelopathic effects of *Artemisia herba alba* on germination and seedling growth of *Anabasis setifera*. PJBS. 9: 1795-1798.

Naghizade, M. 2007. Mycorrhiza. J. Biol. 21: 26-30. (In Persian).

Narwal, S.S. Palaniraj, R. and Sati, S.C. 2005. Role of allopathy in crop production. Herbologia. 6(2): 121-135.

Perner, H., Rohn, S., Driemel, G., Batt, N., Schwarz, D., Kroh, L.W. and George, E. 2008. Effect of nitrogen species supply and mycorrhizal colonization on organosulfur and phenolic compounds in onions. J. Agric. Food Chem. 56: 3538-3545.

Pirzad, A.R., Habibzadeh, Y. and Jalilian, J. 2014. Seed yield variations mungbean (*Vigna radiate* L.) at mycorrhizal symbiosis under water stress. Field Crops Res. 2: 33-43.

Rosendahl, S. and Matzen, H.B. 2008. Genetic structure of arbuscular mycorrhizal populations in fallow and cultivated soils. New Phytol. 179: 1154–1161.

Safari Sanjan, A. 2003. Soil biology and biochemistry. Bu-Ali Sina University, Hamadan. 586 Pp. (In Persian)

Savari-Nejad, A.R., Habibian, L. and Yunes-Abadi, M. 2010. The introduction of new invasive weeds of wild melon, morning glory and two spurge species in soybean fields in Golestan province. The First National Conference on Advances in the production of plant oils, 26-27 May 2010. Bojnourd, Iran.

Smith, S.E. and Read, D.J. 2008. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, New York. 800 Pp.

Stanley, C., Gimenze, A.E., York, A.C., Batts, R.B. and Wilcut, J.W. 2001. Morningglory (*Ipomoea* spp.) and large crabgrass (*Digitaria sanguinalis*) control with glyphosate and 2,4-DB mixtures in glyphosate-resistant soybean (*Glycine max*). Weed Technol. 15:56-61.

Tahat, M., Kamaruzaman, S. and Othman, R. 2010. Mycorrhizal fungi as a biocontrol agent. J. Plant Pathol. 9: 198–207.

Tang, F., White, J.A. and Charvat, I. 2001. The effect of phosphorus availability on arbuscular mycorrhizal colonization on *Typha angustifolia*. Mycologia. 93: 1042–1047

Wang, C.. Li, X., Zhou, J., Wang, G. and Dong, Y. 2008. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and yield of cucumber plants. Commun. Soil Sci. Plant Anal. 39: 499-508.

Wang, F.Y., Hu, J.L., Lin, X.G., Qin, S.W. and Wang, J.H. 2011. Arbuscular mycorrhizal fungal community structure and diversity in response to long-term fertilization: a field case from China. World J. Microbiol Biotechnol. 27: 67–74.

Wang, J.P., Fu, Z.Y., Ren, Q., Zhu, L.J., Lin, J., Zhang, J.C., Cheng, X.F., Ma, J.Y. and Yue, J.M. 2019. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, photosynthesis, and nutrient uptake of *Zelkova serrata* (Thunb.) Makino seedlings under salt stress. Forests . 10: 186.

Waterman, P.T. and Mole, S. 1994. Analysis of phenolic plant metabolites. London: Blackwell Scientific Publications. 238 Pp.

Wortmann, C.S. 1993. Contribution of bean morphological characteristics to weed suppression. Agron. J. 85: 840 843.

Wu, Q.S. and Xia, R.X. 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well-watered and water stress conditions. J. Plant Physiol. 163: 417-425.

Yan, Z.Q., Guo, H.R., Yang, J.Y., Liu, Q., Jin, H., Xu, R., Cui, H.Y.and Qin, B. 2014. Phytotoxic flavonoids from roots of *Stellera chamaejasme* L. (Thymelaeaceae). Phytochemistry. 106:61-8.

Zhao, H.L., Qiang, W., Xiao, R., Cun-De, P. and De-An, J. 2010. Phenolics and plant allelopathy. Molecules. 15: 8933-895.