Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources

Journal of Water and Soil Conservation

Print ISSN: 2322-2069
Online ISSN: 2322-2794

(OPEN ACCESS)

Effect of Mycorrhizal Fungi and Different Levels of Salinity Stress on Nutrient Uptake and Root Colonization Percentage in *Lycium depressum*

Yasaman Kiyasi[1], Mohammad Rahim Forouzeh[*2], Elham Malekzadeh[3], Abdollah Ardebili[4], Hossein Barani[5]

1. Ph.D. Student of Rangeland Science and Engineering, Faculty of Rangeland and Watershed Management, Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, Gorgan, Iran. E-mail: ykiassi@yahoo.com
2. Corresponding Author, Associate Prof., Dept. of Rangeland Science and Engineering, Faculty of Rangeland and Watershed Management, Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, Gorgan, Iran. E-mail: rfroozeh@yahoo.com
3. Assistant Prof., Dept. of Soil Fertility and Biology, Faculty of Water and Soil Engineering, Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, Gorgan, Iran. E-mail: malekzadeh.elham@gmail.com
4. Associate Prof., Dept. of Microbiology, Faculty of Medicine, Golestan University of Medical Sciences and Health Services, Gorgan, Iran. E-mail: ardebili_abdollah57@yahoo.com
5. Associate Prof., Dept. of Rangeland Management, Faculty of Rangeland and Watershed Management, Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, Gorgan, Iran. E-mail: baranihossein@yahoo.com

Article Info

Article type:
Research Full Paper

Article history:
Received: 01.23.2025
Revised: 05.04.2025
Accepted: 05.26.2025

Keywords:
Environmental Stress,
Nutrient uptake,
Rangeland ecosystems,
Rangeland restoration,
Symbiotic fungi

ABSTRACT

Background and Objectives: Salinity stress is a major challenge in natural and rangeland areas, particularly in arid and semi-arid regions, with significant negative impacts on plant growth and performance. This stress limits plant growth by disrupting the absorption of water and essential nutrients such as phosphorus, nitrogen, and potassium, thereby reducing plant growth and productivity. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) play a crucial role as root symbionts in enhancing nutrient uptake, increasing plant resistance to environmental stresses, and reducing the absorption of toxic ions like sodium. The medicinal plant *Lycium depressum* is important for soil stabilization and biodiversity conservation in arid and semi-arid regions due to its relative tolerance to salinity and drought. However, there is limited information on the impact of AMF symbiosis on nutrient uptake and salt tolerance in this plant. The objective of this study is to investigate the effects of different salinity levels and inoculation with various AMF species (including *Funneliformis mosseae*, *Rhizophagus intraradices*, and a combination of *F. mosseae* + *R. intraradices*) on nutrient absorption (sodium, potassium, calcium, magnesium, and phosphorus) and root colonization percentage in *L. depressum*. This research aims to develop effective biological strategies for improving the establishment and sustainability of this valuable species in saline ecosystems and providing solutions for the optimal management of degraded rangelands.

Materials and Methods: This study was conducted as a pot experiment in a factorial design using a completely randomized block design with four replications, totaling 64 experimental units in the greenhouse of Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources in 2022. The

experimental treatments consisted of two factors: 1) Inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) at four levels: treatments with *Funneliformis mosseae* (F1), Rhizophagus intraradices (F2), a combination of *F. mosseae* + *R. intraradices* (F1+F2), and a control without fungi (F0); 2) Different salinity levels induced by sodium chloride at four levels: a control (soil salinity of the native habitat, equivalent to 6 dS/m) and levels of 10, 14, and 18 dS/m. Cuttings of *Lycium depressum* were collected from the Qaraqara large rangeland hills and, after rooting in a washed sandy bed, were transferred to pots containing sterilized soil from the native habitat. Fungal inoculum (60 grams, containing 60 spores per gram) was applied as a thin layer 1 cm below the root in each pot, and salinity levels were applied gradually. Plants were maintained under controlled greenhouse conditions for two years, with a mean temperature of 21°C to 27°C, 8 hours of darkness and 16 hours of light, and humidity maintained at 70% to 80% of field capacity. The concentration of nutrients (sodium, potassium, calcium, magnesium, and phosphorus) was measured in leaves and roots. Root colonization percentage was determined using the trypan blue staining method and counting fungal structures with a light microscope. Data were analyzed using the General Linear Model (GLM) in Minitab software version 19, and mean comparisons were performed using Tukey's test at a 5% probability level. Graphs were drawn using Excel 2016.

Results: The results of this study showed that increasing salinity levels significantly reduced growth and nutrient uptake in *L. depressum*. However, inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), particularly the combined treatment (F1+F2), had a positive effect on nutrient absorption. In mycorrhizal treatments, the concentration of potassium, calcium, magnesium, and phosphorus in leaves significantly increased ($P < 0.05$). The highest absorption of these elements was observed at a salinity level of 6 dS/m (S1). At this salinity level, the combined treatment F1+F2 increased phosphorus absorption by up to two-fold and calcium absorption by more than two-fold compared to the control. Additionally, at this salinity level, root colonization percentage in the F1+F2 treatment reached 26.325%, which was 39 times higher than the control. As salinity increased to levels of 10, 14, and 18 dS/m (S2, S3, and S4), the positive effect of the combined treatment F1+F2 on nutrient absorption and root colonization decreased, but it still outperformed the control. For example, at the S4 salinity level, potassium absorption in the F1+F2 treatment increased by more than two-fold compared to the control. Furthermore, the F1+F2 treatment significantly improved calcium and magnesium absorption across all salinity levels, such that at the S4 level, calcium absorption in this treatment was more than three and a half times that of the control. The fungal combination F1+F2 also reduced sodium absorption in roots (by up to 50%) and leaves (by up to 64.3%), especially at higher salinity levels, and enhanced plant tolerance to salinity through synergistic effects. These findings suggest that the fungal combination F1+F2 can be used as an effective strategy to improve nutrient uptake and enhance the tolerance of *L. depressum* to salinity stress.

Conclusion: This study demonstrated that salinity stress significantly affects the absorption of nutrients (sodium, potassium, calcium, magnesium, and phosphorus) and root colonization by arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in *Lycium depressum*. However, inoculation with a combination of two fungal species (F1+F2), particularly at lower

salinity levels, effectively mitigated the adverse effects of salinity. The combined treatment F1+F2 played a crucial role in enhancing the absorption of essential elements like calcium and magnesium (in some salinity levels, several times higher than the control) and significantly increasing root colonization (up to 39 times at the lowest salinity level and notably at other levels). Additionally, the F1+F2 treatment reduced sodium absorption in roots by up to 50% and in leaves by up to 64.3%, especially at higher salinity levels, and improved plant tolerance to salinity through synergistic effects. These findings suggest that using this fungal combination can be an effective strategy for managing salinity stress in *L. depressum* and potentially similar species. This approach is particularly important for projects aimed at rehabilitating saline rangelands and sustainably developing land use in arid and semi-arid regions facing soil salinity issues.

Cite this article: Kiyasi, Yasaman, Forouzeh, Mohammad Rahim, Malekzadeh, Elham, Ardebili, Abdollah, Barani, Hossein. 2026. Effect of Mycorrhizal Fungi and Different Levels of Salinity Stress on Nutrient Uptake and Root Colonization Percentage in *Lycium depressum*. *Journal of Water and Soil Conservation*, 33 (1), 37-69.

© The Author(s).
DOI: 10.22069/jwsc.2026.23228.3784
Publisher: Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources

نشریه پژوهش‌های حفاظت آب و خاک

شاپا چاپی: ۲۰۶۹-۲۳۲۲
شاپا آنلاین: ۲۷۹٤-۲۳۲۲

تأثیر قارچ‌های مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر جذب عناصر غذایی و درصد کلونیزاسیون ریشه در گیاه دیوخار ترکمنی (*Lycium depressum*)

یاسمن کیاسی[۱]، محمد رحیم فروزه*[۲]، الهام ملک‌زاده[۳]، عبدالله اردبیلی[٤]، حسین بارانی[٥]

۱. دانشجوی دکتری علوم و مهندسی مرتع، دانشکده مرتع و آبخیزداری، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، گرگان، ایران. رایانامه: ykiassi@yahoo.com

۲. نویسنده مسئول، دانشیار گروه علوم و مهندسی مرتع، دانشکده مرتع و آبخیزداری، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، گرگان، ایران. رایانامه: rfroozeh@yahoo.com

۳. استادیار گروه حاصلخیزی و بیولوژی خاک، دانشکده مهندسی آب و خاک، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، گرگان، ایران. رایانامه: malekzadeh.elham@gmail.com

٤. دانشیار گروه میکروب‌شناسی، دانشکده پزشکی، دانشگاه علوم پزشکی و خدمات بهداشت درمانی گلستان، گرگان، ایران. رایانامه: ardebili_abdollah57@yahoo.com

٥. دانشیار گروه مدیریت مرتع، دانشکده مرتع و آبخیزداری، دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، گرگان، ایران. رایانامه: baranihossein@yahoo.com

اطلاعات مقاله

نوع مقاله:
مقاله کامل علمی- پژوهشی

تاریخ دریافت: ۰۳/۱۱/۰٤
تاریخ ویرایش: ۰٤/۰۲/۱٤
تاریخ پذیرش: ۰٤/۰۳/۰٥

واژه‌های کلیدی:
احیا مرتع،
اکوسیستم‌های مرتعی،
تنش محیطی،
جذب مواد مغذی،
قارچ‌های همزیست

چکیده

سابقه و هدف: تنش شوری یکی از چالش‌های اصلی در عرصه‌های طبیعی و مراتع، به ویژه در مناطق خشک و نیمه‌خشک است که اثرات منفی قابل توجهی بر رشد و عملکرد گیاهان دارد. این تنش با اختلال در جذب آب و عناصر غذایی ضروری مانند فسفر، نیتروژن و پتاسیم، رشد گیاهان را محدود کرده و رشد و عملکرد آن‌ها را کاهش می‌دهد. قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF) به عنوان همزیست‌های ریشه، نقش مهمی در بهبود جذب عناصر غذایی، افزایش مقاومت گیاهان به تنش‌های محیطی و کاهش جذب یون‌های سمی مانند سدیم ایفا می‌کنند. گیاه دارویی دیوخار ترکمنی (*Lycium depressum*) به دلیل مقاومت نسبی به شوری و خشکی، نقش مهمی در تثبیت خاک و حفظ تنوع زیستی در مناطق خشک و نیمه‌خشک دارد. با این حال، اطلاعات محدودی در مورد تأثیر همزیستی با قارچ‌های مایکوریزا بر جذب عناصر غذایی و تحمل این گیاه به شوری وجود دارد. هدف این پژوهش، بررسی تأثیر سطوح مختلف تنش شوری و تلقیح با قارچ‌های مختلف AMF (شامل *Funneliformis mosseae*، *Rhizophagus intraradices* و ترکیب *F. mosseae* + *R. intraradices*) بر جذب عناصر غذایی (سدیم، پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر) و درصد کلونیزاسیون ریشه در گیاه *L. depressum* است. این مطالعه با هدف توسعه راهکارهای زیستی مؤثر برای بهبود استقرار

و پایداری این گونه ارزشمند در اکوسیستم‌های شور و ارائه راهکارهایی برای مدیریت بهینه مراتع تخریب‌شده انجام شده است.

مواد و روش‌ها: این پژوهش به صورت آزمایش گلدانی به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با چهار تکرار در مجموع با ٦٤ واحد آزمایشی در گلخانه دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان در سال ١٤٠١ انجام شد. تیمارهای آزمایشی شامل دو فاکتور بودند: ١) تلقیح با قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) در چهار سطح: تیمارهای قارچ *Funneliformis mosseae* (F1)، *Rhizophagus intraradices* (F2)، ترکیب *F. mosseae* + *R. intraradices* (F1+F2) و شاهد بدون قارچ (F0)؛ ٢) سطوح مختلف تنش شوری ناشی از کلرید سدیم در چهار سطح: شاهد (شوری خاک رویشگاه معادل ٦ دسی‌زیمنس بر متر) و سطوح ١٠، ١٤ و ١٨ دسی‌زیمنس بر متر. قلمه‌های گیاه دیوخار ترکمنی *L. depressum* از تپه‌های مرتع قره‌قره بزرگ برداشت و پس از ریشه‌دار شدن در بستر ماسه بادی شسته شده، به گلدان‌های حاوی خاک استریل‌شده رویشگاه منتقل شدند. زادمایه قارچی به اندازه ٦٠ گرم (حاوی ٦٠ اسپور در هر گرم) به صورت یک لایه نازک تلقیح شده در فاصله ١ سانتی‌متری زیر ریشه به گلدان‌ها اضافه شد و سطوح شوری به صورت تدریجی اعمال گردید. گیاهان به مدت دو سال تحت شرایط کنترل‌شده گلخانه‌ای متوسط دما حداقل ٢١ و حداکثر ٢٧ درجه سانتی‌گراد و شدت نور ٨ ساعت تاریکی و ١٦ ساعت روشنایی با حفظ رطوبت ٧٠ تا ٨٠ درصد ظرفیت زراعی، نگهداری شدند. غلظت عناصر غذایی (سدیم، پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر) در برگ‌ها و ریشه‌ها اندازه‌گیری شد. درصد کلونیزاسیون ریشه با روش رنگ‌آمیزی تریپان بلو و شمارش ساختارهای قارچی با استفاده از میکروسکوپ نوری تعیین گردید. داده‌ها با استفاده از مدل خطی عمومی (GLM) در نرم‌افزار Minitab نسخه ١٩ تحلیل و مقایسه میانگین‌ها با آزمون توکی در سطح احتمال ٥ درصد انجام شد. نمودارها نیز با نرم‌افزار Excel 2016 ترسیم گردیدند.

یافته‌ها: نتایج این پژوهش نشان داد که افزایش سطوح شوری منجر به کاهش معنی‌دار رشد و جذب عناصر غذایی در گیاه دیوخار ترکمنی می‌شود. با این حال، تلقیح با قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF)، به ویژه تیمار ترکیب (F1+F2)، تأثیر مثبتی بر جذب عناصر داشت. در تیمارهای مایکوریزایی، غلظت عناصر پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر در برگ‌ها به‌طور معنی‌داری افزایش یافت ($P<٠/٠٥$). بیش‌ترین میزان جذب این عناصر در سطح شوری ٦ دسی‌زیمنس بر متر (S1) مشاهده شد، در سطح شوری S1، تیمار ترکیبی F1+F2 جذب فسفر را تا دو برابر و جذب کلسیم را تا بیش از دو برابر نسبت به شاهد افزایش داد. هم‌چنین، در همین سطح شوری، درصد کلونیزاسیون ریشه در تیمار F1+F2 به ٢٦/٣٢٥ درصد رسید که ٣٩ برابر بیش‌تر از شاهد بود. با افزایش شوری به سطوح ١٠، ١٤ و ١٨ دسی‌زیمنس بر متر (S2، S3 و S4)، تأثیر مثبت تیمار ترکیبی F1+F2 بر جذب عناصر و کلونیزاسیون ریشه کاهش یافت، اما هم‌چنان نسبت به شاهد برتری داشت. به عنوان مثال، در سطح شوری S4، جذب پتاسیم در تیمار F1+F2 نسبت به شاهد بیش از دو برابر افزایش یافت. علاوه بر این، تیمار F1+F2 در

تمام سطوح شوری، جذب کلسیم و منیزیم را به طور معنی‌داری بهبود بخشید، به‌طوری که در سطح شوری S4، جذب کلسیم در این تیمار بیش از سه و نیم برابر شاهد بود. هم‌چنین ترکیب قارچی F1+F2 جذب سدیم را در ریشه (تا ۵۰٪) و برگ (تا ٦٤/٣٪) کاهش داد، به ویژه در سطوح بالا شوری، و با ایجاد اثر هم‌افزایی، تحمل گیاه به شوری را بهبود بخشید. این یافته‌ها نشان می‌دهد که ترکیب قارچی F1+F2 می‌تواند به عنوان یک راهکار مؤثر برای بهبود جذب عناصر غذایی و افزایش تحمل گیاه *L. depressum* به تنش شوری مورد استفاده قرار گیرد.

نتیجه‌گیری: این پژوهش نشان داد که تنش شوری به‌طور معنی‌داری جذب عناصر غذایی (سدیم، پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر) و کلونیزاسیون ریشه توسط قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF) در گیاه *L. depressum* را تحت‌تأثیر قرار می‌دهد. با این حال، تلقیح با ترکیب دو گونه قارچ (F1+F2)، به ویژه در سطوح پایین‌تر شوری، اثرات نامطلوب شوری را به طور مؤثری تعدیل کرد. تیمار ترکیبی F1+F2 با بهبود جذب عناصر ضروری مانند کلسیم و منیزیم (در برخی سطوح شوری تا چند برابر بیش‌تر از شاهد) و افزایش چشمگیر کلونیزاسیون ریشه (در شوری سطح یک تا ۳۹ برابر و در سایر سطوح نیز افزایش قابل‌توجه)، نقش به‌سزایی در کاهش اثرات منفی شوری ایفا نمود. علاوه بر این، ترکیب قارچی F1+F2 جذب سدیم را در ریشه تا ۵۰٪ و در برگ تا ٦٤/٣٪ کاهش داد، به ویژه در سطوح بالای شوری، و با ایجاد اثر هم‌افزایی، تحمل گیاه به شوری را بهبود بخشید. این یافته‌ها نشان می‌دهد که استفاده از این ترکیب قارچی می‌تواند به عنوان یک راهکار مؤثر در مدیریت تنش شوری در گیاه دیوخار ترکمنی و احتمالاً سایر گونه‌های مشابه، مورد توجه قرار گیرد. این امر به ویژه در پروژه‌های احیای مراتع شور و توسعه پایدار بهره‌برداری از اراضی در مناطق خشک و نیمه‌خشک که با مشکل شوری خاک مواجه هستند، اهمیت دارد.

استناد: کیاسی، یاسمن، فروزه، محمد رحیم، ملک‌زاده، الهام، اردبیلی، عبدالله، بارانی، حسین (۱۴۰۵). تأثیر قارچ‌های مایکوریزا و سطوح مختلف تنش شوری بر جذب عناصر غذایی و درصد کلونیزاسیون ریشه در گیاه دیوخار ترکمنی (*Lycium depressum*). *پژوهش‌های حفاظت آب و خاک*، ۳۳ (۱)، ۶۹-۳۷.

DOI: 10.22069/jwsc.2026.23228.3784

ناشر: دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان

© نویسندگان.

مقدمه

تنش شوری به عنوان یکی از چالش‌های جدی در کشاورزی و مدیریت منابع طبیعی، نه تنها بر تولید محصولات کشاورزی تأثیر می‌گذارد، بلکه به عنوان یک مشکل زیست‌محیطی نیز مطرح است (۱). افزایش غلظت نمک‌ها در خاک و آب، با برهم زدن تعادل یونی خاک و عناصر غذایی ضروری مانند نیتروژن، فسفر و پتاسیم را مختل کرده و در نتیجه، عملکرد کمی و کیفی گیاهان، به ویژه گیاهان دارویی را کاهش می‌دهد (۲). این عناصر در فرآیندهای متابولیکی گیاهان، از جمله فتوسنتز، سنتز پروتئین و تنظیم فعالیت آنزیم‌ها، نقش حیاتی ایفا می‌کنند و کمبود آن‌ها می‌تواند منجر به اختلال در این فرآیندها و کاهش رشد و عملکرد گیاه شود (۳). در شرایط شوری، گیاهان با مجموعه‌ای از مشکلات فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی، مانند اختلال در جذب آب و مواد مغذی، تغییرات در فعالیت آنزیم‌ها، تجمع یون‌های سمی مانند سدیم و کلر در بافت‌ها، و کاهش تولید کلروفیل مواجه می‌شوند (٤). به‌عنوان مثال، پژوهش‌ها نشان داده‌اند که افزایش شوری می‌تواند غلظت فسفر در بافت گیاهان را به طور قابل‌توجهی کاهش دهد (۵). این امر به ویژه در خاک‌های آهکی و شور با ظرفیت تبادل یونی پایین، بیش‌تر مشهود است و لزوم یافتن راهکارهایی مؤثر و پایدار برای مقابله با این تنش را ضروری می‌سازد (٦).

یکی از راهکارهای مؤثر و پایدار برای افزایش تحمل گیاهان به تنش شوری، استفاده از همزیستی با قارچ‌های مایکوریزا، به ویژه قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) است. این همزیستی، که یک رابطه سودمند متقابل بین ریشه گیاهان و قارچ‌های خاکزی است، می‌تواند به‌طور چشمگیری تحمل گیاهان به تنش‌های محیطی، از جمله شوری را افزایش دهد (۷). قارچ‌های مایکوریزا با توسعه شبکه‌های گسترده هیف در خاک، سطح جذب آب و مواد غذایی توسط ریشه را افزایش داده و به گیاه در جذب عناصری مانند فسفر، نیتروژن، روی و مس کمک می‌کنند (۸). علاوه بر این، قارچ‌ها از طریق مکانیسم‌های مختلف به بهبود شرایط رشد گیاه در خاک‌های شور کمک می‌نمایند. به‌طور خاص قارچ‌های مایکوریزا با ترشح موادی مانند گلومالین و پلی‌ساکاریدهای خارج سلولی، به بهبود ساختار خاک و تشکیل خاک دانه‌ها کمک می‌کنند. این امر با افزایش تهویه خاک، نفوذپذیری آب و ظرفیت نگهداری آب در خاک می‌شود. هم‌چنین شبکه هیفی قارچ‌ها با افزایش سطح تماس ریشه با خاک، جذب انتخابی عناصر غذایی را بهبود بخشیده و از جذب یون‌های سمی مانند سدیم (Na^+) و کلر (Cl^-) جلوگیری می‌کنند. این قارچ‌ها با تنظیم فعالیت آنزیم‌های مرتبط با تحمل شوری و کاهش تجمع یون‌های سمی در بافت‌های گیاهی، نقش مهمی در افزایش مقاومت گیاه به تنش شوری ایفا می‌کنند (۹). مطالعات متعددی نشان داده‌اند که تلقیح گیاهان با قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) می‌تواند جذب عناصر غذایی، به ویژه فسفر، را در شرایط تنش شوری بهبود بخشد و به عنوان یک ابزار مؤثر برای افزایش تحمل گیاهان به این تنش عمل کند به عنوان مثال، مطالعه‌ای نشان داد که تلقیح قلمه‌های زیتون با گونه‌های قارچ مایکوریزای آربوسکولار *Funneliformis mosseae* و *Rhizophagus intraradices* منجر به افزایش جذب عناصر فسفر، آهن، پتاسیم و منیزیم در برگ‌ها و کل گیاه شد (۱۰).

در پژوهش‌های دیگری، تأثیر گونه‌های مختلف مایکوریزا بر جذب عناصر غذایی در شرایط تنش شوری مورد بررسی قرار گرفته است. به عنوان مثال، در مطالعه‌ای که بر روی گیاه گندم انجام شد، نشان داده شد که تلقیح با گونه *R. intraradices* به طور

معنی‌داری جذب فسفر و پتاسیم را افزایش و جذب سدیم را کاهش می‌دهد (۱۱). هم‌چنین، در مطالعه‌ای دیگر بر روی گیاه دارویی جعفری مکزیکی (*Tagetes minuta* L.)، مشخص شد که کاربرد قارچ *F. mosseae* می‌تواند جذب فسفر را در شرایط تنش شوری افزایش دهد (۱۲). جالب توجه است که در برخی مطالعات، استفاده از ترکیب چند گونه قارچ مایکوریزا، نتایج بهتری نسبت به استفاده از یک گونه واحد داشته است. برای مثال، در مطالعه‌ای بر روی گیاه ذرت، استفاده از مخلوط *R. intraradices* و *F. mosseae* منجر به افزایش بیش‌تر جذب فسفر و نیتروژن در مقایسه با استفاده از هر یک از این گونه‌ها به تنهایی شد (۱۳). این یافته‌ها نشان می‌دهند که ترکیب گونه‌های مختلف مایکوریزا می‌تواند اثرات هم‌افزایی داشته باشد و بهبود بیش‌تری در جذب عناصر غذایی و تحمل به شوری ایجاد کند.

علاوه بر مطالعات انجام شده بر روی گیاهان زراعی و دارویی، پژوهش‌های متعددی نیز بر روی گونه‌های مرتعی و خودرو انجام شده است که نشان می‌دهد قارچ‌های مایکوریزا نقش مهمی در جذب عناصر غذایی و تحمل این گیاهان به تنش‌های محیطی، از جمله شوری دارند. به عنوان مثال، در مطالعه‌ای که بر روی گونه‌های مرتعی *Agropyron desertorum* و *Elymus junceus* در مراتع شور انجام شد، مشخص گردید که کلونیزاسیون ریشه توسط قارچ‌های مایکوریزای بومی منطقه، جذب فسفر و نیتروژن را به طور معنی‌داری افزایش می‌دهد (۱۴). مطالعات دیگری نیز بر روی گیاهان مرتعی با استفاده از گونه‌های مورد بحث انجام شده است. به عنوان مثال، در پژوهشی بر روی گیاه مرتعی *Festuca arundinacea* نشان داده شد که تلقیح با *F. mosseae* باعث افزایش جذب فسفر و بهبود رشد گیاه در شرایط تنش خشکی و شوری می‌شود (۱۵). هم‌چنین، مطالعه‌ای بر روی گیاه مرتعی *Lolium perenne* نشان داد که استفاده از مخلوط *R. intraradices* و *F. mosseae* منجر به افزایش جذب فسفر و نیتروژن و بهبود تحمل گیاه به شوری می‌شود (۱۶). در مطالعه‌ای دیگر، تأثیر تلقیح با *R. intraradices* بر گیاه مرتعی *Dactylis glomerata* در شرایط تنش شوری بررسی شد و نشان داده شد که این قارچ باعث افزایش جذب فسفر و بهبود رشد گیاه می‌شود (۱۷). این یافته‌ها تأکید می‌کنند که قارچ‌های مایکوریزا، به‌ویژه گونه‌های بومی و سازگار با شرایط محیطی، می‌توانند نقش مهمی در بهبود تغذیه و استقرار گیاهان در اکوسیستم‌های مرتعی و شور ایفا کنند و استفاده از این گونه‌های قارچی، به ویژه به صورت مخلوط، می‌تواند راهکاری مؤثر برای بهبود رشد و استقرار گیاهان مرتعی در شرایط نامساعد باشد. از آن‌جا که بخش عمده‌ای از کشور ایران را مراتع خشک و نیمه‌خشک تشکیل می‌دهد که برخی از آن‌ها دارای خاک‌های شور هستند، استفاده از گونه‌های مرتعی بومی و مقاوم به شوری و خشکی در اصلاح و احیا مراتع اهمیت ویژه‌ای دارد. گونه *L. depressumm* به عنوان گیاهی چندمنظوره و بومی مناطق خشک و نیمه خشک شمال شرق استان گلستان (متعلق به تیره Solanaceae)، علاوه بر ویژگی‌های اکولوژیکی مانند تثبیت خاک، کاهش فرسایش و حفظ تنوع زیستی دارای خواص دارویی ارزشمندی هستند. این گیاه که به شوری نسبتاً مقاوم است.

درصد کلونیزاسیون ریشه‌ها توسط قارچ‌های مایکوریزا، شاخص مهمی در ارزیابی میزان تأثیر این همزیستی و توانایی گیاهان برای مقابله با تنش شوری است. افزایش درصد کلونیزاسیون، جذب آب و مواد مغذی را در گیاهان تحت تنش شوری بهبود می‌بخشد (۱۹). این قارچ‌ها با ایجاد شبکه‌های میکروسکوپی در خاک، جذب عناصر غذایی را تسهیل کرده و از تجمع

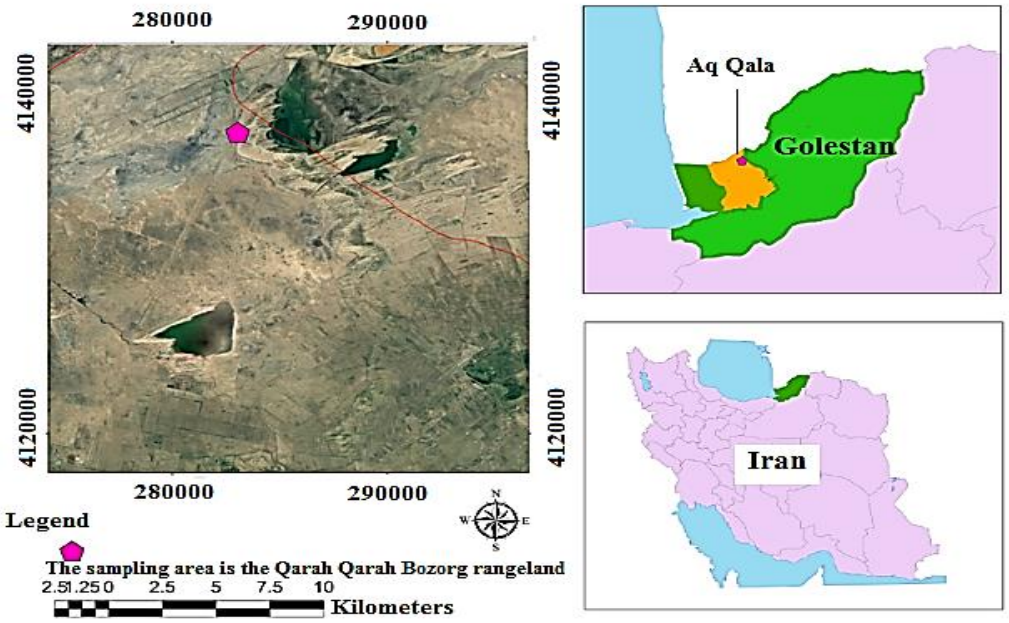
یون‌های سمی مانند سدیم جلوگیری می‌کنند (۲۰). هم‌چنین، درصد کلونیزاسیون بالاتر نشان‌دهنده سلامت بهتر ریشه‌ها و افزایش تحمل گیاهان در برابر شرایط نامساعد است (۲۱). بنابراین، افزایش درصد کلونیزاسیون ریشه‌ها از طریق مایکوریزاها نه تنها به بهبود جذب عناصر غذایی کمک می‌کند، بلکه به عنوان یک استراتژی مؤثر برای ارتقاء رشد و عملکرد گیاهان در خاک‌های شور قابل استفاده است.

این پژوهش به عنوان اولین مطالعه در بررسی همزیستی قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) با گیاه دارویی *L. depressum* در شرایط تنش شوری، با هدف ارزیابی تأثیر سطوح مختلف شوری و تلقیح مایکوریزا بر جذب عناصر غذایی (فسفر، سدیم، پتاسیم، کلسیم و منیزیم) و درصد کلونیزاسیون ریشه انجام شده است. نوآوری‌های کلیدی شامل بررسی ترکیبی تنش شوری و مایکوریزا با تأکید بر ترکیب دو گونه (*R. intraradices + F. mosseae*) به عنوان ترکیب مطلوب برای بهبود جذب عناصر غذایی و کاهش جذب سدیم در گونه مورد مطالعه، شناسایی شرایط ایده‌آل رشد گیاه در خاک‌های شنی با زهکش مناسب (در مقابل خاک‌های لومی- رسی) و ارائه راهکارهای مدیریتی مبتنی بر مایکوریزا برای احیای مراتع مناطق خشک و نیمه‌خشک است. این مطالعه با ترکیب رویکردهای فیزیولوژیک و اکولوژیک، محدودیت‌های مطالعات پیشین مانند تمرکز بر گیاهان زراعی و عدم بررسی همزیستی مایکوریزا با گیاهان دارویی مرتعی مقاوم به تنش را برطرف ساخته است. هم‌چنین، با بررسی تأثیر مخلوط دو گونه قارچ مایکوریزا، به جای استفاده از گونه‌های تک، گامی نو در توسعه راهکارهای پایدار برای کشاورزی در مناطق شور برداشته است.

روش‌شناسی کلی: در این پژوهش، گیاه *L. depressum* در شرایط کنترل‌شده و تحت سطوح مختلف تنش شوری با استفاده از محلول کلرید سدیم کشت شده و با گونه‌های مختلف قارچ مایکوریزا تلقیح شدند. سپس، میزان جذب عناصر غذایی و درصد کلونیزاسیون ریشه در تیمارهای مختلف اندازه‌گیری و با یکدیگر مقایسه شدند.

مواد و روش‌ها

موقعیت محل پژوهش: این پژوهش در سال ۱۴۰۱ در گلخانه تحقیقاتی دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان انجام شد. نمونه‌برداری از تپه‌های مرتع قره‌قره بزرگ در حاشیه جاده آق‌قلا (مختصات: ″۴۷ ′۲۰ °۳۰ شمالی و ″۴۱۹ ′۴۱ °۳۶ شرقی) صورت گرفت (شکل ۱). منطقه مورد مطالعه در فاصله ۸۰ کیلومتری شمال گرگان قرار داشته و دارای اقلیم نیمه‌خشک با بارندگی سالانه ۲۵۰–۲۸۰ میلی‌متر است. ارتفاع منطقه بین ۲۲- تا ۴۱ متر از سطح دریا متغیر می‌باشد. خاک منطقه دارای بافت سیلتی لوم و نسبتاً شور بوده و پوشش گیاهی غالب شامل گونه‌های مقاوم به خشکی مانند *Artemisia herba-alba*، *Poa bulbosa*، *Halocnemum strobilaceum* و *Alloropuslittoralis* می‌باشد. برخی خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک در جدول ۲ ارائه شده است.



شکل ۱- موقعیت استان گلستان در ایران و موقعیت جغرافیایی مرتع قره قر بزرگ در شهرستان آق‌قلا (محل نمونه‌برداری قلمه‌های گیاه دیوخار ترکمنی).

Figure 1. Location of Golestan Province in Iran and the geographical location of Ghareh Ghar Bozorg rangeland in Agh-Ghala County (sampling site of (*Lycium depressumm* cuttings).

معرفی گونه مورد مطالعه: *L. depressumm* یک درختچه خزان‌پذیر از تیره سیب‌زمینیان Solanaceae است که ارتفاع آن بین ۱/۵ تا ٤ متر متغیر می‌باشد. ساقه‌های جوان به رنگ سفید با خارهای ظریف بوده، در حالی که ساقه‌های اصلی دارای خارهای محکم و سخت هستند. برگ‌ها در جوانی بر روی خارها مشاهده می‌شوند. گل‌آذین به‌صورت منفرد یا خوشه‌ای (۵-٦ تایی) با گل‌های قیفی شکل به رنگ‌های طیف بنفش (از روشن تا کمرنگ) دیده می‌شود که طول آن‌ها ۸-۱۲ میلی‌متر بوده و دارای کاسه گل با ۵ لبه نامنظم و جام گل با ۵ لبه بلندتر از بخش لوله‌ای هستند. پرچم‌ها مساوی و بلندتر از جام گل می‌باشند. دوره گلدهی از خرداد تا مرداد ادامه دارد. میوه سته کروی تا تخم‌مرغی با قطر ۳-۸ میلی‌متر است که در رسیدن به رنگ‌های قرمز تا نارنجی تغییر می‌کند و زمان رسیدن بذر از مرداد تا مهر ماه گزارش شده است (شکل ۲) (۵۹ و ٤٦).

شکل ۲- ریخت‌شناسی و اندام‌های گونه دیوخار ترکمنی.

Figure 2. Morphology and Organs of *Lycium depressum*.

آماده‌سازی قلمه‌ها در بستر ماسه بادی شسته شده جهت ریشه‌دارشدن: به منظور آماده‌سازی قلمه‌ها برای ریشه‌دار شدن، قلمه‌های سالم از ۱۱ پایه مادری *L. depressum* به صورت تصادفی از تپه‌های مرتع قره‌قره بزرگ برداشت گردید. قلمه‌ها از میانگره پایینی ساقه و با طول و ضخامت یکنواخت توسط قیچی باغبانی جدا شده و در تاریخ ۱۹ اسفند ۱۴۰۱ به گلخانه دانشگاه منتقل شدند.

برای ایجاد بستری عاری از عوامل بیماری‌زا و قارچ‌های بومی، ماسه بادی شسته شده در کیسه‌های نایلونی طی سه سیکل دو ساعته در اتوکلاو با دمای ۱۲۱ درجه سانتی‌گراد و فشار ۱/۲ اتمسفر استریل گردید. قلمه‌ها در گلدان‌های نایلکسی با ابعاد ۱۳×۱۱ سانتی‌متر کاشته و به مدت ۹۰ روز، هر دو روز یکبار آبیاری شدند. دمای گلخانه در طول این دوره از ۲۳ درجه سانتی‌گراد در اسفند ماه تا ۳۰ درجه سانتی‌گراد در خرداد ماه متغیر بود. پس از گذشت ۹۰ روز، ٦٤ قلمه بر اساس خصوصیات مورفولوژیکی اولیه شامل ارتفاع گیاه، طول ریشه، تعداد برگ و تعداد شاخه برای انتقال به بستر خاک رویشگاه و انجام آزمایش اصلی انتخاب شدند.

جدول ۱- سطوح مختلف تنش شوری و قارچ‌های مایکوریزا به‌کار رفته در آزمایش.

Table 1. Experimental treatments: salinity stress levels and applied mycorrhizal fungi.

Non-mycorrhiza	F0 شاهد (بدون قارچ)	6 (ds/m)	S1 (سطح یک شوری)
Funneliformis mosseae	F1 (قارچ موسهآ)	10 (ds/m)	S2 (سطح دو شوری)
Rhizophagus intraradices	F2 (قارچ اینترارادیسز)	14 (ds/m)	S3 (سطح سه شوری)
F. mosseae +R. intraradices	F1+F2 (ترکیب موسه آ و اینترارادیسز)	18 (ds/m)	S4 (سطح چهار)

انتقال قلمه‌های ریشه‌دار شده به بستر خاک رویشگاه گونه دیوخار ترکمنی: خاک مورد استفاده برای کشت اصلی از زیستگاه طبیعی *L. depressum* در تپه‌های مرتع قره‌قره بزرگ نمونه‌برداری شد. نمونه‌ها پس از هوا خشک شدن با پتک کوبیده شدند بستر کشت گلدانی بعد از عبور از الک ٤ میلی‌متری در اتوکلاو (دمای ۱۲۱ °C و فشار ۱/۱ اتمسفر) استریل گردید. گلدان‌های ضدعفونی شده با اتانول ۷۰٪، با حدود ۲/۲۵۰ کیلوگرم خاک استریل پر شدند. برای اطمینان از زهکشی مناسب و جلوگیری از تجمع نمک، سه سوراخ به قطر یک سانتی‌متر در کف هر گلدان ایجاد و لایه‌ای به ضخامت سه سانتی‌متر از سنگریزه در ته آن‌ها قرار داده شد.

به منظور تلقیح گیاهان با قارچ‌های مایکوریزا، زادمایه قارچی به اندازه ٦۰ گرم (حاوی ٦۰ اسپور) در هر گرم به هر گلدان اضافه شد، به گونه‌ای که لایه نازکی از زادمایه در فاصله یک سانتی‌متری زیر قلمه‌های ریشه‌دار قرار گرفت. تیمارهای شاهد بدون زادمایه قارچی بودند. برای جلوگیری از شوک ناشی از تنش شوری، سطوح شوری به صورت تدریجی و پس از هر آبیاری اعمال شد و هدایت الکتریکی زه آب اندازه‌گیری شد تا به سطح شوری مورد نظر برسد. گلدان‌ها به مدت دو سال متوسط دما حداقل ۲۱ و حداکثر ۲۷ درجه سانتی‌گراد و شدت نور ۸ ساعت تاریکی و ١٦ ساعت روشنایی با حفظ رطوبت ۷۰ تا ۸۰ درصد ظرفیت زراعی، نگهداری شدند.

در طول این دوره، نمونه‌برداری‌های لازم جهت ارزیابی جذب عناصر غذایی (شامل سدیم، پتاسیم، کلسیم، منیزیم و فسفر در برگ و سدیم و پتاسیم در ریشه) و هم‌چنین تعیین درصد کلونیزاسیون ریشه انجام پذیرفت.

اندازه‌گیری برخی از مهم‌ترین ویژگی‌های خاک: به‌منظور ارزیابی خصوصیات کلیدی خاک مورد مطالعه، آنالیزهای آزمایشگاهی متعددی انجام شد. تعیین بافت خاک با استفاده از روش استاندارد هیدرومتری (۲۲)، pH و قابلیت هدایت الکتریکی (EC) نمونه‌های خاک در عصاره اشباع، به ترتیب توسط دستگاه‌های pH متر و هدایت‌سنج الکتریکی دیجیتال اندازه‌گیری شدند (۲۳). میزان کربن آلی خاک با روش واکلی-بلاک با استفاده از پتاسیم دی‌کرومات واکلی- بلاک انجام شد (٢٤). مقدار کل مواد خنثی‌شونده خاک با استفاده از روش خنثی‌سازی با اسید و متعاقباً تیتراسیون با محلول هیدروکسید سدیم انجام شد (۲۵). غلظت فسفر قابل‌جذب در نمونه‌های خاک، پس از عصاره‌گیری با محلول بی‌کربنات سدیم نیم نرمال، با استفاده از روش کالریمتری (رنگ آبی) در طول موج ٦٨۰ نانومتر و با دستگاه اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد (٢٦). میزان پتاسیم قابل‌جذب خاک پس از عصاره‌گیری با محلول استات آمونیوم یک نرمال و pH تنظیم‌شده روی ۷، با استفاده از دستگاه فلیم فتومتر (۲۷) تعیین گردید. هم‌چنین غلظت کاتیون‌های محلول در عصاره اشباع خاک، شامل کلسیم و منیزیم با روش تیتراسیون و غلظت سدیم و پتاسیم با استفاده از روش فلیم فتومتری (۲۸) اندازه‌گیری شدند (جدول ۲).

اعمال سطوح مختلف شوری: به‌منظور اعمال سطوح مختلف تنش شوری، گیاهان پس از کاشت جهت استقرار به مدت چهار هفته با محلول غذایی هوگلند (۵۸) با غلظت نصف فسفر آبیاری شدند. پس از این دوره، تیمارهای شوری در چهار سطح شامل ٦، ۱۰، ١٤ و ۱۸ دسی‌زیمنس بر متر، با محلول غذایی هوگلند و ۲/۵ برابر حجم منفذی خاک گلدان‌ها اعمال گردید (۲۹). به منظور کاهش اثرات شوک اسمزی، اعمال تیمارهای شوری به صورت تدریجی و طی یک دوره دو هفته‌ای انجام پذیرفت. پس از تثبیت سطوح شوری، گیاهان به مدت چهار هفته تحت این

شرایط تیمار شدند (۳۰). برای اطمینان از ایجاد سطوح شوری مورد نظر، نمونه‌های خاک از گلدان‌های در نظر گرفته شده برای تخریب، در انتهای دوره اعمال تیمارهای شوری، برداشت شد و عصاره گل اشباع تهیه گردید. سپس مقدار EC عصاره اندازه‌گیری شد تا از دستیابی به EC مورد نظر اطمینان حاصل شود.

در چهار هفته پایانی دوره رشد، آبیاری با آب معمولی و با حفظ رطوبت خاک در محدوده ۷۰ تا ۸۰ درصد ظرفیت زراعی انجام شد (جدول ۲).

جدول ۲- مهم‌ترین خصوصیات فیزیکی و شیمیایی خاک مورد آزمایش.

Table 2. The most important physical and chemical characteristics of the tested soil.

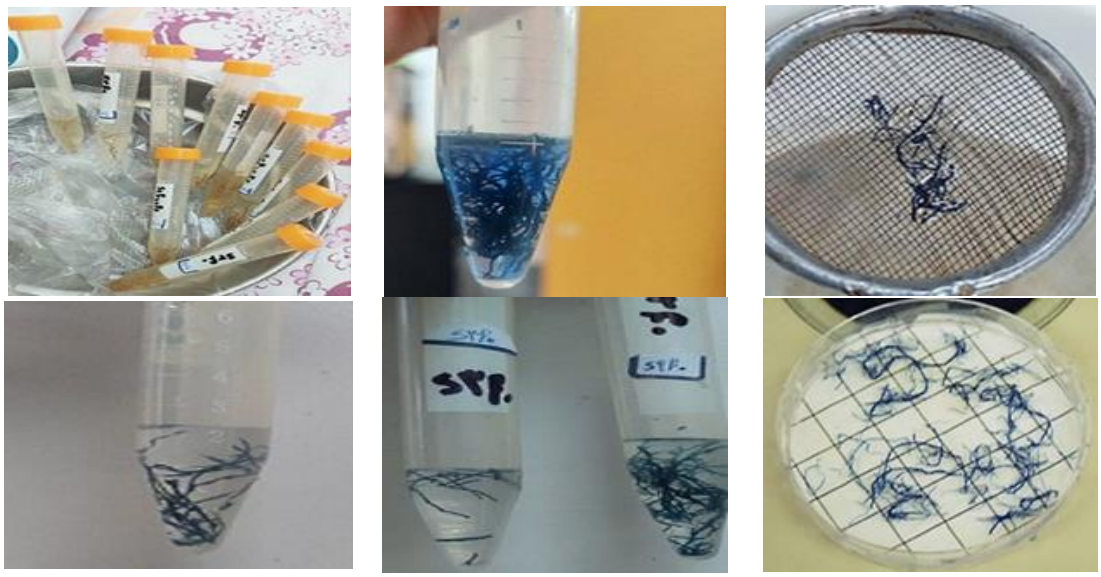
بافت خاک Soil texture	اسیدیته گل اشباع (pH)	هدایت الکتریکی (EC) (dS/m)	سیلت	رس	شن	پتاسیم قابل‌جذب (K) ppm	فسفر قابل‌جذب (P) Ppm	نیتروژن کل (N) %	کلسیم (Ca) ppm	منیزیم (Mg) ppm
			%							
سیلت-لوم Silt-loam	7.6	6	52	12	36	271	5.8	0.12	2133.5	234.6

رنگ‌آمیزی ریشه و تعیین درصد کلونیزاسیون ریشه‌های میکوریزی: برای ارزیابی میزان استقرار قارچ‌های میکوریزی در ریشه، از روش رنگ‌آمیزی اصلاح‌شده توسط کورمانیک و مک‌گراو (۳۲) استفاده شد. بدین‌منظور، مقدار ۰/۱ گرم از ریشه‌های تازه جمع‌آوری و به قطعات تقریباً یک سانتی‌متری تقسیم و در محلول اتانول (v/v) ۵۰٪ تثبیت گردیدند. ذکر این نکته ضروری است (که برای نگهداری طولانی‌مدت نمونه‌ها، استفاده از محلول تثبیت‌کننده FAA با ترکیب فرمالین، اسید استیک گلاسیال و اتانول ۵۰٪ به نسبت حجمی ۵:۵:۹۰ توصیه می‌شود). سپس، به منظور زدودن اتانول، ریشه‌ها سه تا چهار مرتبه با آب مقطر شستشو داده شده و به مدت ۲٤ ساعت در دمای اتاق درون لوله‌های آزمایش حاوی محلول پتاسیم هیدروکسید (KOH) با غلظت ۱۰٪ قرار داده شدند. در این مرحله، KOH با تجزیه دیواره سلولی، خروج ترکیبات سیتوپلاسمی و هسته‌ها را تسهیل کرده و در نتیجه، نفوذ رنگ به درون بافت ریشه در مراحل بعدی افزایش می‌یابد. در انتهای این فرآیند، تغییر رنگ محلول KOH به طیف زرد تا زرد کم‌رنگ مشاهده می‌شود. پس از آن، محلول KOH تخلیه و ریشه‌ها مجدداً با آب مقطر (سه تا چهار مرتبه) شستشو داده شدند. نمونه‌های ریشه‌ای با قطر بیش‌تر، جهت رنگ‌بری و شفاف‌سازی، به مدت ۳۰ دقیقه در محلول تازه تهیه شده آب اکسیژنه قلیایی (شامل ۳ میلی‌لیتر سدیم هیدروکسید (NaOH)، ۳۰ میلی‌لیتر هیدروژن پراکسید با غلظت ۱۰٪ و ٥٦۷ میلی‌لیتر آب مقطر) قرار گرفته و سپس برای حذف اثرات این محلول، با آب مقطر شستشو گردیدند. جهت آماده‌سازی نمونه‌ها برای رنگ‌پذیری، آن‌ها حداقل به مدت ۵ دقیقه در محلول اسید کلریدریک (HCl) با غلظت ۱٪ غوطه‌ور شدند. پس از تخلیه اسید و بدون شستشو با آب، محلول رنگ تریپان بلو با غلظت ۰/۵٪ در محلول رنگ‌بر به نمونه‌ها اضافه و به مدت ۲٤ ساعت در دمای اتاق نگهداری شدند. محلول رنگ‌بر از ترکیب اسید لاکتیک، گلیسرول و آب مقطر به نسبت حجمی ۱:۱:۱ تهیه شده بود. در ادامه، محلول رنگ تخلیه و به منظور حذف رنگ اضافی، محلول رنگ‌بر بر روی ریشه‌ها ریخته شد. بسته به ضخامت ریشه‌ها، پس از گذشت ٦ تا ۱۲

ساعت، فرآیند رنگ‌بری تکمیل و ساختارهای قارچی شامل آربوسکول‌ها، هیف‌ها و وزیکول‌ها با استفاده از میکروسکوپ نوری با بزرگنمایی ×۳۰ قابل رویت بودند. درصد کلنیزاسیون ریشه با استفاده از روش تقاطع خطوط شبکه (Gridline Intersect Method) بر اساس روش ارائه شده توسط (۳۲) تعیین گردید. به این منظور، ریشه‌های رنگ‌آمیزی شده و سپس ۳۰ قطعه به‌صورت تصادفی بر روی پلیت پتری شبکه‌بندی شده با ابعاد خانه‌های ۱×۱ سانتی‌متر قرار داده شدند. تعداد نقاط تقاطع خطوط شبکه با ساختارهای قارچی با استفاده از میکروسکوپ نوری (بینوکولار) با بزرگنمایی ×۱۰۰ شمارش و در نهایت درصد کلونیزاسیون مطابق رابطه یک محاسبه گردید (شکل ۳).

رابطه ۱) فرمول محاسبه درصد کلونیزاسیون ریشه:

$$\text{درصد کلونیزاسیون ریشه}(\%) = \left[\frac{\text{تعداد نقاط تقاطع با ساختارهای مایکوریزی}}{\text{تعداد کل نقاط تقاطع}}\right] * 100$$



شکل ۳- مراحل رنگ‌آمیزی ریشه و تعیین درصد کلونیزاسیون ریشه‌های میکوریزی.

Figure 3. Steps of root staining and determination of mycorrhizal root colonization.

سنجش غلظت عناصر غذایی در گیاه: به‌منظور تعیین کمیت عناصر غذایی در بافت گیاهی، نمونه‌های برگ از گیاهان تیمارشده و شاهد برداشت گردید. نمونه‌های برداشت‌شده بلافاصله در پاکت‌های کاغذی منفذدار (به‌منظور تهویه مناسب) قرار داده شده و به آزمایشگاه اکولوژی مرتع منتقل شدند. پس از انتقال، نمونه‌های گیاهی به‌منظور حذف آلودگی‌های سطحی مانند خاک، گل و سایر مواد خارجی، شستشو و سپس در شرایط آزمایشگاهی با جریان هوای کنترل شده و نور غیرمستقیم به مدت ٤ تا ٥ روز خشک گردیدند.

پس از خشک شدن کامل، نمونه‌های برگ به آزمایشگاه انتقال یافتند. در مرحله آماده‌سازی، نمونه‌های خشک شده برگ با استفاده از آسیاب

آزمایشگاهی به صورت پودر ریز آسیاب شدند. برای تعیین غلظت عناصر غذایی در نمونه‌های گیاهی پودر شده، از روش خاکستر کردن خشک (Dry Ashing) و حل کردن خاکستر در اسید کلریدریک استفاده شد. در این روش، مقدار ۰/۵ گرم از نمونه‌های گیاهی آسیاب شده به دقت وزن شده و به مدت ۳ ساعت در کوره الکتریکی با دمای ۵۵۰ درجه سانتی‌گراد قرار داده شدند تا به‌طور کامل خاکستر شوند. سپس خاکستر حاصل با ۱۰ میلی‌لیتر اسید کلریدریک با غلظت مشخص در دمای ۱۰۰ درجه سانتی‌گراد هضم و محلول حاصل پس از صاف کردن به حجم ۵۰ میلی‌لیتر رسانده شد. در نهایت، غلظت فسفر با استفاده از روش اسپکتروفتومتری وانادات–مولیبدات در طول موج ٤٧٠ نانومتر با دستگاه اسپکتروفتومتر مدل PhotonixAr 2015 UV/VIS، غلظت سدیم و پتاسیم با استفاده از دستگاه فلیم فتومتر مدل AFP-100 Flame Photometer و غلظت کلسیم و منیزیم با روش تیتراسیون کمپلکسومتری تعیین گردید (۳۱).

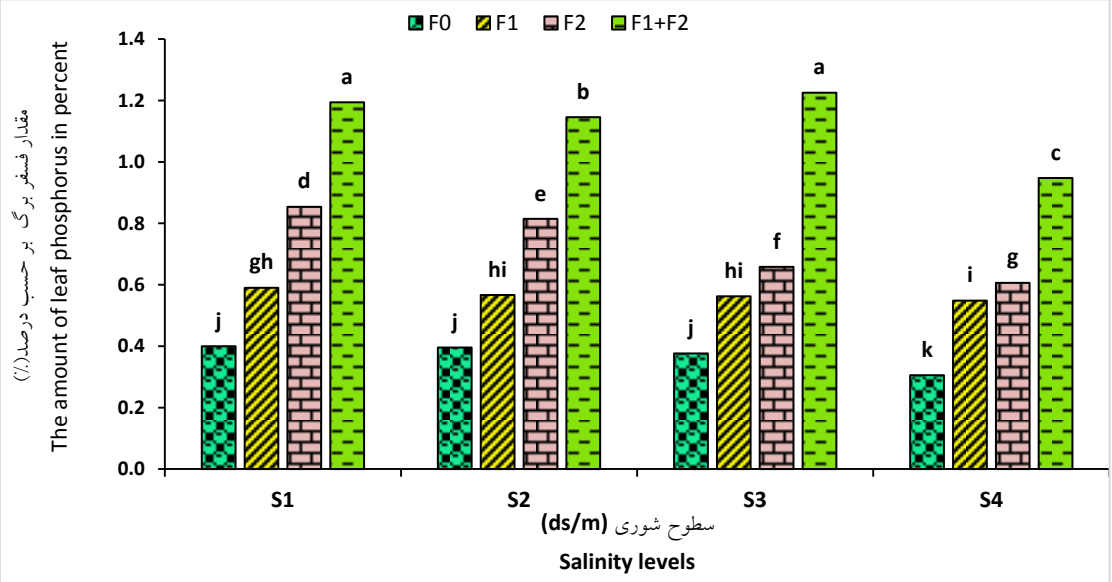
طرح آزمایش: این پژوهش به‌صورت آزمایش گلدانی و در قالب طرح فاکتوریل بر پایه بلوک‌های کاملاً تصادفی با چهار تکرار، در مجموع با ٦٤ واحد آزمایشی انجام شد. تیمارهای آزمایشی شامل دو فاکتور بودند: ۱) تلقیح با قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) در چهار سطح: شاهد بدون تلقیح (F0)، *Funneliformis mosseae* (F1)، *Rhizophagus intraradices* (F2) و ترکیب *F. mosseae* و *R. intraradices* (*F1+F2*)؛ و ۲) سطوح مختلف تنش شوری ناشی از کلرید سدیم در چهار سطح: شاهد (شوری خاک رویشگاه معادل ٦ دسی‌زیمنس بر متر) و سطوح ١٤، ۱۰ و ۱۸ دسی‌زیمنس بر متر (مطابق جدول ۱). زادمایه قارچ‌های مایکوریزا از شرکت دانش‌بنیان زیست فناوران توران در شاهرود تهیه گردید.

آنالیز داده‌ها: تجزیه و تحلیل آماری داده‌ها به صورت فاکتوریل در قالب طرح بلوک‌های کامل تصادفی با استفاده از مدل خطی عمومی (GLM) در نرم‌افزار Minitab نسخه ۱۹ انجام پذیرفت. به منظور مقایسه میانگین اثرات اصلی و اثرات متقابل بین سطوح مختلف تیمارها، آزمون مقایسات چندگانه توکی در سطح احتمال ۵٪ ($P\leq$٪۵) مورد استفاده قرار گرفت. ترسیم نمودارها نیز با بهره‌گیری از نرم‌افزار Excel نسخه ۲۰۱٦ صورت پذیرفت.

نتایج و بحث

فسفر: نتایج تجزیه واریانس (جدول ۳) نشان داد که اثر سطوح مختلف شوری، تیمارهای قارچی و اثر متقابل آن‌ها بر میزان فسفر گیاه معنی‌دار ($P<$۰/۰۵) بود. این نشان می‌دهد که تأثیر تیمارهای قارچی بر جذب فسفر تحت‌تأثیر سطوح مختلف شوری قرار گرفته است. در ادامه، نتایج مقایسه میانگین (شکل ٤) نشان داد که در سطح شوری (S1) تیمارهای (F1، F2 و F1+F2) به‌طور معنی‌داری میزان فسفر را نسبت به شاهد افزایش داده‌اند. این افزایش نشان‌دهنده تأثیر مثبت اولیه قارچ‌ها بر جذب فسفر در شرایط شوری سطح یک (S1) است. با این حال، در سطوح شوری بالاتر (S2، S3 و S4) تیمار (F1+F2) بیش‌ترین تأثیر را در بهبود جذب فسفر نشان داد و به طور معنی‌داری از سایر تیمارها برتر بود. این برتری بیانگر آن است که ترکیب دو گونه قارچ *F.mosseae* و *R. intraradices* می‌تواند اثر هم‌افزایی که ناشی از افزایش سطح تماس هیفی و مکانیسم‌های بیوشیمیایی (مانند ترشح آنزیم‌های فسفاتاز و تنظیم جذب یون‌ها) است در بهبود جذب فسفر، به ویژه در شرایط تنش شوری داشته باشد. این یافته‌ها با نتایج مطالعات متعدد در مورد نقش مثبت قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF) در بهبود

جذب فسفر، به ویژه در شرایط تنش‌های محیطی از جمله شوری، همخوانی دارد (۳۳ و ۳٤). اثر برتر تیمار F1+F2 به خصوص در سطوح بالای شوری، می‌تواند ناشی از مکانیسم‌های مختلفی باشد. مطالعات نشان داده‌اند که گونه‌های مختلف AMF در پاسخ به تنش‌های محیطی و هم‌چنین در تعامل با گیاهان مختلف، عملکرد متفاوتی دارند (۳۵). این تفاوت می‌تواند به‌دلیل ویژگی‌های فیزیولوژیکی و اکولوژیکی هر گونه، از جمله ساختار هیف‌ها، توانایی جذب و انتقال عناصر غذایی و تأثیر بر جمعیت میکروبی ریزوسفر باشد. به عنوان مثال، برخی از گونه‌ها ممکن است در جذب فرم‌های خاصی از فسفر (مانند فسفات‌های آلی) کارآمدتر باشند، در حالی که برخی دیگر ممکن است در تحمل شوری و حفظ فعالیت خود در شرایط تنش، برتری داشته باشند (۳٦). بنابراین، ترکیب دو گونه *F. mosseae* و *R. intraradices* احتمالاً با ایجاد هم‌افزایی در این مکانیسم‌ها، جذب فسفر را به طور مؤثرتری در شرایط شوری بهبود بخشیده است. در نتیجه، استفاده از قارچ‌های میکوریزا، به ویژه ترکیب *F. mosseae* و *R. intraradices*، می‌تواند به عنوان یک راهکار مؤثر برای بهبود تغذیه فسفر گیاهان در خاک‌های شور و افزایش عملکرد آن‌ها مورد استفاده قرار گیرد. این امر می‌تواند در مراتع خشک و نیمه‌خشک که با مشکل شوری خاک مواجه هستند، اهمیت زیادی داشته باشد. با این حال، انجام پژوهش‌های بیش‌تر در شرایط مزرعه برای تأیید این نتایج و بررسی اثرات بلندمدت این همزیستی ضروری است.



شکل ٤- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر فسفر برگ گیاه دیوخارترکمنی.

Figure 4. The interactive effects of salinity and mycorrhiza on leaf phosphorus content of *Lycium depressum*.

سدیم: نتایج نتایج تجزیه واریانس جدول ۳ مربوط به سدیم در ریشه و برگ نشان داد که سطوح مختلف شوری، تیمارهای قارچی و اثر متقابل آن‌ها به‌طور معنی‌داری ($P<0.05$) بر میزان سدیم در بافت‌های گیاه *L. depressum* مؤثر بودند. این یافته بیانگر آن است که هر دو عامل شوری و همزیستی مایکوریزایی، و هم‌چنین تعامل آن‌ها، نقش مهمی در تعیین وضعیت یونی گیاه دارند.

به‌طورکلی، افزایش شوری موجب افزایش معنی‌دار سدیم در ریشه و برگ تیمار شاهد (F0) شد؛ در حالی‌که تلقیح با قارچ‌های مایکوریزا توانست

به‌طور قابل‌توجهی از این افزایش جلوگیری کند. در ریشه، در سطح شوری S1 تیمارهای قارچی F1، F2 و F1+F2 به‌ترتیب حدود ۳۶/۹٪، ۴۷/۹٪ و ۶۶/۱٪ کاهش سدیم نسبت به شاهد نشان دادند. در سطوح شوری بالاتر S2، S3 و S4، نقش کاهشی تیمار ترکیبی (F1+F2) بارزتر بود؛ به‌طوری‌که در S4 این تیمار توانست میزان سدیم ریشه را تا ۶۴/۳٪ نسبت به شاهد کاهش دهد (شکل ۵-۲).

در برگ نیز الگوی مشابهی مشاهده شد؛ به‌ویژه این‌که تیمار ترکیبی قارچی (F1+F2) بیش‌ترین اثر کاهشی را داشت. در سطح شوری S1، تیمارهای F1، F2 و F1+F2 به‌ترتیب ۳۸/۵٪، ۵۰٪ و ۶۶/۷٪ کاهش سدیم برگ نسبت به تیمار شاهد نشان دادند. با افزایش شوری، اگرچه مقدار سدیم در تمامی تیمارها افزایش یافت، اما تیمار ترکیبی همواره کم‌ترین میزان سدیم را به خود اختصاص داد، به‌ویژه در سطح شوری S4.

مطابق شکل‌های ارائه‌شده، قارچ‌های مایکوریزا نه‌تنها از تجمع بیش از حد سدیم در اندام‌های هوایی جلوگیری کردند، بلکه سدیم بیش‌تری را در ریشه نگه داشتند و در نتیجه انتقال آن به برگ کاهش یافت. این رفتار تأکیدی بر نقش حفاظتی مایکوریزا در تنظیم تعادل یونی است؛ به‌گونه‌ای که تیمار ترکیبی (F1+F2) توانست نسبت K^+/Na^+ را نیز به‌طور معنی‌داری افزایش دهد و تعادل یونی گیاه را تحت تنش شوری حفظ کند.

در مجموع، همزیستی با دو گونه *F. mosseae* و *R. intraradices* با ایجاد اثر هم‌افزایی، مؤثرترین تیمار در کاهش جذب و انتقال سدیم و افزایش تحمل گیاه *L. depressum* در برابر تنش شوری بود (شکل‌های ۵-۱ و ۵-۲).

همزیستی گیاهان با قارچ‌های مایکوریزا آربوسکولار (AMF) از طریق مکانیسم‌های چندگانه‌ای اثرات منفی شوری و تجمع سدیم را تعدیل می‌کند. این مکانیسم‌ها شامل اثر مستقیم قارچ بر انباشت سدیم در هیف‌ها و تنظیم نسبت پتاسیم به سدیم (K^+/Na^+) در گیاه است. انباشت سدیم در هیف‌ها باعث می‌شود غلظت سدیم در ریشه گیاهان مایکوریزی بیش‌تر از اندام‌های هوایی باشد، بر خلاف گیاهان غیرمایکوریزی. هم‌چنین، مایکوریزا با تحریک بیان پمپ‌های یونی مانند پمپ Na^+/K^+ ATPase و پمپ Na^+/H^+ antiporter، پتاسیم را به داخل سلول‌های ریشه جذب کرده و سدیم را به خارج تراوش می‌کنند، در نتیجه تعادل یونی گیاه بهبود می‌یابد (۶۰).

با افزایش شوری، درصد کلونیزاسیون در تمامی تیمارها کاهش یافت که احتمالاً ناشی از تأثیر منفی شوری بر رشد و فعالیت قارچ‌ها و در نتیجه کاهش توانایی آن‌ها در کلونیزاسیون ریشه است. این کاهش کلونیزاسیون می‌تواند یکی از دلایل کاهش تأثیر میکوریزا در سطوح شوری بالاتر باشد. کاهش درصد کلونیزاسیون ریشه در سطوح شوری بالا (S4) ناشی از مکانیسم‌های متعددی است که شامل اختلال در هومئوستازی یونی قارچ (تجمع سمی Na^+ و Cl^- و مهار ترانسپورترهای SOS1/NHX)، سرکوب بیان ژن‌های کلیدی سیگنالینگ همزیستی (CCaMK و CYCLOPS)، کاهش ترشح استریگولاکتون‌ها و فلاونوئیدها در ریزوسفر و تنظیم نامتوازن هورمون‌های اتیلن و ABA می‌شود (۴۷، ۴۸، ۴۹ و ۵۰). این عوامل به‌طور هم‌زمان توسعه هیف، تشکیل آربوسکول و جذب قارچ به ریشه را محدود می‌کنند. اگرچه گونه‌هایی مانند *R. irregularis* قادر به سنتز ترکیبات تطابلی مانند اگزولیزها هستند (۵۱). اما در شرایط شوری شدید (S4)، فعال‌سازی این مکانیسم‌ها به زمان کافی نیاز دارد که در مراحل اولیه تنش محقق نشده است. این پدیده می‌تواند توجیهی برای کاهش کارایی همزیستی در سطوح بالای شوری باشد در پژوهش ایرجی مارشک و مقدم (۲۰۲۰) که بر روی

تأثیر قارچ‌های مایکوریزا بر خصوصیات رشدی و جذب عناصر غذایی گیاه دارویی جعفری مکزیکی (*Tagetes minuta* L.) تحت تنش شوری انجام شد، افزایش شوری منجر به افزایش میزان سدیم در برگ شد و با کاربرد قارچ *R. intraradices* مقدار سدیم برگ را کاهش داد که با نتایج پژوهش حاضر همخوانی دارد در پژوهش حاضر، ترکیب قارچی و (F_1+F_2) جذب سدیم را در ریشه (تا ۵۰٪) و برگ (تا ٦٤/٣٪) کاهش داد، به ویژه در سطوح بالا شوری. این یافته‌ها نشان می‌دهد که استفاده از قارچ‌های میکوریزا در گیاهان مختلف می‌تواند به کاهش جذب سدیم تحت تنش شوری کمک کند هم‌چنین برخی مطالعات دیگر تجمع بالای فسفر، منیزیم و کلسیم و جذب پایین‌تر سدیم در حضور قارچ‌های مایکوریزا در گوجه‌فرنگی تحت شرایط تیمار کلرید سدیم و کاهش اثر شوری مشاهده شده است (٦١).

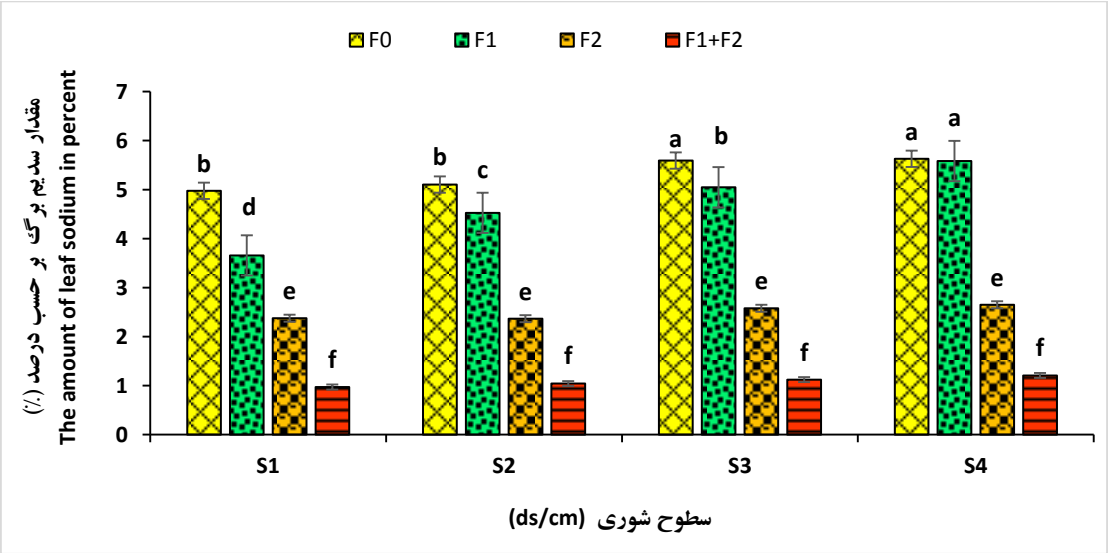
جدول ۳- تجزیه واریانس اثر قارچ مایکوریزا و تنش شوری بر برخی عناصر غذایی و درصد کلونیزاسیون ریشه گیاه دیوخار ترکمنی.

Table 3. Analysis of variance of the effects of mycorrhizal fungi and salt stress on some nutrient elements and root colonization percentage of *Lycium depressumm.*

منبع تغییرات Source of variation	درجه آزادی Df	مقدار فسفر برگ Phosphorus content (%)	مقدار سدیم برگ Sodium content (%)	مقدار پتاسیم برگ Potasium content (%)	مقدار کلسیم برگ Calsium content (%)	مقدار منیزیم برگ mg content (%)	مقدار سدیم ریشه Sodium content (%)	مقدار پتاسیم ریشه Potasium content (%)	درصد کلونیزاسیون ریشه Root colonization percentage (%)
شوری Salinity	3	408.22*	123.62*	635.02*	399.21*	394.9*	235.27*	11223.42*	27.45*
قارچ Fungi	3	9008.33*	4049.58*	8744.47*	6156.87*	4742.22*	5121.39*	42882.86*	415.29*
بلوک Blok	3	0.37ns	0.85ns	1.17ns	2.81*	57.15*	0.88ns	4.83*	2.69*
قارچ*شوری Fungi*Salinity	9	95.94*	30.12*	53.62*	68.12*	97.92*	39.68*	659.79*	9.46*
خطا Error	45								
ضریب تغییرات (درصد) CV%		1.918	3.636	2.004	1.76	2.071	2.91	0.00559	0.157

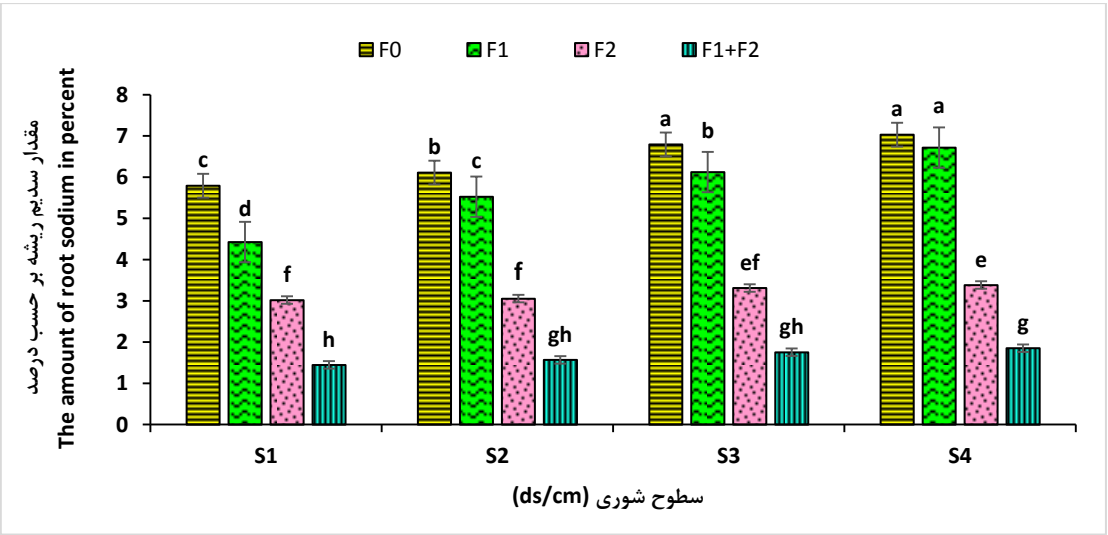
ns و * به ترتیب غیرمعنی‌دار و معنی‌داری در سطح احتمال پنج درصد

ns and * indicate non-significant and significant differences, respectively, at the 5% probability level



شکل ۵-۱- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر سدیم برگ گیاه دیوخارترکمنی.

Figure 5.1. The interactive effects of salinity and mycorrhiza on leaf sodium content of *Lycium depressum*.



شکل ۵-۲- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر سدیم ریشه گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 5.2. The interactive effects of salinity and mycorrhiza on root sodium content of *Lycium depressumm*.

پتاسیم: نتایج تجزیه واریانس داده‌ها (جدول ۳) نشان داد که اثر متقابل بین سطوح شوری و تیمارهای قارچی بر میزان پتاسیم در هر دو اندام برگ ($F=۵۳/۶۲$، $P<۰/۰۵$) و ریشه ($F=۶۹۵/۷۹$، $P<۰/۰۵$) گیاه دیوخار ترکمنی معنی‌دار است. این یافته کلیدی بیانگر آن است که تأثیر تیمارهای قارچی بر جذب پتاسیم، به‌طور معناداری وابسته به سطح شوری محیط است و نمی‌توان تأثیر قارچ‌ها را به صورت مستقل از شرایط شوری بررسی کرد. اگرچه اثرات اصلی شوری و تیمارهای قارچی نیز بر میزان پتاسیم در هر دو اندام برگ و ریشه بسیار معنی‌دار بودند ($P<۰/۰۵$). اما با توجه به وجود اثر متقابل معنی‌دار، تمرکز اصلی بر تفسیر این اثر متقابل خواهد بود.

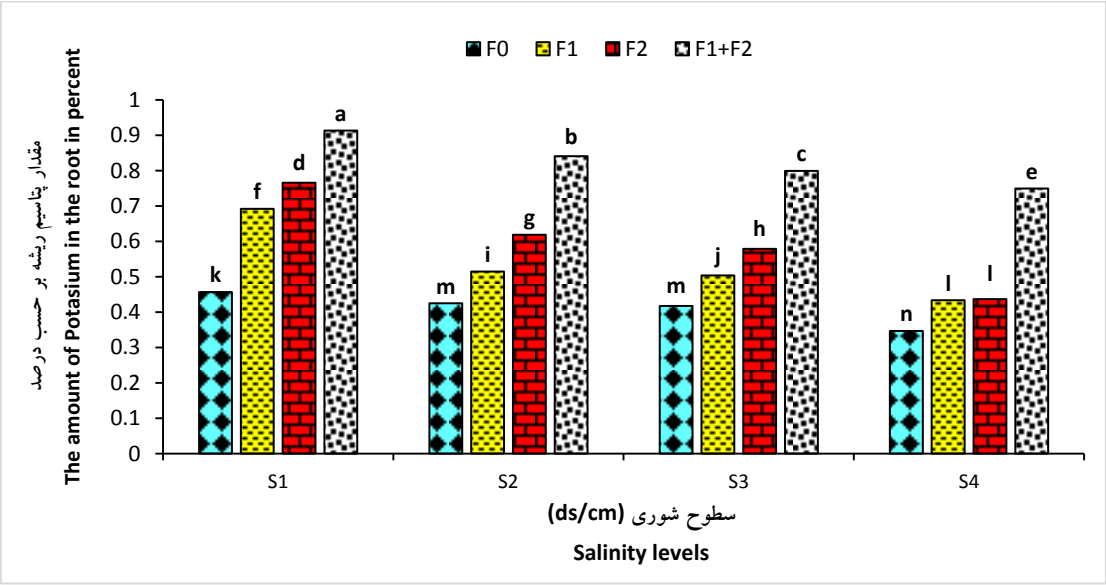
یافته کلیدی این پژوهش، برهمکنش معنی‌دار بین شوری و تیمارهای قارچی بر میزان پتاسیم در هر دو اندام برگ و ریشه است. بررسی دقیق‌تر با استفاده از آزمون مقایسه میانگین (شکل‌های ٦ و ٧) نشان داد که در سطح شوری S1 (کم‌ترین سطح شوری)، هر سه تیمار قارچی (F1، F2 و F1+F2) به طور معنی‌داری میزان پتاسیم را در هر دو اندام نسبت به شاهد (F0) افزایش داده‌اند. این بیانگر تأثیر مثبت همزیستی با قارچ‌ها در شرایط شوری سطح یک است. با افزایش سطح شوری به S2 و S3، تیمار ترکیبی F1+F2 در هر دو اندام برتری خود را حفظ کرد و بیش‌ترین میزان پتاسیم را در مقایسه با سایر تیمارها و شاهد به خود اختصاص داد. این یافته بیانگر اثر هم‌افزایی (هم‌افزایی) بین دو گونه قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* در شرایط شوری متوسط است و نشان می‌دهد که ترکیب این دو گونه، عملکرد بهتری نسبت به استفاده از هر کدام به تنهایی در بهبود جذب پتاسیم دارد. نکته مهم این است که حتی در بالاترین سطح شوری (S4) تیمار ترکیبی F1+F2 هم‌چنان توانسته است به طور معنی‌داری میزان پتاسیم را در هر دو اندام برگ و ریشه نسبت به شاهد (F0) افزایش دهد. این پایداری نسبی تیمار ترکیبی در شوری بالا، به‌ویژه در ریشه، می‌تواند ناشی از مکانیسم‌های خاصی باشد که در تعامل بین گیاه دیوخار ترکمنی و این ترکیب قارچی در این شرایط رخ می‌دهد و احتمالاً به تحمل بیش‌تر قارچ‌ها به شوری در ترکیب با هم مربوط است.

مقایسه تأثیر تیمارها در دو اندام نشان داد که به‌طورکلی، تأثیر تیمارهای قارچی بر افزایش پتاسیم در ریشه نسبت به برگ بود که می‌تواند نشان‌دهنده نقش مستقیم‌تر قارچ‌ها در جذب و انتقال پتاسیم در سیستم ریشه‌ای باشد. بررسی دقیق‌تر نمودارهای مقایسه میانگین (شکل‌های ٦ و ٧) نشان می‌دهد که در سطوح شوری پایین (S1 و S2) افزایش پتاسیم در برگ و ریشه تقریباً مشابه است. با این حال، با افزایش سطح شوری (S3) و به (S4)، اختلاف بین میزان پتاسیم در ریشه و برگ بیش‌تر می‌شود و این افزایش در ریشه به مراتب بالاتر از برگ است. این امر احتمالاً به‌دلیل کاهش انتقال پتاسیم از ریشه به برگ در شرایط تنش شدید شوری و هم‌چنین نقش مستقیم‌تر قارچ‌ها در حفظ و افزایش جذب پتاسیم در ناحیه ریشه است.

این نتایج با یافته‌های مطالعات پیشین در مورد نقش مثبت قارچ‌های میکوریزا در بهبود جذب عناصر غذایی، به‌ویژه در شرایط تنش، همخوانی دارد. مطالعات متعددی نشان داده‌اند که قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF) می‌توانند با افزایش سطح جذب ریشه، بهبود دسترسی به عناصر دسترسی به عناصر غذایی از جمله پتاسیم و فسفر (به‌عنوان عنصر کم‌تحرک) و هم‌چنین افزایش تحمل گیاه به تنش‌های محیطی، به بهبود تغذیه گیاه کمک کنند (۳۳). مطالعات نشان داده‌اند که میکوریزا می‌تواند به ویژه در شرایط تنش شوری، با بهبود جذب پتاسیم و تنظیم نسبت +K/+Na، به گیاهان کمک کند تا با این تنش سازگار شوند (٤١).

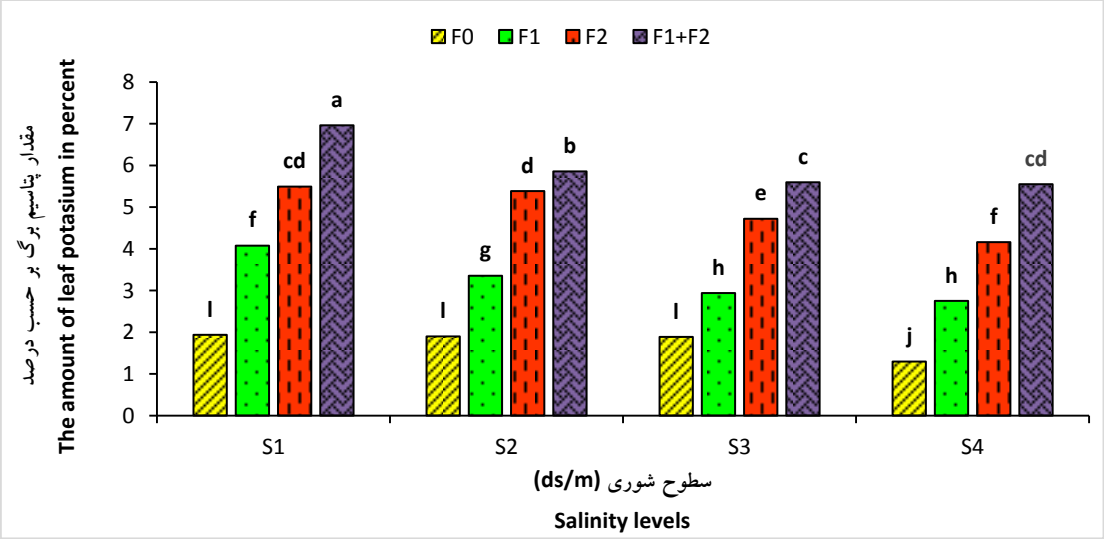
یافته‌های مطالعه حاضر نشان می‌دهد که این تأثیر می‌تواند بسته به گونه قارچ، سطح شوری و اندام گیاه، متفاوت باشد. به‌خصوص، پایداری تیمار ترکیبی F1+F2 در جذب پتاسیم حتی در بالاترین سطح شوری (S4) در هر دو اندام و هم‌چنین افزایش جذب سدیم توسط این تیمار در سطوح مختلف شوری (که در بخش مربوط به سدیم بحث شده است و نشان می‌دهد که این ترکیب قارچی ممکن است مکانیسم‌های متفاوتی را در جذب یون‌ها در شرایط شوری فعال کند)، نشان می‌دهد که مکانیسم‌های پیچیده‌تری در تعامل بین گیاه دیوخار ترکمنی و این ترکیب قارچی در شرایط شوری دخیل هستند. شوری

بالا می‌تواند با کاهش فعالیت آنزیم‌های دخیل در جذب و انتقال پتاسیم در قارچ‌ها، تأثیر آن‌ها را کاهش دهد. از سوی دیگر، ترکیب دو گونه قارچ ممکن است با ایجاد تغییراتی در ساختار ریشه و افزایش سطح جذب یا با بهبود تحمل به شوری در قارچ‌ها، جذب پتاسیم را در شرایط تنش بهبود بخشد. به‌عنوان مثال، بولان (۲۰۰۵) نشان داد که برخی گونه‌های AMF در جذب فرم‌های خاصی از فسفر کارآمدتر هستند، در حالی‌که برخی دیگر در تحمل شوری برتری دارند. ترکیب *F. mosseae* و *R. intraradices* احتمالاً با ایجاد هم‌افزایی در این مکانیسم‌ها، جذب پتاسیم را به‌طور مؤثرتری در شرایط شوری بهبود بخشیده است.



شکل ٦- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر پتاسیم ریشه گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 6. Interaction effects of salinity and mycorrhiza on root potassium content of *Lycium depressumm*.



شکل ۷- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر پتاسیم برگ گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 7. Interaction effects of salinity and mycorrhiza on leaf potassium content of *Lycium depressumm*.

کلسیم و منیزیم: نتایج تجزیه واریانس (جدول ۳) نشان داد که اثر متقابل شوری و قارچ (Salinity×Fungi) بر میزان کلسیم در گیاه دیوخار ترکمنی در سطح احتمال (P<۰/۰۵) معنی‌دار است. این بدان معناست که تأثیر قارچ بر میزان کلسیم، به سطح شوری خاک وابسته است. بررسی نتایج مقایسه میانگین (شکل ۸) نشان می‌دهد که در شوری سطح یک (S1)، تیمار ترکیبی F1+F2 با مقدار ۰/۸۵۵ بیش‌ترین میزان کلسیم را داشته و به طور معنی‌داری با سایر تیمارها متفاوت است. در این سطح شوری، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد (F0) با مقدار ۰/٤۲۸، تقریباً دو برابر افزایش در جذب کلسیم نشان می‌دهد. این افزایش چشمگیر، نشان‌دهنده اثر سینرژیستی قوی ترکیب قارچی در شوری سطح یک (S1) است.

با افزایش شوری (S2-S4)، تیمار F1+F2 هم‌چنان بیش‌ترین میزان کلسیم را حفظ می‌کند، اما اهمیت نسبی این برتری کاهش می‌یابد. به عنوان مثال، در سطح شوری S2، تیمار F1+F2 با مقدار ۰/۷۹، نسبت به شاهد (F0) با مقدار ۰/۳۹٦، تقریباً دو برابر افزایش را نشان می‌دهد. در سطوح شوری بالاتر، در S3 افزایش F1+F2 نسبت به شاهد بیش از دو برابر و در S4 این افزایش به بیش از سه و نیم برابر می‌رسد. اگرچه این افزایش در S4 هم‌چنان قابل‌توجه است، اما باید توجه داشت که مقدار کلسیم در شاهد در این سطح بسیار پایین است (۰/۲۱٤)، بنابراین درصد افزایش بالا، لزوماً به معنای جذب بالای کلسیم توسط F1+F2 نیست، بلکه بیش‌تر نشان‌دهنده تأثیر شدید شوری بر جذب کلسیم در گیاهان شاهد است. با این وجود، نکته مهم این است که در تمام سطوح شوری به‌جز S4، تیمارهای مایکوریزایی کلسیم بیش‌تری نسبت به شاهد دارند که نشان‌دهنده بهبود جذب کلسیم توسط مایکوریزا در شرایط تنش شوری است. این یافته با مطالعات دیگر در مورد بهبود جذب کلسیم توسط مایکوریزا در شرایط تنش، از جمله شوری، همخوانی دارد (٤۱).

در ادامه بررسی عناصر، نتایج تجزیه واریانس نشان داد که اثر متقابل شوری و قارچ (Salinity×Fungi) بر میزان منیزیم برگ در گیاه دیوخار ترکمنی در سطح احتمال (P<۰/۰۵) معنی‌دار است. این بدان معناست که تأثیر قارچ بر میزان منیزیم نیز، مانند کلسیم، به سطح شوری محیط وابسته است. مشابه نتایج مشاهده شده برای کلسیم، این اثر متقابل نشان می‌دهد که مایکوریزا نقش مهمی در جذب عناصر غذایی در شرایط تنش شوری ایفا می‌کند، اما این نقش بسته به شدت تنش تغییر می‌کند. بررسی نتایج مقایسه میانگین‌ها (شکل ۹) نشان می‌دهد که در شوری سطح یک (S1)، تیمار ترکیبی F1+F2 با مقدار ۳/۳٦ بیش‌ترین میزان منیزیم را نشان می‌دهد و به‌طور معنی‌داری با سایر تیمارها متفاوت است. در این سطح شوری، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد (F0) با مقدار ۱/٦۷، دقیقاً دو برابر افزایش در جذب منیزیم نشان می‌دهد. این افزایش چشمگیر، نمایانگر اثر سینرژیستی ترکیب دو گونه قارچ *F. mosseae* و *R. intraradices* در شوری سطح یک (S1) و بهبود جذب منیزیم توسط این ترکیب است.

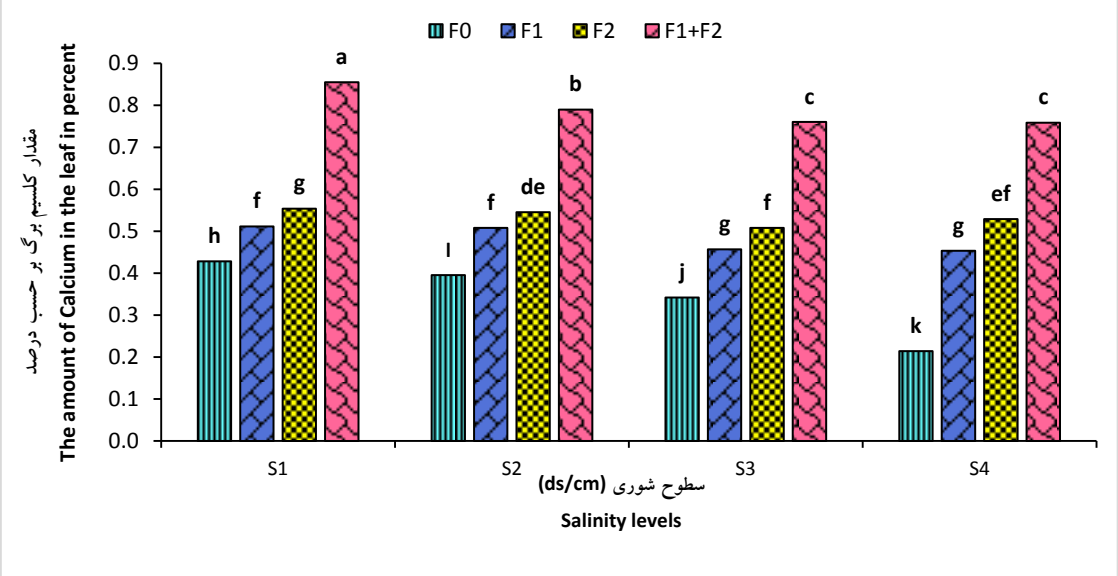
با افزایش شوری، تیمار F1+F2 هم‌چنان بالاترین میزان منیزیم را حفظ می‌کند. به عنوان مثال، در سطح شوری S2، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد (F0)، تقریباً سه برابر افزایش را نشان می‌دهد. در سطوح شوری بالاتر، در S3 و S4، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد بیش از دو و نیم برابر افزایش نشان می‌دهد. نکته قابل توجه این است که در تمام سطوح شوری، تیمارهای مایکوریزایی به‌ویژه F1+F2 نسبت به شاهد (F0) میزان منیزیم بیش‌تری در برگ نشان می‌دهند. این نشان می‌دهد که مایکوریزا به‌طورکلی در شرایط تنش شوری، جذب منیزیم را بهبود می‌بخشد، اگرچه میزان این بهبود در سطوح مختلف شوری متفاوت است. به خصوص در سطح S4 که بالاترین سطح شوری می‌باشد، اختلاف معنی‌داری بین تیمار شاهد و تیمار ترکیبی وجود دارد که نشان می‌دهد مایکوریزا حتی در شرایط تنش شدید شوری نیز می‌تواند در جذب منیزیم مؤثر باشد.

این یافته‌ها با مطالعات پاریهار و همکاران (۲۰۲۰) در مورد تأثیر تلقیح قارچ‌های مایکوریزای آربوسکولار در کاهش تنش شوری گیاه نخود همخوانی دارد. مایکوریزا با افزایش سطح ریشه، بهبود دسترسی به عناصر غذایی در خاک و تعدیل اثرات منفی شوری بر جذب عناصر غذایی، به بهبود تغذیه گیاه کمک می‌کند. منیزیم نقش مهمی در فتوسنتز، فعالیت آنزیم‌ها و پایداری ریبوزوم‌ها دارد و در شرایط تنش، نیاز گیاه به این عنصر افزایش می‌یابد. مایکوریزا با مکانیسم‌های ذکر شده می‌تواند این نیاز را تأمین کند. در مطالعه ایرجی مارشک و مقدم (۲۰۲۰) که به بررسی تأثیر قارچ‌های مایکوریزا بر خصوصیات رشدی و جذب عناصر غذایی در گیاه دارویی جعفری مکزیکی (*Tagetes minuta*) تحت تنش شوری پرداختند، نتایج جالبی در مورد تغییرات عناصر غذایی مشاهده شد. یافته‌ها نشان داد که با افزایش سطح شوری، غلظت فسفر، کلسیم، سدیم، کلر و نیتروژن برگ افزایش یافت، در حالی که میزان پتاسیم، منگنز، روی و آهن برگ کاهش پیدا کرد.

در مورد منیزیم، اگرچه در تیمار ۱۲۰ میلی‌مولار شوری کاهشی در میزان این عنصر مشاهده شد، اما این کاهش از نظر آماری معنی‌دار نبود. نکته قابل‌توجه، اثر مثبت کاربرد قارچ *F. mosseae* بر جذب منیزیم بود که منجر به افزایش محتوای این عنصر در برگ‌ها شد. بیش‌ترین میزان منیزیم برگ (۰/۶۲ میلی‌گرم بر گرم وزن خشک برگ) در تیمار ترکیبی ۱۲۰ میلی‌مولار شوری همراه با کاربرد *F. mosseae* ثبت گردید. این نتایج نشان می‌دهد که علی‌رغم شرایط تنش شوری، مایکوریزا می‌تواند به حفظ و حتی بهبود جذب منیزیم در گیاه کمک کند.

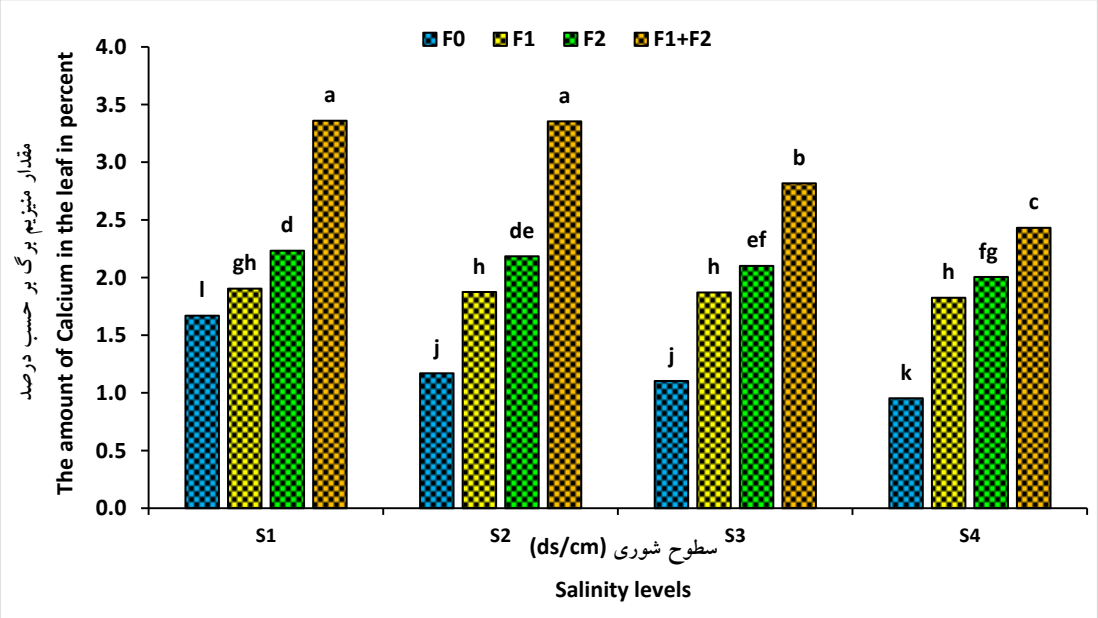
این یافته‌ها با نتایج پژوهش حاضر که نشان داد تلقیح مایکوریزایی موجب بهبود جذب منیزیم در شرایط شوری می‌شود، همخوانی دارد و بیانگر نقش مثبت مایکوریزا در تعدیل اثرات منفی تنش شوری بر جذب این عنصر غذایی مهم است.

در مجموع، نتایج پژوهش حاضر نشان می‌دهد که مایکوریزا، به‌ویژه ترکیب *F. mosseae* و *R. intraradices*، می‌تواند جذب منیزیم را در گیاه دیوخار ترکمنی در شرایط تنش شوری بهبود بخشد و این همزیستی نقش مهمی در سازگاری این گیاه با شرایط شور ایفا می‌کند.



شکل ۸- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر کلسیم برگ گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 8. Interaction effects of salinity and mycorrhiza on leaf calcium content of *Lycium depressumm*.



شکل ۹- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر منیزیم برگ گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 9. Interaction effects of salinity and mycorrhiza on leaf magnesium content of *Lycium depressumm*.

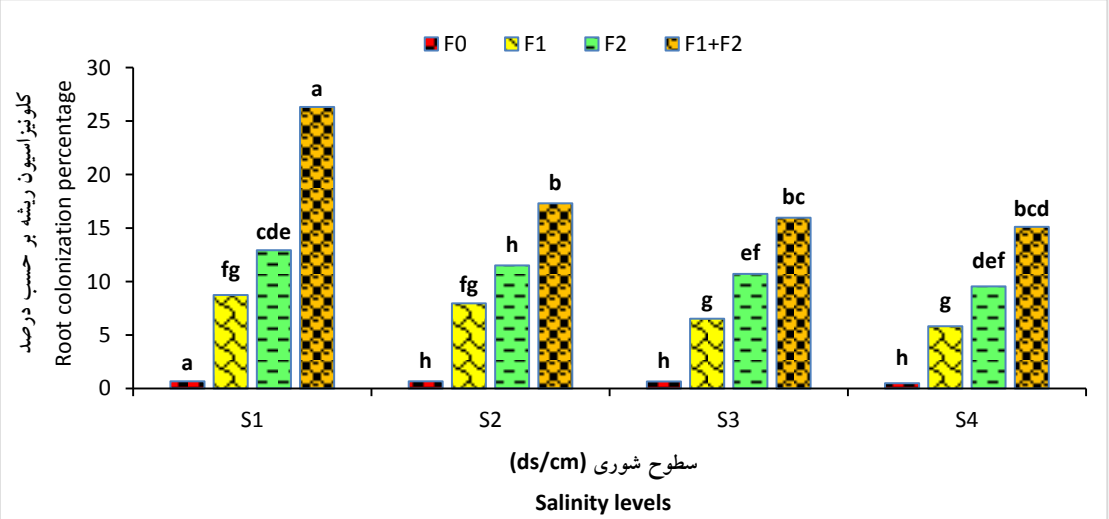
درصد کلونیزاسیون ریشه: در ادامه بررسی اثرات شوری و تیمارهای قارچی بر پارامترهای مختلف، تجزیه واریانس داده‌های مربوط به درصد کلونیزاسیون ریشه (جدول ۳) نشان داد که اثرات اصلی شوری، تیمارهای قارچی و اثر متقابل آن‌ها به‌طور معنی‌داری بر کلونیزاسیون ریشه تأثیر گذاشتند ($P<۰/۰۵$) این بدین معناست که نه تنها سطوح مختلف شوری و حضور قارچ‌های میکوریزا به تنهایی، بلکه برهمکنش این دو عامل نیز به‌طور قابل‌توجهی بر میزان کلونیزاسیون ریشه توسط قارچ‌ها اثرگذار است. این اثر متقابل نشان می‌دهد که تأثیر تیمارهای قارچی بر کلونیزاسیون ریشه، وابسته به سطح شوری محیط است و نمی‌توان تأثیر قارچ‌ها را به صورت مستقل از شرایط شوری بررسی کرد.

بررسی دقیق‌تر چگونگی این تأثیر با استفاده از نتایج مقایسه میانگین (نمودار ۹) نکات زیر را آشکار می‌سازد: در شوری سطح یک (S1)، تیمار ترکیبی F1+F2 بالاترین درصد کلونیزاسیون ریشه (۲۶/۳۲۵٪) را نشان می‌دهد و به‌طور معنی‌داری با سایر تیمارها (F0 با ۰/۶۷۵ درصد، F1 با ۸/۷۴۵ درصد و F2 با ۱۲/۹۳۵ درصد) متفاوت بود. در این سطح شوری، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد (F0)، تقریباً ۳۹ برابر (معادل ۳۸۰۰٪ افزایش) افزایش در کلونیزاسیون ریشه را نشان می‌دهد. این اختلاف چشمگیر، بیانگر اثر سینرژیستی قوی ترکیب دو گونه قارچ در شوری سطح یک (S1) و بهبود قابل‌توجه کلونیزاسیون ریشه توسط این ترکیب است. این اثر سینرژیستی احتمالاً ناشی از مکمل بودن این دو گونه در مکانیسم‌های مختلف جذب و تحمل تنش است.

با افزایش سطح شوری (S2-S4)، روند کاهشی در درصد کلونیزاسیون در همه تیمارها مشاهده می‌شود. این امر با یافته‌های مطالعات متعدد مبنی بر تأثیر منفی شوری بر کلونیزاسیون قارچ‌های میکوریزا مطابقت دارد. با این‌حال، نکته قابل‌توجه این است که تیمار ترکیبی F1+F2 هم‌چنان در تمام سطوح شوری بالاترین درصد کلونیزاسیون را در مقایسه با سایر تیمارها حفظ می‌کند. در سطح شوری S2، تیمار F1+F2 نسبت به شاهد (F0)، بیش از ۲۵ برابر

(معادل ۲٤۰۰٪ افزایش) افزایش در کلونیزاسیون را نشان می‌دهد. در سطح شوری S3، این افزایش به نزدیک به ۲٤ برابر (معادل ۲۳۰۰٪ افزایش) و در سطح شوری S4 به بیش از ۳۰ برابر (معادل ۲۹۰۰٪ افزایش) می‌رسد. این پایداری نسبی کلونیزاسیون در تیمار ترکیبی F1+F2 حتی در شرایط تنش شدید شوری (S4) نشان می‌دهد که این ترکیب قارچی می‌تواند تا حدی اثرات منفی شوری بر کلونیزاسیون را تعدیل کند و احتمالاً مکانیسم‌های تحمل به شوری در این ترکیب قوی‌تر است.

یافته‌های این پژوهش با نتایج پژوهش‌های دیگر در مورد تأثیر شوری بر کلونیزاسیون قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار و نقش این قارچ‌ها در شرایط تنش همخوانی دارد. برای مثال، سادات و همکاران (۱۹۸۹) در مطالعه خود بر روی گیاه گندم، کاهش کلونیزاسیون ریشه با افزایش شوری را مشاهده نمودند. بر اساس مطالعات پیشین، رابطه بین شوری و کلونیزاسیون ریشه توسط قارچ‌های میکوریزایی از الگوی پیچیده‌ای پیروی می‌کند. نورمندی‌پور و همکاران (۲۰۱٤) در پژوهش خود بر روی گیاه سورگوم گزارش کردند که با افزایش شوری تا سطح ۵ دسی‌زیمنس بر متر درصد کلونیزاسیون به حداکثر مقدار خود (۳۱/۰۸٪) رسید، اما در سطوح بالاتر شوری (EC=۱۰ ds/m) کاهش معنی‌داری مشاهده شد. این روند با یافته‌های بل‌یو و همکاران (۲۰۱۰) و حاجی‌بلند و همکاران (۲۰۱۰) همسو است که کاهش کلونیزاسیون ریشه در سطوح شوری بالا و حتی توقف فعالیت قارچ‌های مایکوریزایی آربوسکولار را گزارش کردند. ژونپر و آبوت (۱۹۹۳) مکانیسم این پدیده را به اثرات مخرب شوری بر فیزیولوژی قارچ نسبت دادند که شامل کاهش رشد هیف‌ها و اختلال در فرآیند همزیستی است. این مطالعات نشان می‌دهند اگرچه سطوح متوسط شوری ممکن است به‌طور موقت کلونیزاسیون را تحریک کند، غلظت‌های بحرانی شوری با ایجاد استرس اسمزی و سمیت یونی، کارایی همزیستی را به شدت محدود می‌کند. پورسل و همکاران (۲۰۱۲) نیز در مقاله مروری خود به تأثیر منفی شوری بر کلونیزاسیون قارچ‌های AMF اشاره می‌کنند و بیان می‌کنند که شوری می‌تواند باعث کاهش تشکیل ساختارهای قارچی در ریشه شود. آن‌ها به مطالعاتی اشاره می‌کنند که کاهش کلونیزاسیون تا ۵۰٪ یا بیش‌تر را در سطوح بالای شوری نشان داده‌اند (٤۳). با این‌حال، نکته مهم این است که حتی در بالاترین سطح شوری (S4)، تیمار ترکیبی F1+F2 هم‌چنان درصد کلونیزاسیون بیش‌تری نسبت به F0 نشان داد که نشان می‌دهد این ترکیب قارچی می‌تواند تا حدی اثرات منفی شوری بر کلونیزاسیون را تعدیل کند. اثر سینرژیستی تیمار ترکیبی F1+F2 در بهبود کلونیزاسیون، به ویژه در شوری سطح یک (S1)، می‌تواند ناشی از مکانیسم‌های مختلفی باشد. به عنوان مثال، این دو گونه ممکن است در استفاده از منابع مختلف غذایی (مانند فسفر و ریزمغذی‌ها) یا در تحمل سطوح مختلف شوری مکمل یکدیگر باشند. هم‌چنین، احتمال دارد که این ترکیب قارچی با تأثیر بر ساختار ریشه (مانند افزایش تعداد و قطر ریشه‌های جانبی) یا ترشح ترکیبات خاص در ریزوسفر، شرایط بهتری را برای کلونیزاسیون فراهم کند. این یافته نشان می‌دهد که استفاده از تیمار ترکیبی می‌تواند راهکار مؤثری برای بهبود استقرار و رشد گیاه در خاک‌های شور باشد.



شکل ۱۰- اثرات متقابل شوری و مایکوریزا بر درصد کلونیزاسیون ریشه گیاه دیوخار ترکمنی.

Figure 10. Interactive effects of salinity and mycorrhiza on root colonization percentage of *Lycium depressumm.*

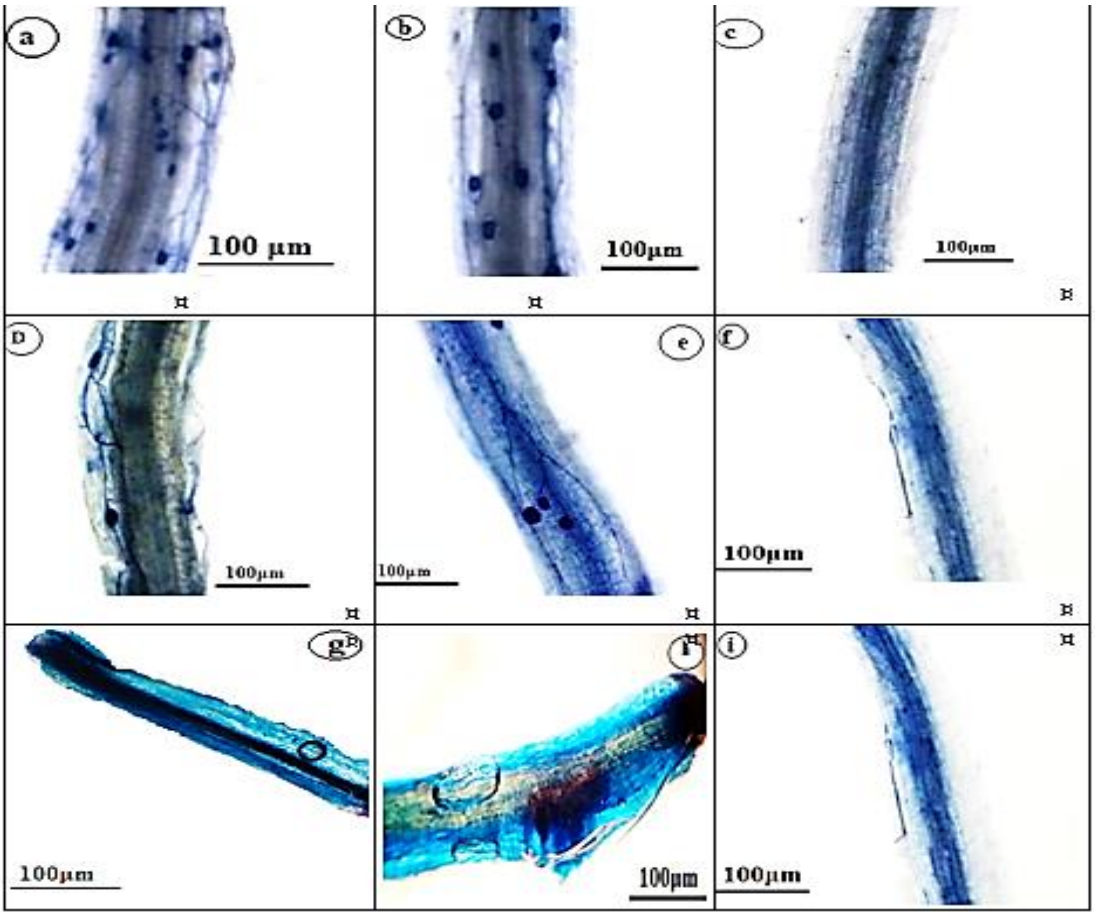
تصاویر میکروسکوپی ارائه شده، مقاطع عرضی از ریشه‌های گیاه مورد مطالعه را نشان می‌دهند که با رنگ تریپان بلو، ساختارهای قارچ میکوریزا آربوسکولار (AMF) را نمایان ساخته‌اند. بررسی این تصاویر در کنار نتایج کمی مربوط به درصد کلونیزاسیون، اطلاعات ارزشمندی در مورد تأثیر تیمارهای مختلف بر استقرار و رشد قارچ در ریشه ارائه می‌دهد (شکل ۱۱).

همان‌طور که در نتایج کمی نشان داده شد، تیمار ترکیبی F1+F2 در شوری سطح یک (S1) با بالاترین درصد کلونیزاسیون (۲۶/۳۲۵٪)، بیش‌ترین تراکم ساختارهای قارچی (شامل هیف، آربوسکول و وزیکول) را در ریشه داراست. تصاویر a و b به طور مشخص مربوط به این تیمار (F1+F2) در (S1) هستند و ساختارهای قارچی متعددی را نشان می‌دهند. این تصاویر به وضوح بیانگر تأثیر مثبت و سینرژیستی ترکیب F1+F2 در شرایط شوری ملایم (S1) بر کلونیزاسیون ریشه هستند. در مقابل، تصویر c که مربوط به تیمار شاهد بدون تلقیح با قارچ (F0) در همان سطح شوری (S1) است، تقریباً فاقد هر گونه ساختار قارچی است و این تفاوت چشمگیر، اهمیت تلقیح با قارچ‌های میکوریزا، به ویژه ترکیب F1+F2 را نشان می‌دهد.

با افزایش سطح شوری (S2-S4)، کاهش کلونیزاسیون در همه تیمارها مشاهده می‌شود، که با یافته‌های سایر مطالعات مبنی بر تأثیر منفی شوری بر AMF همخوانی دارد. این کاهش در تیمار ترکیبی F1+F2 نیز دیده می‌شود، به‌طوری‌که میزان کلونیزاسیون در S4 نسبت به S1 کاهش یافته است. با این وجود، نکته مهم این است که تیمار ترکیبی F1+F2 حتی در بالاترین سطح شوری (S4) نیز همچنان نسبت به تیمار شاهد (F0) در همان سطح شوری، کلونیزاسیون بیش‌تری نشان می‌دهد. این موضوع در مقایسه تصویر h مربوط به F1+F2 در (S4) با تصویر f مربوط به F0 در یک سطح شوری بالاتر و تصاویر (a، b و c) مربوط به F0 در (S1) به خوبی قابل مشاهده است. این نشان می‌دهد که ترکیب قارچی F1+F2 می‌تواند تا حدی اثرات منفی شوری بر کلونیزاسیون را تعدیل کند، نه این‌که کاملاً آن را از بین ببرد. تصاویر d و e که ساختارهای قارچی کم‌تری

نسبت به تصاویر a و b دارند، مربوط به قارچ F2 در سطوح شوری بالاتر هستند و نشان می‌دهند که گونه F2 به تنهایی در شرایط تنش شوری، کلونیزاسیون کم‌تری ایجاد می‌کند. تصاویر g مربوط به قارچ F1 هستند و تراکم متوسطی از ساختارهای قارچی را نشان می‌دهند. تصویر i نیز مربوط به تیمار شاهد (F0) در یکی از سطوح شوری بالاتر است و عدم وجود ساختارهای قارچی را تأیید می‌کند (شکل ۱۱).

این مشاهدات کیفی، به خوبی نتایج کمی مربوط به درصد کلونیزاسیون را تأیید می‌کنند و نشان می‌دهند که ترکیب قارچی F1+F2 نه تنها در شرایط شوری ملایم، بلکه نسبت به شاهد در شرایط شوری شدید نیز می‌تواند اثرات مثبتی بر کلونیزاسیون ریشه داشته باشد، هرچند که میزان این اثر در شوری بالا کاهش می‌یابد.



شکل ۱۱- اندام‌های قارچی آربوسکولار میکوریزا داخل ریشه‌های رنگ‌آمیزی شده دیوخار ترکمنی.

ردیف اول تیمار قارچ f1+f2 در سطح یک و دو شوری (a و b)، شاهد تیمار f0 (c)

ردیف دوم تیمار f2 در سطح شوری یک و دو (d و e) شاهد تیمار f0 (f)

ردیف سوم f1 در سطح شوری یک و دو (g و h) شاهد تیمار f0 (i)

Figure 11. Arbuscular mycorrhizal fungal organs inside the stained roots of *Lycium depressumm*.

نتیجه‌گیری کلی

این پژوهش به عنوان اولین مطالعه جامع در بررسی همزیستی قارچ‌های میکوریزا آربوسکولار (AMF) با گیاه دارویی *L. depressum* در شرایط تنش شوری، نشان داد که ترکیب دو گونه *F. mosseae* + *R. intraradices* (F1+F2) اثرات نامطلوب شوری را از طریق بهبود جذب عناصر غذایی (مانند فسفر، پتاسیم، کلسیم و منیزیم) و کاهش جذب سدیم، به طور چشمگیری تعدیل می‌کند. این ترکیب قارچی نه تنها کلونیزاسیون ریشه را در شوری سطح یک تا ۳۹ برابر افزایش داد، بلکه با تقویت مقاومت نسبی گیاه به تنش‌های محیطی، می‌تواند آن را برای کاربرد در احیای مراتع شور و توسعه پایدار اراضی خشک و نیمه‌خشک پیشنهاد داد. اگرچه به‌ترتیب قارچ‌های *R. intraradices* و *F. mosseae* نیز اثرات مطلوبی بر روی عناصر غذایی ذکر شده در این پژوهش داشتند، اما ترکیب هر دو قارچ اثرات بهتری نسبت به استفاده انفرادی از هر یک از گونه‌ها بر روی گیاه مورد مطالعه ما ایجاد کرد. این یافته‌ها نشان می‌دهد که تعاملات هم‌افزایی بین گونه‌های قارچی می‌تواند مکانیسم‌های مقاومت گیاه را به طور جامع‌تر تقویت کند.

علاوه بر این، ترکیب قارچی F1+F2 جذب سدیم را در ریشه تا ۵۰٪ و در برگ تا ٦٤/٣٪ کاهش داد، به ویژه در سطوح بالای شوری، و با ایجاد اثر هم‌افزایی، تحمل گیاه به شوری را بهبود بخشید. این یافته‌ها نشان می‌دهد که ترکیب قارچی F1+F2 می‌تواند به عنوان یک راهکار مؤثر برای بهبود جذب عناصر غذایی و افزایش تحمل گیاه *L. depressum* به تنش شوری مورد استفاده قرار گیرد. با توجه به نتایج این پژوهش، جا دارد این پژوهش با تمرکز بر مکانیسم‌های فیزیولوژیکی اثرگذاری این ترکیب قارچی و هم‌چنین بررسی اثرات طولانی‌مدت آن در شرایط مزرعه‌ای، توسعه یابد. این توسعه می‌تواند راهکارهای عملیاتی را برای به‌کارگیری این ترکیب در پروژه‌های احیای مناطق شور و مدیریت پایدار اراضی تحت تنش شوری ارائه دهد.

تقدیر و تشکر

از مسئولین محترم آزمایشگاه‌های اکولوژی مرتع، علوم و مهندسی باغبانی، علوم و مهندسی آب و خاک و گیاه‌پزشکی، به ویژه جناب آقای دکتر علی عرب که فضایی گلخانه‌ای ایده‌آل در اختیار ما قرار دادند، کمال تشکر و قدردانی را داریم. از شرکت شهرک‌های صنعتی به پاس حمایت‌های مالی ارزشمندشان که در تأمین بخشی از هزینه‌های این پژوهش نقش مؤثری ایفا کرد و اداره منابع طبیعی شهرستان آق‌قلا، در موفقیت این پژوهش نقش به‌سزایی داشت کمال تشکر و قدردانی را داریم.

داده‌ها و اطلاعات دسترسی

مبنای این پژوهش، داده‌ها و اطلاعات حاصل از اندازه‌گیری‌های آزمایشگاهی است که در راستای انجام رساله دکتری نویسنده اول گردآوری شده‌اند. کلیه آزمایش‌ها و اندازه‌گیری‌ها در آزمایشگاه اکولوژی مرتع، وابسته به گروه مدیریت مرتع در دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان، انجام شده است.

تعارض منافع

در این مقاله تعارض منافعی وجود ندارد و این مسأله مورد تأیید همگان است.

مشارکت نویسندگان

نویسنده اول: مسئولیت اصلی انجام اندازه‌گیری‌های آزمایشگاهی، تحلیل دقیق داده‌ها، تدوین پیش‌نویس اولیه مقاله و انجام اصلاحات نهایی و آماده‌سازی متن برای انتشار را بر عهده داشت.

نویسنده دوم: در انجام هماهنگی‌های ضروری، نقش تعیین‌کننده‌ای در شکل‌گیری و هدایت مسیر پژوهش ایفا نمود. ایشان با ارائه دیدگاه‌های تخصصی، پیشنهادات سازنده و نظارت دقیق بر روند اجرای پژوهش، به ارتقای کیفیت علمی و دستیابی به نتایج مطلوب کمک شایانی کردند. نظارت دقیق ایشان بر روند نگارش و بازبینی نهایی مقاله نیز به بهبود ساختار و محتوای متن نهایی کمک کرد.

نویسنده سوم: با نظارت دقیق بر اجرای آزمایش‌ها و ارائه راهکارهای تخصصی، نقش بسزایی در بهبود و تسهیل فرایند انجام آزمایش‌ها و دستیابی به نتایج دقیق‌تر ایفا نمود. ایشان هم‌چنین با ارائه نکات ارزشمند و راهنمایی‌های مؤثر در زمینه روش‌شناسی تحقیق، به غنای علمی پژوهش کمک شایانی نمودند. علاوه بر این، در مراحل نگارش و بازبینی نهایی مقاله نیز مشارکت فعال و مؤثری داشتند.

نویسندگان چهارم و پنجم: در طراحی کلی پژوهش و تدوین روش‌شناسی مناسب برای دستیابی به اهداف تحقیق مشارکت داشتند.

اصول اخلاقی

تمامی اصول اخلاقی مرتبط با پژوهش و انتشار آثار علمی، به دقت توسط نویسندگان در این مطالعه رعایت شده است.

حمایت مالی

این پژوهش که در قالب رساله دکتری در دانشگاه علوم کشاورزی و منابع طبیعی گرگان انجام شده، از گرنت پژوهشی دانشگاه گرگان (ویژه رساله‌های دکتری) و نیز حمایت مالی شرکت شهرک‌های صنعتی بهره‌مند بوده است.

منابع

1. Waseem, M., Liu, P., & Aslam, M. M. (2023). Salinity and drought stress in plants: understanding physiological, biochemical and molecular responses. *Frontiers in Plant Science*. 14, 1277859.
2. Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol*. 59(1), 651-681.
3. Marschner, H. Ed. (2012). Marschner's mineral nutrition of higher plants. Academic Press, 651p.
4. Zhu, J. K. (2016). Abiotic stress signaling and responses in plants. *Cell*. 167(2), 313-324.
5. Hasegawa, P. M., Bressan, R. A., Zhu, J. K., & Bohnert, H. J. (2000). Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Biology*. 51(1), 463-499.
6. Baltazar-Bernal, O., Spinoso-Castillo, J. L., Mancilla-Álvarez, E., & Bello-Bello, J. J. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi induce tolerance to salinity stress in Taro plantlets (*Colocasia esculenta* L. Schott) during acclimatization. *Plants*. 11(13), 1780.
7. Smith, S. E., & Read, D. J. (2010). Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, 800p.
8. Bolan, N. S. (1991). A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and Soil*. 134, 189-207.
9. Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I., Ashraf, M., Ahmed, N., & Zhang, L. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in Plant Science*. 10, 1068.
10. Safari Motlagh, M., Kaviani, B., & Ansari, M. (2021). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi species on some growth, biochemical traits and nutrient uptake in olive cultivars cuttings rooting. *Journal of Plant Research*

(*Iranian Journal of Biology*). 34(2), 481-493. [In Persian]

11. Habibi, S., Moskerbashi, M., & Farzaneh, M. (2014). Effect of three Glomus spp. mycorrhizal fungi on physiological traits of wheat under saline conditions. *Plant Productions* (*Scientific Journal of Agriculture*). 37(3), 37-52. [In Persian]
12. Iraji Marashk, I., Moghaddam, M., & Mohammad, M. (2020). Effect of mycorrhizal fungi on growth characteristics and nutrient uptake of Mexican marigold (*Tagetes minuta* L.) under salinity stress. *Environmental Stresses in Crop Sciences*. 13(3), 969-982. [In Persian]
13. Augé, R. M. (2001). Vascular-arbuscular mycorrhizae in sustainable agriculture systems. *Agronomy Journal*. 93(1), 1-13.
14. Allen, M. F., Allen, E. B., & Friese, C. F. (1986). Responses of the non-mycotrophic plant Salsola kali to invasion by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. 111(1), 45-49.
15. Abili, H., Mashhadi, R., & Soltani, A. (2013). Effect of Funneliformis mosseae arbuscular mycorrhizal fungus on some growth indices of Festuca arundinacea under drought and salinity stress. *Journal of Crop Production*. 6(2), 279-293. [In Persian]
16. Dibaj Nia, M., Soltani, A., & Mashhadi, R. (2011). Effect of mixed arbuscular mycorrhizal fungi Glomus intraradices and Funneliformis mosseae on growth and nutrient uptake of Lolium perenne under salinity stress. *Journal of Agricultural Science and Technology and Natural Resources, Water and Soil Science*. 15(57), 273-285. [In Persian]
17. Heydari, M., Soltani, A., & Mashhadi, R. (2016). Effect of inoculation with arbuscular mycorrhizal fungus Glomus intraradices on growth and phosphorus uptake of Dactylis glomerata under salinity stress. *Journal of Agricultural Research of Iran*. 14(2), 399-411. [In Persian]
18. Morovati, H., Soltani, A., & Mashhadi, R. (2019). Effect of mixed arbuscular mycorrhizal fungi Funneliformis mosseae and Glomus intraradices on growth and nutrient uptake of Bromus tomentellus under drought and salinity stress. *Rangeland and Desert Research Journal of Iran*. 26(2) 322-335. [In Persian]
19. Hussain, K., Aziz, T., Yasmeen, T., Farooq, T., & Iqbal, M. (2021). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate salt stress in wheat by modulating growth, physiological attributes, and antioxidant enzymes. *Agronomy*. 11(1), 164.
20. Hameed, A., Hussain, K., Aziz, T., Yasmeen, T., Farooq, T., & Iqbal, M. (2020). Arbuscular mycorrhizal fungi mitigate salt stress in maize by improving growth, nutrient uptake, and antioxidant defense system. *Plants*. 9(10), 1339.
21. Khan, M. I. R., Raza, A., Arif, M., Shahzad, S. M., & Ahanger, M. A. (2022). Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF): A promising tool for sustainable agriculture under abiotic stresses. *Frontiers in Plant Science*. 13, 872895.
22. Gee, G. W., & Bauder, J. W. (1986). Particle-size analysis. Methods of soil analysis: Part 1 Physical and mineralogical methods. 5, 383-411.
23. Jackson, M. (1967). Soil chemical analysis prentice. Hall of India Private Limited, New Delhi, 498 (1).
24. Nelson, D. W., & Sommers, L. E. (1996). Total carbon, organic carbon, and organic matter. In: Page, A.L. et al. (Eds.), Methods of Soil Analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties. 2nd Edition. Agronomy Series No. 9, ASA SSSA, Madison. Pp: 961-1010.
25. Loeppert, R. H., & Suarez, G. L. (1996). Carbonates and gypsum In D. L. Sparks (ED.), Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical methods. 2nd Edition. Madison Wisconsin, USA. Pp: 437-474.

26.Olsen, S. R., Cole, C. V., Watanabe, F. S., & Dean, L. A. (1954). Estimation of available phosphorus in soils by extraction with sodium bicarbonate. Circular, Washington, DC: US Department of Agriculture. Vol 939 (p. 19).
27.Knudsen, D., Peterson, G. A., & Pratt, P. F. (1982). Lithium, Sodium and potassium. In A. L. Page et al. (Eds.), Methods of soil analysis, Part 2 American society of agronomy, Madison. WI. Pp: 225-246.
28.Jones, J. (2018). Soil analysis handbook of reference methods. CRC Press, 506p.
29.Millner, P. D., & Kitt, D. G. (1992). The Beltsville method for soilless production of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*. 2, 9-15.
30.Dashtbani, F., Haji Boland, R., & Ali Asgharzadeh, N. (2017). Germination, photosynthesis, and growth of two halophyte species, Pococelania distans and Aeluropus littoralis, under saline conditions and their symbiosis with Arbuscular mycorrhizal fungi in their natural habitat in Tabriz plain. *Iranian Journal of Biology*, 30(4), 1-17.
31.Mashayekhi, K., & Atashi, S. (2016). Guide to plant physiology experiments (Pre- and post-harvest studies of plants). Agricultural Education Research, 318p.
32.Kormanik, P. P., & McGraw, A. C. (1982). Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizae in plant roots. In: Schenck N.C. (ed.). Methods and principles of mycorrhizal research. American Phytopathological Society, St. Paul, MN, Pp: 37-45.
33.Smith, S. E., Jakobsen, I., Grønlund, M., & Smith, F. A. (2011). Roles of arbuscular mycorrhizas in plant phosphorus nutrition: interactions between pathways of phosphorus uptake in arbuscular mycorrhizal roots have important implications for understanding and manipulating plant phosphorus acquisition. *Plant Physiology*. 156(3), 1050-1057.
34.Begum, N., Qin, C., Ahanger, M. A., Raza, S., Khan, M. I. R., Ashraf, M., & Ahmad, P. (2019). Role of arbuscular mycorrhizal fungi in improving growth, physio-biochemical attributes and nutrient uptake of plants under abiotic stress: a review. *Mycorrhiza*. 29(6), 503-531.
35.van Der Heijden, M. G., Martin, F. M., Selosse, M. A., & Sanders, I. R. (2015). Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present, and the future. New Phytologist. 205(4), 1406-1423.
36.Bolan, N. S. (1991). A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and Soil*. 134, 189-207.
37.Hajiboland, R., Aliasgharzad, N., Laiegh, S. F., & Poschenrieder, C. (2010). Arbuscular mycorrhizal symbiosis and salinity stress in plants: a review. *Spanish Journal of Agricultural Research*. 8(3), 322-331.
38.Bressano, M., Giovanetti, M., & Cardinale, M. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi and plant tolerance to abiotic stresses. In: Tedersoo, L. (Ed.), Mycorrhizal mediation of soil. Elsevier. Pp: 227-251.
39.Al-Karaki, G. N., & Al-Raddad, A. (1997). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress on growth and nutrient uptake of two wheat genotypes differing in drought resistance. *Mycorrhiza*. 7, 83-88.
40.Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. New Phytologist. 945-963.
41.Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany*. 104(7), 1263-1280.
42.Bolan, N. S., Adriano, D. C., Naidu, R., De La Luz Mora, M., & Santiagio, M. (2005). Phosphorus-Trace Element Interactions in Soil-Plant Systems. In: Sims, J. T. and Sharpley, A. N. (Eds.), Phosphorus: Agriculture and the environment. Agronomy Monograph 46. ASA-CSSA-SSSA, Madison, WI, USA. Pp: 317-352.

(2018). Root metabolic plasticity underlies functional diversity in mycorrhiza-enhanced stress tolerance in tomato. *New Phytol*. 220, 1322-1336.

51. Ait-El-Mokhtar, M., Laouane, R. B., Anli, M., Boutasknit, A., Wahbi, S., & Meddich, A. (2019). Use of mycorrhizal fungi in improving tolerance of the date palm (*Phoenix dactylifera* L.) seedlings to salt stress. *Scientia Hortic*. 253, 429-438.
52. Iraji Mareshk, M., & Moghaddam, M. (2020). Effect of mycorrhizal fungi on growth and absorption of nutrients of Mexican marigold (*Tagetes minuta* L.) under salinity stress. *Environmental Stresses in Crop Sciences*, 13(3), 969-982.
53. Parihar, M., Rakshit, A., Rana, K., Tiwari, G., & Jatav, S. S. (2020). The effect of arbuscular mycorrhizal fungi inoculation in mitigating salt stress of pea (*Pisum Sativum* L.). *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 51(11), 1545-1559.
54. Juniper, S., & Abbott, L. K. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza*. 4, 45-47.
55. Hajiboland, R., Aliasgharzadeh, N., Laiegh, S. F., & Poschenarieder, C. (2010). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) Plants. *Plant Soil*. 331, 313-327.
56. Belew, D., Astatkie, T., Mokashi, M. N., Getachew, Y., & Patil, C. P. (2010). Effects of salinity and mycorrhizal inoculation (*Glomus fasciculatum*) on growth responses of grape rootstocks (*Vitis* spp.). *S. Afr. J. Enol. Vitic.* 31, 82-87.
57. Normandipour, F., Farpor, M., & Sarchashmepour, P. (2014). The effect of salinity and different magnesium to calcium ratios on mycorrhizal colonization and vegetative traits of sorghum plants. *Journal of Soil-Plant Relationships, Isfahan University of Technology*, 5(3), 81-93.

43. Porcel, R., Aroca, R., & Ruiz-Lozano, J. M. (2012). Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. *Agronomy for Sustainable Development*. 32, 181-200.
44. Sadat, A., Savabqi, Gh. R., Rajali, F., Farahbakhsh, M., Khawazi, K., & Shirmardi, M. (2009). Effect of several arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting bacteria on growth and yield indices of two wheat cultivars in a saline soil. *Journal of Water and Soil Science* (*Science and Technology of Agriculture and Natural Resources*). 24(1), 53-69. [In Persian]
45. Wu, H., Guo, H., & Zhao, R. (2006). Effect of *Lycium barbarum* polysaccharide on the improvement of antioxidant ability and DNA damage in NIDDM rats. *Yakugaku Zasshi*, 126(5), 365-71.
46. Sharifian Bahraman, A., Sepehri, A., & Barani, H. (2019). *Ecological, forage and non-forage characteristics of Lycium depressum in Golestan province* [PhD dissertation]. Gorgan University of Agricultural Sciences and Natural Resources, 155p. [In Persian]
47. Estrada, B., Aroca, R., Maathuis, F. J., Barea, J. M., & Ruiz-Lozano, J. M. (2013). Arbuscular mycorrhizal fungi native from a M editerranean saline area enhance maize tolerance to salinity through improved ion homeostasis. *Plant Cell Environ*. 36, 1771-1782.
48. Evelin, H., Devi, T. S., Gupta, S., & Kapoor, R. (2019). Mitigation of salinity stress in plants by arbuscular mycorrhizal symbiosis: current understanding and new challenges. *Front. Plant Sci*. 10, 450967.
49. Amanifar, S., Khodabandeloo, M., Fard, E. M., Askari, M. S., & Ashrafi, M. (2019). Alleviation of salt stress and changes in glycyrrhizin accumulation by arbuscular mycorrhiza in liquorice (Glycyrrhiza glabra) grown under salinity stress. *Environ. Exp. Bot*. 160, 25-34.
50. Rivero, J., Álvarez, D., Flors, V., Azcón-Aguilar, C., & Pozo, M. J.

58.Millner, P. D., & Kitt, D. G. (1992). The Beltsville method for soilless production of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*. 2, 9-15.
59.Mozaffarian, V. (1999). *Flora of Khuzestan* Khuzestan Natural Resources Center. (p. 460). [In Persian]
60.Wang, Y., Wang, M., Li, Y., Wu, A., & Huang, J. (2018). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nitrogen uptake of Chrysanthemum morifolium under salt stress. *PLoS One*, 13(4), e0196408.
61.Hashem, A., Abd Allah, E. F., Alqarawi, A. A., Alwhibi Mona, S., Alenazi, M. M., Egamberdieva, D., & Ahmad, P., (2015). Arbuscular mycorrhizal fungi mitigates NaClinduced adverse effects on *Solanumlycopersicum* L. *Pakistan Journal of Botany*. 47, 327-340.