مجله علوم تغذیه و صنایع غذایی ایران
سال هفتم، شماره ۵، ویژه‌نامه زمستان ۱۳۹۱، صفحات ۷۹۷-۷۸۷

تولید فایکوسیانین توسط جلبک *اسپیرولینا پلاتنسیس*

مریم سهیلی[۱]، کرامت الله رضایی[۲]، علی مرتضوی[۳]، کیانوش خسروی دارانی[۴]، مریم هاشمی[۵]، رزیتا کمیلی[۶]، نگین احمدی[۷]

۱- دانش‌آموخته کارشناسی ارشد صنایع غذایی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد، ایران
۲- نویسنده مسئول: استاد گروه صنایع غذایی، دانشکده مهندسی و فناوری، پردیس کشاورزی دانشگاه تهران، کرج، ایران. پست الکترونیکی: krezaee@ut.ac.ir
۳- استاد گروه صنایع غذایی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه فردوسی مشهد، ایران
۴- دانشیار گروه تحقیقات صنایع غذایی، انستیتو تحقیقات تغذیه و صنایع غذایی، دانشکده تغذیه و صنایع غذایی، دانشگاه علوم پزشکی شهید بهشتی، تهران، ایران
۵- استادیار بخش تحقیقاتی بیوتکنولوژی میکروبی و ایمنی زیستی، پژوهشکده بیوتکنولوژی کشاورزی کرج، ایران
۶- کارشناس آزمایشگاه گروه تحقیقات علوم و صنایع غذایی، انستیتو تحقیقات تغذیه و صنایع غذایی، دانشکده تغذیه و صنایع غذایی، دانشگاه علوم پزشکی شهید بهشتی، تهران، ایران
۷- کمیته تحقیقات دانشجویان، انستیتو تحقیقات تغذیه ای و صنایع غذایی کشور، دانشکده علوم تغذیه و صنایع غذایی، دانشگاه علوم پزشکی شهید بهشتی، تهران، ایران

چکیده

امروزه استفاده از رنگ‌های طبیعی به جای رنگ‌های سنتتیک مورد توجه زیادی قرار گرفته است. *اسپیرولینا پلاتنسیس* از معروف‌ترین ریزجلبک‌های خوراکی حاوی پروتئین و رنگ‌دانه فایکوسیانین است. هدف از این تحقیق معرفی *اسپیرولینا پلاتنسیس*، فایکوسیانین، ارزش تغذیه‌ای، کاربرد آن‌ها و هم‌چنین مروری بر پژوهش‌های پیشین انجام یافته در زمینه رشد *اسپیرولینا پلاتنسیس* و تولید فایکوسیانین، شیوه‌ی تولید و روش‌های بهینه سازی آن است.

ریزجلبک‌ها منابع غنی ترکیبات مغذی و رنگ‌های طبیعی هستند که در پی افزودن به فرآورده هایی مانند نان، بیسکوئیت، کیک و ژله، علاوه بر بهبود ارزش تغذیه‌ای باعث بهبود خواص فیزیکی آن‌ها می‌شود. *اسپیرولینا پلاتنسیس* به دلیل محتوای پروتئین و رنگ‌دانه های فایکوسیانین و فایکواریترین زیاد برای غنی‌سازی مواد غذایی استفاده دارد. مرور بر مقالات گزارش شده نشان می‌دهند که عوامل موثر بر رشد و تولید فایکوسیانین در *اسپیرولینا پلاتنسیس* عبارتند از نور، هوادهی، نمک، pH و سوبسترای کربنی و نیتروژن.

مهم‌ترین عوامل مؤثر بر رشد *اسپیرولینا* و تولید فایکوسیانین نور و سوبستراهای کربن و نیتروژن است. گلوکز و ملاس از سوبستراهای کربنی هستند که می‌توانند برای رشد اسپیرولینا مورد استفاده قرار گیرند. گرچه سوبسترای نیتروژن تاثیر بیش‌تری بر رشد اسپیرولینا دارد. اوره از سوبستراهای نیتروژنی ارزان قیمتی است که غلظت مشخصی از آن باعث بهبود رشد و نیز تولید رنگ‌دانه در اسپیرولینا پلاتنسیس می‌شود.

واژگان کلیدی: فایکوسیانین، *اسپیرولینا پلاتنسیس*، تولید، بهینه‌سازی

مقدمه

ریزجلبک‌ها به دلیل تعادل ترکیبات شیمیایی، منابع زیستی مهمی برای تولید محصولات و کاربردهای جدید بوده و می‌توانند به عنوان بهبوددهنده‌ی ارزش تغذیه‌ای غذاها و خوراک دام مورد استفاده قرار گیرند. آن‌ها حاوی مواد ارزشمند مانند اسیدهای چرب غیراشباع، رنگ‌دانه ها، آنتی اکسیدان‌ها، ترکیبات دارویی و دیگر ترکیبات فعال زیستی هستند (۱). از میان بسیاری از ترکیبات مغذی حاصل از ریز جلبک‌ها، رنگ‌دانه‌ها به‌دلیل کاربرد زیاد و استخراج آسان، اهمیت تجاری رو به رشدی یافته‌اند. در حال حاضر تولید تجاری بسیاری از رنگ‌دانه‌ها از منابع غیرطبیعی است. به دلیل اثرات سمی گزارش شده از رنگ‌های سنتتیک، دلایل مختلفی برای استفاده از رنگ‌های طبیعی در مصارف دارویی و غذایی وجود دارد. لذا افزایش قابل توجهی در تمایل به جایگزینی رنگ‌دانه‌های سیانوباکتری‌ها به‌خصوص اسپیرولینا وجود دارد (۲) و استفاده از رنگ‌های طبیعی در مصارف غذایی، دارویی، آرایشی و بهداشتی روند رو به افزایشی یافته است. اگرچه استفاده آن‌ها در برخی زمینه‌های یاد شده به خاطر قدرت پایین رنگ‌دهی و عدم ماندگاری محدود شده است. فایکوبیلی‌پروتئین‌ها به عنوان رنگ‌های پروتئینی طبیعی در صنایع غذایی و دارویی به‌کار می‌روند (۱). در چین و ژاپن فایکوسیانین استخراج شده از *اسپیرولینا پلاتنسیس* به عنوان رنگدانه طبیعی در انواع مواد غذایی مثل

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

محصولات لبنی، ژل‌ها، آدامس و پاستیل استفاده دارد. علی‌رغم استقامت کم در برابر دما و نور، سازگاری بیش‌تری نسبت به گاردینا و ایندیگو دارد و رنگ درخشانی به پاستیل و آب نبات‌های پوشش‌دار می‌دهد (۳).

ریزجلبک‌ها در غذا

مخلوط بی‌شماری از ریزجلبک‌ها را در فروشگاه‌ها به شکل‌های قرص، پودر، کپسول، پاستیل‌ها و مایعات به عنوان مکمل‌های غذایی می‌توان یافت. آن‌ها هم‌چنین می‌توانند با محصولات غذایی (مثل پاستا، بیسکوئیت‌ها، نان، اسنک‌ها، آب‌نبات، ماست و نوشیدنی‌های غیرالکلی) ترکیب شوند و اثرات سلامتی‌بخش نشان دهند. در کشورهای آلمان، فرانسه، ژاپن، آمریکا، چین و تایلند شرکت‌های تولید و توزیع‌کننده غذا فعالیت‌های جدی در زمینه فروش غذاهای عمل‌گر با ریزجلبک‌ها و سیانوباکتری‌ها انجام داده‌اند.

قابلیت ترکیب توده‌ی زیستی ریزجلبک‌ها با سامانه‌های غذایی مشروط به نوع فرایند به‌کار برده شده و شدت آن (مثل فرایندهای حرارتی و مکانیکی) و طبیعت غذا (مثل امولسیون، ژل، سامانه‌های خمیری هوادهی شده) و هم‌چنین واکنش‌های بین ترکیبات غذایی (پروتئین‌ها، پلی‌ساکاریدها، لیپیدها، قند و نمک‌ها) می‌باشد. علاوه بر خواص رنگی و تغذیه‌ای، ترکیب ریزجلبک‌ها با غذاها ممکن است تغییرات معنی‌داری در خواص ریزساختاری و رئولوژیکی غذاها ایجاد کند (۱).

به دلیل اثرات آنتی‌اکسیدانی بسیاری از رنگ‌دانه های طبیعی ریزجلبک‌ها، استفاده از آن‌ها در افزایش مقاومت به اکسیداسیون لیپید در امولسیون‌های روغن در آب امکان‌پذیر است. افزودن فایکوسیانین باعث بهبود خواص رئولوژیکی امولسیون‌ها و افزایش مقاومت رنگی و اکسیداسیونی این‌گونه امولسیون‌ها می‌شود (۵، ۴).

بیسکوئیت‌ها و کلوچه‌ها یکی از پرمصرف‌ترین محصولات غذایی هستند. استفاده از ریزجلبک‌ها در ترکیبات آن‌ها روش جالبی برای تولید محصولات غذایی جدید است. افزودن برخی ریزجلبک‌ها به بیسکوئیت و محصولات مشابه باعث بهبود بافت و افزایش ماندگاری آن می‌شود (۱).

همچنین در حال حاضر بررسی‌های زیادی بر استفاده از توده‌ی زیستی ریزجلبکی در محصولات ژله غذایی بر پایه پروتئین و پلی‌ساکاریدهای مخلوط شده با سامانه‌های پلی‌مری در حال انجام است. افزودن برخی ریزجلبک‌ها و رنگ‌های طبیعی باعث بهبود خواص ژلی و رئولوژیکی ژل‌ها و دسرها می‌شود (۶-۴).

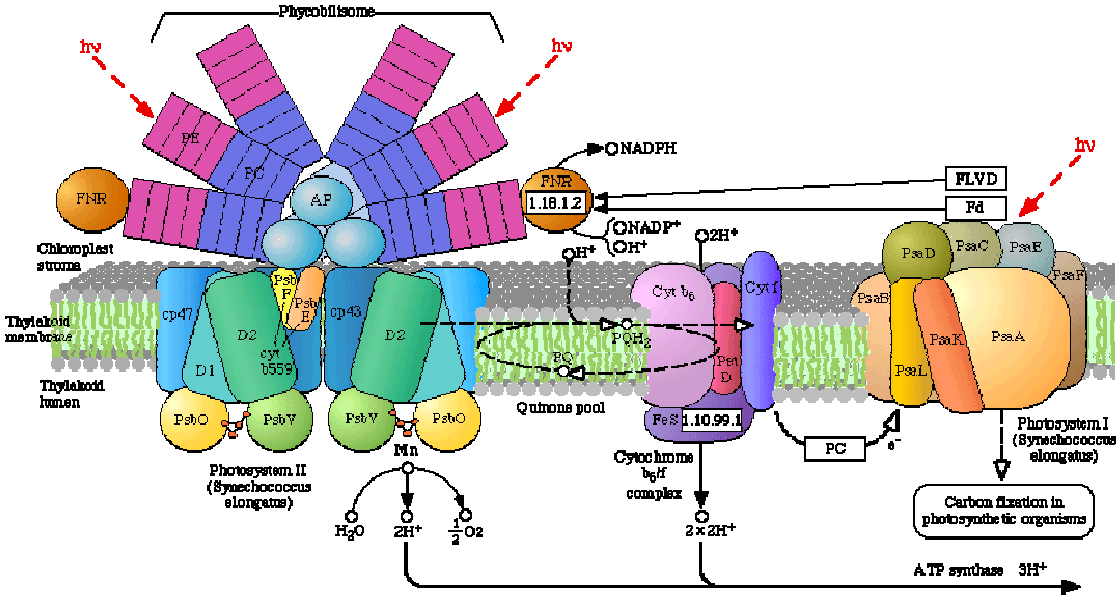
اسپیرولینا پلاتنسیس

در استفاده تجاری، نام معمول اسپیرولینا به توده سلولی خشک سیانوباکتری *آرتروسپیرا پلاتنسیس* اطلاق می‌شود و یک محصول کامل با نام زیستی می‌باشد. در کاربردهای علمی اسپیرولینا عنوانی است که جهت توضیح دو گونه سیانوباکتری، *اسپیرولینا پلاتنسیس* و *اسپیرولینا ماکسیما* استفاده می‌شود. این ریزجلبک پتانسیل بالایی در تولید غذا و ترکیبات تغذیه‌ای مرتبط هم‌چون ترکیبات رنگ‌زا، ویتامین ها، اسید گاما لینولئیک و آنزیم‌ها دارد (۷).

فایکوسیانین، فایکوبیلی زوم‌ها و گیرندگی نور

در سیانوباکتری‌ها و رودوفیت‌ها فایکوبیلی‌پروتئین‌ها فایکوبیلی‌زوم‌ها را تشکیل می‌دهند. این توده‌های بزرگ مولکولی در غشا خارجی تیلاکوئیدها قرار گرفته و با میکروسکوپ الکترونی لایه نازک قابل رویت می‌باشند. فایکوبیلی‌زوم‌ها شامل یک هسته مرکزی از APC و C-PC و PE هیتند که روی هم قرار گرفته و ساختارهای میله‌ایی را مطابق شکل ۱ تشکیل می‌دهند. نقش اصلی فایکوبیلی‌پروتئین‌ها گرفتن امواج نوری مخصوص فتوسنتز است و در طول موج بیشینه nm (PE)۵۴۰، (C-PC) ۶۲۰nm و (APC) ۶۵۰nm ضریب خاموشی پایینی دارد (۷).

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]



شکل ۱. ساختار یک فایکوبیلی‌زوم (۹)

ساختار فایکوسیانینن

فایکوسیانین (C-PC) رنگ‌دانه آبی رنگ، گیرنده نور با خاصیت آنتی‌اکسیدانی و فلورسنت در سیانوباکتری‌ها و دو جنس رودوفیت‌ها و کریپتوفیت‌ها است. C-PC به بسیاری از سیانوباکتری‌ها رنگ آبی می‌بخشد و به‌همین خاطر با نام جلبک‌های سبز- آبی شناخته می‌شوند. C-PC ترکیبی قابل حل در آب، به شدت فلورسنت و دارای خواص آنتی اکسیدانی است. PC و دیگر فایکوبیلی‌پروتئین‌ها خواص زیادی در صنعت غذا، صنایع آرایشی- بهداشتی، زیست فناوری، تشخیص بیماری و درمان دارند. در حال حاضر ۱۱ کمپانی در حال تولید و فروش فایکوبیلی‌پروتئین‌ها و مشتقات آن‌ها هستند (۸). فایکوسیانین توسط یک شرکت ژاپنی تحت نام Blue Lina تجاری شده است. محصول پودر آبی رنگ غیر سمی، بدون بو، کمی شیرین است و هنگامی که در آب حل می‌شود فلورسنس درخشان مایل به قرمز خفیفی دارد. از pH ۸- ۴/۵ و تا دمای ۶۰°C پایدار ولی مقاومت آن در مقابل نور ضعیف است (۷).

PC به گروهی از پروتئین‌های گیرنده نور با عنوان فایکوبیلی‌پروتئین‌ها تعلق دارند. تمامی فایکوبیلی‌پروتئین‌ها، پروتئین‌های چند زنجیره تشکیل شده از آپوپروتئین‌ها هستند، که به‌طور کووالانسی به فایکوبیلین‌ها متصل‌اند. فایکوبیلی‌پروتئین‌ها کروموفورهای تتراپیرولی با زنجیره‌های باز هستند. سه فایکوبیلی‌پروتئین معمول فایکواریترین (PE)، فایکوسیانین (PC) و آلوفایکوسیانین (APC) می‌باشند. مک کول(1998) فایکوبیلی‌پروتئین‌ها را با پسوند مرتبط به میزان فایکوسیانین تغییر نام داد. تمامی فایکوسیانین‌هایی که کروموفورهای فایکوسیانوبیلین دارند، C-PC که معمول‌ترین نوع فایکوسیانین است، نام‌گذاری شدند. C-PC از دو زیرواحد نسبتاً شبیه هم تشکیل شده، زنجیره α با یک فایکوسیانوبیلین متصل به سیستئین ۸۹ و زنجیره β با دو فایکوسیانوبیلین متصل به سیستئین‌های ۸۴ و ۱۵۵. این دو زیرواحد مونومر αβ را تشکیل داده که تریمرهای $\alpha_3\beta_3$ را شکل میدهند و در نهایت هگزامرهای $\alpha_6\beta_6$ تولید می شوند (۷).

فایکوبیلی‌پروتئین‌ها به عنوان ترکیبات ذخیره‌ای نیتروژن: فایکوبیلی‌پروتئین‌ها پروتئین‌هایی هستند که در جلبک‌ها و سیانوباکتری‌ها به وفور یافت می‌شوند اما نقش ضروری ندارند. فایکوبیلی‌پروتئین‌ها در حالتی که سلول در شرایط کمبود نیتروژن قرار می‌گیرد به‌طور انتخابی تخریب و مورد استفاده سلول واقع می‌شوند. بنابراین فایکوبیلی‌پروتئین‌ها نقش ثانویه‌ای به عنوان ذخیره کننده‌ی نیتروژن در شرایط کمبود نیتروژن پیدا می‌کنند (۱۰).

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

روش‌های تولید فایکوسیانین

فایکوسیانین به‌طور تجاری توسط *اسپیرولینا پلاتنسیس* به‌صورت فتواتوتروف و در محیط‌های باز در حوضچه‌های بزرگ و یا استخرهای نقاط گرمسیری و یا نیمه‌گرمسیر در حواشی اقیانوس‌ها تولید می‌شود. کارایی تولید توده‌ی زیستی با تامین نور تعیین می‌شود (۱۱). *اسپیرولینا پلاتنسیس* در کشت‌های میکسوتروف نیز توانایی رشد دارد. نرخ رشد ویژه‌ی کشت‌های میکسوتروف با جمع کشت‌های اتوتروف و هتروتروف برابری می‌کند. از آن‌جا که گلوکز بر تولید فایکوسیانین بدون تاثیر است و یا تاثیر ناچیزی بر تولید فایکوسیانین دارد، تولید توده‌ی زیستی بیش‌تر باعث تولید بیش‌تر فایکوسیانین می‌شود. هم‌چنین بسیاری از گونه‌های *اسپیرولینا پلاتنسیس* قادر به رشد در شرایط هتروتروف می‌باشند، ولی از آن‌جا که نرخ رشد ویژه و محتوای فایکوسیانین در چنین کشت‌هایی پایین است تولید آن با استفاده از چنین روشی امکان‌پذیر نمی‌باشد. در حال حاضر تولید فایکوسیانین به‌طور هتروتروف با استفاده گونه گالدیرریا *سولفوراریا*[1] امکان‌پذیر است. این میکروارگانیسم، تک سلولی و گزینه‌ی مناسبی برای تولید فایکوسیانین به‌طور هتروتروف است. زیستگاه طبیعی آن گرم و اسیدی است و رشد بهینه در دمای بالای ۴۰ درجه سانتی گراد اتفاق می‌افتد. اگرچه محتوای فایکوسیانین سلولی این میکروارگانیسم به مراتب کم‌تر از *اسپیرولینا پلاتنسیس* است اما تولید توده‌ی زیستی ۵۰g/L /day باعث تولید فایکوسیانین تقریبا ۱۰ برابر بیش‌تر از *اسپیرولینا پلاتنسیس* می‌شود. هم‌چنین اخیرا تولید فایکوسیانین نوترکیب هم گزینه‌ایی برای تولید هتروتروف فایکوسیانین است (۱۲).

روش‌های استخراج

فایکوسیانین به روش‌های مختلفی استخراج می‌شود. شکستن دیواره سلول و انحلال فایکوبیلین محلول در آب، در یک محیط آبی هم‌چون بافر فسفات منجر به استخراج آن می‌شود. از جمله روش‌های فیزیکی شکستن دیواره توده زیستی خشک نشده با استفاده از روش سیکل انجماد در دماهای ۲۵- و ۱۵- درجه سانتی‌گراد و یا در نیتروژن مایع و سپس از انجماد در آوردن آن در دمای ۴ تا ۳۰°C می‌باشد (۱۳). فایکوسیانین با استفاده از روش‌های مکانیکی مانند فشار بالا و یا استفاده از امواج فراصوت و روش‌های آنزیمی مثل لیزوزیم قابل استخراج است (۱۴، ۱۳). هم‌چنین از *کلبسیلا پنومونیه* برای اسخراج فایکوسیانین استفاده کرده‌اند (۱۵).

از فایکوسیانین به عنوان شناساگر فلورسنت استفاده می‌شود. زمانی‌که فایکوبیلی‌زوم‌ها توسط بافرهای آبی استخراج می‌شوند، تجزیه شده و فایکوبیلی‌پروتئین‌ها گیرنده‌های طبیعی خود که انرژی تهییج‌شده را دریافت می‌کردند، از دست می‌دهند و به شدت فلورسنت می‌شوند (۱۶). فایکوسیانین در چین و ژاپن به عنوان رنگ‌های طبیعی قابل استفاده در صنایع غذایی و آرایشی- بهداشتی به فروش می‌رسد. پژوهش‌های اندکی نیز بر روی پایداری رنگ فایکوسیانین در غذا (۳) و نیز خواص رئولوژیکی آن به عنوان ترکیبی پایدارکننده انجام شده است (۵، ۴).

بیش‌ترین توجهات بر روی استفاده از فایکوسیانین به عنوان ترکیبی مغذی مخصوصاً در غذاهای سلامت‌زا که از *اسپیرولینا پلاتنسیس* به عنوان ترکیبی عمل‌گر استفاده شده، معطوف گشته است. هم‌چنین از فایکوسیانین به دلیل داشتن خواص آنتی‌اکسیدانی بسیار بالا در مقاصد دارویی نیز استفاده می‌شود (۱۷).

خواص درمانی فایکوسیانین

فایکوسیانین فایکوبیلی‌پروتئینی است که به تازگی گزارش‌های متعددی مبنی بر داشتن خواص فارماکولوژیک گوناگون از آن ارائه شده است. در این رابطه، اثرات آنتی‌اکسیدان، ضد التهاب، خواص محافظتی کبد و اعصاب فایکوسیانین طی مطالعات تجربی ذکر شده‌اند. این پروتئین توانایی پاکسازی رادیکال‌های آلکوکسیل، پروکسیل و هیدروکسیل را در محیط آزمایشگاه به صورت واکنش با پروکسی نیتریت ($ONOO^-$) و اسید هیپوکلرید (HOCL) دارد (۹).

این ماده می‌تواند در درمان آلزایمر و پارکینسون موثر واقع شود (۱۹، ۱۸). هم‌چنین نقش بسیار مهمی در پیشگیری از سرطان‌های پوستی- مخاطی و لوکمی مزمن میلوئیدی در انسان دارد (۱۸). این پروتئین از طریق سرکوب فعالیت میتوز سلول می‌تواند بیان CD 59 را متوقف کرده و بنابراین باعث آپوپتوزیس شود که این خود توجیه کننده‌ی فعالیت ضدسرطان این رنگ‌دانه می‌باشد (۲۰). فایکوسیانین در درمان سرطان‌ها قادر به جایگزین شدن با داروهای شیمی‌درمانی دارای عوارض جانبی شدید است (۱۹). از این پروتئین در درمان بیماری‌های کلیه، فشار خون، بیماری‌های سیستم عصبی مرکزی و ترکیبات

[1] *Galdieria Sulphuraria*

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

داروهای مراقبت‌های پوستی استفاده می‌شود و اثرات درمانی آن به خوبی اثبات شده است (۲۵-۲۰).

در رابطه با سمیت فایکوسیانین تاکنون تحقیقات زیادی انجام گرفته است. در یکی از این مطالعات اثر غلظت‌های بالا و مختلف فایکوسیانین بر مرگ ومیر موش‌های نژاد آلبینو بررسی شد. نتایج نشان داد که فایکوسیانین در غلظت ۰/۲-۵ گرم بر کیلوگرم وزن بدن هیچ نشانه‌ای از مسمومیت یا مرگ و میر را در حیوانات نشان نداده است (۲۵).

رشد *اسپیرولینا پلاتنسیس* و تولید فایکوسیانین

فنگ چن و همکاران در سال ۱۹۹۶ تاثیر سوبسترای کربنی و شدت نور را بر رشد و تولید فایکوسیانین توسط *اسپیرولینا پلاتنسیس* در کشت فتوهتروتروف بررسی کردند. غلظت گلوکز و استات در محیط به ترتیب از ۰ تا ۱۰ گرم بر لیتر و ۰ تا ۵ گرم بر لیتر متغیر بود. در حالی‌که غلظت بیکربنات ۱۶/۸ g/L که به عنوان کنترل استفاده شد. نتایج حاصل از این بررسی نشان داد که گلوکز واستات رشد سلولی و تولید فایکوسیانین را تقویت می‌کند. بیش‌تر ین مقدار سرعت ویژه رشد، غلظت سلولی و تولید فایکوسیانین به ترتیب ۰/۶۲/day، ۲/۶۶ g/L و ۳۲۲mg/L با سوبسترای گلوکز و ۰/۵۲/day، ۱/۸۱ g/L و ۲۴۶mg/L با سوبسترای استات به دست آمد. همان‌طور که از نتایج مشخص است *اسپیرولینا پلاتنسیس* می‌تواند از گلوکز و استات به عنوان منبع کربنی استفاده کند اما گلوکز نسبت به استات برتری دارد. رشد ویژه جلبک با سوبسترای گلوکز ۲/۵ g/L و به‌طور ویژه‌ای با افزایش نور تا 2Klux افزایش پیدا کرد. افزایش بیش‌تر نور تا 4Klux تنها باعث افزایش اندکی در سرعت رشد ویژه می‌شود.

در شدت نور بیش‌تر از 4Klux مهار نوری در رشد به وجود آمد. تاثیر بدتر مهار نور ممکن است با کاهش دمای کشت که معمولا در سامانه‌های فتوسنتزی پیشنهاد می‌شود اتفاق افتد. نور برای تولید فایکوسیانین بسیار لازم است. بیش‌ترین مقدار فایکوسیانین در شدت نور 4Klux به دست آمد. زمانی که شدت نور به 2Klux یا کم‌تر تقلیل می‌یابد غلظت گلوکز بهینه برای تولید بیومس از ۲/۵ g/L به ۵ g/L افزایش می‌یابد (۲۶).

فنگ چن و همکاران در سال ۱۹۹۷ امکان استفاده از کشت میکسوتروف جهت به دست آوردن غلظت سلولی و فایکوسیانین بیش‌تر با استفاده از کشت خوراک‌دهی در یک فرمنتور ۳/۷L بررسی کردند (۲۷). از آن‌جا که *اسپیرولینا پلاتنسیس* قادر به مصرف سوبسترای کربنی آلی (مانند گلوکز و استات و غیره) قادر به رشد در شرایط هتروتروف و میکسوتروف می‌باشد. اگرچه به دلیلی اینکه این رنگ‌دانه یک رنگ‌دانه فتوسنتزی است رشد هتروتروف برای تولید فایکوسیانین مناسب نمی‌باشد. به‌علاوه رشد هتروتروف *اسپیرولینا پلاتنسیس* فاز تاخیر طولانی (حدودا ۲۰۰ ساعت) و سرعت رشد ویژه پایین ($۰/۰۰۸۳h^{-1}$) دارد. در مقایسه با کشت میکسوتروف، در این نوع کشت فاز تاخیر خاصی مشاهده نشد. در مقدار نور 4Klux رشد ویژه $۰/۰۲۶h^{-1}$ و مقدار فایکوسیانین ۱۲۰mg/ L در وزن خشک به دست آمد. در مطالعه‌ی دیگر شدت نور بهینه برای رشد میکسوتروف *اسپیرولینا پلاتنسیس* در کشت بچ 4 Klux به دست آمد. در شدت‌های بالاتر نور باعث بروز پدیده مهار نوری[1] رشد در حالی‌که در شدت پایین‌تر نور رشد سلولی را محدود می‌کند. هم‌چنین از آن‌جا که فاصله نفوذ نور با غلظت سلولی رابطه معکوس دارد، در این پژوهش فرض بر ان شد که افزایش مرحله‌ای در شدت نور از $۸۰\mu Em^{-2}s^{-1}$ باعث افزایش توده سلولی در کشت خوراک‌دهی می‌شود. غلظت اولیه گلوکز ۲ g/L و شدت نور اولیه $۸۰\ \mu Em^{-2}s^{-1}$ تا ساعت ۱۵۶ افزایش پیدا کرد. ۲/۸۵ g/L و پس از آن کاهش اندکی در رشد دیده شد. سپس شدت نور به $۱۰۰\ \mu Em^{-2}s^{-1}$ افزایش و غلظت سلولی(از آن‌جا که گلوکز محدود نشد) افزایش پیدا کرد. شدت نور نهایی $۱۲۰\ \mu Em^{-2}s^{-1}$ افزایش پیدا کرده و بیش‌ترین میزان غلظت سلولی ۴/۱ g/L به دست آمد. هم‌چنین علی رغم ابقا میزان کافی گلوکز افزایش در میزان غلظت سلولی دیده نشد که این ممکن است به دلیل محدود شدن نفوذ نور به خاطر افزایش غلظت سلولی باشد. در آزمون بعد $۸۰-۱۶۰\ \mu Em^{-2}s^{-1}$ بررسی در طی ۳۰۰ ساعت کشت ۱۰/۲ g/L به دست آمد که این مقدار کشت‌های دیگر (در حوضچه‌های باز ۱g/ L، بیوراکتورهای لوله‌ای که ۶/۳ g/L، با افزودن پروتئین‌های هیدرولیز شده ۵/۴ g/L و در کشت‌های میکسوتروف ۲/۱ g/L) بیش‌تر بود. هم‌چنین در این بررسی امکان استفاده از کشت میکسوتروف برای تولید فایکوسیانین و میزان تغییر غلظت آن با رشد سلول با گذشت زمان بررسی شد. نتایج نشان داد تا ۳۵۰ ساعت اول، غلظت فایکوسیانین همزمان با رشد سلولی و تا رسیدن به حداکثر ۱۰۷ g/L سلول به‌طور مداوم افزایش و سپس سریعاً کاهش پیدا کرد، در حالی‌که غلظت سلولی همچنان رو به

[1] photoinhibition

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

افزایش بود. فایکوسیانین یک رنگ‌دانه فرعی فتوسنتز است و فعالیت فتوسنتزی تابع میزان تولید آن است. در کشت میکسوتروف فتوسنتز و متابولیسم اکسیداتیو گلوکز به‌طور هم‌زمان عمل می‌کند. متابولیسم فتوسنتز و متابولیسم اکسیداتیو گلوکز ممکن است بر حسب شرایط کشت به تبدیل شوند. در کشت فتواتوتروف میزان فایکوسیانین در تمام طول کشت در تعداد ۱۳۵ mg/L ثابت است و در مقایسه در کشت میکسوتروف در غلظت اولیه گلوکز ۱ g/L میزان فایکوسیانین ثابت نبود ومقدار آن از ۵۴ تا ۱۲۵ میلی گرم بر لیتر وزن خشک افزایش پیدا کرد. این موضوع ممکن است به خاطر تغییرات مداوم در تسلط در پدیده فتوسنتز و تنفس و شرایط کشت باشد. در مراحل نخستین کشت میکسوتروف، بخش هتروتروف چیره می‌شود و غلظت گلوکز سریعاً کاهش می‌یابد. غلظت سلولی به‌طور خطی پس از ۹۶ ساعت تا ۱/۴g/L افزایش می‌یابد و سپس با کاهش گلوکز کاهش می‌یابد. سلول‌ها بعد از ۴۸ ساعت از دوره‌ی تاخیر به منظور سازگاری با شرایط فتوسنتز افزایش می‌یابند. الگوی مشابهی از دیگر کشت‌های میکسوتروف با غلظت گلوکز g/L ۲ به دست آمد. نتایج پیشنهاد می‌کنند که در مراحل اولیه کشت خوراک‌دهی بخش هتروتروف تسلط می‌یابد و همین که گلوکز مصرف می‌شود بخش هتروتروف کاهش می‌یابد و سپس فتوهتروتروف غالب می‌شود. زمانی که به دلیل افزایش غلظت سلولی نفوذ نور به داخل سلول کاهش می‌یابد نقش فتوسنتز کمرنگ شده و بخش هتروتروف دوباره غالب می‌شود و میزان فایکوسیانین کاهش می‌یابد. از طرف دیگر کاهش سریع در میزان فایکوسیانین سلول‌ها ممکن است به خاطر کمبود نیتروژن باشد که فایکوسیانین توسط *اسپیرولینا پلاتنسیس* به عنوان منبع نیتروژنی مصرف شود. نتایج این تحقیق نشان داد که برای تولید فایکوسیانین کشت خوراک‌دهی به دیگر کشت‌ها برتری دارد. بیش‌ترین مقدار فایکوسیانین از با مقدار تقریبی ۷۹۵mg/ L در غلظت سلولی ۷/۸ g/L به دست آمد که این مقدار تقریبا سه برابر کشت فتوتروف و میکسوتروف است. این تحقیق پیشنهاد می‌کند که در کشت میکسوتروف و خوراک‌دهی ریزجلبک حداکثر میزان فایکوسیانین می‌تواند در بهترین ترکیب غلظت سلولی و فعالیت فتوسنتزی به دست آید (۲۷).

مادهیستا و همکاران در سال ۲۰۰۷ بررسی مقایسه‌ای بر منابع نوری مختلف بر رنگ‌دانه‌های مهم تجاری مختلف در *اسپیرولینا فوزی فورمیس* در بیوراکتور انجام دادند. سامانه کشت مداوم در این آزمون به کار گرفته شد. کشت با مقدار تلقیح اولیه ۰/۲ g/L در محیط کشت زاروک تحت منابع نوری مختلف انجام شد. حداکثر بهره‌وری بیومس روزانه به ترتیب برای نور سفید، نور آبی و نور سبز به ترتیب ۰/۸ g/L، ۰/۷۵ g/L و ۰/۶۹ g/L به دست آمد. میزان رنگ‌دانه تحت نور سفید بالاترین مقدار کلروفیل (۵/۵µgr/mL) و در حالی‌که دیگر رنگ‌دانه ها تغییر چشم‌گیری نشان ندادند؛ که این نشان دهنده این است که برای تولید کلروفیل نور سفید بهتر است. از طرفی دیگر در نور آبی بیزان کلروفیل و فایکوسیانین به تدریج و به ترتیب تا میزان ۲µgr/mL و ۲mg/L افزایش می‌یابد. پاسخ میکروارگانیسم به نور سبز برای تمام رنگ‌دانه ها منفی بود به جز فایکوسیانین در این مورد بیش‌ترین میزان تولید (۲/۵mg/ml) در طی ۱۸ روز دوره‌ی آزمون به دست آمد. به علاوه در نور زرد تمامی رنگ‌دانه‌ها به تدریج از ششمین روز کشت شروع به کاهش نموده که این خاصیت رنگبری نور زرد را نشان می‌دهد. هم‌چنین نور قرمز در تولید رنگ‌دانه اثر معنی داری نداشت، به جز فایکواریترین که که روند افزایشی در تولید آن دیده شد. این محققین گزارش کردند که شدت نور بالاتر برای تولید فایکوسیانین و فایکواریترین در اسپیرولینا بهتر است (۲۸).

نارایان و همکاران در سال ۲۰۰۵ استفاده از گلیسرول به عنوان منبع کربنی بر رشد، تولید پیگمان و لیپید در *اسپیرولینا پلاتنسیس* را بررسی کردند. توانایی سلول‌های جلبک در ساخت ترکیبات ارزشمند به پارامترهای مختلف محیطی هم‌چون شوری، نور و دما بستگی دارد. در این بررسی تاثیر گلیسرول بر میزان فایکوسیانین و کلروفیل در سه سطح مشتمل بر سه گروه بررسی شد. گروه اول کنترل، شامل ۱۶/۸ g/L بیکربنات سدیم بدون گیسرول، گروه دوم شامل ۲gr بیکربنات همراه با ۲/۵mM گلیسرول و گروه سوم ۲/۵mM به تنهایی. میزان توده سلولی (mg DW) از ۱۰۰ml کشت در گروه‌ها به ترتیب ۲/۳، ۱/۶۸، ۱/۵۱ و مقدار فایکوسیانین (در صد وزن خشک) ۲۴/۰۳، ۱۶/۸۹، ۱۹/۷۲ و میزان لیپید کل به ترتیب ۸/۱، ۷/۶ و ۸/۲ گزارش شد. کاهش در میزان کلروفیل a و فایکوسیانین و عدم تغییر در میزان لیپید نشان می‌دهد گلیسرول در کشت اسپیرولینا بیش‌تر برای تولید اسیدهای چرب به کار می‌رود. هم‌چنین اختلاف در پروفایل اسیدهای چرب لیپید کل به ویژه در میزان مونوان و پلی‌ان دیده شد (۲۹).

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

کولا و همکاران در سال ۲۰۰۷ تاثیر دماهای مختلف (۳۰ و ۳۵ درجه سانتی‌گراد) و غلظت نیتروژن (۰/۶۲۵ g/L، ۱/۲۵۰، ۱/۸۷۵و ۲/۵) محیط کشت را بر تولید توده سلولی و برخی ترکیبات مغذی مثل پروتئین، لیپید و ترکیبات فنولی *اسپیرولینا پلاتنسیس* بررسی کردند. مقدار توده سلولی به دست آمده در دمای ۳۰°C (۰/۸۲-۰/۹۲ g/L) و بیش‌تر از دمای ۳۵° C (۰/۵۹-۰/۶۵ g/L) بود. به‌طور کلی توده سلولی و μ_{max} در دمای ۳۰°C ($0.073-0.074\ day^{-1}$) بیش‌تر بود نسبت به دمای ۳۵ °C ($0.073-0.054 day^{-1}$) . در اسپیرولینا هرچه غلظت سلولی کم‌تر سرعت رشد ویژه بیش‌تر می‌شود. این برای سامانه‌ای که اصولا محدود به نور است انتظار می‌رود به این خاطر که کاهش غلظت سلولی نفوذ نور را افزایش می‌دهد. بالاترین میزان بهره دهی (mgL^{-1} $P_{450}=34\ day^{-1}$) در دمای ۳۰°C و مشخص است که غلظت نیترات سدیم در محیط کشت می‌تواند کاهش یابد بدون آن‌که تاثیری بر میزان بهره دهی داشته باشد. نتایج نشان داد که غلظت نیترات سدیم در محیط کشت تاثیر معنی‌داری بر تولید پروتئین، لیپید و ترکیبات فنولی دارد. با کاهش غلظت نیترات سدیم پروتئین و لیپید سلول کاهش می‌یابد.. هم‌چنین در دمای بالا (۳۵°C) با افزایش غلظت نیتروژن مقدار ترکیبات فنولی نیز افزایش می‌یابد. بنابراین به‌طور خلاصه دمای ۳۵°C اثر منفی بر تولید توده سلولی ولی تاثیر مثبت بر تولید پروتئین، لیپید و ترکیبات فنولی دارد، بالاترین مقدار این ترکیبات در محیط کشت زاروک حاوی ۱/۸۷ یا ۲/۵ گرم بر لیتر نیترات سدیم به دست می‌آید (۳۰).

سلکلی و همکاران در سال ۲۰۰۹ تاثیر غلظت‌های مختلف نیترات (۲ g/L، ۲/۵، ۳ g/L) و کلرید سدیم (۲ g/L، ۱/۵، ۱ و ۰/۵) بر تولید توده سلولی توسط *اسپیرولینا پلاتنسیس* در محیط شولسر[1] بررسی کردند. بیش‌تر این میزان بازدهی توده سلولی و میزان کلروفیل‌a در ۲/۵ g/L نیترات و ۱/۵ g/L کلرید کلسیم به دست آمد. سرعت بالای تولید بین ساعات ۷۲ و ۲۱۶ رشد دیده شد. مدل‌های اصلاح شده ریچارد، شونت، لجستیک و گومپرتز[2] ($RSS \geq 0/003$ و $r^2 > 0/96$) تولید توده سلولی توسط *اسپیرولینا پلاتنسیس* به عنوان تابعی از غلظت نیترات و کلرید سدیم به‌طور موفقیت آمیزی پیش‌بینی کردند. مجموع مربعات باقی مانده و ضریب رگرسیون بالا نشان داد که استفاده از مدل‌ها به خوبی با داده‌های آزمایشات منطبق بود و آن‌ها را می‌توان به عنوان مواردی کارآمد برای توصیف تولید توده سلولی اسپیرولینا در نظر گرفت. فاکتورهای بیولوژیکی مثل سرعت تولید (رشد) (μ)، و فاز تاخیر (λ) برای *اسپیرولینا پلاتنسیس* به ترتیب بین $0.012-0.034 h^{-1}$ و $2/43-5/85\ h^{-1}$ از تولید توده سلولی به‌طور موفقیت آمیزی توسط مدل‌های منطقی پایین پیش‌بینی شد (۳۱).

رودریگز و همکاران در سال ۲۰۱۰ *اسپیرولینا پلاتنسیس* را در محیط کشتی که شامل مخلوطی از KNO_3 و NH_4Cl به عنوان محیط کشت بود تحت نور ۱۳Klux در یک تانک کوچک کشت دادند. افزودن NH_4Cl به روش خوراک‌دهی و افزایش لگاریتمی در مقدار آن از سمیت ناشی از آمونیاک و کمبود نیتروژن جلوگیری کرد و باعث غلظت سلولی بسیار بالا(χ_m) و بالاترین کیفیت توده سلولی (۲۱/۸۵mg کلروفیل در هر گرم سلول، ٪۲۰/۵ لیپید و ٪۴۹/۸ پروتئین) شد. از طرح مرکب مرکزی ترکیب شده با روش پاسخ سطحی برای تعیین ارتباط بین پاسخ (بیش‌ترین سرعت تولید χ_m، بهره‌دهی سلولی و فاکتور تبدیل نیتروژن به سلول) و متغیرهای مستقل (غلظت‌های KNO_3 و NH_4Cl) استفاده شد. در واقع این پژوهش برای بررسی تاثیر همزمان KNO_3 و NH_4Cl بر رشد *اسپیرولینا پلاتنسیس* انجام شد. نتایج نشان داد که بیش‌ترین میزان غلظت سلولی به دست آمده از کشت فقط با NH_4Cl برابر با ۲۰۱۳mg/L و ٪۵۵/۸ کم‌تر از مقداری بود که از آزمون‌هایی به دست آمد که هردوی منابع نیتروژنی استفاده شده بود. هم‌چنین میانگین بیش‌تر ین غلظت سلولی به دست آمده از آزمون‌های مربوط به نقاط مرکزی که از ۱۵mM KNO_3 و ۱۵mM NH_4Cl استفاده شده بود کمی بیش‌تر از آن‌هایی بود از کشت فقط از KNO_3 در محیط استفاده شده بود. تحت شرایط بهینه (۱۵/۵mM KNO_3 و ۱۴/۱mMNH_4Cl) χ_m ۴۳۲۷mg/ L بود و مقداری منطبق با آن چه که با ۲۵/۴mM KNO_3 کشت داده شده بود به دست آمد ولی بیش از ۲ برابر آنچه که با ۲۱/۵mM NH_4Cl به دست آمد. در مقایسه با آزمون‌های انجام شده با KNO_3 به شکل ناپیوسته، ٪۳۰ کاهش در هزینه تمام شده برای محیط کشت تخمین زده می‌شود و بنابراین جایگزین مناسب و ارزانقیمت برای تولید تجاری این سیانوباکتری می‌باشد (۳۲).

[1] Schlosser
[2] Gompertz

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

در پژوهشی دیگر سولتو و همکاران در سال ۲۰۰۵ با در نظر گرفتن توانایی بسیاری از ریزجلبک‌ها در تجزیه اوره به آمونیوم خصوصا در شرایط قلیایی، جایگزینی نیترات پتاسیم با سولفات آمونیوم و اوره به عنوان منبع نیتروژنی ارزان قیمت بررسی کردند. تحقیقات قبل ثابت کرد که اوره هیچ تاثیری بر محتوای نهایی کلروفیل کشت‌ها ندارد. در این پژوهش برای اولین بار چنین پروتوکل ناپیوسته و خوراک‌دهی مورد بررسی قرار گرفت و مدل سازی و مقایسه شد. در این بررسی در ابتدا کشت ناپیوسته به منظور تعیین نیاز سلول به مقدار واقعی به نیتروژن و هم‌چنین آستانه‌ی غلظت مهاری آمونیاک انجام شد. بهترین مقدار اولیه (N_0) با استفاده از آمونیوم سولفات در محدوده‌ی ۰/۵۶-۱/۱mM بود و پس از ۲ روز ۱۳۰-۱۴۰mg/ L توده سلولی تولید کرد.، در حالی‌که با ۱/۷mM مهار رشد دیده شد و توده سلولی برابر با ۷۰mg/L تولید کرد. آستانه مهار ۲mMol و آستانه سمیت ۱۰mMol گزارش شد. هم‌چنین در رابطه با اوره آستانه مهار همان مقدار بود اما سرعت رشد با اوره بالاتر بود و توده سلولی بیش‌تری در غلظت ۱/۱mMol تولید کرد. فعالیت اوره‌آزی و شرایط قلیایی هیدرولیز اوره به آمونیاک در سرعتی برابر با جذب آن به سلول از مهار رشد توسط آمونیاک جلوگیری می‌کند. بر اساس آزمون‌های اولیه ناپیوسته، پروتوکل‌های خوراک‌دهی مختلفی انجام شد. نتایج نشان داد که استفاده از اوره در کشت‌های خوراک‌دهی کینتیک رشد بهتری دارد. اگرچه بیشترین میزان بهره دهی در زمان شروع فرایند با خوراک‌دهی خطی دیده شد، استفاده از الگوی افزایشی آهسته‌تر باعث تجمع کم‌تر آمونیاک در محیط شده و برای کشت‌های طولانی مدت مناسب‌تر است. هم‌چنین استفاده از اوره به جای آمونیوم سولفات پیشنهاد می‌شود (۳۳).

رنگل و همکاران در سال ۲۰۰۴ تاثیر شدت نور و اوره را به عنوان منبع نیتروژنی با استفاده از کشت خوراک‌دهی جهت رشد *اسپیرولینا پلاتنسیس* و میزان کلروفیل بررسی کردند. کشت در یک تانک روباز ۵ لیتری در دمای ۳۰°C انجام شد. روش پاسخ سطحی برای تجزیه‌ی نتایج به کار گرفته شد و مدل هایی برای تولید توده زیستی، فاکتور تبدیل نیتروژن به سلول و بهره وری کلروفیل به دست آمد بهترین میزان رشد با ۵۰۰ mg/ L اوره در شدت ۵۶۰۰lux به دست آمد در حالی که بیش‌ترین میزان کلروفیل در توده زیستی در ۵۰۰mg/ L و نور ۱۴۰۰lux به دست آمد. در نهایت بهترین بهره دهی کلروفیل با ۵۰۰mg/ L اوره در شدت نور ۳۵۰۰lux است، که تعادل بهینه بین رشد سلولی و میزان کلروفیل توده زیستی را فراهم می‌آورد (۳۴).

نتیجه‌گیری

به‌طور کلی ریزجلبک‌ها منابع بسیار غنی ترکیبات مغذی و رنگ‌های طبیعی هستند که قابل افزودن به خوراک انسان می‌باشد. در پی افزودن به فرآورده هایی مانند نان، بیسکوئیت، کیک و ژله، علاوه بر بهبود ارزش تغذیه‌ای باعث بهبود خواص فیزیکی آن‌ها می‌شود. *اسپیرولینا پلاتنسیس* به دلیل محتوای پروتئین و رنگ‌دانه های فایکوسیانین و فایکواریترین زیاد برای غنی‌سازی مواد غذایی استفاده دارد.

مرور مقالات گزارش شده در خصوص رشد اسپیرولینا و و تولید فایکوسیانین نشان می‌دهد که عوامل موثر بر رشد و تولید فایکوسیانین در *اسپیرولینا پلاتنسیس* عبارتند از نور، هوادهی، نمک، pH و سوبسترای کربنی و نیتروژن. البته مهم‌ترین عوامل موثر بر رشد اسپیرولینا و تولید فایکوسیانین نور و سوبستراهای کربنی و نیتروژنی است. گلوکز و ملاس از سوبستراهای کربنی هستند که می‌توانند برای رشد اسپیرولینا مورد استفاده قرار گیرند. گرچه سوبسترای نیتروژنی تاثیر بیش‌تری بر رشد اسپیرولینا دارد. اوره از سوبستراهای نیتروژنی ارزان قیمتی است که غلظت مشخصی از آن باعث بهبود رشد و نیز تولید رنگدانه در *اسپیرولینا پلاتنسیس* می‌شود.

جایگزینی انواع سوبستراهای گران قیمت و کم بازده با انواع ارزان قیمت و پربازده از جمله موضوعات مورد توجه محققین بوده است. به نظر می‌رسد اندازه‌گیری خاصیت آنتی اکسیدانی فایکوسیانین تحت شرایط استرس‌زا، یافتن روش-های کاربردی به منظور استفاده از این رنگدانه در صنعت غذا، یافتن ترکیبات فراسودمند ناشی از رشد جلبک در محیط کشت جدا شده از آن آینده پژوهش‌ها را دز این زمینه رقم می‌زند.

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

References

1. Gouveia L, Sousa I, Batista AP, Raymundo A, Bandarra NM. Microalgae in novel food products. Food Chemistry Research Developments. 2008 Nova Science Publishers, Inc.
2. Borowitzka MA. Microalgae as sources of pharmaceuticals and other biologically active compounds. J Appl Phyc 1995;7: 3-15.
3. Jespersen L, Stromdahl LD, Olsen K, Skibsted LH. Heat and light stabi Ly of three natural blue colorants for use in confectionery and beverages. Eur Food Res Technol 2005; 220: 261-266.
4. Batista AP, Raymundo A, Sousa I, Empis J. Rheological characterization of coloured oil-in-water food emulsions with lutein and phycocyanin added to the oil and aqueous phases. Food Hydrocol 2006a ;20: 44-52.
5. Batista AP, Raymundo A, Sousa I, Empis J, Franco JM. Colored food emulsions – implications of pigment addition on the rheological behaviour and microstructure. Food Biophys 2006b;1: 216-227.
6. Nunes MC, Raymundo A, Sousa I. Rheological behaviour and microstructure of pea protein / k−carrageenan / starch gels with different setting conditions. Food Hydrocol 2006; 20: 106-113.
7. Vonshak A. Spirulina platensis (Arthrospira): Physiology , cell-biology and biotechnology. 2002; Taylor and Francis group.
8. Sekar S, Chandramohan M. Phycobiliproteins as a commodity: trends in applied research, patents and commercialization. J Appl Phyc 2008; 20: 113-136.
9. Romay C, Gonzalez R, Ledon N, Remirez D, Rimbau V. C-phycocyanin: a biliprotein with antioxidant, anti-inflammatory and neuroprotective effects. Curr Prot Pept Sci 2003;4: 207-216.
10. Boussiba S, Richmond AE. C-phycocyanin as a storage protein in the blue-green alga Spirulina platensis. Arch Microbiol 1980; 125:143–147
11. Pulz O, Gross W. Valuable products from biotechnology of microalgae. Appl Microbiol Biotechnol 2004;65: 635-648.
12. Graverholt OS, Eriksen NT. Heterotrophic high-cell-density fed-batch and continuous-flow cultures of Galdieria sulphuraria and production of phycocyanin. Appl Microbiol Biotechnol 2007;77: 69-75.
13. Abalde J, Betancourt L, Torres E, Cid A, Barwell C. Purification and characterization of phycocyanin from marine cyanobacterium Synechococcus sp. IO9201. Plant Sci 1998;136:109–120
14. Patil G, Chethana S, Madhusudhan MC, Raghavarao K. Fractionation and purification of the phycobiliproteins from *Spirulina platensis*. Biores Technol 2008; 99: 7393-7396.
15. Zhu Y, Chen XB, Wang KB, Li YX, Bai KZ, Kuang TY, Ji HB. A simple method for extracting C-phycocyanin from *Spirulina platensis* using Klebsiella pneumonia. Appl Microbiol Biotechnol 2007; 1154:41-49.
16. Glazer AN, Phycobiliproteins—a family of valuable, widely used fluorophores. Appl Phycol 1994; 6:105–112
17. Jensen GS, Ginsberg DI, Drapeau C. Blue-green algae as an immuno-enhancer and biomodulator. J Amer Nutr Assoc 2001; 3:24– 30
18. Chen T, Wong YS, Zheng W. Induction of G_1 cell cycle arrest and mitochondria-mediated apoptosis in MCF-7 human breast carcinoma cells by selenium-enriched Spirulina extract. Biomed Pharmacy 2010
19. Subhashini J, Reddanna P, Mahipal SVK, Reddy MC, Reddy MM, Rachamallu A. Molecular mechanisms in C-Phycocyanin induced apoptosis in human chronic myeloid leukemia cell line-K562. Biochem Pharm 2004; 68: 453–62.
20. Li B, Zhang X, Gao M, Chu X. Effects of CD59 on antitumoral activities of phycocyanin from Spirulina platensis. Biomed Pharmacol 2005; 59: 551–560.
21. Selvam R. Calcium oxalate stone disease: role of lipid peroxidation and antioxidants. Urol Res 2002; 30: 35– 47.
22. Muthukumar A, Selvam R. Role of glutathione on renal mitochondrial status in hyperoxaluria. Molecular Cell. Biochem 1998; 185: 77–84.
23. Farooq SM, Varalakshmi P, Asokan D, Kalaiselvi P, Sakthivel R. Prophylactic role of phycocyanin: a study of oxalate mediated renal cell injury. Chem Biol Interact 2004; 149: 1-7.
24. Vyssoulis GP, Karpanou EA, Papavassiliou MV, Belegrinos DA, Giannakopoulou A. Side effects of antihypertensive treatment with ACE inhibitors. Amer J Hypertens 2001; 14(4): 114-125.
25. Naidu A, Sarada K, Manoj R, Khan G, Swamy MM, Viswanatha S, Narasimha Murthy K, Ravishankar GA, Srinivas . Toxicity assessment of phycocyanin - a blue colorant from blue green alga Spirulina platensis. Food Biotechnol 1999;13:51-56.
26. Chen F, Zhang Y, Guo S. Growth and phycocyanin formation of *Spirulina platensis* in photoheterotrophic culture. Biotechnol Lett 1996; 18: 603-608.
27. Chen F, Zhang Y. High cell density mixotrophic culture of *Spirulina platensis* on glucose for

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

phycocyanin production using a fed-batch system. Enz Microb Technol 1997; 20: 221-224.

28. Madhyastha HK, Vatsala TM. Pigment production in Spirulina fussiformis in different photophysical conditions. Biomol Eng 2007; 24: 301-305.
29. Narayan MS, Manoj GP, Vatchravelu K, Bhagyalakshmi N, Mahadevaswamy A. Utilization of glycerol as carbon source on the growth, pigment and lipid production in *Spirulina platensis*. Int J Food Sci Nutr 2005; 56(7): 521-528.
30. Colla LM, Oliveira Reinehr C, Reichert C, Costa JAV. Production of biomass and nutraceutical compounds by *Spirulina platensis* under different temperature and nitrogen regimes. Bioresour Technol 2007l 98: 1489-1493.
31. Celekli A, Yavuzatmaca M. Predictive modeling of biomass production by *Spirulina platensis* as function of nitrate and NaCl concentrations. Bioresour Technol 2009; 100: 1847-1851.
32. Rodrigues MS, Ferreira LS, Converti A, Sato S, Carvalho JCM. Fed-batch cultivation of *Arthrospira* (*Spirulina*) *platensis*: potassium nitrate and ammonium chloride as simultaneous nitrogen sources. Bioresour Technol 2010; 101: 4491-4498.
33. Soletto D, Binaghi L, Lodi A, Carvalho JCM, Converti A. Batch and fed-batch cultivations of Spirulina platensis using ammonium sulphate and urea as nitrogen sources. Aquacul 2005;243:217-224.
34. Rangel-Yagui CO, Danesi EDG, Carvalho JCM, Sato S. Chlorophyll production from *Spirulina platensis*: cultivation with urea addition by fed-batch process. Bioresour Technol 2005;92:133-141.

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]

Phycocyanin Production by *Spirulina platensis*

Soheili M [1], Rezaei K[2], Mortazavi A[3], Khosravi-Darani K[4], Hashemi M[5], Komeili R[6] , Ahmadi N[7]*

1- *M.Sc, of Food Technology, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran*

2- **Corresponding author: Prof, Dept. of Food Science, Faculty of Agricultural Engineering, Tehran University, Karaj, Iran, Email: krezaee@ut.ac.ir*

3- *Prof , Dept. of Food Technology, Faculty of Agriculture, Ferdowsi University of Mashhad, Mashhad, Iran*

4- *Associate Prof. (in Research), Dept. of Food Technology Research, National Nutrition and Food Technology Research Institute, Faculty of Nutrition Sciences and Food Technology, Shahid Beheshti University of Medical Sciences, Tehran, Iran*

5- *Assistant Prof. Dept. of Food Science and Technology, Faculty of Nutrition Sciences and Food Technology, University of Tehran, Iran*

6- *Research Dept. of Food Technology Research, National Nutrition and Food Technology Research Institute, Faculty of Nutrition Sciences and Food Technology, Shahid Beheshti University of Medical Sciences, Tehran, Iran.*

7- *Students' Research Committee, National Nutrition and Food Technology Research Institute, Faculty of Nutrition Sciences and Food Technology, Shahid Beheshti University of Medical Sciences, Tehran, Iran*

Abstract

The use of natural colors instead of synthetic colors is of great interests. Many natural colorants are extracted from microalgea. Spirulina platensis is one of the most famous and popular microalgea that has high protein content and contains much pigments.The main pigment of Spirulina platensis is Phycocyanin, a bright blue color pigment which has many applications in the food industry, medicine and cosmetics. The purpose of the present study is to introduce Spirulina platensis, Phycocyanin, their nutritional values and their applications and is to review the previous researchs done in the field of Spirulina platensis growth and Phycocyanin production and methods to optimize it.

Microalgae are very useful resources to product many nutritious ingredients and natural colors. They can be used in the food industry for various purposes such as adding them to a variety of foods like bread, Biscuit, cakes and gels. They can improve their nutritional values and physical properties. Due to high protein content of Spirulina platensis, it is considered an important food resource. It is also used for foods enrichment. Two major pigments in Spirulina platensis are Phycocyanin and Phycoerythrin. They can be good alternatives for synthetic colors. Results also show that several factors are effective on the growth of Spirulina platensis and production of Phycocyanin. These factors include light, aeration, salt, pH and carbon and nitrogen substrate. Replacement of expensive and low-yielding substrates with a variety of cheap and efficient is interesting subject for the researchers.

The results showed that the most important factors influence the growth of Spirulina and Phycocyanin production are light and carbon and nitrogen substrates. Sugar and molasses are carbon substrates that can be used for Spirulina growth. Nitrogenous substrate has a greater impact on the growth of Spirulina. Urea is a cheap nitrogenous substrate which its specific concentration can improve Spirulina growth and Phycocyanin production.

Keywords: Phycocyanin , *Spirulina platensis,* Production, Optimization

[Downloaded from nsft.sbmu.ac.ir on 2026-11-11]