

جوانه‌زنی، فتوستتوز 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 زیست‌شناسی گیاهی

^۲ تبریز، دانشگاه تبریز، دانشکده کشاورزی، گروه علوم و مهندسی خاک

تاریخ پذیرش: ۹۵/۱/۱۲

تاریخ دریافت: ۹۴/۸/۲۳

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 litoralis*) به عنوان عناصر مهم این پوشش گیاهی از نظر ارتباطات میکوریزی در شرایط طبیعی زیستگاه، جوانه زنی دانه‌ها، 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 پوکسنلیا دیستانس شامل گلوموس اینترادیسز 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 فتوستتوز و مقدار آب برگ‌ها 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

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،

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 در دنیا تحت تأثیر 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 بیابان‌زایی است. در ایران خاک‌های شور و قلیایی در مناطق خشک و نیمه خشک توسعه زیادی دارد (۲) و

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). در گزارش‌های دیگر نیز اعلام شده است که تراکم جمعیت اسپور قارچ‌های میکوریزی در خاک‌های شور کمتر از خاک‌های دیگر نیست ولی تنوع گونه‌ای 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 *ایترارادیسز* (*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 و شوی نمک از سطح خاک، افزایش مقاومت گیاهان در برابر شوری خاک از طریق راهبردهای اصلاح و استفاده از گیاهان بومی مناطق

این گیاهان به دو گروه اجتناب‌کننده و جذب‌کننده تقسیم می‌شوند، گیاهان اجتناب‌کننده به منظور پرهیز از سمیت یونی، از جذب مازاد یون‌های نمک جلوگیری می‌کنند در حالی که گیاهان جذب‌کننده نمک را جذب کرده ولی آن را خارج از سیتوسول (درون واکوئل) انباشته می‌نمایند یا از طریق غده‌های ویژه نمک به خارج از اندام‌های خود ترشح می‌کنند (۴۲). هالوفیت‌ها گونه‌های جذب‌کننده‌ای 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 به دلیل 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 میلی‌مولار نمک دیده شده است (۷، ۱۶ و 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 تنظیم‌کننده‌های اسمزی آلی، افزایش سرعت فتوسنتز و کارایی مصرف آب در گیاهان میکوریزی شده موجب افزایش تحمل تنش شوری می‌شود. تولید هورمون‌های رشد گیاهی، اصلاح شرایط ریزوسفر و خاک و افزایش

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 نسبتاً 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 مرحله جوانه‌زنی از اهمیت ویژه‌ای برخوردار است، زیرا جوانه‌زنی ضعیف و کاهش رشد گیاهچه منجر به استقرار ضعیف و گاهی نابودی جمعیت آن‌ها می‌گردد. در تعدادی از هالوفیت‌ها سطح معین شوری می‌تواند موجب تحریک جوانه زنی گردد در حالی که در مورد برخی گونه‌ها موجب مرگ دانه می‌شود (۲۹). مطالعه جوانه‌زنی دانه‌ها در غلظت‌های متفاوت شوری لازمه توسعه روش‌هایی است که برای معرفی گونه‌های متحمل به شوری برای کشت در زمین‌های بایر و شور ارائه می‌شوند (۱۲). از سوی دیگر با توجه به نقش مهم همزیستی میکوریزی در ثبات 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 از این قارچ‌ها و استفاده هرچه بیشتر از آن‌ها در اکوسیستم‌های مناطق خشک و شور گردد.

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

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 chinampoensis*) به‌عنوان نمونه شایان ذکر است (۱۲). داشتن شناخت کامل از گیاهان مقاوم به شوری لازمه 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 litoralis*) 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. هر دو گونه بیشتر در سواحل دریاها و دریاچه‌های شور، کنار جاده و چمن‌زارهای رودخانه‌ای می‌رویند (۳). این دو گونه می‌توانند 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

گردیدند. نمونه‌های خاک بلافاصله به آزمایشگاه منتقل شده و پس از خشک شدن دردمای محیط، درکپس‌های پلاستیکی قرار گرفته و در دمای 4°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 Instruments, 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°C حرارت داده شدند. پس از شستشوی کامل با آب برای اسیدی شدن، ریشه‌ها به مدت سه دقیقه در محلول HCl یک درصد قرار گرفته و سپس بدون شستشو با آب، در محلول رنگی لاکتوگلیسرین تریپان بلو در دمای 90°C به مدت یک ساعت رنگ آمیزی شدند. در مرحله بعد به منظور رنگ‌بری، قطعات ریشه به مدت حداقل ۵ ساعت در محلول رنگ‌بر (لاکتوگلیسرین) قرار داده شدند. درصد کلنی‌دارشدگی ریشه به روش تقاطع خطوط شبکه تعیین گردید (۳۷).

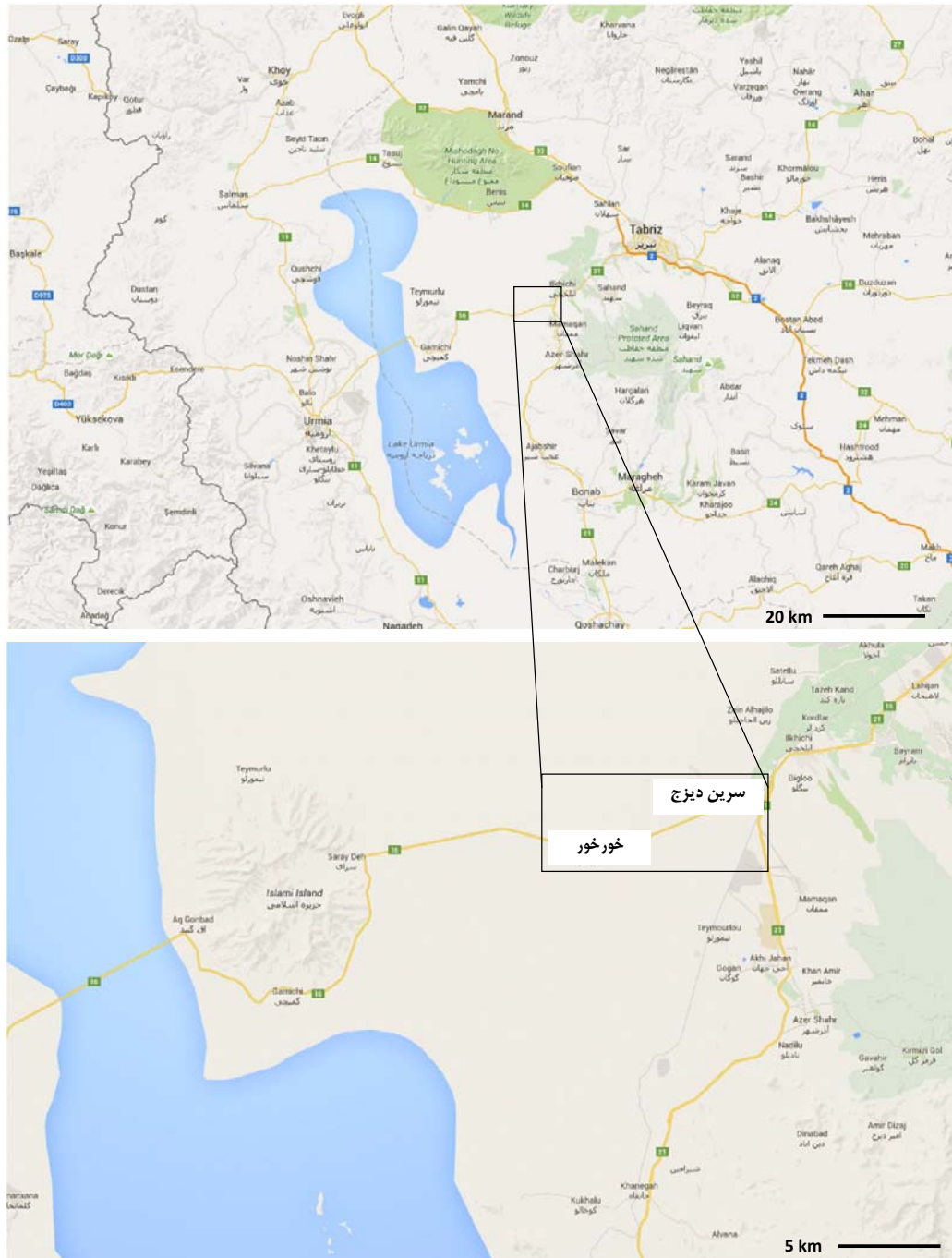
شمارش تعداد اسپور و شناسایی گونه‌های غالب قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار: از هر نمونه خاک، پنج گرم برداشته و اسپورها به روش غربال مرطوب و سپس شناورسازی در ساکارز ۴۵ درصد، استخراج و بر روی کاغذ شطرنجی قرار داده شده و به کمک لوپ ($\times 30$) شمارش گردیدند (۹). ریزترین غربال مورد استفاده، $53\ \mu\text{m}$ 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 و سالم به منظور شناسایی گونه‌های قارچی، اقدام به کشت تله گلدانی با گیاه ذرت گردید.

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 آن‌ها در شرایط شور انجام گرفته است. هم‌چنین به منظور شناخت شرایط خاک زیستگاه این دو گونه و اکولوژی میکروبی آن، تعداد و ترکیب گونه‌های غالب قارچ‌های میکوریز آربوسکول‌دار و درجه کلنی‌دارشدگی 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 ۰-۳۰ 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 شماره‌های ۱ تا ۵ نامگذاری



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

تاریکی، دمای حدود 26°C 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

دراین کشت، از مخلوطی از نمونه خاک جمع‌آوری 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

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 پارافیلیم پوشانده شد. پتری‌دیش‌ها 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.

$$PG = (N_i/N) \times 100 \quad (\text{درصد جوانه‌زنی})$$

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

معادله ۲ (سرعت جوانه‌زنی، شاخص ماگویر)

$$R_s = \sum S_i / D_i$$

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

معادله ۳ (سرعت جوانه‌زنی، شاخص تایمسون)

$$GR = \sum (G/t)$$

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

$$GI = \sum T_i N_i / S \quad (\text{شاخص جوانه‌زنی})$$

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)

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

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 از خاک 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 پلی‌وینیل لاکتوگلیسیرول (PVLG) و PVLG همراه با معرف ملزر (Melzer) (به نسبت حجمی ۱:۱) 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 در محل اتصال به اسپور و نحوه انسداد در صورت 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 جمع‌آوری 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

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 میلی‌مولار آغاز شد. به منظور جلوگیری از ایجاد شوک اسمزی، تیمارهای فوق به صورت 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 $300 (\mu\text{mol photons m}^{-2} \text{s}^{-1})$ ، فتوپریود ۱۷ ساعت روشنایی/۷ ساعت تاریکی، رطوبت ۸۰-۹۰٪ و دمای ۲۰/۲۵ درجه 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، شاخص‌های تبادل گاز فتوسنتزی با استفاده از دستگاه آنالیزور مادون قرمز (LCA-4, ADC Bioscientific Ltd., UK) تعیین شد. برای اندازه‌گیری مقدار آب نسبی (RWC) قطعات برگ‌گی در ابعاد 1×1 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 داده‌ها: آزمایش جوانه زنی در قالب طرح بلوک‌های کاملاً تصادفی با ۴ تکرار مستقل (۴ پتری‌دیش) که در هرکدام ۲۵ بذر قرار داشتند انجام گرفت. آزمایش استقرار دانه رست و رشد در شرایط شوری در کشت هیدروپونیک نیز در طرح بلوک‌های کامل تصادفی با ۴ تکرار به صورت ۴ گلدان و ۲۰ گیاه در هرگلدان انجام شد. تجزیه و تحلیل آماری داده‌ها با استفاده

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 بنبه بذر) $VI = [(PL + RL) \times GP] / 100$ که در آن VI (Vigor index) شاخص بنبه 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. بذرهایی جوانه زده یک روز در میان شمارش و با 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) درصد بازیابی قدرت جوانه‌زنی بذرها، a تعداد کل بذرهایی که پس از انتقال به آب مقطر 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. بذرهایی ضد عفونی 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

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 به صورت معنی داری 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 این حال، 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 ($p < 0.05$).

	۵	۴	۳	۲	۱		
منطقه	۷/۳۸±۰/۵ ^a	۷/۳۰±۰/۸ ^a	۷/۶۰±۰/۷ ^a	۷/۱۴±۰/۹ ^a	۷/۵۹±۰/۴ ^a	pH	
سرین دیزج	۴۵/۲±۸/۱ ^{ab}	۳۲/۱±۴/۱ ^b	۴۸/۴±۸/۱ ^a	۴۲/۳±۵/۷ ^{ab}	۳۷/۴±۷/۴ ^{ab}	EC	
منطقه	۷/۱۸۰±۰/۶ ^a	۶/۶۵±۰/۵ ^b	۷/۳۰±۰/۳ ^{ab}	۷/۴۵±۰/۲ ^{ab}	۷/۵۰±۰/۲ ^{ab}	pH	
خورخور	۴۳/۲±۸/۴ ^b	۵۶/۹±۴/۹ ^a	۴۱/۰±۶/۳ ^b	۳۰/۷±۳/۹ ^b	۳۰/۹±۵/۱ ^b	EC	

برداری شماره دو به صورت معنی داری 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).

جمعیت اسپورها در منطقه سرین دیزج (ریزوسفر گیاه پوکسنلیا دیستانس) بیش از منطقه خورخور (ریزوسفر گیاه *آلوروپوس لیتورالیس*) بود. در بین نمونه‌های ریزوسفر گیاه پوکسنلیا دیستانس، جمعیت اسپورها در نقطه نمونه

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 ($p < 0.05$).

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

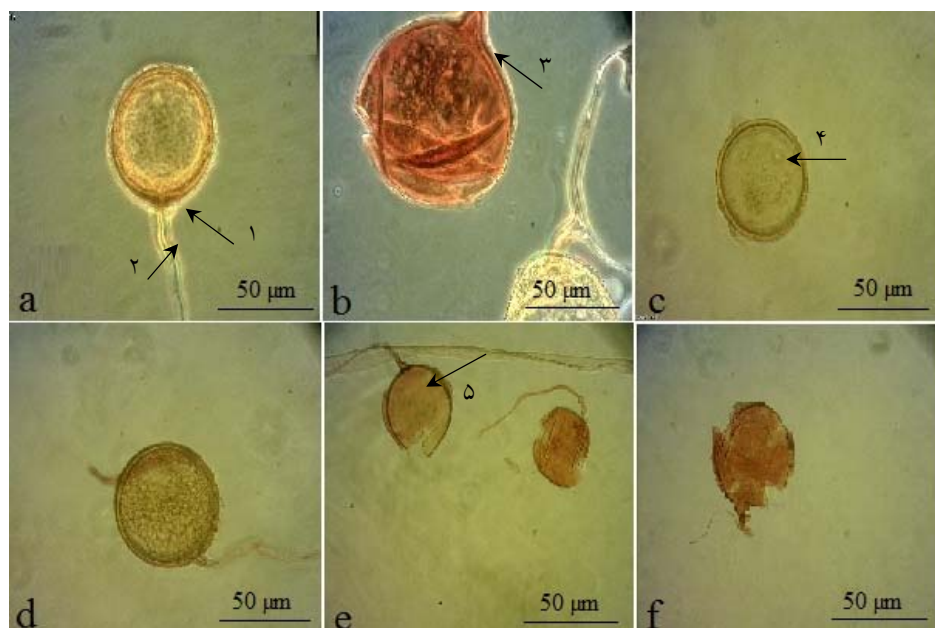
گونه‌های غالب قارچ میکوریز آربوسکول‌دار در ریزوسفر گیاه پوکسنلیا دیستانس شامل *گلواموس اینترادیسز* و *گلواموس موسه* بودند درحالیکه در ریزوسفر *آلوروپوس لیتورالیس*، علاوه بر دو گونه قارچی فوق‌الذکر، گونه *گلواموس اتونیکاتوم* نیز غالبیت داشت (شکل ۲).

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

آلوروپوس لیتورالیس بود (شکل ۳). جوانه زنی دانه‌ها به طور کامل با قرار گرفتن در آب مقطر بازیابی شد و تفاوتی بین دانه‌هایی 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 پوکسنلیا دیستانس سرعت جوانه زنی در هر دو روش محاسبه مورد استفاده، در سطح شوری ۱۰۰ میلی مولار به صورت معنی‌داری کاهش یافت و تفاوت بین سایر سطوح شوری اعمال شده، همه معنی‌دار بود.

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 معنی‌دار بود. هرچند درصد جوانه زنی در آلوروپوس لیتورالیس در شوری ۲۰۰ میلی مولار نمک (۸۴ درصد) بیش از آن در پوکسنلیا 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 پوکسنلیا دیستانس و

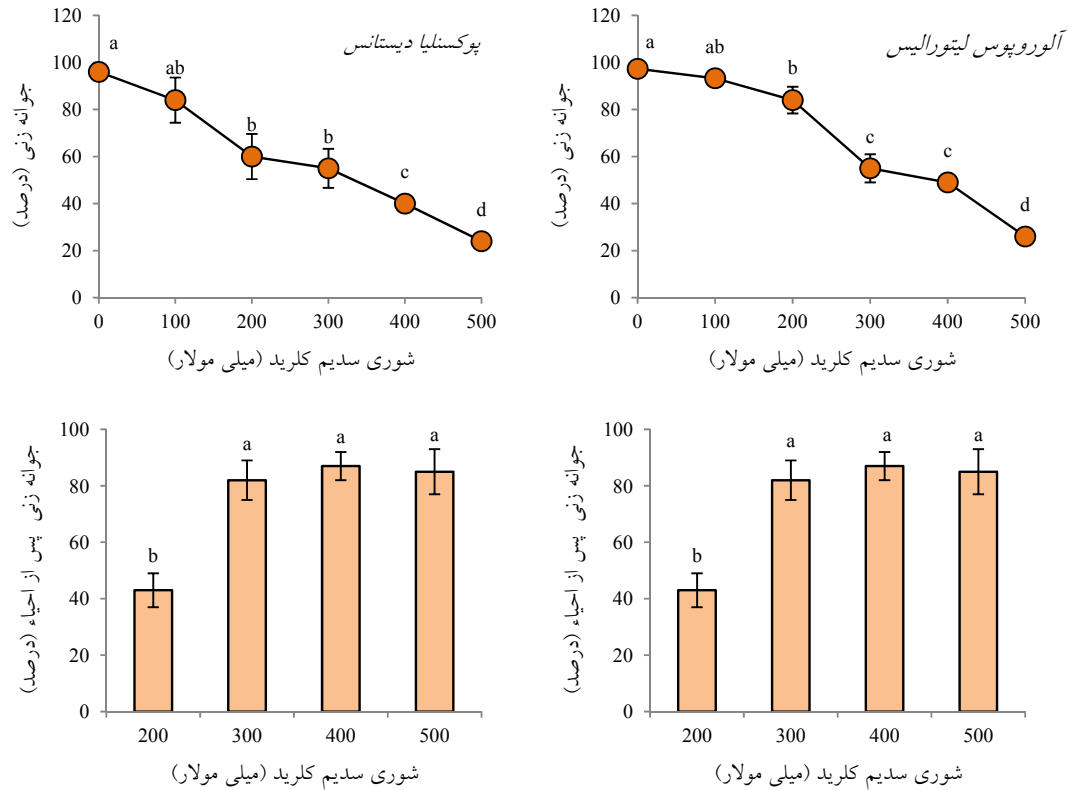


شکل ۲- اسپور قارچ میکوریز آربوسکول دار در ریزوسفر گیاه پوکسنلیا دیستانس (a و b) و آلوروپوس لیتورالیس (c، d، e، f). گونه‌های گلووموس ایتترادیسز (a) و گلووموس موسه آ (b) در ریزوسفر گیاه پوکسنلیا دیستانس و گونه‌های گلووموس اتونیکاتوم (c)، گلووموس ایتترادیسز (d) و گلووموس موسه آ (f) در ریزوسفر آلوروپوس لیتورالیس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

آنچه در مورد پوکسنلیا دیستانس دیده شد از نظر آماری تفاوت معنی‌داری با یکدیگر نداشتند. ضریب سرعت جوانه زنی نیز تا ۳۰۰ میلی مولار نمک تحت تاثیر قرار نگرفت و کاهش معنی‌دار نسبت به شاهد و سطح ۱۰۰ میلی مولار، تنها در شوری ۴۰۰ و ۵۰۰ میلی مولار دیده شد (جدول ۳).

ضریب سرعت جوانه زنی با ۱۰۰ میلی مولار و بیشتر شوری کاهش معنی‌داری یافت، با این حال، تفاوت بین ضریب سرعت جوانه زنی بین سطوح بالای شوری (۲۰۰ تا ۵۰۰ میلی مولار) معنی‌دار نبود (جدول ۳).

در آلوروپوس لیتورالیس، علاوه بر کاهش سرعت جوانه زنی تحت تیمار شوری، برخی سطوح شوری برخلاف



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 ($p < 0.05$).

ضریب سرعت جوانه زنی	پوکسنلیا دیستانس		آلوروپوس لیتورالیس		سدیم کلرید (میلی مولار)
	سرعت جوانه زنی		سرعت جوانه زنی		
	شاخص تامسون	شاخص مایگوبر	شاخص تامسون	شاخص مایگوبر	
۰	۱۰/۲۱±۰/۱۱ ^a	۴۰/۸±۰/۷ ^a	۳۵/۰±۳/۲ ^a	۲/۰۱±۰/۰۵ ^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	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	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	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}	۷/۱۰±۰/۳۵ ^b
۵۰۰	۱/۰۵±۰/۲۹ ^f	۴/۹±۰/۳ ^f	۱۴/۰±۰/۴ ^e	۰/۵۱±۰/۰۸ ^c	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

پوکسنلیا 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).

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

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
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
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}
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	۵/۴±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
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
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

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 هر دو منطقه مشابه و در محدوده ۳۰-۴۵ دسی زیمنس بر متر بوده است.

در گیاهان پوکسنلیا 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).

فتوستنز 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 این حال، با افزایش بیشتر شوری، کاهش فتوستنز 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

جدول ۵- شاخص‌های رشد اندام هوایی و ریشه (میلی‌گرم به ازای گیاه) و شاخص‌های تبادل گاز شامل فتوستنتر (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 ($p < 0.05$).

مقدار آب نسبی	تعرق	گشودگی روزنه	فتوستنتر خالص	ریشه		اندام هوایی		سدیم کلرید (میلی مولار)
				وزن خشک	وزن تر	وزن خشک	وزن تر	
۷۵±۱۲ ^b	۱/۳۵±۰/۱۲ ^c	۰/۲۴±۰/۰۱ ^b	۳/۹۵±۰/۴۷ ^{bc}	۳۴±۸ ^b	۴۲۰±۱۰۷ ^b	۱۸۴±۱۰ ^b	۱۲۰۱±۲۶۰ ^{ab}	۰
۸۱±۱ ^{ab}	۲/۳۵±۰/۱۱ ^b	۰/۲۹±۰/۰۴ ^{ab}	۳/۹۷±۰/۰۶ ^{bc}	۳۸±۴ ^b	۳۹۲±۶۰ ^b	۱۷۵±۳۲ ^b	۱۰۲۸±۱۲۰ ^b	۵۰
۹۰±۴ ^a	۳/۱۷±۰/۳۱ ^a	۰/۴۰±۰/۰۸ ^a	۶/۸۱±۰/۶۵ ^a	۴۲±۶ ^{ab}	۵۱۰±۹۴ ^b	۱۷۹±۱۶ ^b	۱۲۲۶±۹۱ ^{ab}	۱۰۰
۸۶±۴ ^{ab}	۲/۰۷±۰/۱۲ ^b	۰/۳۲±۰/۰۹ ^{ab}	۴/۶۸±۰/۱۸ ^b	۵۱±۶ ^a	۷۰۶±۸۶ ^a	۲۳۸±۷۱ ^a	۱۳۹۷±۱۲۴ ^a	۲۰۰
۸۰±۱ ^{ab}	۲/۲۱±۰/۱۷ ^b	۰/۲۹±۰/۰۸ ^{ab}	۴/۰۹±۰/۴۴ ^{bc}	۳۹±۸ ^{ab}	۵۱۹±۶۶ ^b	۱۴۴±۷۱ ^c	۱۰۰۶±۱۲۴ ^b	۳۰۰
۸۰±۷ ^{ab}	۲/۰۵±۰/۳۱ ^b	۰/۲۷±۰/۰۵ ^{ab}	۴/۶۵±۰/۵۲ ^{bc}	۲۸±۱ ^b	۳۸۸±۷۴ ^b	۱۲۸±۱۴ ^d	۶۹۳±۷۵ ^b	۴۰۰
۸۵±۱ ^{ab}	۱/۷۴±۰/۰۶ ^c	۰/۲۲±۰/۰۲ ^b	۳/۴۴±۰/۱۳ ^c	۳۸±۱۲ ^b	۴۳۷±۴۱ ^{ab}	۱۳۲±۴۰ ^d	۷۱۸±۱۵۸ ^b	۵۰۰

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 احتمالاً 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

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 هیچ کدام اثر معنی داری روی گونه های مورد بررسی که هالوفیت می باشند، نداشته است. تفاوت یک واحد EC 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 می شود 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، هم چنین همبستگی بین تغییرات pH و EC خاک با تعداد اسپورها و کلنی دار شدگی ریشه مشاهده نشد.

اسپورزایی تحت تنش شوری در شرایط کلنی‌دارشدگی پایین ریشه و نیز مهارتندش اسپور در این شرایط است که باعث انباشتگی اسپوردر خاک‌های شور می‌شود (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 گلکوفیت 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

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 اینترادیسز غلبه داشتند در حالی که گونه های گلوموس موسه آ و گلوموس اتونیکاتوم در شوری های زیاد و فور 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). احتمالاً بخشی از این تناقض به روش شمارش اسپور در خاک مربوط باشد، به طوری که با تغییر مقدار ماده آلی خاک، کارایی 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

جوان در گونه اخیر در شرایط شوری از اهمیت بیشتری برخوردار بوده و می‌تواند 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 شاخص‌های مرتبط کمتر از پوکسینلیا دیستانس است. سرعت پایین جوانه زنی در گونه‌های مرتعی به ویژه در شرایط افراطی اقلیم و خاک می‌تواند نوعی برتری اکولوژیک باشد زیرا باعث می‌شود در هر زمان بخشی از ذخیره بذر اکوسیستم جوانه نزنده و برای شرایط مناسب تر ذخیره شود (۶ و ۸).

احیای بعد از جوانه زنی که تقریباً بطور کامل (۸۰ درصد) موجب بازگشت جوانه زنی شد، از نظر اکولوژیکی برای گسترش این گونه‌ها 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 دانه‌ها جلوگیری کند نقش مهمی در حفظ ذخایر بذر در اکوسیستم شور در این گیاهان بازی می‌کند. بالاتر بودن بازیافت در شدت‌های بالاتر شوری براساس فرمول مورد استفاده قابل انتظار بود. بالاتر بودن بازیافت در شوری‌های بالاتر و نیز درصد بازیافت مشابه در سطح معین شوری در هالوفیت‌های دیگر نیز دیده شده است (۲۸ و ۲۹).

رشد گیاهان و فتوستتزر در محیط هیدروپونیک: در این بررسی پیشینه رشد گیاهان در غلظت محیطی ۲۰۰ میلی مولار نمک مشاهده گردید. در گونه‌های ناتروفیل (سدیم دوست) پیشینه رشد در حضور سدیم رخ می‌دهد و غلظت محیطی بهینه بسته به گونه بین ۵۰ تا ۷۵ میلی مولار متغیر است (۷ و ۱۹). در این گونه‌ها سدیم به دلیل ذخیره واکوئولی آن، به‌عنوان عامل ایجاد کننده فشار اسمزی عمل کرده و در نتیجه به بهبود روابط آبی در شرایط شور کمک

می‌کند. جایگزینی پتاسیم در کارکردهای اسمزی و ایفای نقش صرفه جویی در متابولیسم این عنصر، پاسخگری سریع تر روزنه‌ها به شرایط کم آبی و حفظ بهتر تعادل آبی (۷) و تحریک فتوستتزر و متابولیسم ازت (۱۹) از دیگر کارکردهای این عنصر است (۱). در گونه‌های هالوفیت، پیشینه رشد و تولید ماده خشک حتی در غلظت‌های بیشتری از سدیم کلرید دیده می‌شود که در مورد دولپه ای‌های هالوفیت ۲۵۰-۵۰ میلی مولار سدیم کلرید در محیط ریشه است (۱۶ و ۴۲). علاوه بر سازوکارهای فوق، نیاز به سدیم در مسیر فتوستتزی برخی گونه‌های C_4 ، آن را به یک عنصر ضروری تبدیل کرده که در برخی از گونه‌های این مسیر فتوستتزی از جمله پانیکوم میله آستوم (*Panicum miliaceum*) و آمارنتوس تری کلر (*Amaranthus tricolor*) اثبات شده است (۷). در مورد گندمیان هالوفیت معمولاً پیشینه رشد در غیاب نمک دیده می‌شود ولی گزارش‌هایی دال بر تحریک رشد در شرایط شوری در این گونه‌ها نیز وجود دارد (۱۶ و ۱۹). نتایج بررسی حاضر نشان می‌دهد که در این گونه هالوفیت از گندمیان نیز تحریک رشد مشابه گزارش‌ها در مورد دولپه ای‌های هالوفیت قابل توجه بوده و از نظر اکولوژیکی می‌تواند نتایج مهمی از نظر افزایش پراکنش آن در مناطق شور داشته باشد.

فتوستتزر گیاهان در شرایط شوری ملایم با بهینه غلظت ۱۰۰ میلی مولار افزایش یافت که همراه با افزایش گشودگی روزنه‌ها بود، کاهش بعدی نیز همراه با کاهش هدایت روزنه ای بود. همبستگی بین شدت فتوستتزر و گشودگی روزنه‌ها در تمام سطوح شوری ($r=0.92$) نشان داد که تغییرات در دسترسی به دی‌اکسید کربن اتمسفر عامل مهم پاسخ فتوستتزر گیاهان به سطوح مختلف شوری بوده است. سدیم که در ناتروفیل‌ها و هالوفیت‌ها نسبت به پتاسیم با کارایی بیشتری به عنوان اسموتیکوم عمل می‌کند (۷) و (۱۹) می‌تواند عامل گشودگی بیشتر روزنه‌ها باشد. هر چند افزایش گشودگی روزنه‌ها در شرایط شوری در

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 قارچ‌های میکوریزی بومی این مناطق می‌تواند 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 اندام‌های قارچی منتقل می‌شود، حضور این قارچ‌ها به عنوان مسیری برای جریان کربن از اتمسفر به اکوسیستم خاک محسوب شده و نقش موثری در تامین کربن آلی خاک‌های شور خواهد داشت. از سوی دیگر این گیاهان علوفه‌ای می‌توانند در تعلیف دام اهمیت داشته و با ترویج کشت آن‌ها در مناطق شور اطراف دریاچه ارومیه علاوه بر حفاظت از خاک و اکوسیستم منطقه، با تامین بخشی از نیاز علوفه‌ای 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 می‌نمایند.

گیاهان ناتروفیل و هالوفیت، موجب افزایش تعرق نیز می‌شود، 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 می‌شود (۱۹). چنانچه در این بررسی نیز افزایش تعرق موجب کاهش آب برگ‌ها 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 می‌تواند به چند مولفه مربوط باشد که از مهم‌ترین آنها حفظ روابط آبی، افزایش فتوسنتز و نیز فعال شدن سیستم دفاع آنتی‌اکسیداتیو را می‌توان نام برد (۳۴). احتمالاً 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. بررسی‌های بیشتری برای تعیین سازوکارهای پاسخ به شوری‌های متفاوت در این هالوفیت لازم است.

نتیجه‌گیری کلی

گسترده‌گی رویش دو هالوفیت پوکسنیلیا دیستانس و آلوروپوس لیتورالیس در زیستگاه‌های شور به ویژه حاشیه

منابع

- ۱- حاجی بلند، ر و ابراهیمی، ن ۱۳۹۲ تاثیر شوری ملایم و کاربرد پلی آمین‌ها بر رشد، فتوسنتز و متابولیسم فنل‌ها در گیاه سدیم پسند چغندر قند. مجله پژوهش‌های گیاهی جلد ۲۶ شماره ۳ صفحات ۲۹۰-۳۰۰
- 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 Plantarum 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/?is_o3=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 C₄ grass *Aeluropus litoralis* 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>. Retrired 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, Academic 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 Physiology 167:149-156.

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