



بررسی شرایط بهینه به منظور استفاده از سیانوباکتری *Synechococcus* sp. ISC106 به عنوان کاندید تولید بیودیزل

الهه کیائی^{۱*}، نداسلطانی^۲، مهناز مظاهری اسدی^۳، رمضانعلی خاوری نژاد^۱، مهروز دزفولیان^۴

^۱ دانشگاه آزاد اسلامی، واحد علوم و تحقیقات تهران، گروه زیست‌شناسی، تهران، ایران

^۲ پژوهشکده علوم پایه کاربردی جهاد دانشگاهی، گروه میکروبیولوژی نفت، تهران، ایران

^۳ سازمان پژوهش‌های علمی و صنعتی، گروه بیوتکنولوژی، تهران، ایران

^۴ دانشگاه آزاد اسلامی، واحد کرج، گروه میکروبیولوژی، کرج، ایران

تاریخچه مقاله: چکیده

دریافت: ۹۲/۱۰/۱۵
اصلاح: ۹۲/۱۱/۰۸
پذیرش: ۹۲/۱۱/۲۰

گرم شدن تدریجی زمین به دلیل استفاده بی‌رویه از سوخت‌های فسیلی سبب شده تا دانشمندان درصدد تولید سوختی تجدیدپذیر و جایگزین سوخت‌های فسیلی باشند. هدف از این پژوهش تعیین شرایط بهینه برای تولید بیودیزل از سیانوباکتری *Synechococcus* sp. ISC106 در شرایط مختلف میزان نیتروژن و pH می‌باشد. نمونه‌برداری از جزیره خارک انجام شد. بعد از خالص‌سازی، نمونه در محیط کشت BG11 در دمای °C ۲۵ و pH ۷ نگهداری شدند. شناسایی نمونه به روش مورفولوژیک و مولکولی انجام شد. سپس نرخ رشد، میزان رنگیزه‌ها و فتوسنتز، تحت غلظت‌های ۰/۲۵، ۰/۵، ۱ و ۱/۵ درصد NaNO_3 ، و pH‌های ۵، ۷، ۹ اندازه‌گیری شدند. میزان کل اسیدهای چرب با کمک دستگاه FTIR و پروفایل اسیدهای چرب با استفاده از GC سنجیده شد. نتایج نشان داد که بهترین شرایط رشد در غلظت ۱/۵ درصد NaNO_3 و pH ۷ رخ می‌دهد. بیشترین میزان رنگیزه و تولید اسید چرب در غلظت ۰/۲۵ درصد NaNO_3 و pH ۹ دیده شد. حداکثر محتوی لیپیدها از جمله متیل میرستات (۳۱/۸٪)، متیل پالمیتات (۱۴/۴۰٪)، متیل استئارات (۲۱/۴۹٪)، متیل اولئات (۵/۶۵٪)، متیل لینولئات (۱۴/۵۴٪)، متیل لینولات (۵/۷۷٪) اندازه‌گیری شد. نتایج نشان می‌دهد، *Synechococcus* sp. ISC106 در شرایط استرس محیطی، تولید لیپید را افزایش می‌دهد.

کلمات کلیدی:

اسید چرب
کلروفیل
بیودیزل
سیانوباکتری
Synechococcus

مقدمه

امروزه انرژی به عنوان یکی از اساسی‌ترین نیاز صنایع، از جمله صنایع غذایی و کشاورزی محسوب می‌شود. درصد زیادی از کل انرژی جهان از سوخت‌های فسیلی تامین می‌شود، از آنجاییکه منابع این سوخت‌ها محدود می‌باشد و با توجه به افزایش قیمت آنها افزایش گازهای گلخانه‌ای و مسایل زیست محیطی؛ تمایل به منابع بیولوژیک به عنوان انرژی جایگزین افزایش یافته است (Greenwell et al., 2010). در سال ۱۹۹۰ رادولف دیزل برای اولین بار دیزل را از روغن گیاهی استخراج کرد. اما تولید

* نویسنده مسئول، پست الکترونیک: elah_e_kiaei81@yahoo.com

بیودیزل از روغن های خوراکی باعث به وجود آمدن رقابت شدید در بازار و افزایش قیمت روغن می گردد. بنابراین انتخاب ماده خام مناسب اولیه در تولید بیودیزل مهم است. اگرچه استفاده از چربی های حیوانی می تواند هزینه ها را کاهش دهد اما به دلیل اسیدهای چرب اشباع زیاد، عدد ستان بالاتر داشته و به میزان زیادی در دمای بالا تمایل به اکسیداسیون دارند. به دلیل ساختار ترکیب اسید چرب، روغن های میکروبی نسبت به روغن های گیاهی در تولید بیودیزل ترجیح داده می شوند. از مهمترین میکروارگانیسم ها مورد استفاده می توان باکتری ها، مخمرها، کپک ها، جلبک ها و سیانوباکتری ها را نام برد (Tabatabaei *et al.*, 2011; Angermayr *et al.*, 2009).

سیانوباکتریها گروه بزرگی از میکروارگانیسم های فتوسنتز کننده ی پروکاریوتی به صورت تک سلولی و گاهی چند سلولی ساده می باشند. سرعت رشد بسیار بالا، همچنین رشد در شرایط سخت محیطی مانند آب های شور و مناطق خشک، تامین مواد غذایی از فاضلاب های گوناگون، فراهم سازی سود زیاد از پالایش زیستی فاضلاب ها، جذب دی اکسید کربن از گازهای حاصل از نیروگاه های با سوخت فسیلی و در نتیجه کاهش انتشار گازهای گلخانه ای، و همچنین تولید محصولات جانبی با ارزش، از مزایای استفاده از سیانوباکتری ها می باشد (Darzins *et al.*, 2008). این میکروارگانیسم ها برای رشد، به نور، قند، دی اکسید کربن CO₂، ازت، فسفر و پتاسیم نیاز داشته و در مدت زمان کوتاهی انواع لیپیدها، هیدرات های کربن و پروتئین ها را بعنوان محصولات متابولیکی به مقادیر قابل ملاحظه ای تولید می نمایند. بخش عمده این محصولات متابولیکی در غالب سوخت های زیستی حائز اهمیت هستند (Mata *et al.*, 2010).

آزمایشات حاکی از آن است که حدود ۶۰-۸ درصد وزن خشک اغلب ریز جلبک ها را ترکیبات لیپیدی تشکیل می دهد، با این حال کم بودن میزان روغن و بیومس ریزجلبک ها یکی از دغدغه های اصلی تولید در مقیاس انبوه و صنعتی بوده است که با کمک روش های کشت انبوه و نیز استخراج فرآورده های سوختی به شیوه های مختلف از قبیل خشک کردن در دمای بالا، روش های مختلف ترموشیمیایی، اکسیداسیون بیومس جهت تولید گازهای قابل احتراق یا بیوگاز و سوزاندن مستقیم، تغییرات بیوشیمیایی جهت تبدیل بیومس به سوخت، استفاده از اولترا سوند و پالس های الکترومغناطیسی که در تخریب سلول ها و استخراج سوخت های مایع و یا سوخت های گازی مؤثرند، سبب رفع مشکل موصوف و توجیه منطقی در بعد صنعتی گردیده است (Jansson, 2011; Mutanda *et al.*, 2011).

سوخت های زیستی، فاقد سولفور و ترکیبات آروماتیکی سوخت های فسیلی می باشند، احتراق آنها CO₂ اتمسفر را افزایش نمی دهد، تجزیه پذیر می باشد و غیرسمی است و تقریباً دارای ۱۰٪ اکسیژن می باشد که به احتراق آن در شرایط غنی از سوخت کمک می کند (Quintana *et al.*, 2011). در طی فرآیند تولید بیودیزل مولکول های ترکیبات روغن یا چربی با یک الکل مانند متانول یا اتانول در حضور یک کاتالیزور اسیدی، قلیایی یا آنزیمی شرکت کرده و گروه OH الکل جایگزین زنجیره هیدروکربنی موجود در روغن می شود. در نتیجه استرهایی با ساختمان مولکولی جدید به نام استرهای آلکیل اسید چرب به وجود می آید (Lu *et al.*, 2010).

یکی از مکانیسم هایی که سبب می شود ریزجلبک ها متابولیسم مواد لیپیدی خود را تغییر دهند، پاسخ به شرایط بحرانی و استرس ناشی از فقر منبع غذایی می باشد. تحت شرایط نامساعد محیطی یا استرس، بسیاری از جلبک ها مسیرهای بیوسنتتیک چربی خود را به سمت تشکیل و تجمع چربی خنثی (۲۰-۵۰ درصد وزن خشک) و عمدتاً به شکل تری اسیل گلیسرول (TAG) تغییر می دهند. بر خلاف گلیسرولیپیدهای موجود در غشاء، تری اسیل گلیسرول ها نقش ساختاری نداشته بلکه به عنوان منبع ذخیره کربن و انرژی در سلول عمل می کنند. با این حال، برخی از شواهد نشان می دهد که، در جلبک ها، مسیر بیوسنتز TAG ممکن است نقش فعالی در پاسخ به استرس های محیطی در کنار عملکرد آن به عنوان ذخیره کربن و انرژی ایفا می نماید.

همچنین وجود متغیرهای محیطی، از جمله مواد مغذی، میتواند اثر زیادی بر روی کمیت و کیفیت لیپید در ریزجلبک ها داشته باشد (Harwood, 1998).

تحقیقات نشان داده علاوه بر نرخ رشد و میزان تولید لیپید، کیفیت لیپید نیز در تولید بیودیزل موثر می باشد. کیفیت بیودیزل به عواملی مانند چگالی، ویسکوزیته، عدد ستان، نقطه ابری شدن، نقطه ریزش و ارزش حرارتی و... بستگی دارد. هرچه میزان

اسیدهای چرب اشباع بیودیزل بیشتر و پیوند دوگانه کمتر وجود داشته باشد، عدد ستان بیشتر از ۶۰ شده و زمان احتراق سوخت کاهش می یابد. اسیدهای چرب زنجیره کوتاه ویسکوزیته کمتری داشته و در نتیجه روانی آنها افزایش یافته و فشار کمتری به موتور وارد می گردد. همچنین افزایش میزان اسیدهای چرب اشباع باعث منجمد شدن در هوای سرد شده و بلورهایی در سوخت ایجاد می گردد. مشخص شده است که وجود اسیدهای چرب با طول حدود ۱۴ تا ۲۴ کربن و وجود یک پیوند دوگانه در طول آن در افزایش کیفیت سوخت موثر می باشد (Jungblut, 2009; Ghasemi *et al.*, 2012).

این رویکرد مطالعه تولید بیودیزل از سیانوباکتریها در جهان چند دهه‌ای است که آغاز شده ولی در ایران این سابقه از چند سال تجاوز نمی کند. در تحقیقی قاسمی و همکاران جلبک *Chlamydomonas sp.* جدا شده از خاک زمین‌های کشاورزی در استان فارس را به عنوان کاندیدی برای تولید بیودیزل معرفی کردند. میزان لیپید آن نسبت به گونه‌های مطالعه شده در آن تحقیق ۲۵٪ افزایش نشان داد و حداقل ۹ نوع متیل استر اسید چرب در لیپید آن یافت شد (Morowvat *et al.*, 2010).

Najafi و همکاران (۲۰۱۱) در مطالعه‌ای بر روی دریاچه‌های مختلف ایران به معرفی مختصری از منابع، وضعیت و چشم انداز جلبک‌ها به عنوان یک منبع انرژی پایدار برای تولید بیودیزل پرداختند.

هدف از این مطالعه تعیین شرایط بقا، رشد، وضعیت رنگیزه‌ای، تولید چربی و پروفایل اسیدهای چرب سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC 106 در شرایط مختلف میزان نیتروژن و pH برای تولید بیودیزل می باشد.

مواد و روش‌ها

سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 از سواحل جزیره خارک و جوامع اپی لیتیک موجود در این سواحل جمع‌آوری و بعد از انتقال به آزمایشگاه بر روی محیط‌های کشت جامد کشت داده شد. پس از پاساژهای متوالی کلنی‌های خاص مربوط به نمونه جداسازی شده و بر روی پلیت‌های مجزا قرار داده شدند (Andersen, 2005). سپس نمونه‌ها به محیط کشت تخصصی مایع BG11 منتقل شدند. به منظور تیماردهی، ابتدا محیط بصورت مایع بدون منبع نیتروژن تهیه شده و سپس مقادیر مختلفی (۰/۲۵، ۰/۵، ۱، ۱/۵ گرم بر لیتر) از نیترات سدیم به عنوان منبع نیتروژن به محیط کشت اضافه گردید و pH محیط کشت قبل از تلقیح در حدود ۷/۵ ثابت گشت. بعد از تعیین غلظت بهینه نیتروژن، pH محیط کشت BG11 با کمک بافرهای Mes (pH ۵) و HEPES (pH ۷،۹) تنظیم شد. نور مورد نظر نور سفید ناشی از لامپ‌های فلورسنت بود. دمای اتاق کشت 1 ± 30 درجه سانتیگراد تنظیم گردید.

نرخ رشد طبق روش Soltani و همکاران (۲۰۰۶) اندازه‌گیری شد. برای تعیین غلظت کلروفیل، کلروفیل سلول‌ها با متانول خالص استخراج شده و بعد از ۲۴ ساعت در دمای 4°C ، توسط روش طیف‌سنجی در طول موج ۶۶۵ nm اندازه‌گیری شدند (Marker, 1972). فیکوبیلی‌پروتئین‌ها بعد از شوک اسمزی استخراج شده و به روش طیف‌سنجی در فاز لگاریتمی در طول موج‌های ۷۵۰، ۶۵۲، ۶۱۵ و ۵۶۲ نانومتر اندازه‌گیری شدند (Bermejo *et al.*, 2002).

برای مطالعه مورفولوژی سلول‌ها از یک میکروسکوپ نوری دوربین دار Olympus CX 40 استفاده شد. برای تهیه عکس با استفاده از میکروسکوپ الکترونی (SEM)، نمونه‌ها به مدت ۴ ساعت در ۲/۵٪ گلو تار آلدهید فیکس شدند، و در بافر فسفات (PBS) شستشو داده شدند. سپس نمونه‌ها سانتریفوژ شده و در غلظت‌های متوالی الکل (۱۰٪، ۳۰٪، ۵۰٪، ۷۰٪، ۹۰٪ و ۱۰۰٪) دهیدراته شدند. در نهایت، تمام نمونه‌ها بر روی قطعات فلزی گذاشته شده و با لایه‌ای از طلا پوشش داده شدند (Diestra *et al.*, 2007).

به منظور شناسایی مولکولی نمونه مورد نظر، ابتدا DNA از نمونه تازه با استفاده از کیت استخراج DNA ژنومی شرکت فرمنتاز (K0512) استخراج شد (Nübel *et al.*, 2000). تکثیر ژن 16S rRNA به وسیله PCR در نمونه ذکر شده برای اولین بار و با استفاده از دو گروه پرایمر رفتی (5'-AGA GTT TGA TCC TGG CTC AG-3') PA و برگشتی (5'-AAG GAG GTG ATC CAG CCG CA-3') PH صورت گرفت. برای نشان دادن DNA از ژل الکتروفورز افقی ژل آگارز ۱٪/۲ حاوی رنگ DNA safe stain الکتروفورز گردید و نتیجه الکتروفورز با استفاده از دستگاه Gel Documentation مورد عکسبرداری قرار گرفت. محصول PCR جهت تعیین توالی به شرکت ژن فناوران ارسال گردید.

پس از تعیین توالی ژنی ناحیه مورد نظر، توالی ژنی حاصل با انجام عملیات BLAST با توالی ژن‌های ثبت شده در بانک‌های جهانی ژن مقایسه و درصد تشابه ژنی نمونه مورد نظر با نمونه‌های موجود در بانک ژن تعیین گردید. برای تعیین میزان کل اسیدهای چرب، ۱/۵ میلی لیتر از نمونه در دور ۱۰۰۰۰ rpm به مدت ۱۰ دقیقه سانتریفیوژ گردید. محلول رویی دور ریخته شد و رسوب به کمک دستگاه لیوفریز خشک گردید. سپس ۱۰۰ میلی گرم از نمونه با ۱۰۰۰ میلی گرم برمید پتاسیم (KBr) در هاون مخلوط شد. در دستگاه پرس، قرص مخصوص تهیه گردید. به کمک دستگاه FTIR (مارک Ray Leight مدل ۵۱۰) میزان کلی اسید چرب در سیانوباکتری مورد ارزیابی قرار گرفت (Pittman et al., 2010). به منظور بررسی پروفایل اسید چرب، ۰/۰۲۵ گرم ماده خشک را داخل ویال ۲ میلی لیتر ریخته و به آن ۵۰۰ ماکرولیترا از محلول متانول اسیدی اضافه شد. سپس در ویال‌ها را با پارافیلیم به دقت پوشانده تا از تبخیر متانول جلوگیری گردد. ویال‌ها به مدت ۲۰ ثانیه ورتکس شد، به مدت ۲ ساعت در دمای ۸۰°C و دور ۷۵۰ rpm داخل ترموسیکلر و سپس ۵ دقیقه در دمای اتاق سرد شد. در مرحله بعد ۳۰۰ ماکرولیترا از محلول سدیم کلراید ۰/۹٪ و ۱۵۰ ماکرولیترا هگزان اضافه و به مدت ۲۰ ثانیه ورتکس شدند. ۵ دقیقه در دمای ۲۵°C دور ۳۰۰۰ rpm سانتریفیوژ کرده تا دو فاز تشکیل گردد. از فاز رویی هگزان یک ماکرولیترا به دستگاه گاز کروماتوگرافی (ساخت کمپانی Varian مدل ۴۰۰۰) با دتکتور FID و ستون CBP1-M25-025 تزریق شد (Lu et al., 2011).

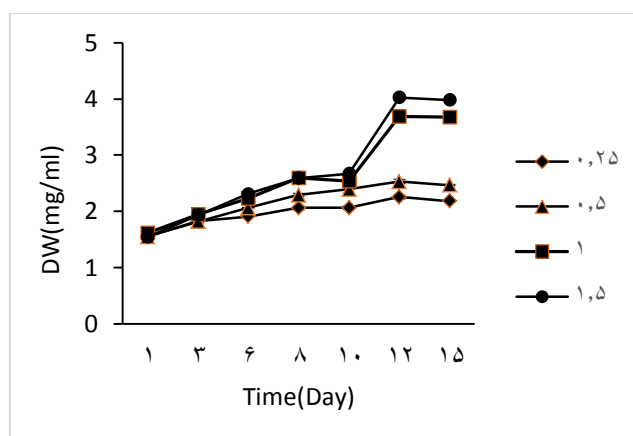
اطلاعات به دست آمده توسط نرم‌افزارهایی مانند Excel، SPSS 17 برای تجزیه و تحلیل نتایج مورفولوژی و پایگاه اطلاعاتی NCBI برای تجزیه و تحلیل نتایج مولکولی مورد استفاده قرار گرفت. آنالیزهای آماری بر اساس سه تکرار در هر آزمون و آنالیز واریانس یکطرفه ANOVA و طرح Tukey انجام گرفت.

نتایج

تکنیک‌های مولکولی نیز برای شناسایی سویه *Synechococcus sp.* ISC106 استفاده شد. آنالیزهای فیلوژنتیک بر اساس توالی ژن 16S rRNA برای سویه *Synechococcus sp.* ISC106 انجام شد. توالی‌ها با نماینده‌ای از سیانوباکتری‌های تک سلولی موجود در GenBank مقایسه شد (NCBI). توالی‌های 16S rRNA با گونه‌های *Synechococcus* موجود در پایگاه داده‌ها ترکیب شدند. در توالی‌های ژن 16S rRNA ۹۷٪ شباهت به *Synechococcus* مشاهده شد. توالی‌های نوکلئوتیدی شرح داده شده در این بررسی به NCBI تحت شماره الحاقی KF724939 ارائه شد.

در این پژوهش به منظور بررسی میزان رشد سیانوباکتری در تیمارهای مختلف نیتروژن و pH از اندازه‌گیری وزن خشک استفاده شده است. به این منظور وزن خشک سیانوباکتری‌ها در تیمارهای مختلف اندازه‌گیری شد.

شکل ۱ مقایسه وزن خشک *Synechococcus sp.* ISC106 در غلظت‌های مختلف NaNO_3 در پایان ۱۵ روز دوره انکوباسیون را نشان می‌دهد. همانطور که مشاهده می‌گردد نمودار رشدی این میکروجلبک به صورت لگاریتمی بوده و بیشترین رشد آن در روزهای هشتم تا دوازدهم اتفاق می‌افتد و بعد از آن رشد میکروجلبک به دلیل کاهش مواد مغذی و همچنین بالارفتن غلظت محیط کشت و عدم نفوذ نور در آن کند شده و در روزهای دوازدهم به بعد شیب خط تقریباً افقی شده و از روز پانزدهم رشد متوقف می‌شود. از روی نمودار میتوان متوجه شد که با کاهش غلظت نیتروژن در محیط کشت میزان رشد سیانوباکتری نیز کاهش می‌یابد. ماکزیمم وزن خشک جلبک در غلظت (g/L) ۱/۵ نیتروژن در روز ۱۲ تلقیح به میزان mg mL^{-1} ۴/۰۲۶، در حالی که کمترین وزن خشک در غلظت (g/L) ۰/۲۵ نیتروژن mg mL^{-1} ۲/۲۵۳ بوده است که این اختلاف بین تیمارها معنی دار بوده است ($p < 0.05$).



شکل ۱. مقایسه وزن خشک سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 در غلظت های مختلف NaNO_3 (g/L)

جدول ۱، نتایج حاصل از اندازه گیری محتوای کلروفیل را در غلظت های مختلف نیتروژن نشان می دهد. بیشترین میزان کلروفیل $1/078 \mu\text{g mL}^{-1}$ در غلظت NaNO_3 ۰/۲۵ (g/L) مشاهده شد. با توجه به نتایج آنالیز آماری اختلاف معنی داری بین مقدار کلروفیل تیمارهای مختلف بغیر از تیمارهای ۰/۵ و ۱/۵ NaNO_3 مشاهده گردید. همچنین این جدول مقادیر رنگیزه های فیکوبیلی پروتئینی را در غلظت های مختلف نیتروژن نشان می دهد. بیشترین میزان رنگیزه فیکواریترین در غلظت NaNO_3 ۰/۵ (g/L) به میزان $4/160 \mu\text{g mL}^{-1}$ مشاهده شد که با غلظت NaNO_3 ۰/۲۵ (g/L) اختلاف معنی داری نداشت. رنگیزه فیکوسیانیین و آلفو فیکوسیانیین با کاهش رشد افزایش یافته و به میزان $20/173 \mu\text{g mL}^{-1}$ و $5/579 \mu\text{g mL}^{-1}$ در غلظت (g/L) NaNO_3 ۰/۲۵ اندازه گیری شد. میزان کل فیکوبیلی پروتئین ها در تیمار NaNO_3 ۰/۲۵ (g/L) نسبت به سایر تیمارها بیشتر ارزیابی گردید. همانطور که در جدول ۱ ملاحظه می گردد، این اختلاف در بین تیمارها معنی دار بود.

جدول ۱. میزان رنگیزه های فتوسنتزی در غلظت های مختلف نیتروژن در سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106

فیکوبیلی پروتئین کل	آلفو فیکوسیانیین	فیکوسیانیین	فیکواریترین	کلروفیل	NaNO_3 (g/L)
$29/028 \pm 4/05^a$	$5/579 \pm 0/74^a$	$20/173 \pm 3/37^a$	$3/277 \pm 0/82^a$	$1/078 \pm 0/10^a$	۰/۲۵
$18/311 \pm 1/15^b$	$4/300 \pm 0/91^b$	$9/852 \pm 1/09^b$	$4/160 \pm 0/58^a$	$0/777 \pm 0/04^b$	۰/۵
$8/112 \pm 1/12^c$	$1/980 \pm 0/14^c$	$4/932 \pm 1/13^c$	$1/199 \pm 0/26^b$	$0/491 \pm 0/18^c$	۱
$9/918 \pm 0/94^c$	$1/684 \pm 0/45^c$	$7/064 \pm 1/75^{bc}$	$1/170 \pm 0/23^b$	$0/715 \pm 0/20^b$	۱/۵

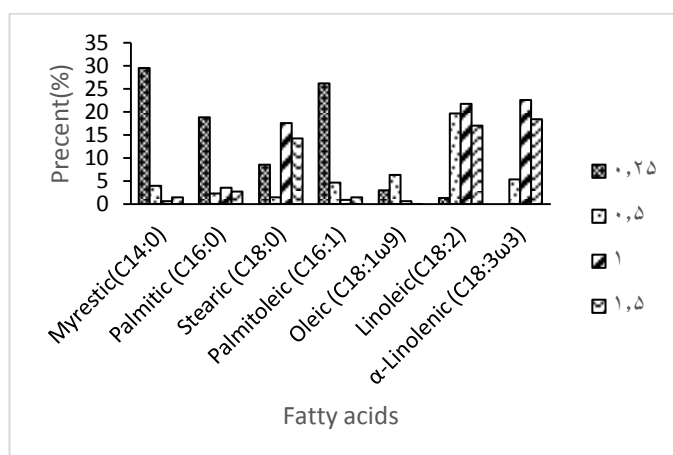
حروف یکسان نشان دهنده ی عدم تفاوت معنی دار است. داده ها $X \pm SE$ را نشان می دهند.

همانطور که در جدول ۲ مشاهده می گردد با افزایش غلظت نیتروژن میزان تکثیر افزایش یافته و زمان تقسیم سلولی کاهش می یابد، به طوریکه در غلظت NaNO_3 ۱/۵ (g/L) زمان تقسیم ۳/۵ ساعت محاسبه گردید. در این مطالعه محتوی لیپید سلول های سیانوباکتری هنگامیکه غلظت NaNO_3 اولیه به بالای ۱/۵ (g/L) رسید کاهش یافت. بیشترین میزان لیپید در محیط کشت در غلظت NaNO_3 ۰/۲۵ (g/L) برای سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 به دست آمده است.

جدول ۲. کینتیک رشد و میزان تولید لیپید در غلظت‌های مختلف نیتروژن در سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106

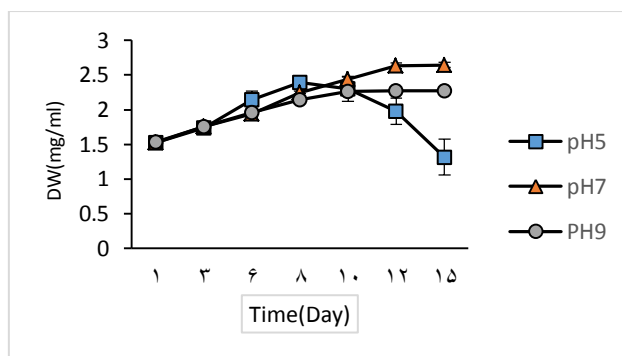
۱/۵	۱	۰/۵	۰/۲۵	NaNO ₃ (g/L)
۰/۱۹۹	۰/۰۶۸	۰/۰۴۰	۰/۰۴۴	ثابت ویژه رشد (d ⁻¹)
۳/۴۸۱	۱۰/۱۲۰	۱۷/۲۷۹	۱۵/۷۲۱	زمان مضاعف شدن (h)
۲۰/۴۴۵	۲۵/۵۴۰	۲۶/۶۲۲	۳۱/۴۰۰	میزان لیپید (% dw)

در پروفایل اسیدهای چرب سیانوباکتری در تیمارهای مختلف نیتروژن، اسید چرب میرستیک به میزان ۲۹/۶۰ درصد در غلظت (g/L) ۰/۲۵ نترات سدیم نسبت به سایر اسیدهای چرب بیشترین میزان را به خود اختصاص داد (شکل ۲). همانطور که ملاحظه می‌گردد با افزایش غلظت نیتروژن اسیدهای چرب اشباع کاهش و اسیدهای چرب غیر اشباع افزایش می‌یابند. به طوریکه در غلظت‌های (g/L) ۱ و ۱/۵ NaNO₃ اسید چرب α-لینولئیک با سه پیوند دوگانه به ترتیب به میزان ۲۲/۶۴ و ۱۸/۴۷ درصد و در غلظت‌های (g/L) ۰/۲۵ NaNO₃ این میزان به صفر رسید (شکل ۲). بر اساس نتایج بالا بهترین غلظت NaNO₃ جهت تولید لیپید در سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106، غلظت (g/L) ۰/۲۵ انتخاب گردید. سپس میزان رشد و محتوای لیپیدی در تیمارهای مختلف pH در غلظت (g/L) ۰/۲۵ NaNO₃ مورد ارزیابی قرار گرفت.



شکل ۲. درصد اسیدهای چرب *Synechococcus sp.* ISC106 در تیمارهای مختلف نیتروژن (NaNO₃ (g/L))

بیشترین میزان رشد سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 در روز ۱۵ تیمار pH = ۷، ۲/۶۴۶ mg ml⁻¹ محاسبه گردید. رشد در pH = ۹ کاهش یافت و نمونه سیانوباکتری نسبت به pH اسیدی مقاوم نبوده و از روز ۸ به بعد سلولها از بین رفتند (شکل ۳).



شکل ۳. مقایسه وزن خشک سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 در تیمارهای مختلف pH

مطابق نتایج در جدول ۳، میزان رنگیزه های فتوسنتزی شامل کلروفیل، فیکوسیانین، فیکو اریتین و آلفیکوسیانین در pH ۹ افزایش نشان داد. بیشترین میزان مربوط به رنگیزه فیکوسیانین $14/563 \mu\text{g mL}^{-1}$ به دست آمد. با افزایش pH میزان رشد کاهش یافته و زمان تقسیم سلولی نیز افزایش می یابد ولی میزان تولید لیپید در حال افزایش می باشد (جدول ۴).

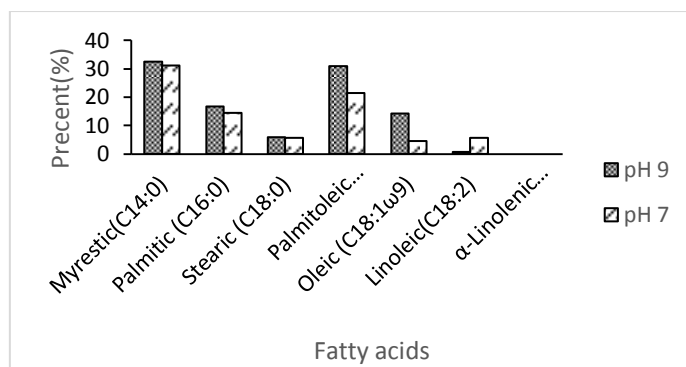
جدول ۳. میزان رنگیزه های فتوسنتزی در غلظت های مختلف pH در سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 ($30 \pm 1^\circ\text{C}$, $\text{NaNO}_3 \cdot 0/25$)

PBP	APC	PC $\mu\text{g/ mL}$	PE	Chl	pH
$1/651 \pm 0/51^a$	$0/081 \pm 0/14^b$	$1/570 \pm 0/17^b$.	$0/320 \pm 0/01^b$	۷
$19/609 \pm 0/37^b$	$3/921 \pm 0/75^a$	$14/563 \pm 1/25^a$	$1/125 \pm 0/58^a$	$4/280 \pm 0/52^a$	۹

جدول ۴. کینتیک رشد و میزان تولید لیپید در pH مختلف در سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106

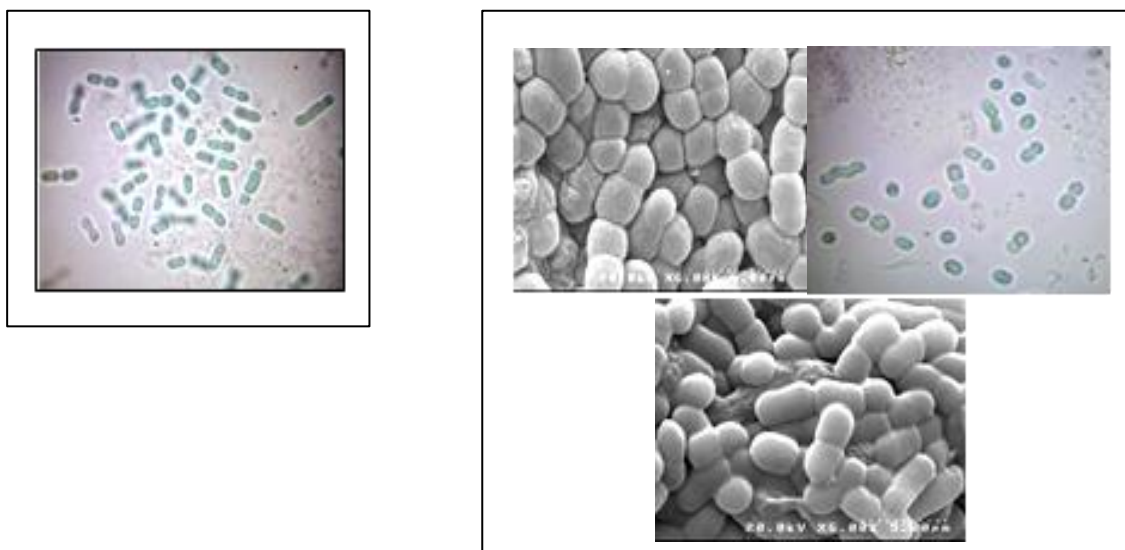
۹	۷	pH
$0/027$	$0/041$	ثابت ویژه رشد (d^{-1})
$31/679$	$20/385$	زمان مضاعف شدن (h)
$38/923$	$32/850$	میزان لیپید (% dw)

مطابق شکل ۴ میزان اسیدهای اشباع در pH ۹ افزایش یافت. بالاترین میزان اسید چرب مرستیک اسید ($32/46$ درصد) و کمترین لینولئیک اسید ($0/64$ درصد) مشاهده شد. در هر دو pH ۹ و ۷، α -لینولنیک اسید یافت نشد.



شکل ۴. درصد اسیدهای چرب *Synechococcus sp.* ISC106 در تیمارهای مختلف pH

همانطور که در شکل ۵ مشاهده می‌شود با کاهش غلظت نیتروژن و افزایش pH طول و عرض سلول افزایش یافته و مواد ذخیره ای موجود در آنها افزایش می‌یابد. تکنیک میکروسکوپ الکترونی (SEM) نیز برای تعیین تغییرات مورفولوژیک استفاده شد. تصاویر به دست آمده توسط SEM نشان می‌دهد که طول و عرض سلول‌ها در تیمار ۰/۲۵ گرم بر لیتر NaNO_3 و pH ۹ نسبت به نمونه ۱/۵ گرم بر لیتر NaNO_3 و pH ۷ افزایش یافته و سلولها کاملا به یکدیگر می‌چسبند (شکل ۵).



شکل ۵. شکل سلول‌های سیانوباکتری *Synechococcus sp.* ISC106 در غلظت ۱/۵ NaNO_3 و pH ۷ (سمت چپ) و ۰/۲۵ NaNO_3 و pH ۹ (سمت راست) توسط میکروسکوپ نوری و میکروسکوپ الکترونی SEM

بحث و نتیجه گیری

در زمینه بررسی توانایی سیانوباکتری‌ها برای تولید بیودیزل تحقیقات وسیعی در دنیا در حال انجام می‌باشد. بهینه سازی شرایط رشد سیانوباکتری‌ها پیچیده بوده و به عوامل مختلفی مرتبط می‌باشد که هر کدام می‌توانند بازدارنده یا تحریک کننده باشند که از آن جمله می‌توان به مواد غذایی، دما، هوادهی، تغییرات گازی، میزان تابش نور، شوری، pH و تراکم سلولی اشاره کرد (Gardner *et al.*, 2011).

Widjaja و همکاران (۲۰۰۹) نشان دادند که NaNO_3 منبع نیتروژنی است که به طور معمول برای تجمع چربی سلولی در سیانوباکتریها مورد استفاده قرار می گیرد.

واکنش سیانو باکتری ها نسبت به کمبود ماده غذایی با جلبک های یوکاریوت متفاوت می باشد. Piorreck و Pohl (۱۹۸۴) گزارش کردند که سوخت و ساز چربی در سیانوباکتری های *Microcystis aeruginosa* و *Anacystis nidulans* و *Oscillatoria rubescens* و *Spirulina platensis* به طور قابل توجهی تحت تاثیر کمبود نیتروژن تغییر می یابد. گرچه کاهش ازت سبب توقف سیکل سلولی و مهار تولید انواع ترکیبات سلولی می شود ولی میزان سنتز لیپید به طرز چشمگیری افزایش یافته که در نهایت باعث تجمع و ذخیره مواد چربی در این سلول های بحران زده ناشی از فقر منبع ازت می گردد (Darzins et al., 2008).

در اواخر سال ۱۹۴۰ کاهش رشد میکرو جلبک ها و افزایش میزان تولید لیپید آن در شرایط فقر نیتروژن مورد توجه زیادی قرار گرفت، مشخص شده است که میزان مواد لیپیدی تولید شده در جلبک ها در این شرایط بیش از ۷۵-۸۵٪ افزایش می یابد. همچنین گزارش شد که میزان مواد لیپیدی در جلبک *prophyridium cruentum* در این شرایط دو برابر می شود (Chisti, 2007).

در این مطالعه با کاهش رشد سیانوباکتری *Synechococcus* sp. ISC106 میزان لیپید افزایش یافت که با سایر مطالعات همسو می باشد.

نه تنها فقر منبع ازت سبب افزایش تولید مواد لیپیدی می شود، بلکه سبب تغییر در ترکیبات لیپیدی نیز می گردد. Zhila و همکاران (۲۰۰۸) گزارش دادند که میزان اسید اولئیک (Oleic acid) در جلبک *Botryococcus braunii* در این شرایط به بیش از ۴/۳۸ - ۴/۲۸٪ افزایش می یابد اما در میزان لیپید تام و تری آسید گلیسرول آن هیچ تغییری حاصل نمی شود. میزان اولئیک اسید *Synechococcus* sp. ISC106 با افزایش pH و کاهش غلظت نیتروژن افزایش یافت و در pH=۹ و ۰/۲۵ گرم بر لیتر نیترات سدیم ۱۴/۱۴٪ اندازه گیری شد.

هنگامی که تغییرات در ترکیب اسید چرب در گونه یا سویه هایی در پاسخ به کمبود ماده غذایی روی می دهد، سطح اسید چرب C18:2 کاهش می یابد، در حالیکه که اسیدهای چرب C16:0 و C18:1 افزایش می یابند، شبیه به آنچه در جلبک های یوکاریوتی اتفاق می افتد (Olson and Ingram, 1975). در این مطالعه نیز با کاهش غلظت نیتروژن میزان اسیدهای چرب با دو یا سه پیوند دوگانه کاهش یافت و در غلظت ۰/۲۵ گرم بر لیتر نیتريت سدیم اسید چرب با پیوند سه گانه یافت نشد.

در برخی موارد، فقر نیتروژن منجر به کاهش سنتز چربی و اسیدهای چرب در جلبک ها می گردد (Hai et al., 2012). Da Rós و همکاران (۲۰۱۲) در برزیل سیانوباکتری *Microcystis aeruginosa* سویه NPCD-1 را از سیستم تصفیه فاضلاب جدا کردند، در دمای ۲۵ درجه سانتیگراد و تحت غلظت های مختلف نیتروژن (NaNO_3) و فسفر ($\text{K}_2\text{HPO}_4/\text{Na}_2\text{HPO}_4$) افزایش تولید لیپید و تنوع اسیدهای چرب را نشان دادند. به طوریکه اسیدهای چرب اشباع ۵۰٪ و پالمیتیک ۳۴/۲۴٪ و لوریک ۲۱/۱۳٪ شناسایی شدند. در این مطالعه بیشترین میزان اسیدهای چرب، اشباع و یا با یک پیوند دوگانه اندازه گیری شدند.

روی هم رفته در مباحث اکولوژی و اکوفیزیولوژیکی، اسیدیته خاک و یا آب یک عامل انتخابی برای تغییر جمعیت جلبک قلمداد می شود و پاسخ سیانوباکتری ها نسبت به تغییرات pH می تواند متفاوت باشد. کلروفیتا معمولاً pH پایین و سیانوفیتا pH بالا را می پسندند و در کل یک همبستگی مثبت قابل توجه میان سیانوباکتری ها و اسیدیته خاک وجود دارد (Stanier et al., 1981). در این تحقیق نیز سیانوباکتری *Synechococcus* sp. ISC106 در pH=۷ بهترین رشد را نشان داد. برخی سیانوباکتری ها نظیر نمونه های *Anabaena* دارای دامنه وسیعی از بردباری و سازگاری به تغییرات pH هستند که امکان رشد آن را در شرایط مختلف اکولوژیکی فراهم می سازد (Amaro et al., 2012). اما سیانوباکتری *Synechococcus* sp. ISC106 نسبت به pH=۵ کاملاً حساس بوده و از روز هشتم رشد آن کاهش یافت و در روز چهاردهم کاملاً متوقف گردید.

در تحقیقی Soltani و همکاران (۲۰۰۵) میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی در سیانوباکتری *Fisherella* sp. در سه pH متفاوت ۵، ۷ و ۹ بررسی کردند. آنها دریافتند که میزان فیکو سیانین در pH=۷ و فیکو اریتین، آلفیکوسیانین و کلروفیل در pH =۹ افزایش می‌یابد. اما در این تحقیق بیشترین میزان رنگیزه‌های فتوسنتزی در pH ۹ اندازه‌گیری شد.

در بررسی اثر pH اولیه بر رشد و تجمع چربی سیانوباکتری‌ها مشخص شده است که ظرفیت چربی توسط مقادیر pH قابل تغییر می‌باشد و مقدار بهینه pH بین ۵/۲ تا ۸/۳ به دست آمده است (Damiani et al., 2010, Chinnasamy et al., 2010, Samori et al., 2010).

در تحقیقی *Synechococcus* sp., *Cyanobacterium aponinum* و *Phormidium* sp. تحت تیمارهای مختلف pH (۶-۹) و غلظت‌های مختلف NaNO_3 قرار گرفتند. مشخص شد که در غلظت (g/L) ۰/۲۵ *Synechococcus* sp. در pH ۷ و *Cyanobacterium aponinum* در pH ۷ و *Phormidium* sp. در pH ۹ حداکثر محتوی چربی تولید می‌گردد. میزان C16 و C18، % ۴۲/۸ و % ۴۶/۹ در *Synechococcus* sp.، % ۴۵/۰ و % ۶۷/۷ در *C. aponinum* و % ۳۸/۲ و % ۹۰/۶ در *Phormidium* sp. به دست آمد. اسیدهای چرب اشباع در *Synechococcus* sp.، *C. aponinum* و *Phormidium* sp. به ترتیب % ۷۴/۵، % ۷۷/۹ و % ۸۴/۷ ارزیابی شد (Donmez and Karatay, 2011). میزان C16 و C18 و ISC106 *Synechococcus* sp. به ترتیب % ۴۷/۵۷ و % ۲۰/۶۳ اندازه‌گیری شد.

مشخص شده است میزان کم نیتروژن در محیط کشت با کاهش رشد و افزایش محتوی چربی رابطه مستقیمی دارد و تحت شرایط رشد خاص، بسیاری از ریز جلبک‌ها می‌توانند چربی مناسب برای تبدیل به سوخت‌های حمل و نقل مایع را تولید نمایند (Ratledge, 2004) که با یافته‌های ما در این تحقیق همخوانی دارد.

تشکر و قدردانی

نویسندگان مقاله از همکاران در پژوهشکده جهاد دانشگاهی دانشگاه شهید بهشتی که در انجام این پروژه ما را یاری کردند، تشکر و قدردانی می‌نمایند.

منابع

- Amaro, H. M., Macedo, A.C. 2012. Microalgae: An alternative as sustainable source of biofuels? Review. Energy. 44: 158-166.
- Andersen, R. A. 2005. Algal culturing techniques. Academic press.
- Angermayr, S.A., Hellingwerf, K.J., Lindblad, P., Mattos, M.J. 2009. Energy biotechnology with cyanobacteria. Current Opinion in Biotechnology. 20: 257-263.
- Bermejo, R.N.R., Alva ´rez-Pez, J.M., Acie ´n Ferna ´ndez, F.G., Molina Grima, E. 2002. Recovery of Pure B-phycoerythrin from the Microalga Porphyridium Cruentum. Journal of Biotechnology. 93: 73-85.
- Chinnasamy, S., Bhatnagar, A., Hunt, R.W., Das, K.C. 2010. Microalgae cultivation in a wastewater dominated by carpet mill effluents for biofuel applications. Bioresource Technology. 101: 3097-105.
- Chisti, Y. 2007. Biodiesel from microalgae. Biotechnology Advances. 25: 294-306.
- Da R´osa P.C.M., Silva C.S.P., Silva-Stenicob M.E., Fiore M.F. 2012. Microcystis aeruginosa lipids as feedstock for biodiesel synthesis by enzymatic route. Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic. 84: 177-182.
- Damiani, M.C., Popovich, C.A., Constenla, D., Leonardi, P.I. 2010. Lipid analysis in *Haematococcus pluvialis* to assess its potential use as a biodiesel feedstock. Bioresource Technology. 101: 3801-7.
- Darzens, A., Hu, Q., Sommerfeld, M., Jarvis, E., Ghirardi, M., Posewitz, M., Seibert, M. 2008. Microalga triacylglycerols as feedstocks for biofuel production: perspectives and advances. The Plant Journal. 54: 621-639.

- Diestra, E., Esteve, I., Castell, O. and Solé, A. 2007. Ultrastructural changes in *Microcoleus chthonoplastes* growing in the presence of crude oil. Applications for ecological studies. Modern Research and Educational Topics in Microscopy. 453-460.
- Donmez, G., Karatay, S.E. 2011. Microbial oil production from thermophile cyanobacteria for biodiesel production. Applied Energy. 88: 3632–3635.
- Gardner, R., Peters, P., Peyton, B., Cooksey, K.E. 2011. Medium pH and nitrate concentration effects on accumulation of triacylglycerol in two members of the chlorophyta. Journal Applied Phycology. 23: 1005-1016.
- Ghasemia, Y., Rasoul Aminia, S., Naserib, A.T., Montazeri Najafabadya, N., Mobashera, M.A., Dabbagha, F. 2012. Microalgae Biofuel Potentials (Review). Applied Biochemistry and Microbiology. 48(2): 126–144.
- Greenwell, H.C., Laurens, L.M., Shields, R.J., Lovitt, R.W., Flynn, K.J. 2010. Placing microalgae on the biofuels priority list: a review of the technological challenges. Journal of the Royal Society of Medicine. Interface 7: 703–726.
- Hai, P.D., Thu, N.T., Annachhatre, A.P. 2012. Cultivation of cyanobacteria for extraction of lipids. Biomass and Bioenergy. 44: 142-149.
- Harwood, J.L. 1998. Membrane lipids in algae. In lipids in photosynthesis: Structure, Function and Genetics (Siegenthaler, P.A. and Murata, N.). Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers. 53-64.
- Jansson, C. 2011. Metabolic Engineering of Cyanobacteria for Direct Conversion of CO₂ to Hydrocarbon Biofuels. Progress in Botany. 73: 81-93.
- Jungblut, A.D., Allen, B., Burns, B.P., Neilan, B.A. 2009. Lipid biomarker analysis of cyanobacteria-dominated microbial mats in meltwater ponds on the McMurdo Ice Shelf, Antarctica. Organic Geochemistry. 40: 258–269.
- Lu, X. 2010. A perspective: Photosynthetic production of fatty acid-based biofuels in genetically engineered cyanobacteria. Biotechnology Advances. 28: 742–746.
- Lu, X., Guana, W., Zhao, H., Wanga, C., Yanga, M. and Baia, F. 2011. Quantitative analysis of fatty-acid-based biofuels produced by wild-type and genetically engineered cyanobacteria by gas chromatography–mass spectrometry. Journal of Chromatography. 1218:8289– 8293.
- Marker, A.F.H. 1972. The use of acetone and methanol in the estimation of chlorophyll in the presence of phaeophytin. Freshwater Biology. 2: 361-385.
- Mata, T.M., Martins, A., Caetano, N.S. 2010. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. Renewable and Sustainable Energy Reviews. 14: 217–232.
- Morowvat M.H., Rasoul-Amini S., Ghasemi Y. 2010. Chlamydomonas as a ‘new’ organism for biodiesel production. Bioresource Technology. 101: 2059–2062.
- Mutanda, T., Ramesh, D., Karthikeyan, S., Kumari, S., Anandraj, A., Bux, F. 2011. Bioprospecting for hyper-lipid producing microalgal strains for sustainable biofuel production. Bioresource Technology. 102: 57–70.
- Najafia, G., Ghobadiana, B., Yusaf, T. 2011. Algae as a sustainable energy source for biofuel production in Iran: A case study. Renewable and Sustainable Energy Reviews. 15: 3870–3876.
- Nübel, U., Garcia-Pichel, F., Clavero, E., Muyzer, G. 2000. Matching molecular diversity and ecophysiology of benthic cyanobacteria and diatoms in communities along a salinity gradient. Environmental Microbiology. 2: 217-226.
- Olson, G.L., Ingram, L.O. 1975. Effects of temperature and nutritional changes on the fatty acids of microalga. Journal Bacteriology. 124: 373-379.
- Piorreck, M., Pohl, P. 1984. Formation of biomass, total protein, chlorophylls, lipids and fatty acids in green and blue – green algae during one growth phase. Phytochemistry. 23: 217-233.
- Pittman, K.J., Estrada, B., Sigee, D.C., Dean, a.p. 2010. Using FTIR spectroscopy for rapid determination of lipid accumulation in response to nitrogen limitation in freshwater microalgae. Bioresource Technology. 101: 4499–4507.

- Quintana, N., Kooy, F.V., Van de Rhee M.D., Voshol, G.P., Verpoorte, R. 2011. Renewable energy from Cyanobacteria: energy production optimization by metabolic pathway engineering. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 91: 471-490.
- Ratledge, C. 2004. Fatty acid biosynthesis in microorganisms being used for single cell oil production. *Biochemistry*. 86: 807-15.
- Stanier, R.Y., Waterbury, J.B., Rippka, R. 1981. Isolation and Purification of Cyanobacteria: Some General Principles. *The Prokaryotes*. 212-220.
- Samori, C., Torri, C., Samori, G., Fabbri, D., Galletti, P., Guerrini, F., 2010. Extraction of hydrocarbons from microalga *Botryococcus braunii* with switchable solvents. *Bioresource Technology*. 101: 3274-9.
- Soltani, N., Khavarinejad, R.A., Tabatabaie, M., Shokravi, SH., Valiente, E.F. 2005. Screening of soil cyanobacteria for antimicrobial activity. *Pharmaceutical Biology*. 43(5): 455-459
- Soltani, N., Khavari-Nejad, R., Tabatabaie, M., Shokravi, Sh., Valiente, E.F. 2006. Variation of Nitrogenase Activity, photosynthesis and pigmentation of cyanobacterium *Fischerella ambigua* strain FS18 under different irradiance and pH. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*. 22 (6): 571-576.
- Tabatabaie, M., Tohidfara, M., Salehi Jouzania, G., Safarnejada, M., Pazoukib, M. 2011. Biodiesel production from genetically engineered microalgae: Future of bioenergy in Iran. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 15: 1918-1927.
- Widjaja, A., Chien, C.C., Ju, Y.H. 2009. Study of increasing lipid production from fresh water microalgae *Chlorella vulgaris*. *Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers*. 40: 13-20.
- Zhila, N.O., Kalacheva, G.S., Volova, T.G. 2008. Effect of nitrogen limitation on the growth and lipid composition of the green alga *Botryococcus braunii* Kutz IPPAS H-252. *Russian Journal of Plant Physiology*. 52(3): 311-319.