جوانه‌زنی، فتوسنتز و رشد دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* تحت شرایط شوری و همزیستی آن‌ها با قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار در شرایط طبیعی زیستگاه در دشت تبریز

فرشته دشتبانی[۱]، رقیه حاجی بلند[۱*] و ناصر علی اصغرزاد[۲]

[۱] **تبریز، دانشگاه تبریز، دانشکده علوم طبیعی، گروه زیست شناسی گیاهی**

[۲] **تبریز، دانشگاه تبریز، دانشکده کشاورزی، گروه علوم و مهندسی خاک**

تاریخ دریافت:۹۴/۸/۲۳ تاریخ پذیرش: ۹۵/۱/۱۲

چکیده

دشت تبریز در شرق دریاچه ارومیه با شوری فزاینده‌ای مواجه است و گونه‌های هالوفیت در آن برای ثبات اکوسیستم و جلوگیری از فرسایش خاک اهمیت بیشتری نسبت به سابق پیدا کرده‌اند. در این بررسی دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* (*Puccinellia distans*) و *آلوروپوس لیتورالیس* (*Aeluropus littoralis*) به عنوان عناصر مهم این پوشش گیاهی از نظر ارتباطات میکوریزی در شرایط طبیعی زیستگاه، جوانه زنی دانه ها، استقرار دانه رست و رشد در سطوح متفاوت شوری تا ۵۰۰ میلی مولار سدیم کلرید مورد مطالعه قرار گرفتند. گونه‌های غالب قارچ میکوریز آربوسکول‌دار در ریزوسفر گیاه *پوکسنلیادیستانس* شامل *گلوموس اینترارادیسز* و *گلوموس موسه‌آ* بودند درحالی‌که در ریزوسفر *آلوروپوس لیتورالیس*، علاوه بر دو گونه قارچی فوق، *گلوموس اتونیکاتوم* نیز غالب بود. ارتباطی بین تغییرات pH و EC خاک با جمعیت اسپور قارچ‌های میکوریزی و یا فراوانی همزیستی آن‌ها با ریشه‌های این دو هالوفیت وجود نداشت. برخی شاخص‌های جوانه زنی در شوری ۱۰۰ میلی مولار و برخی دیگر با شوری ۲۰۰ میلی مولار نمک به صورت معنی دار کاهش یافت ولی شاخص‌های استقرار دانه رست تنها در شوری ۲۰۰ میلی مولار و بیشتر کاهش نشان داد. در طی رشد در محیط هیدروپونیک، تولید ماده خشک در شوری ۲۰۰ میلی مولار بیش از شاهد بود و بیشینه فتوسنتز و مقدار آب برگ ها در ۱۰۰ میلی مولار نمک حاصل شد. نتایج نشان داد که ترویج کشت هر دو گونه می‌تواند در اصلاح بیولوژیک این خاک‌ها و جلوگیری از فرسایش و نیز استفاده به عنوان علوفه دام مورد توجه باشد.

واژه‌های کلیدی: جوانه زنی، استقرار دانه رست ،*گلوموس*، قارچ میکوریز آربوسکول‌دار، هالوفیت

* نویسنده مسئول، تلفن: ۰۹۱۴۴۱۵۵۷۶۳ ، پست الکترونیکی: ehsan@tabrizu.ac.ir

مقدمه

شوری خاک یکی از مهم‌ترین عوامل محدود کننده رشد گیاهان در مناطق خشک و نیمه خشک است. حدود هفت درصد مساحت کره زمین و پنج درصد خاک‌های قابل کشت دردنیا تحت تاثیر شوری قرار دارد که بخش اعظم آن در نواحی خشک و نیمه خشک گسترده شده است (۱۴). شور شدن اراضی، افزون بر نابود کردن پوشش گیاهی و کاهش عملکرد، عامل مهم تخریب منابع طبیعی و فرآیند بیابان زایی است. در ایران خاک‌های شور و قلیایی درمناطق خشک و نیمه خشک توسعه زیادی دارد (۲) و سطحی معادل ۲۵ میلیون هکتار از اراضی کشور را شامل می‌شود (۱۴).

شوری خاک به دو طریق گیاهان را تحت تأثیر قرار می‌دهد، تنش اسمزی و تنش یونی. افزایش فشار اسمزی محیط ریشه قابلیت دسترسی ریشه‌ها به آب را کاهش می‌دهد و سمیت یونی موجب اختلال در متابولیسم سلولی و کارکردهای فیزیولوژیک گیاه می‌شود (۳۴). گونه‌های گیاهی مقاوم به شوری سازوکارهای مختلفی را برای غلبه بر این تنش به کار می‌برند. براساس راهبرد مورد استفاده،

این گیاهان به دو گروه اجتناب کننده و جذب کننده تقسیم می‌شوند، گیاهان اجتناب کننده به منظور پرهیز از سمیت یونی، از جذب مازاد یون‌های نمک جلوگیری می‌کنند در حالی‌که گیاهان جذب کننده نمک را جذب کرده ولی آن را خارج از سیتوسول (درون واکوئل) انباشته می نمایند یا از طریق غده‌های ویژه نمک به خارج از اندام‌های خود ترشح می‌کنند (۴۲). هالوفیت‌ها گونه های جذب کننده‌ای هستند که هم به دلیل استفاده از نمک برای مقابله با تنش اسمزی و هم کده بندی یا ترشح آن‌ها برای مقابله با تنش یونی، قادر به تحمل شوری بالای محیط می‌باشند (۱۶).

رشد هالوفیت‌ها در شرایطی از شوری که گونه‌های دیگر قادر به تحمل آن نیستند نه تنها کاهش نمی‌یابد، بلکه رشد بهینه بسیاری از این گیاهان در حضور نمک دیده می‌شود که به‌دلیل توانایی آن‌ها برای استفاده از سدیم در ایجاد تعادل اسمزی و حتی تنظیم متابولیسم می‌باشد (۱). در هالوفیت‌های دولپه‌ای بهینه رشد در شرایط ۲۰۰ میلی‌مولار نمک سدیم کلرید و در مورد گندمیان هالوفیت در ۱۰۰ میلی مولار نمک دیده شده است (۷، ۱۶و ۱۹).

گیاهان در محیط طبیعی خود با میکروارگانیسم‌های مختلفی همزیستی برقرار می‌کنند. قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار یکی از مهم‌ترین میکروارگانیسم‌های خاک بوده که با ریشه‌های بیش از ۸۰ درصد گونه‌های گیاهی خشکی‌زی همزیستی برقرار می‌کنند (۴۳). بررسی‌های متعدد نشان داده است که همزیستی با قارچ میکوریز آربوسکول‌دار موجب کاهش اثرات تنش شوری در گیاه میزبان و بهبود رشد آن می‌شود (۲۰، ۳۸ و ۴۰). سازوکارهای متعدد از جمله افزایش جذب عناصر غذایی، کاهش جذب سدیم و انتقال آن به اندام هوایی، انباشته شدن تنظیم کننده‌های اسمزی آلی، افزایش سرعت فتوسنتز و کارآیی مصرف آب در گیاهان میکوریزی شده موجب افزایش تحمل تنش شوری می‌شود. تولید هورمون‌های رشد گیاهی، اصلاح شرایط ریزوسفر و خاک و افزایش توان دفاع ریشه‌ها در برابر پاتوژن‌های خاک از دلایل دیگر تحمل تنش شوری در گیاهان دارای میکوریز است (۲۰).

پراکنش قارچ‌های میکوریزی آربوسکول‌دار در نواحی اکولوژیکی مختلف و رابطه آن با برخی ویژگی‌های خاک و گیاهان، توسط تعدادی از پژوهشگران بررسی شده و نشان داده شده است که قارچ‌های میکوریزی به‌طور طبیعی در خاک‌های شور وجود دارند، با این‌حال بسیاری از هالوفیت‌ها که در خاک‌های به شدت شور رشد می‌کنند، یا هرگز میکوریزی نمی‌شوند و یا بسیار کم وارد این نوع همزیستی می‌گردند (۴، ۲۰، ۲۲ و ۳۰). گفته می‌شود فقدان همزیستی در خاک‌های به شدت شور به دلیل ناتوانی قارچ میکوریزی برای بقاء در این شرایط نبوده بلکه به دلیل غالب بودن گونه‌های میزبان غیرمیکوریزی به ویژه از تیره کنوپودیاسه (Chenopodiaceae)، می‌باشد (۴). با این‌حال برخی گزارش‌ها نشان داده‌اند که جمعیت اسپور قارچ‌های میکوریزی آربوسکول‌دار در خاک‌های شور کمتر از خاک‌های مجاور است (۴ و ۳۰). درگزارش‌های دیگر نیز اعلام شده است که تراکم جمعیت اسپور قارچ‌های میکوریزی در خاک‌های شور کمتر از خاک‌های دیگر نیست ولی تنوع گونه ای کمتر است (۲۲). گونه‌های مختلف جنس گلوموس (*Glomus*) قارچ‌های میکوریزی غالب در خاک‌های شور می‌باشند (۴ و ۲۲). در خاک‌های به شدت شور دشت تبریز با هدایت الکتریکی ۱۶۲ دسی‌زیمنس بر متر، گونه‌های *گلوموس اینترارادیسز* (*G. intraradices*)، *گلوموس ورسی فورم*(*G.versiforme*) و *گلوموس اتونیکاتوم* (*G. etunicatum*) گونه‌های غالب قارچ میکوریزا می‌باشند و در این منطقه چگالی اسپور قارچ‌های میکوریزی با شوری خاک کاهش قابل ملاحظه‌ای نمی‌یابد (۴).

امروزه برای رویارویی با مشکل شوری بیش از حد خاک سه راهکار عمده مشتمل بر شست وشوی نمک از سطح خاک، افزایش مقاومت گیاهان در برابر شوری خاک از طریق راهبردهای اصلاح و استفاده از گیاهان بومی مناطق

شور ارائه شده است (۱۴). به منظور اصلاح و بهره‌برداری از خاک‌های شور، رسیدن به اهداف توسعه پایدار و به حداقل رساندن دخالت بشر در طبیعت به ویژه در اکوسیستم‌هایی با شکنندگی زیاد مانند اکوسیستم‌های شور، به راهکار سوم بیشتر توجه می‌شود. استفاده اقتصادی از گیاهان مقاوم به شوری که حدود ۱۵۶۰ گونه را شامل می‌شود، جزء این اهداف است. کشت و به‌کارگیری گونه‌های مقاوم علف کالار (*Leptochloa fusca*) و گونه *پوکسینلیا چینامپوئنیس* (*Puccinellia chinampoeniss*) به‌عنوان نمونه شایان ذکراست (۱۲). داشتن شناخت کامل از گیاهان مقاوم به شوری لازمهٔ مدیریت اکوسیستم‌های شور است، اگرچه امکان انتخاب و اصلاح گونه‌های مقاوم به شوری در گیاهان علوفه‌ای زراعی وجود دارد، اما دانش ما در مورد امکان استفاده از گونه‌های علوفه‌ای مرتعی مناطق شور بسیار محدود است.

دو گونه هالوفیت *پوکسینلیا دیستانس* (*Puccinellia distans*) و *آلوروپوس لیتورالیس* (*Aeluropus littoralis*) در اراضی شور و شور- قلیایی با سطح سفره آب زیرزمینی بالا و بافت خاک متوسط تا سنگین و زهکشی ملایم رویش دارند. *پوکسینلیا دیستانس* گیاهی دائمی و C_3 به ارتفاع ۱۰ تا ۶۰ سانتی متر با ساقه راست است که مرحله رشد رویشی آن از اوایل فروردین ماه تا اوایل اردیبهشت و مرحله بذر دهی آن از اواخر خرداد تا اوایل تیر ماه ادامه دارد. *آلوروپوس لیتورالیس* گیاهی پایا و C_4، دارای ریزوم رونده افقی، ساقه ایستاده، خوابیده یا رونده به طول ۳۰ سانتی متر می‌باشد. مرحله رشد رویشی از اوایل اسفند ماه تا اوایل خرداد و مرحله بذر دهی از اواسط تیر ماه تا اوایل مرداد ماه ادامه دارد. هردوگونه بیشتر در سواحل دریاها و دریاچه‌های شور، کنار جاده و چمن‌زارهای رودخانه‌ای می‌رویند (۳). این دو گونه می توانند عوامل تنش‌زای اقلیمی و خاکی را به‌خوبی تحمل کرده و یک پوشش سبز مناسب در حاشیه کویرها ایجاد کنند و نیز به جهت حفظ آب و خاک در مناطق حساس به فرسایش حائز اهمیت می‌باشند. با کاشت و برداشت گسترده و مداوم این گونه‌های مقاوم در اراضی شور می‌توان انتظار داشت که پس از مدتی از غلظت نمک‌های خاک کاسته شده و کیفیت خاک برای کاشت محصولات زراعی یا علوفه‌ای حساس به شوری بهبود یابد (۱۲). از سوی دیگر با توجه به این که وجود مقدار نسبتا زیاد برخی نمک‌ها در گیاهان علوفه‌ای چراگاه‌ها برای دام مناسب تشخیص داده شده است، کاشت چنین گونه‌های مرتعی می‌تواند در تأمین علوفه و تغذیه دام نیز نقش مهمی داشته و علاوه بر اصلاح مراتع شور در چرای دام نیز مورد استفاده قرار گیرند. هم‌چنین می‌توان از این گونه‌ها در ایجاد فضای سبز تحت آبیاری با آب شور استفاده کرد (۱۲).

برای استقرار و تثبیت گیاهانی که در خاک‌های شور به سر می‌برند، تحمل شوری در مرحلهٔ جوانه‌زنی از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است، زیرا جوانه‌زنی ضعیف وکاهش رشد گیاهچه منجر به استقرار ضعیف وگاهی نابودی جمعیت آن‌ها می‌گردد. در تعدادی از هالوفیت ها سطح معین شوری می‌تواند موجب تحریک جوانه زنی گردد در حالی‌که در مورد برخی گونه‌ها موجب مرگ دانه می‌شود (۲۹). مطالعه جوانه‌زنی دانه‌ها درغلظت‌های متفاوت شوری لازمه توسعه روش‌هایی است که برای معرفی گونه‌های متحمل به شوری برای کشت در زمین های بایر و شور ارائه می‌شوند (۱۲). از سوی دیگر با توجه به نقش مهم همزیستی میکوریزی درثبات اکوسیستم‌ها، تعیین وجود، فراوانی و تنوع قارچ‌های میکوریزی در اکوسیستم‌های مناطق خشک و شور اهمیت داشته و می‌تواند منجر به ارائه رهیافت‌های مدیریتی مناسب برای حمایت ازاین قارچ‌ها و استفاده هرچه بیشتر از آن ها در اکوسیستم‌های مناطق خشک و شور گردد.

به دلیل کاهش بارندگی، برداشت بیش از حد آب و روش های نادرست مدیریتی در سال‌های اخیر، شوری مناطق اطراف دریاچه ارومیه به شدت افزایش یافته است. افزایش

شوری در دشت تبریز نه تنها تهدیدی برای کشاورزی این منطقه است بلکه پوشش طبیعی گیاهی نیز دچار آسیب شده و خطر نابودی آنها و بنابراین از بین رفتن اکوسیستم و فرسایش خاک نیز وجود دارد. گونه‌های هالوفیت مرتعی *پوکسینلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* از عناصر مهم اکوسیستم منطقه دشت تبریز می‌باشند و ترویج کشت آن‌ها می‌تواند در اصلاح بیولوژیک این خاک‌ها و جلوگیری از فرسایش و نیز استفاده به عنوان علوفه دام مورد توجه باشد. از سوی دیگر با توجه به این‌که بسیاری از گیاهان هالوفیت، گونه‌هایی دولپه‌ای می‌باشند، ولی غلات مهم اقتصادی گیاهان تک‌لپه‌ای و حساس به شوری (گلیکوفیت) هستند، بررسی ساز و کارهای تحمل تنش شوری با هدف اصلاح و بهبود تحمل شوری در غلات اهمیت دارد. پژوهش حاضر با هدف بررسی جوانه‌زنی دانه‌ها در سطوح مختلف شوری و استقرار دانه رست و رشد بعدی آن ها در شرایط شور انجام گرفته است. هم چنین به منظور شناخت شرایط خاک زیستگاه این دو گونه و اکولوژی میکروبی آن، تعداد و ترکیب گونه‌های غالب قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار و درجه کلنی‌دار شدگی ریشه با آن‌ها در زیستگاه طبیعی، بررسی شده است.

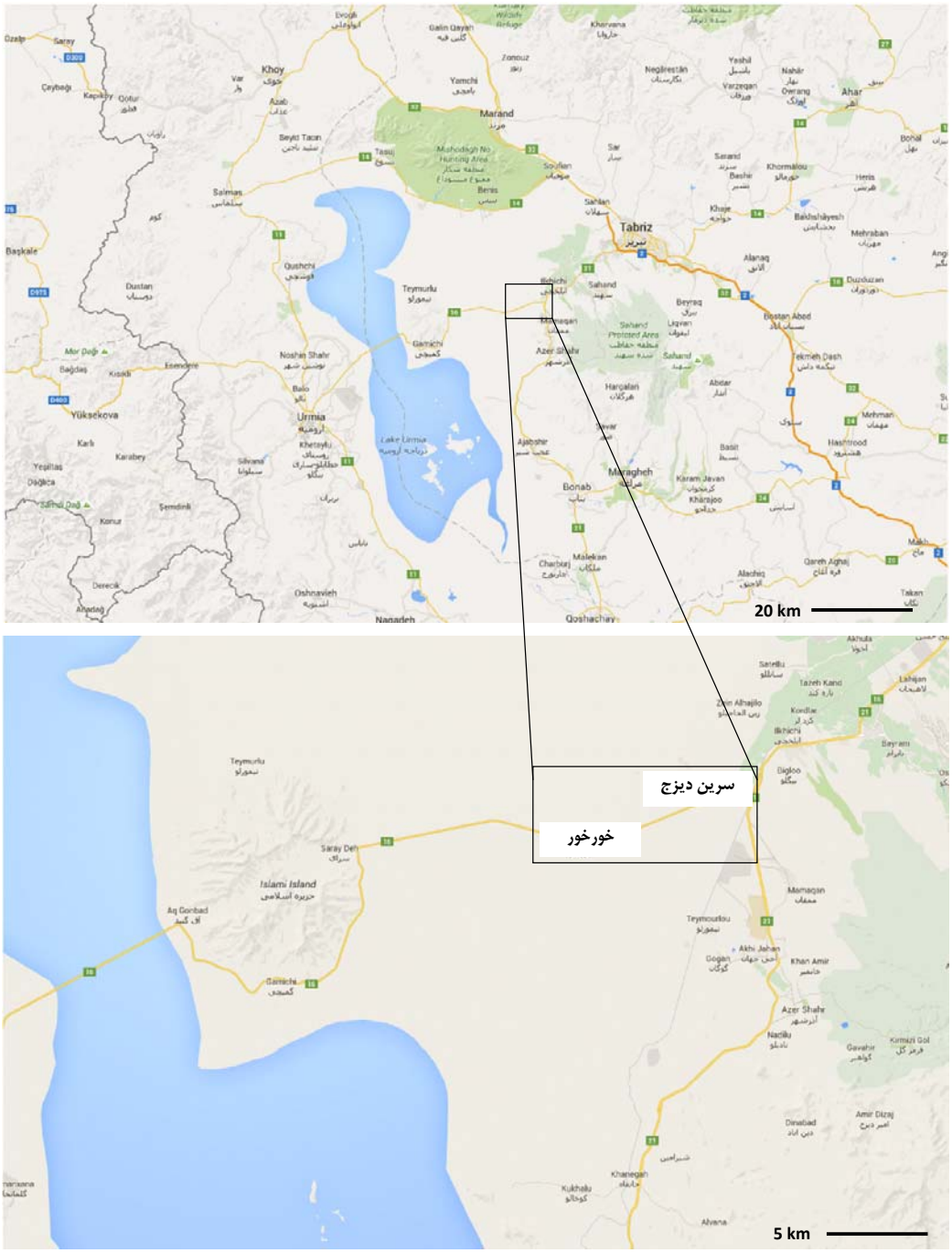
مواد و روشها

مناطق مورد مطالعه و نمونه‌برداری خاک: دو منطقه سرین دیزج و خورخور واقع در دشت تبریز (ضلع شرقی دریاچه ارومیه) برای مطالعه و نمونه برداری انتخاب شدند (شکل ۱). دشت تبریز دارای مساحتی حدود ۵۳ هزار هکتار است که از شرق به شهر تبریز، از غرب به دریاچه ارومیه، از شمال به شهر صوفیان و از جنوب به آذرشهر منتهی می‌گردد. نمونه‌ها از خاک اطراف ریشه گیاهان *پوکسینلیا دیستانس* (منطقه سرین دیزج) و *آلوروپوس لیتورالیس* (منطقه خورخور) و عمق ۳۰-۰ سانتی‌متری در اواخر تابستان ۱۳۹۰ برداشت شدند. از هر منطقه، پنج نمونه خاک از پنج نقطه مختلف با چهار تکرار تهیه شد و این پنج نقطه نمونه برداری با شماره های ۱ تا ۵ نامگذاری گردیدند. نمونه‌های خاک بلافاصله به آزمایشگاه منتقل شده و پس از خشک شدن دردمای محیط، درکیسه‌های پلاستیکی قرارگرفته و در دمای $4^{o}C$ نگهداری شدند. pH و EC_e (هدایت الکتریکی قابل تبادل) خاک با تهیه نسبت ۱:۱ خاک: آب به ترتیب با دستگاه pH متر و EC متر (Hanna Intstruments, Italy) اندازه‌گیری شدند.

تعیین درصد کلنی‌دارشدگی ریشه: به منظور تعیین درصد کلنی‌دارشدگی ریشه، مقدار کافی از ریشه‌های ریز موجود در هر نمونه برداشت شده و پس از شستشو با آب، در محلول FAA (فرمالین: اسیداستیک: الکل با نسبت حجمی ۵:۵:۹۵) نگهداری شدند. به منظور رنگ آمیزی، ریشه‌ها پس از شستشو با آب کافی به مدت یک ساعت در محلول KOH ده درصد و دمای $90\ ^{o}C$ حرارت داده شدند. پس از شستشوی کامل با آب برای اسیدی شدن، ریشه ها به مدت سه دقیقه در محلول HCl یک در صد قرار گرفته و سپس بدون شستشو با آب، در محلول رنگی لاکتوگلیسیرین تریپان بلو در دمای $90\ ^{o}C$ به مدت یک ساعت رنگ آمیزی شدند. در مرحله بعد به منظور رنگ‌بری، قطعات ریشه به‌مدت حداقل ۵ ساعت در محلول رنگ‌بر (لاکتوگلیسرین) قرار داده شدند. درصد کلنی‌دارشدگی ریشه به روش تقاطع خطوط شبکه تعیین گردید (۳۷).

شمارش تعداد اسپور و شناسایی گونه‌های غالب قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار: از هرنمونه خاک، پنج گرم برداشته و اسپورها به روش غربال مرطوب و سپس شناورسازی در ساکارز ۴۵ درصد، استخراج و بر روی کاغذ شطرنجی قرار داده شده و به کمک لوپ (۳۰×) شمارش گردیدند (۹). ریزترین غربال مورد استفاده، ۵۳ میکرومتر بود. میانگین تعداد اسپورهای مربوط با سه تکرار برای هر نمونه خاک محاسبه شد.

جهت تکثیر و به دست آوردن تعداد کافی اسپور قارچی جوان وسالم به منظور شناسایی گونه‌های قارچی، اقدام به کشت تله گلدانی با گیاه ذرت گردید.



شکل ۱- منطقه مورد بررسی در حاشیه شرقی دریاچه ارومیه (بالا) و همان منطقه با مقیاس بزرگتر (پایین).

دراین کشت، از مخلوطی از نمونه خاک جمع آوری شده (یک حجم) و ماسه شسته شده و استریل (۹ حجم) به عنوان بستر کشت استفاده گردید. گلدان‌ها در شرایط گلخانه‌ای با فتوپریود ۱۶ ساعت روشنایی و ۸ ساعت تاریکی، دمای حدود ^{o}C ۲۶ و رطوبت نسبی ۶۰ درصد به مدت ۴ ماه تکثیر شدند. در مدت تکثیر، آبیاری گیاهان با آب مقطر انجام شده و در فواصل منظم از محلول غذایی راریسون (۳۶) با نصف غلظت فسفر (برای تحریک

همزیستی) استفاده شد. در زمان برداشت، اندام هوایی گیاه قطع شده و مخلوط داخل گلدان (شامل هیف‌ها، اسپورها و ریشه‌های میکوریزی همراه خاک گلدان‌ها) برای شناسایی گونه‌های غالب قارچی مورد استفاده قرار گرفت.

برای تهیه اسلایدهای میکروسکوپی، اسپورها ازخاک گلدان با استفاده از روش غربال مرطوب و سپس شناورسازی در ساکارز ۴۵ درصد، استخراج شدند. به منظور مشاهده خصوصیات اسپور و شناسایی گونه قارچی، اسپورها در دو محلول پلی وینیل لاکتوگلیسیرول(PVLG) وPVLG همراه با معرف مِلزِر (Melzer) (به نسبت حجمی۱:۱) بر روی اسلایدهای میکروسکوپی قرارداده شده و به این ترتیب اسلایدهای دائمی تهیه گردید (۴۱). اسپورها براساس صفات مورفولوژیکی مانند اندازه و شکل اسپور، تعداد لایه‌های دیواره اسپور، ضخامت لایه‌های دیواره، نحوه اتصال هیف به اسپور، تعداد لایه‌های دیواره هیف متصل به اسپور، عرض هیف در نزدیکی محل اتصال به اسپور، ضخامت لایه‌های هیف متصل به اسپور، رنگ اسپور، باز یا بسته بودن روزنه هیف درمحل اتصال به اسپور و نحوه انسداد درصورت بسته بودن و هم‌چنین واکنش لایه‌های دیواره اسپور به رنگ ملزر (رنگ پذیری) با میکروسکوپ نوری مورد بررسی و تفکیک قرار گرفتند. شناسایی گونه‌های قارچی با استفاده از اطلاعات ارائه شده در سایت اینترنتی (INVAM 2015) و کلید راهنمای شناسایی قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار انجام گردید (۴۱).

بررسی های مربوط به گیاهان: بذر گیاهان *پوکسینلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* در اواخر تابستان ۱۳۹۰ به ترتیب از مناطق سرین دیزج و خورخور جمع آوری و پس از انتقال به آزمایشگاه، تا زمان کشت در یخچال نگهداری شدند.

به منظور بررسی جوانه زنی، ابتدا بذرها از هر گیاه جدا و به مدت یک دقیقه در محلول ۰/۸۵ درصد هیپوکلریت سدیم ضد عفونی شده سپس به پتری‌دیش‌های استریل منتقل گردیدند. در هر پتری‌دیش ۲۵ عدد بذر بر روی کاغذ واتمن قرار گرفت. به هر پتری‌دیش ۳ میلی‌لیتر محلول سدیم کلرید براساس تیمار (۰، ۱۰۰، ۲۰۰، ۳۰۰، ۴۰۰ و ۵۰۰ میلی‌مولار سدیم کلرید) اضافه گردید و در آن‌ها با پارافیلم پوشانده شد. پتری دیش‌ها سپس در شرایط کنترل شده با دمای ۳۰°C روز/۲۰ °C شب با دوره ۱۲ ساعت نور/ ۱۲ ساعت تاریکی در ژرمیناتور قرار داده شدند. شمارش بذور جوانه زده به صورت یک روز در میان در ساعت معین انجام شد و جوانه‌زنی بذر به صورت خروج ریشه‌چه به اندازه یک میلی‌متر در نظر گرفته شد. شمارش تا ۲۰ روز ادامه یافت و در پایان آزمایش، طول ریشه‌چه و ساقه‌چه با خط کش میلی‌متری اندازه‌گیری شد. شاخص‌های مختلف جوانه زنی به شرح زیر محاسبه شد.

معادله ۱ (درصد جوانه‌زنی) $PG = (N_i/N)\times 100$

در این معادله PG (Germination Percentage) درصدجوانه‌زنی، N_i تعداد بذر جوانه زده تا روز i و N تعداد کل بذر است (۲۷).

معادله ۲ (سرعت جوانه‌زنی، شاخص ماگویر)

$R_S = \Sigma S_i / D_i$

که در آن R_S (Rate of Seed germination) سرعت جوانه‌زنی (تعداد بذر در روز)، Si تعداد بذر جوانه زده در هر شمارش و Di تعداد روز تا شمارش i ام است (۳۲).

معادله ۳ (سرعت جوانه‌زنی، شاخص تایمسون)

$GR = \Sigma (G/t)$

که در آن GR (Germination Rate) سرعت جوانه‌زنی و G در صد بذور جوانه زده در هر روز و t روز شمارش است (۲۷).

معادله ۴ (شاخص جوانه‌زنی) $GI = \Sigma T_i N_i / S$

که در آن GI (Germination Index) شاخص جوانه‌زنی، T_i تعداد روز بعد از کشت، N_i تعداد بذر جوانه زده در روز i و S تعداد کل بذر کشت شده است (۲۷).

معادله ۵ (ضریب سرعت جوانه‌زنی)

$CVG = 100\times[\Sigma N_i / \Sigma N_i T_i]$

که در آن CVG (Coefficient of Velocity of Germination) ضریب سرعت جوانه‌زنی، T_i تعداد روز بعد از کشت، N_i تعداد بذر جوانه زده در روز i است (۱۱).

معادله ۶ (متوسط جوانه‌زنی روزانه) $MDG = FGP/d$

که MDG (Mean Daily Germination) متوسط جوانه زنی روزانه، FGP درصد جوانه‌زنی نهایی و d تعداد روز تا رسیدن به بیشینه جوانه‌زنی است (۱۳).

معادله ۷ (شاخص بنیه بذر) $VI=[(PL+RL)\times GP]/100$

که در آن VI (Vigor index) شاخص بنیه بذر، PL طول شاخساره دانه رست، RL طول ریشه دانه رست و GP درصد جوانه‌زنی است (۴۴).

آزمایشی نیز برای بررسی مقدار بازیابی جوانه‌زنی انجام شد. به این منظور، بذرهایی که قادر به جوانه‌زنی نبودند به پتری‌دیش‌های حاوی آب مقطر انتقال داده شده و به مدت بیست روز دیگر در همان شرایط ژرمیناتور نگه‌داری شدند. بذرهای جوانه زده یک روز در میان شمارش وبا استفاده از رابطه زیر توانایی بازیابی جوانه زنی بذرها برحسب درصد محاسبه شد.

معادله ۸ (درصد بازیابی قدرت جوانه‌زنی بذرها)

$RG = [(a-b)/(c-b)] \times 100$

که در آن RG (Recovery of Germination) درصدبازیابی قدرت جوانه‌زنی بذرها، a تعدادکل بذرهایی که پس از انتقال به آب‌مقطر جوانه می‌زنند، b تعداد کل بذرهایی که در تیمار شوری جوانه می‌زنند و c تعداد کل بذرها است (۳۹).

کشت گیاهان و اعمال تیمار: در این آزمایش تنها گیاه *پوکسینلیا دیستانس* مورد بررسی قرار گرفت. بذرهای ضدعفونی شده به منظور جوانه‌زنی به تشتک‌های حاوی پرلیت در شرایط تاریکی منتقل گردیدند. دانه‌رست‌های چهار روزه در معرض روشنایی قرار گرفته و در نهایت، دانه‌رست‌های ۱۴ روزه پس از شستشوی ریشه با آب مقطر به کشت هیدروپونیک حاوی محلول غذایی هوگلند با pH برابر ۶ (۲۳) منتقل شدند. پس از چهار هفته، تیمارهای شوری به صورت نمک سدیم کلرید در سطوح ۰، ۲۵، ۵۰، ۷۵، ۱۰۰، ۱۵۰ و ۲۰۰ میلی‌مولارآغاز شد. به منظور جلوگیری از ایجاد شوک اسمزی، تیمارهای فوق به‌صورت تدریجی و در طی دو هفته اعمال شد. pH محلول غذایی هر روز بر روی ۶ تنظیم شده و هر هفته یک‌بار تا زمان برداشت تعویض شدند. گیاهان در شرایط اتاق رشد با شدت نور ۳۰۰ ($\mu mol\ photons\ m^{-2}\ s^{-1}$)، فتوپریود ۱۷ ساعت روشنایی/۷ ساعت تاریکی، رطوبت ۸۰-۹۰٪ و دمای ۲۰/۲۵ درجهٔ سانتی‌گراد قرار گرفتند.

چهار هفته پس از تیمار شوری (پس از رسیدن به سطح مورد نظر در بالاترین تیمار شوری) گیاهان برداشت شدند. قبل از برداشت، شاخص های تبادل گاز فتوسنتزی با استفاده از دستگاه آنالیزور مادون قرمز (LCA-4, ADC Bioscientific Ltd., UK) تعیین شد. برای اندازه گیری مقدار آب نسبی (RWC) قطعات برگی در ابعاد ۱×۱ سانتی‌متر تهیه شده و پس از تعیین وزن تر (FW)، به مدت یک شبانه روز درون پتری‌دیش‌های حاوی آب مقطر دیونیزه غوطه‌ور شدند. پس از خارج کردن نمونه‌ها و خشک کردن آن‌ها با دستمال کاغذی نرم، وزن تر حالت تورژسانس (TW) اندازه‌گیری شد و سرانجام پس از قرار دادن در آون وزن خشک آن‌ها (DW) تعیین و مقدار آب نسبی به صورت درصد از طریق معادله ۹ محاسبه شد.

معادله ۹ (درصد آب نسبی)

$RWC=[(FW-DW)(TW-DW)]\times 100$

طرح آزمایشی و تجزیه و تحلیل داده ها: آزمایش جوانه زنی در قالب طرح بلوک های کاملا تصادفی با ۴ تکرار مستقل (۴ پتری دیش) که در هرکدام ۲۵ بذر قرار داشتند انجام گرفت. آزمایش استقرار دانه رست و رشد در شرایط شوری در کشت هیدروپونیک نیز در طرح بلوک های کامل تصادفی با ۴ تکرار به صورت ۴ گلدان و ۲۰ گیاه در هرگلدان انجام شد. تجزیه و تحلیل آماری داده‌ها با استفاده

از نرم افزار سیگما استات (Sigma stat, 3.50) با تست توکی و سطح احتمال ۵ درصد انجام شد.

نتایج

در منطقه سرین دیزج pH خاک تفاوت معنی داری بین پنج نقطه نمونه برداری نشان نداد ولی در منطقه خورخور، pH خاک به‌صورت معنی‌داری بین دو نقطه چهار و پنج متفاوت بود هرچند بین این دو نقطه و سایر نقاط نمونه برداری در این منطقه اختلاف معنی داری مشاهده نشد (جدول ۱). در منطقه سرین دیزج EC خاک در نقطه نمونه برداری شماره سه به صورت معنی داری بیش از نقطه چهار بود ولی بین این دو نقطه و سایر نقاط نمونه برداری تفاوت معنی داری مشاهده نشد. در منطقه خورخور، با این‌حال، EC نقطه نمونه برداری شماره چهار بیش از سایر نقاط نمونه برداری در این منطقه بود (جدول ۱).

جدول ۱- ویژگی‌های خاک شامل pH و EC (دسی زیمنس بر متر) در پنج نقطه نمونه برداری از دو منطقه مورد مطالعه در این پژوهش.تفاوت بین اعداد هر شاخص در هر منطقه که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

		۱	۲	۳	۴	۵
منطقه سرین دیزج	pH	۷/۵۹±۰/۴^{a}	۷/۱۴±۰/۹^{a}	۷/۶۰±۰/۷^{a}	۷/۳۰±۰/۸^{a}	۷/۳۸±۰/۵^{a}
	EC	۳۷/۴±۷/۴^{ab}	۴۲/۳±۵/۷^{ab}	۴۸/۴±۸/۱^{a}	۳۲/۱±۴/۱^{b}	۴۵/۲±۸/۱^{ab}
منطقه خورخور	pH	۷/۵۰±۰/۲^{ab}	۷/۴۵±۰/۲^{ab}	۷/۳۰±۰/۳^{ab}	۶/۶۵±۰/۵^{b}	۷/۸۰±۰/۶^{a}
	EC	۳۰/۹±۵/۱^{b}	۳۰/۷±۳/۹^{b}	۴۱/۰±۶/۳^{b}	۵۶/۹±۴/۹^{a}	۴۳/۲±۸/۴^{b}

جمعیت اسپورها در منطقه سرین دیزج (ریزوسفر گیاه *پوکسینلیا دیستانس*) بیش از منطقه خورخور (ریزوسفر گیاه *آلوروپوس لیتورالیس*) بود. در بین نمونه‌های ریزوسفر گیاه *پوکسینلیا دیستانس*، جمعیت اسپورها در نقطه نمونه برداری شماره دو به صورت معنی‌داری کمتر از سایر نقاط نمونه برداری بود ولی جمعیت اسپورها در ریزوسفر گیاه *آلوروپوس لیتورالیس* تفاوتی مابین پنج نقطه نمونه برداری نشان نداد (جدول ۲).

جدول ۲- تعداد اسپور قارچ میکوریزی آربوسکول‌دار (در ۱۰ گرم خاک خشک) در منطقه ریزوسفر و کلنی دار شدگی ریشه (درصد) با قارچ میکوریز آربوسکول‌دار در دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* در پنج نقطه نمونه برداری از دو منطقه مورد مطالعه در این پژوهش. تفاوت بین اعداد هر شاخص در هر گونه که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

		۱	۲	۳	۴	۵
پوکسنلیا دیستانس	تعداد اسپورها	۵۲±۲/۵^{a}	۴۱±۳/۵^{b}	۵۴±۳/۵^{a}	۴۹±۳/۵^{a}	۵۴±۳/۲^{a}
	کلنی‌دار شدگی ریشه	۳۴/۷±۳/۹^{a}	۲۵/۴±۹/۹^{a}	۳۷/۳±۷/۷^{a}	۲۷/۳±۹/۰^{a}	۳۵/۰±۴/۹^{a}
آلوروپوس لیتورالیس	تعداد اسپورها	۳۳±۲/۵^{a}	۳۸±۳/۲ ^{a}	۳۷±۱/۵^{a}	۳۴±۲/۱^{a}	۳۴±۳/۶ ^{a}
	کلنی‌دار شدگی ریشه	۲۰/۲±۶/۴^{a}	۲۳/۸±۵/۶^{a}	۲۰/۹±۶/۹^{a}	۲۲/۷±۶/۴^{a}	۲۳/۱±۵/۲۴^{a}

درصد کلنی‌دار شدگی ریشه با قارچ‌های میکوریزی آربوسکول‌دار در نقاط نمونه برداری مختلف در محدوده ۳۷-۲۵ در مورد *پوکسینلیا دیستانس* و در بازه ۲۳-۲۰ برای *آلوروپوس لیتورالیس* بود، ولی تفاوت معنی داری بین نقاط نمونه برداری در هیچ‌کدام از این دومنطقه و گیاه دیده نشد (جدول ۲).

گونه‌های غالب قارچ میکوریز آربوسکول‌دار در ریزوسفر گیاه *پوکسینلیادیستانس* شامل *گلوموس اینترارادیسز* و *گلوموس موسه‌آ* بودند درحالیکه در ریزوسفر *آلوروپوس لیتورالیس*، علاوه بر دو گونه قارچی فوق الذکر، گونه *گلوموس اتونیکاتوم* نیز غالبیت داشت (شکل ۲).

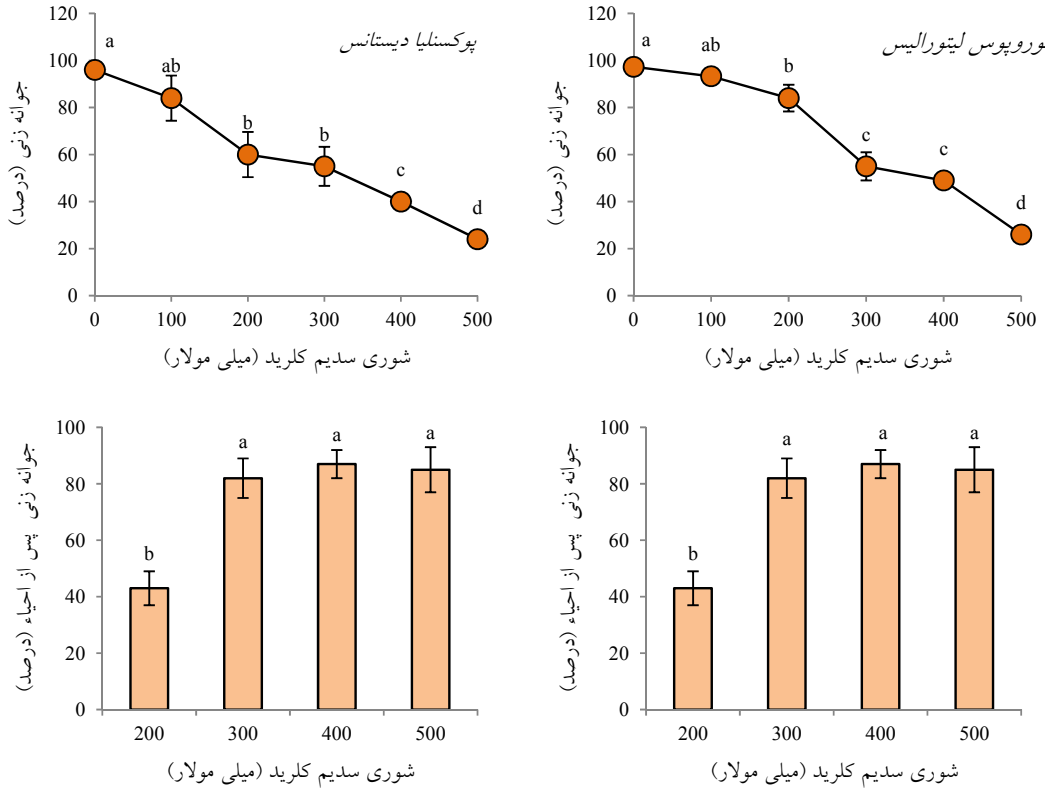
درصد جوانه زنی در هر دو گونه مورد بررسی در شرایط شاهد تفاوتی با یکدیگر نداشت و با افزایش سطح شوری کاهش یافت و این کاهش در ۲۰۰ میلی مولار نمک و بیش از آن معنی دار بود. هرچند درصد جوانه زنی در *آلوروپوس لیتورالیس* در شوری ۲۰۰ میلی مولار نمک (۸۴ درصد) بیش از آن در *پوکسینلیا دیستانس* (۶۰ درصد) بود، درصد جوانه زنی در بالاترین غلظت از نمک بکار رفته (۵۰۰ میلی مولار) بین دو گونه چندان متفاوت نبوده و به ترتیب ۲۴ و ۲۶ درصد در مورد *پوکسینلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* بود (شکل ۳). جوانه زنی دانه ها به طور کامل با قرار گرفتن در آب مقطر بازیابی شد و تفاوتی بین دانه هایی که در سطوح مختلف شوری قرار گرفته بودند در درصد بازیافت مشاهده نگردید و دو گونه نیز از یکدیگر از این نظر متفاوت نبودند (شکل ۳).

در *پوکسینلیا دیستانس* سرعت جوانه زنی در هر دو روش محاسبه مورد استفاده، در سطح شوری ۱۰۰ میلی مولار به صورت معنی داری کاهش یافت و تفاوت بین سایر سطوح شوری اعمال شده، همه معنی دار بود.

شکل ۲- اسپور قارچ میکوریز آربوسکول دار در ریزوسفر گیاه *پوکسنلیا دیستانس* (a و b) و *آلوروپوس لیتورالیس* (c ، d ، e و f). گونه‌های *گلوموس اینترارادیسز* (a) و *گلوموس موسه آ* (b) در ریزوسفر گیاه *پوکسنلیا دیستانس* و گونه‌های *گلوموس اتونیکاتوم* (c)، *گلوموس اینترارادیسز* (d) و *گلوموس موسه آ* (f) در ریزوسفر *آلوروپوس لیتورالیس* یافت شدند. (۱) مورفولوژی دیواره داخلی اسپور در محل اتصال هیف تندش (*گلوموس اینترارادیسز*) (۲) مورفولوژی هیف تندش در محل اتصال به اسپور (*گلوموس اینترارادیسز*) (۳) نحوه بسته شدن مجرای ورودی از اسپور به هیف تندش و نیز واکنش به رنگ ملزر (رنگ ارغوانی) اسپور (*گلوموس موسه*) (۴) مورفولوژی، رنگ و ضخامت سه لایه دیواره اسپور (*گلوموس اتونیکاتوم*) (۵) مورفولوژی قیفی شکل در محل اتصال هیف به اسپور (*گلوموس موسه*).

ضریب سرعت جوانه زنی با ۱۰۰ میلی مولار و بیشتر شوری کاهش معنی داری یافت، با این‌حال، تفاوت بین ضریب سرعت جوانه زنی بین سطوح بالای شوری (۲۰۰ تا ۵۰ میلی مولار) معنی دار نبود (جدول ۳).

در *آلوروپوس لیتورالیس*، علاوه بر کاهش سرعت جوانه زنی تحت تیمار شوری، برخی سطوح شوری برخلاف آنچه در مورد *پوکسنلیا دیستانس* دیده شد از نظر آماری تفاوت معنی داری با یکدیگر نداشتند. ضریب سرعت جوانه زنی نیز تا ۳۰۰ میلی مولار نمک تحت تاثیر قرار نگرفت و کاهش معنی دار نسبت به شاهد و سطح ۱۰۰ میلی مولار، تنهادر شوری ۴۰۰ و ۵۰۰ میلی مولاردیده شد (جدول ۳).



شکل ۳- درصد جوانه زنی در شرایط مختلف شوری و بازیافت آن پس از قرار گرفتن در آب مقطر در دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* (نمودارهای سمت چپ) و *آلوروپوس لیتورالیس* (نمودارهای سمت راست). تفاوت بین اعدادی که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

جدول ۳- سرعت جوانه زنی در شرایط مختلف شوری در دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس*. تفاوت بین اعداد یک ستون که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

سدیم کلرید (میلی مولار)	*پوکسنلیا دیستانس*			*آلوروپوس لیتورالیس*		
	سرعت جوانه‌زنی		ضریب سرعت جوانه‌زنی	سرعت جوانه‌زنی		ضریب سرعت جوانه‌زنی
	شاخص تامسون	شاخص مایگویر		شاخص تامسون	شاخص مایگویر	
۰	۱۰/۲۱±۰/۱۱ ^{a}	۴۰/۸±۰/۷^{a}	۳۵/۰±۳/۲^{a}	۲/۰۱±۰/۰۵^{a}	۸/۴۲±۰/۲۱^{a}	۸/۲۳±۰/۳۴^{a}
۱۰۰	۸/۱۸±۰/۱۲ ^{b}	۳۲/۷±۰/۷^{b}	۲۶/۹±۳/۳^{b}	۱/۷۳±۰/۱۴^{a}	۶/۹۲±۰/۵۳^{b}	۷/۷۹±۰/۰۹^{a}
۲۰۰	۵/۰۳±۰/۵۸ ^{c}	۲۰/۱±۲/۴^{c}	۱۷/۲±۵/۳^{c}	۱/۲۱±۰/۱۵^{b}	۴/۸۴±۰/۵۸^{c}	۷/۷۶±۰/۰۲^{ab}
۳۰۰	۳/۴۲±۰/۵۲ ^{d}	۱۲/۳±۰/۱^{d}	۱۶/۱±۲/۸^{c}	۱/۰۴±۰/۰۴^{b}	۴/۱۸±۰/۱۸^{c}	۷/۶۹±۰/۱۴^{ab}
۴۰۰	۲/۴۳±۰/۰۴ ^{e}	۹/۷±۰/۰^{e}	۱۵/۰±۱/۰^{c}	۰/۸۲±۰/۱۰^{bc}	۳/۲۶±۰/۲۵^{d}	۷/۱۰±۰/۳۵^{b}
۵۰۰	۱/۰۵±۰/۲۹ ^{f}	۴/۹±۰/۳^{f}	۱۴/۰±۰/۴^{c}	۰/۵۱±۰/۰۸^{c}	۲/۰۵±۰/۳۱^{e}	۷/۲۶±۰/۱۳^{b}

در هر دو گونه مورد بررسی، متوسط جوانه زنی روزانه و شاخص های رشد دانه رست های جوان تحت تاثیر تیمار شوری کاهش یافت. در *پوکسنلیا دیستانس* کاهش رشد ریشه چه از ۲۰۰ میلی مولار شوری آغاز شد ولی در مورد اندام هوایی، افزایش معنی داری در رشد اندام هوایی با ۱۰۰ میلی مولار شوری دیده شد و بعد از آن، کاهش معنی

داری مشاهده گردید. بنیه بذر نیز در شوری ۲۰۰ میلی مولار شروع به کاهش نمود (جدول ۴). در *آلوروپوس لیتورالیس* نیز کاهش معنی دار رشد ریشه چه با ۲۰۰ میلی مولار شوری سدیم کلرید مشاهده شد و برخلاف *پوکسینلیا دیستانس*، رشد اندام هوایی تحت تاثیر شوری ۱۰۰ میلی مولار تغییر نیافت ولی با افزایش آن کاهش نشان داد. بنیه بذر نیز در شوری ۲۰۰ میلی مولار و بیشتر کاهش معنی داری یافت (جدول ۴).

جدول ۴- برخی شاخص‌های جوانه زنی بذر و استقرار دانه رست (سانتیمتر به ازای گیاه) در شرایط مختلف شوری در دو گونه هالوفیت *پوکسنلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس*. تفاوت بین اعداد یک ستون که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

سدیم کلرید (میلی مولار)	*پوکسنلیا دیستانس*				*آلوروپوس لیتورالیس*			
	متوسط جوانه-زنی روزانه	بنیه بذر	طول ریشه-چه	طول ساقه‌چه	متوسط جوانه-زنی روزانه	بنیه بذر	طول ریشه‌چه	طول ساقه‌چه
۰	۴/۸±۱/۲ ^{a}	۳۷/۱±۵/۶ ^{a}	۱۲/۴±۵/۵ ^{a}	۲۵/۲±۰/۴ ^{b}	۴/۸±۰/۲ ^{a}	۱۶/۴±۰/۷ ^{a}	۶/۸±۰/۵ ^{a}	۱۰/۴±۱/۴ ^{a}
۱۰۰	۴/۶±۱/۲ ^{a}	۳۱/۸±۴/۷ ^{a}	۱۱/۰±۱/۸ ^{a}	۳۲/۲±۳/۹ ^{a}	۴/۲±۰/۳ ^{a}	۱۵/۳±۱/۷ ^{a}	۶/۵±۰/۸ ^{ab}	۱۰/۹±۱/۵ ^{a}
۲۰۰	۳/۸±۰/۷ ^{ab}	۱۵/۹±۲/۳ ^{b}	۵/۶±۱/۵ ^{ab}	۱۲/۲±۳/۲ ^{c}	۳/۰±۰/۳ ^{b}	۶/۶±۱/۵ ^{b}	۵/۵±۰/۵ ^{b}	۵/۴±۱/۱ ^{b}
۳۰۰	۲/۸±۰/۳ ^{b}	۷/۵±۰/۶ ^{c}	۳/۱±۱/۷ ^{b}	۸/۳±۱/۰ ^{c}	۲/۸±۰/۲ ^{b}	۴/۱±۰/۲ ^{c}	۳/۸±۰/۴ ^{c}	۳/۵±۰/۵ ^{bc}
۴۰۰	۲/۴±۰/۱ ^{b}	۴/۲±۰/۳ ^{c}	۴/۸±۱/۱ ^{b}	۷/۱±۲/۹ ^{c}	۲/۰±۰/۲ ^{c}	۲/۰±۰/۴ ^{cd}	۲/۱±۰/۷ ^{d}	۳/۰±۰/۸ ^{cd}
۵۰۰	۱/۱±۰/۳ ^{b}	۰/۳±۰/۱ ^{d}	۱/۰±۰/۲ ^{b}	۰/۸±۰/۱ ^{d}	۱/۲±۰/۲ ^{d}	۰/۵±۰/۱ ^{d}	۱/۴±۰/۶ ^{d}	۱/۱±۰/۲ ^{d}

در گیاهان *پوکسینلیا دیستانس* رشد یافته در محیط هیدروپونیک، وزن تر و خشک اندام هوایی و ریشه الگوی ویژه ای در پاسخ به شوری نشان داد. غلظت کم نمک (۵۰ میلی مولار) موجب کاهش مختصر و غیرمعنی دار وزن گیاهان شد ولی با افزایش شوری و در ۱۰۰ و ۲۰۰ میلی مولار نمک شاخص های رشد افزایش یافت که در غلظت ۲۰۰ میلی مولار (نسبت به شاهد و یا سطح ۵۰ میلی مولار) این افزایش معنی دار بود. افزایش بیشتر در شوری تا ۳۰۰ میلی مولار موجب کاهش شاخص های رشد گیاهان شد (جدول ۵).

فتوسنتز خالص برگ در شوری ۱۰۰ میلی مولار بیش از گیاهان شاهد بود ولی با دو برابر شدن شوری (در ۲۰۰ میلی مولار نمک) به صورت معنی داری کاهش یافت. با این‌حال، با افزایش بیشتر شوری، کاهش فتوسنتز چندان قابل توجه نبود به طوری که تفاوت ما بین سطوح ۳۰۰ تا ۵۰۰ میلی مولار معنی دار نبوده و تنها به ۱۶ درصد رسید. گشودگی روزنه و نیز تعرق نیز پاسخ مشابهی به سطوح شوری اعمال شده نشان دادند و هر دو شاخص با افزایش شوری تا ۱۰۰ میلی مولار افزایش یافت که نسبت به شاهد معنی دار بود. تعرق برگ در شرایط شوری ۲۰۰ تا ۵۰۰ میلی مولار تفاوتی بین یکدیگر نداشت. مقدار آب نسبی برگ نیز با شوری ۱۰۰ میلی مولار افزایش یافت ولی با شوری بالاتر کاهش یافت هرچند این کاهش حتی در ۵۰۰ میلی مولار نمک نیز نسبت به شاهد معنی دار نبود (جدول ۵).

بحث

ویژگی های خاک منطقه: محدوده pH خاک در هر دو منطقه در بازه (۷/۱ تا ۷/۸) یکسانی بوده و به جز در نقطه نمونه برداری شماره چهار در منطقه خورخور (pH ۶/۶۵) تفاوت معنی داری با سایر مناطق نداشت. هدایت الکتریکی خاک بین نقاط مختلف نمونه برداری تفاوت بیشتری با یکدیگر داشت، هرچند بازه آن نیز در هردو منطقه مشابه و در محدوده ۴۵-۳۰ دسی زیمنس بر متر بوده است.

جدول ۵- شاخص‌های رشد اندام هوایی و ریشه (میلی‌گرم به ازای گیاه) و شاخص‌های تبادل گاز شامل فتوسنتز (میکرومول دی اکسید کربن در متر مربع در ثانیه)، گشودگی روزنه (مول بخار آب در متر مربع در ثانیه) و تعرق (میلی مول بخار آب در متر مربع در ثانیه) و مقدار آب نسبی برگ در گیاه *پوکسنلیا دیستانس* در شرایط مختلف شوری در محیط هیدروپونیک. تفاوت بین اعداد یک ستون که با حروف یکسانی نشان داده شده اند، از نظر آماری معنی دار نبود ($p<0.05$).

سدیم کلرید	اندام هوایی		ریشه		فتوسنتز	گشودگی	تعرق	مقدار آب
(میلی مولار)	وزن تر	وزن خشک	وزن تر	وزن خشک	خالص	روزنه		نسبی
۰	۱۲۰۱±۲۶۰ ^{ab}	۱۸۴±۱۰ ^{b}	۴۲۰±۱۰۷ ^{b}	۳۴±۸ ^{b}	۳/۹۵±۰/۴۷ ^{bc}	۰/۲۴±۰/۰۱ ^{b}	۱/۳۵±۰/۱۲^{c}	۷۵±۱۲ ^{b}
۵۰	۱۰۲۸±۱۲۰ ^{b}	۱۷۵±۳۲ ^{b}	۳۹۲±۶۰ ^{b}	۳۸±۴ ^{b}	۳/۹۷±۰/۰۶ ^{bc}	۰/۲۹±۰/۰۴ ^{ab}	۲/۳۵±۰/۱۱^{b}	۸۱±۱ ^{ab}
۱۰۰	۱۲۲۶±۹۱ ^{ab}	۱۷۹±۱۶ ^{b}	۵۱۰±۹۴ ^{b}	۴۲±۶ ^{ab}	۶/۸۱±۰/۶۵ ^{a}	۰/۴۰±۰/۰۸ ^{a}	۳/۱۷±۰/۳۱^{a}	۹۰±۴ ^{a}
۲۰۰	۱۳۹۷±۱۲۴ ^{a}	۲۳۸±۷۱ ^{a}	۷۰۶±۸۶ ^{a}	۵۱±۶ ^{a}	۴/۶۸±۰/۱۸ ^{b}	۰/۳۲±۰/۰۹ ^{ab}	۲/۰۷±۰/۱۲^{b}	۸۶±۴ ^{ab}
۳۰۰	۱۰۰۶±۱۲۴ ^{b}	۱۴۴±۷۱ ^{c}	۵۱۹±۶۶ ^{b}	۳۹±۸ ^{ab}	۴/۰۹±۰/۴۴ ^{bc}	۰/۲۹±۰/۰۸ ^{ab}	۲/۲۱±۰/۱۷^{b}	۸۰±۱ ^{ab}
۴۰۰	۶۹۳±۷۵ ^{b}	۱۲۸±۱۴ ^{d}	۳۸۸±۷۴ ^{b}	۲۸±۱ ^{b}	۴/۶۵±۰/۵۲ ^{bc}	۰/۲۷±۰/۰۵ ^{ab}	۲/۰۵±۰/۳۱^{b}	۸۰±۲ ^{ab}
۵۰۰	۷۱۸±۱۵۸ ^{b}	۱۳۲±۴۰ ^{d}	۴۳۷±۴۱ ^{ab}	۳۸±۱۲ ^{b}	۳/۴۴±۰/۱۳ ^{c}	۰/۲۲±۰/۰۲ ^{b}	۱/۷۴±۰/۰۶^{c}	۸۵±۱ ^{ab}

تفاوت بین EC مناطق نمونه برداری می تواند به دلیل توپوگرافی متفاوت و در نتیجه مقدار متفاوت انباشتگی نمک و یا شستشوی متفاوت از خاک در طی عبور روان آب ها باشد. در هر حال، به نظر می رسد این تفاوت ها هیچ‌کدام اثر معنی داری روی گونه های مورد بررسی که هالوفیت می باشند، نداشته است. تفاوت یک واحدEC به معنی تفاوت در ۱۰ میلی مولار نمک است (۱۷)، در حالی که در این بررسی برخی شاخص‌های جوانه زنی، رشد دانه رست و رشد گیاهان بالغ حتی با ۱۰۰ میلی مولار نمک نیز تغییر معنی داری نشان ندادند. بازه EC خاک مناطق مورد بررسی (۴۵-۳۰) معادل ۴۵۰-۳۰۰ میلی مولار نمک ارزیابی می‌شود که در محدوده تحمل و رشد و پراکنش هالوفیت هاست.

اکولوژی میکروبی خاک: مشابه pH و EC خاک، بین نقاط نمونه برداری تفاوت معنی داری از نظر درصد کلنی دار شدگی ریشه مشاهده نشد و در مورد جمعیت اسپورها تنها نقطه نمونه برداری شماره دو در منطقه سرین دیزج دارای اسپور کمتری در ریزوسفر (گیاه *پوکسنلیا دیستانس*) بود. با اینحال این موضوع با شاخص های شیمیایی خاک (pH و EC) ارتباطی نداشت، هم‌چنین همبستگی بین تغییرات pH و EC خاک با تعداد اسپورها و کلنی دار شدگی ریشه مشاهده نشد.

تفاوت قابل توجهی که بین تعداد اسپورها و درصد کلنی دار شدگی ریشه در بین دو منطقه مشاهده شد، نمی تواند به شاخص‌های شیمیایی (pH و EC) خاک مربوط باشد. این تفاوت می تواند یا به سایر ویژگی های خاک از جمله فراهمی دیگر عناصر و سطح آب زیر زمینی بین دو منطقه مربوط بوده و یا به غلبه گونه های میزبان متفاوت در این دو منطقه نسبت داده شود. مشاهده شده است که ارتباط نزدیکی بین فراوانی گونه های میزبان با جمعیت اسپورها وجود دارد (۴۳). مطالعه سابق ما نشان داده است که در محیط کشت ماسه و در شرایط شاهد و شوری، *پوکسنلیا دیستانس* درصد کلنی دار شدگی بیشتری (۴۵-۲۰ درصد) نسبت به *آلوروپوس لیتورالیس* (۳۰-۱۰ درصد) دارد (۱۰ و ۲۱). این تفاوت می تواند مربوط به فیزیولوژی متفاوت دو گونه از جمله ترکیب کمی و کیفی تراوشات ریشه و نیز تفاوت در اثرات متقابل قارچ با ریشه میزبان در سطح مولکولی باشد (۴۳).

گونه های قارچی غالب در ریزوسفر دو گونه مورد مطالعه متفاوت بود که احتمالا علاوه بر اثر ریزوسفری متفاوت، اثرات گیاهان همراه نیز در غالبیت قارچها نقش داشتند. در بررسی سابق در این منطقه که تعداد اسپور قارچها در شیب شوری خاک به سمت دریاچه ارومیه شمارش گردید، مشاهده شد که علیرغم تغییرات اندک تعداد اسپور در

خاک، ترکیب گونه ای بطور قابل ملاحظه ای بسته به شوری خاک متفاوت است. در شوری های کمتر، گونه های *گلوموس ورسی فورم* و *گلوموس اینترارادیسز* غلبه داشتند در حالی که گونه های *گلوموس موسه آ* و *گلوموس اتونیکاتوم* در شوری های زیاد وفور بیشتری نشان دادند (۵). در بررسی های مزرعه و گلخانه ای نیز تلقیح گیاهان با گونه های قارچی اخیر در افزایش تحمل گیاهان به شوری موثرتر هستند (۲۰).

فراوانی اسپور قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار در این مطالعه در مقایسه با گزارش های دیگر از خاک های شور کمتر بود (۴)، هرچند در برخی از خاک های شور نیز تعداد اسپور بسیار اندک و حتی صفر گزارش شده است (۴). در واقع گزارش‌ها در مورد فراوانی اسپورها در خاک های بسیار شور تا حدی متناقض است (۴ و ۲۰). احتمالا بخشی از این تناقض به روش شمارش اسپور در خاک مربوط باشد، به طوری که با تغییر مقدار ماده آلی خاک، کارآیی استخراج اسپور نیز تغییر می کند و با افزایش تعداد ذرات آلی با ابعاد مشابه اسپورها، تعداد آن ها بیش برآورد می شود. پخش نشدن کامل خاکدانه ها در شرایط شور نیز سبب عدم شمارش اسپورهای محبوس در داخل خاکدانه هاست. این موارد همراه با امکان پلاسمولیز شدن، تهی شدن و در نتیجه قرار گرفتن در بخشیزه روشناور که به دلیل قرار گرفتن بلند مدت در محلول ساکارز رخ می دهد و هم چنین خطاهای معمول در تشخیص میکروسکوپی این اسپورها می تواند توجیه کننده بخشی از تفاوت بین گزارش های مختلف باشد.مشاهده شده است که تراکم اسپور همبستگی مثبت با pH خاک و کربن آلی (۳۳) و همبستگی منفی با فسفر قابل دسترس و سدیم خاک دارد. همچنین تراکم اسپور همبستگی منفی با غلظت منیزیم، کلسیم، کلر و سولفات قابل دسترس، درصد رس، هدایت الکتریکی و نسبت جذب سدیم و همبستگی مثبت با درصد شن خاک دارد (۴). جمعیت زیاد اسپور قارچ در خاک‌های شور در گزارش های مختلف، مربوط به تحریک اسپورزایی تحت تنش شوری در شرایط کلنی‌دارشدگی پایین ریشه و نیز مهارتندش اسپور در این شرایط است که باعث انباشتگی اسپوردر خاک‌های شور می شود (۴ و ۲۰).

شاخص های جوانه زنی دانه و استقرار دانه رست: کاهش درصد جوانه زنی در اثر شوری در هر دو گونه قابل توجه بود ولی شدت کاهش در *پوکسینلیا دیستانس* بیش از *آلوروپوس لیتورالیس* بود. در مورد سایر شاخص های جوانه زنی، از جمله سرعت جوانه زنی، ضریب سرعت جوانه زنی و متوسط جوانه زنی روزانه نیز شدت کاهش تحت تاثیر شوری در *پوکسینلیا دیستانس* (۹۰-۶۰ درصد در بالاترین سطح شوری) بیش از *آلوروپوس لیتورالیس* (۷۵-۱۲ درصد در بالاترین سطح شوری) بود. این داده ها نشان دهنده حساسیت بیشتر *پوکسینلیا دیستانس* به شوری در مرحله جوانه زنی در مقایسه با *آلوروپوس لیتورالیس* می باشد.حساسیت به شوری در هالوفیت ها در مرحله جوانه زنی به شدت متفاوت بوده و در برخی گونه ها کمتر از گیاهان گلیکوفیت نیست در حالی که در برخی دیگر مقاومت به شوری در این مرحله نیز مانند گیاه بالغ چشمگیر است (۲۵).

علاوه بر شاخص های جوانه زنی، کاهش شاخص های رشد در دانه رست های جوان *پوکسینلیا دیستانس* (۹۷-۹۲ درصد در بالاترین سطح شوری) نیز بیش از *آلوروپوس لیتورالیس* (۸۹-۷۹ درصد در بالاترین سطح شوری) بود. بررسی سابق مادر طی کشت بلند مدت در شرایط ماسه در این دو گونه نشان داده است که *پوکسینلیا دیستانس* رفتار یک هالوفیت اختیاری را نشان می دهد در حالی که *آلوروپوس لیتورالیس* نه تنها تحریک رشد بیشتری در شوری کمتر (در سطح ۱۰۰ میلی مولار نمک) نشان میدهد، بلکه کاهش رشد آن نیز به مراتب کمتر از *پوکسینلیا دیستانس* در شرایط شوری شدید می باشد (۱۰ و ۲۱). از سوی دیگر *آلوروپوس لیتورالیس* با ریزوم نیز تکثیر می شود، در حالی که *پوکسینلیا دیستانس* این رفتار رشدی را نشان نمی دهد، بنابراین استقرار دانه رست های

جوان در گونه اخیر در شرایط شوری از اهمیت بیشتری برخوردار بوده و می تواند یکی از عوامل مهم محدود کننده گسترش این گونه در مناطق خیلی شور باشد.

صرف نظر از تاثیر شوری، مقایسه دو گونه از نظر شاخص‌های جوانه زنی نشان داد هرچند درصد جوانه زنی و متوسط جوانه زنی روزانه در دو گونه در بازه مشابهی قرار دارد، ولی سرعت جوانه زنی در *آلوروپوس لیتورالیس* براساس تمام شاخص های مرتبط کمتر از *پوکسینلیا دیستانس* است. سرعت پایین جوانه زنی در گونه‌های مرتعی به ویژه در شرایط افراطی اقلیم و خاک می تواند نوعی برتری اکولوژیک باشد زیرا باعث می‌شود در هر زمان بخشی از ذخیره بذر اکوسیستم جوانه نزده و برای شرایط مناسب تر ذخیره شود (۶ و ۸).

احیای بعد از جوانه زنی که تقریبا بطور کامل (۸۰ درصد) موجب بازگشت جوانه زنی شد، از نظر اکولوژیکی برای گسترش این گونه ها در شرایط شور حائز اهمیت بسیاری است. به این ترتیب کاهش شدت شوری به دنبال بارش باران و رقیق شدن نمک که میتواند جوانه زنی را بازگشت داده و از مرگ دانه ها جلوگیری کند نقش مهمی در حفظ ذخایر بذر در اکوسیستم شور در این گیاهان بازی می کند. بالاتر بودن بازیافت در شدت‌های بالاتر شوری براساس فرمول مورد استفاده قابل انتظار بود. بالاتر بودن بازیافت در شوری های بالاتر و نیز درصد بازیافت مشابه در سطح معین شوری در هالوفیت های دیگر نیز دیده شده است (۲۸ و ۲۹).

رشد گیاهان و فتوسنتز در محیط هیدروپونیک: در این بررسی بیشینه رشد گیاهان در غلظت محیطی ۲۰۰ میلی مولار نمک مشاهده گردید. در گونه های ناتروفیل (سدیم دوست) بیشینه رشد در حضور سدیم رخ می دهد و غلظت محیطی بهینه بسته به گونه بین ۵۰ تا ۷۵ میلی مولار متغیر است (۷ و ۱۹). در این گونه ها سدیم به‌دلیل ذخیره واکوئلی آن، به‌عنوان عامل ایجاد کننده فشاراسمزی عمل کرده و در نتیجه به بهبود روابط آبی در شرایط شور کمک می کند. جایگزینی پتاسیم در کارکردهای اسمزی و ایفای نقش صرفه جویی در متابولیسم این عنصر، پاسخگری سریع تر روزنه ها به شرایط کم آبی و حفظ بهتر تعادل آبی (۷) و تحریک فتوسنتز و متابولیسم ازت (۱۹) از دیگر کارکردهای این عنصر است (۱). در گونه های هالوفیت، بیشینه رشد و تولید ماده خشک حتی در غلظت های بیشتری از سدیم کلرید دیده می شود که در مورد دولپه ای های هالوفیت ۲۵۰-۵۰ میلی مولار سدیم کلرید در محیط ریشه است (۱۶ و ۴۲). علاوه بر سازوکارهای فوق، نیاز به سدیم در مسیر فتوسنتزی برخی گونه های C_4، آن را به یک عنصر ضروری تبدیل کرده که در برخی از گونه های این مسیر فتوسنتزی از جمله *پانیکوم میله آسئوم* (*Panicum miliaceum*) و *آمارنتوس تری کلر* (*Amaranthus tricolor*) اثبات شده است (۷). در مورد گندمیان هالوفیت معمولا بیشنیه رشد در غیاب نمک دیده می شود ولی گزارش هایی دال بر تحریک رشد در شرایط شوری در این گونه ها نیز وجود دارد (۱۶ و ۱۹). نتایج بررسی حاضر نشان می دهد که در این گونه هالوفیت از گندمیان نیز تحریک رشد مشابه گزارش ها در مورد دولپه ای های هالوفیت قابل توجه بوده و از نظر اکولوژیکی می تواند نتایج مهمی از نظر افزایش پراکنش آن در مناطق شور داشته باشد.

فتوسنتز گیاهان در شرایط شوری ملایم با بهینه غلظت ۱۰۰ میلی مولار افزایش یافت که همراه با افزایش گشودگی روزنه ها بود، کاهش بعدی نیز همراه با کاهش هدایت روزنه ای بود. همبستگی بین شدت فتوسنتز و گشودگی روزنه ها در تمام سطوح شوری ($r=0.92$) نشان داد که تغییرات در دسترسی به دی اکسید کربن اتمسفر عامل مهم پاسخ فتوسنتز گیاهان به سطوح مختلف شوری بوده است. سدیم که در ناتروفیل ها و هالوفیت ها نسبت به پتاسیم با کارآیی بیشتری به عنوان اسموتیکوم عمل می کند (۷ و ۱۹) می تواند عامل گشودگی بیشتر روزنه ها باشد. هر چند افزایش گشودگی روزنه ها در شرایط شوری در

گیاهان ناتروفیل و هالوفیت، موجب افزایش تعرق نیز می شود، لیکن فتوسنتز بیشتر، توان سنتز مواد آلی را نیز افزایش داده و همراه با سدیم بعنوان اسموتیکوم موجب افزایش توانایی جذب آب و رشد گیاه می شود (۱۹). چنانچه در این بررسی نیز افزایش تعرق موجب کاهش آب برگ ها نشده بلکه آن را افزایش نیز داده است.

بیشینه فتوسنتز گیاهان در این بررسی در شوری کمتر (۱۰۰ میلی مولار) نسبت به آن برای تولید بیشینه ماده خشک (۲۰۰ میلی مولار) مشاهده گردید. تحریک رشد گیاهان در شرایط شوری می تواند به چند مولفه مربوط باشد که از مهم ترین آنها حفظ روابط آبی، افزایش فتوسنتز و نیزفعال شدن سیستم دفاع آنتی اکسیداتیو را می توان نام برد (۳۴). احتمالا برآیندی از عمل این سازوکارها در غلظت ۲۰۰ میلی مولار نمک باعث رشد بیشینه در مقایسه با غلظت کمتر نمک (۱۰۰ میلی مولار) که در آن فتوسنتز به بیشینه خود رسید، شده است. بررسی های بیشتری برای تعیین سازوکارهای پاسخ به شوری های متفاوت در این هالوفیت لازم است.

نتیجه گیری کلی

گستردگی رویش دو هالوفیت *پوکسینلیا دیستانس* و *آلوروپوس لیتورالیس* در زیستگاه‌های شور به ویژه حاشیه دریاچه ارومیه نشان می‌دهد که این دو گونه مدل مناسبی برای مطالعه سازوکارهای تحمل شوری در گندمیان و نیز استفاده در راهبردهای اصلاح نبات می‌باشند. به کارگیری و تقویت قارچ های میکوریزی بومی این مناطق می تواند تحمل این گیاهان را به شوری بیش از پیش افزایش دهد. با توجه به اینکه بخشی از کربن تثبیت شده توسط فتوسنتز به ریشه و اندام های قارچی منتقل می شود، حضور این قارچ ها به عنوان مسیری برای جریان کربن از اتمسفر به اکوسیستم خاک محسوب شده و نقش موثری در تامین کربن آلی خاک های شورخواهد داشت. از سوی دیگر این گیاهان علوفه‌ای می توانند در تعلیف دام اهمیت داشته و با ترویج کشت آن ها در مناطق شور اطراف دریاچه ارومیه علاوه بر حفاظت از خاک و اکوسیستم منطقه، با تامین بخشی از نیاز علوفه ای از فشار دام بر مراتع طبیعی که به نابودی بخش عظیمی از پوشش گیاهی آن منجر شده است، جلوگیری کرد.

سپاس و قدردانی

نویسندگان مقاله از آقای دکتر حسین آخانی استاد دانشگاه تهران که مطالعه این دو گونه را پیشنهاد داده و استاد مشاور پایان‌نامه‌ای که این مقاله مستخرج از آن است، بودند بسیار قدردانی می نمایند.

منابع

۱- حاجی بلند، ر و ابراهیمی، ن ۱۳۹۲ تاثیر شوری ملایم و کاربرد پلی آمین ها بر رشد، فتوسنتز و متابولیسم فنل ها در گیاه سدیم پسند چغندر قند. مجله پژوهش های گیاهی جلد ۲۶ شماره ۳ صفحات ۳۰۰-۲۹۰

۲- میرمحمدعلی آ ۱۳۹۳ تاثیر شوری در پراکنش گیاهان در ناحیه دریاچه حوض سلطان. جلد ۲۷ شماره ۴ صفحات ۷۵۲-۷۴۲

3- Akhani H (2006) Biodiversity of halophytic and Sabkha ecosystems of Iran. In: Khan MA, Barth H, Kust GC, Böer B (eds) Sabkha Ecosystems, vol II., The Southern and Central Asian Countries. Springer, New York, pp 71-88.

4- Aliasgharzad N, Saleh Rastin N, Towfighi H, Alizadeh A (2001) Occurrence of AMF in saline soils of the Tabriz Plain of Iran in relation to some physical and chemical properties of soil. Mycorrhiza 11:119-122.

5- Barin M, Aliasgharzad N, Olsson PA, Rasouli-Sadaghiani H, Moghddam M (2013) Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil salinity around Lake Urmia in northern Iran analyzed by use of lipid biomarkers and microscopy. Pedobiologia 56:225-232.

6- Bewley JD, Black M (1994) Seeds: Physiology of Development and Determination. Plenum Press, London, 445 pp.

7- Broadley M, Brown P, Cakmak I, Ma JF, Rengel Z, Zhao F (2012) Beneficial elements. In:

Marschner P (ed) Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants, Elsevier, Oxford, UK, pp 249-269.

8- Copeland LO, Mc Donald MB (1995) Seed Science and Technology. Chapman & Hall, New York.

9- Dalpé Y (1993) Vesicular-arbuscular mycorrhiza. In: Carter MR (ed) Soil Sampling and Methods Analysis. Lewis Publishers, Boca Raton FL, pp 287-301.

10- Dashtebani F, Hajiboland R, Aliasgharzad N (2014) Characterization of salt-tolerance mechanisms in mycorrhizal (*Claroideoglomus etunicatum*) halophytic grass, *Puccinellia distans*. Acta Physiologia Plantarun 36:1713-1726.

11- Donovan TJ, Day AD (1969) Some effects of high salinity on germination and emergence of barley (*Hordeum vulgare* L. emend Lam.). Agronomy Journal 61:236-238.

12- Ellis J (1992) Grasslands and Grassland Sciences in Northern China. National Academy Press, Washington, U.S.A.

13- Ellis RH, Roberts EH (1981) The quantification of ageing and survival in orthodox seeds. Seed Science and Technology 9:373-409.

14- FAO (2013) http://faostat3.fao.org/faostat-gateway/go/to/download/RL/*/E

15- FAO-Iran (2013) http://www.fao.org/countryprofiles/index/en/?iso3=IRN

16- Flowers TJ, Colmer TD (2008) Salinity tolerance in halophytes. New Phytologists 179:945-963.

17- George E, Walter J, Horst WJ, Neumann E (2012) Adaptation of plants to adverse chemical soil conditions. In: Marschner P (ed) Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants, Elsevier, Oxford, UK, pp 409-482.

18- Gulzar S, Khan MA (2001) Seed germination of a halophytic grass *Aeluropus lagopoides*. Annals of Botany 87:319-324.

19- Hajiboland R (2012) Effect of micronutrient deficiencies on plant stress responses. In: Ahmad P, Prasad MNV (eds), Abiotic Stress Responses in Plants. Springer, New York, pp 283-329.

20- Hajiboland R. (2013) Role of arbuscular mycorrhiza in amelioration of salinity. In: Ahmad P, Azzoz MM, Prasad MNV (ed) Salt Stress in Plants, Signaling, Omics and Adaptations. Springer, New York, pp 301-354.

21- Hajiboland R, Dashtebani F, Aliasgharzad N (2015) Physiological responses of halophytic C_4 grass *Aeluropus littoralis* to salinity and arbuscular mycorrhizal fungi colonization. Photosynthetica 53:572-584.

22- Hirrel MC, Mehravaran H, Gerdemann JW (1978) Vesicular arbuscular mycorrhiza in the Chenopodiaceae and Cruciferae: do they occur? Canadian Journal of Botany 56:2813-2817.

23- Hoagland DR, Arnon DI (1950) The water culture method for growing plants without soil. California Agricultural Experimental Station Circular 347, Berkeley, CA, U.S.A.

24- INVAM (2015) http://invam.wvu.edu/the-fungi. Retrived Oct 2015

25- Keiffer CW, Ungar IA (1995) Germination responses of halophyte seeds exposed to prolonged hypersaline conditions. In: Khan MA, Ungar IA (eds) Biology of Salt Tolerant Plants. University of Karachi, Karachi, pp 43-50.

26- Keiffer CW, Ungar IA (1997) The effect of extended exposure to hypersaline conditions on the germination of five inland halophyte species. American Journal of Botany 84:104–111.

27- Khan M.A, Gulzar S (2003) Germination responses of *Sporobolus ioclados*: a saline desert grass. Journal of Arid Environments 53:387-394

28- Khan MA (1999) Comparative influence of salinity and temperature on the germination of subtropical perennial halophytes. In: Lieth H, Moschenko M, Lohman M, Koyro HW, Harndy A (eds) Halophyte Uses in Different Climates I: Ecological and Ecophysiological Studies. Progress in Biometeriology, Backhuys Publishers, Netherlands, pp 77-88.

29- Khan MA, Ungar IA (1997) Effect of thermo-period on recovery of seed germination of halophytes from saline conditions. American Journal of Botany 84:279-283.

30- Kim CK, Weber DJ (1985) Distribution of VA mycorrhiza on halophytes on inland salt playas. Plant and Soil 83:207-214.

31- Macke A, Ungar IA (1971) The effect of salinity on germination of *Puccinellia nuttalliana*. Canadian Journal of Botany 49:515-520.

32- Maguire JD (1962) Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. Crop Science 2:176-177.

33- Mathur N, Singh J, Bohra S, Vyas A (2007) Arbuscular mycorrhizal status of medicinal halophytes in saline areas of Indian Thar Desert. European Journal of Soil Sciences 2:119-127.

34- Munns R, Tester M (2008) Mechanisms of salinity tolerance. Annual Review of Plant Biology 59:651-681.

35- Myers BA, Couper DI (1989) Effects of temperature and salinity on the germination of *Puccinellia ciliate* (Bor.) cv. Menemen. Australian Journal of Agricultural Research, 40: 561-571.

36- Norris JR, Read DJ, Varma AK (1992) Methods in Microbiology. Volume 24: Techniques for the Study of Mycorrhiza. Academic Press, London, 248 pp.

37- Phillips J M, Hayman DS (1970) Improved procedures for cleaning roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the Mycological Society 55:158-160.

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

39- Pujol JA, Calvo JF, Ramirez-Diaz L (2000) Recovery of Germination from Different Osmotic Conditions by Four Halophytes from Southeastern Spain. Annals of Botany 85:279-286

40- Ruiz-Lozano JM, Porcel R, Azcón C, Aroca R (2012) Regulation by arbuscular mycorrhizae of the integrated physiological response to salinity in plants: new challenges in physiological and molecular studies. Journal of Experimental Botany 63:4033-4044.

41- Schenck NC, Pérez Y (1987) Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. INVAM, Synergistic Publications, Gainesville, FL, U.S.A.

42- Shabala SN, Mackay A (2011) Ion transport in halophytes. In: Kader JC, Delseny M (eds) Advances in Botanical Research. Elsevier, Burlington, pp 151-199.

43- Smith SE, Read D (2008) Mycorrhizal Symbiosis. 3rd edition, Acedemic Press, London, 800 pp.

44- Vashisth A, Nagarajan S (2010) Effect on germination and early growth characteristics in sunflower (*Helianthus annuus*) seeds exposed to static magnetic field. Journal of Plant Physiology167:149-156.

Germination, photosynthesis and growth of two halophytic grass *Puccinellia distans* and *Aeluropus littoralis* under salinity and their colonization with mycorrhizal species in their natural habitat in the Tabriz plain

Dashtebani F.[1], Hajiboland R.[1] and Aliasgharzad N.[2]

[1] Plant Dept. Science, University of Tabriz, Tabriz, I.R. of Iran

[2] Soil Dept. Science and Engineering, University of Tabriz, Tabriz, I.R. of Iran

Abstract

The Tabriz Plain situated east of lake Urmia is increasingly facing soil salinization. Under these conditions, native halophytes are becoming more important for ecological stability and preventing erosion in the region. In this work, two halophytic grass species including *Puccinellia distans* and *Aeluropus littoralis* as the most important elements of the flora in this region were investigated regarding root mycorrhizal colonization in their natural habitat, seed germination, seedling establishment and growth at different salinity levels up to 500 mM NaCl. The two dominant arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) species in the rhizosphere of *Puccinellia distans* were *Glomus intraradices* and *G. mosseae* while in the rhizosphere of *Aeluropus littoralis*, *G. etunicatum* was also the dominant species. There was no relationship between soil pH and EC with population density of AMF species or root colonization rate in both plant species. Some of seed germination parameters decreased at 100 mM while other parameters diminished at 200 mM NaCl, significantly. Seedling establishment decreased at 200 mM and higher. In the hydroponic long-term experiment, dry matter production of plants was higher at 200 mM compared with control and lower salt concentrations but decreased at higher salt levels. However, the highest level of leaf photosynthesis and relative water content was observed at 100 mM. Our results indicated that cultivation of both species is a sustainable approach not only for bioremediation of saline soils and prevention of soil erosion but also for providing a source of fodder in this rural region.

Key words: Germination, seedling establishment, *Glomus spp.* Arbuscular mycorrhizal fungi, Halophytes