دوماهنامه طبّ جنوب
پژوهشکده زیست- پزشکی خلیج فارس
دانشگاه علوم پزشکی و خدمات بهداشتی درمانی بوشهر
سال بیست و چهارم، شماره ۲، صفحه ۱۰۰-۸۸ (خرداد و تیر ۱۴۰۰)

Iran South Med J 2021; 24(2): 88-100

استخراج و خالص‌سازی کلاژن از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک (*Catostylus mosaicus*) خلیج‌فارس

الهام حاجیانی (MSc)[۱*]، شهریار عصفوری (PhD)[۱]**

[۱] بخش مهندسی شیمی، دانشکده مهندسی نفت، گاز و پتروشیمی، دانشگاه خلیج‌فارس، بوشهر، ایران

(دریافت مقاله: ۹۹/۹/۱۲- پذیرش مقاله: ۹۹/۱۱/۲۸)

چکیده

زمینه: کلاژن پروتئین قسمت عمده بافت پیوندی است و کاربردهای زیادی در زمینه پزشکی و غیرپزشکی دارد. افزایش جمعیت جهان و نیاز به پروتئین موجب توجه ویژه به منابع خوراکی دریایی شده است. ازسوی دیگر، عروس دریایی به‌عنوان یک منبع تجدیدپذیر سرشار از کلاژن است. ازاین‌رو، استخراج کلاژن از عروس دریایی توجه‌های بسیاری از محققین را به خود جلب نموده است. هدف این مطالعه استخراج و خالص‌سازی کلاژن از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک (***Catostylus mosaicus***) می‌باشد.

مواد و روش‌ها: کلاژن محلول در اسید و پپسین از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک استخراج و با استفاده از کیسه دیالیز با **MWCO** ۱۰۰۰۰۰ خالص‌سازی شد. مقدار پروتئین، نوع کلاژن، دمای تقلیب و گروه‌های عاملی کلاژن استخراجی به ترتیب با استفاده از اسپکتروفتومتر، الکتروفورز، ویسکومتر و طیف‌سنجی تبدیل فوریه مادون قرمز ارزیابی شد.

یافته‌ها: نتایج نشان داد کلاژن استخراج‌شده محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی شامل زنجیره‌های **α** و دیمر **β** است و مقدار بازده استخراج کلاژن محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی بر اساس وزن خشک به ترتیب ۱۴/۵۸ درصد و ۱۲/۸ درصد می‌باشد. همچنین، نتایج نشان داد که دمای تقلیب کلاژن استخراج‌شده از بازوی عروس دریایی حدود $27/32\ ^{\circ}C$ و چتر $28/72\ ^{\circ}C$ است. طیف‌های طیف‌سنجی مادون قرمز کلاژن محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی تقریباً یکسان و شبیه سایر کلاژن‌های گونه‌های دیگر بودند.

نتیجه‌گیری: نتایج نشان دادند که این گونه عروس دریایی این امکان را دارد که به‌عنوان یک منبع دریایی تجدیدپذیر کلاژن به جای سایر منابع کلاژن مورد استفاده قرار بگیرد.

واژگان کلیدی: استخراج، خالص‌سازی، پروتئین، کلاژن، عروس دریایی

** بوشهر، دانشگاه خلیج‌فارس، دانشکده مهندسی نفت، گاز و پتروشیمی

Email: osfouri@pgu.ac.ir
***ORCID: 0000-0001-7618-3219**
****ORCID: 0000-0002-4111-8318**

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

مقدمه

کلاژن پروتئین غالب در بافت همبند است و به شکل‌های مختلف در بافت انواع موجودات چند سلولی یافت می‌شود. کلاژن‌ها ساختمان بافت همبند را مستحکم کرده و در شکل‌گیری، چسبندگی سلولی، تجمع و پیوستگی پلاکت‌ها دخالت دارند. الیاف کلاژن در شکل‌های مختلف متناسب با بافت‌های مختلف برای انجام وظیفه در کالبد بدن مرتب شده‌اند. یک ویژگی مهم فیزیکی کلاژن ساختار سه بعدی از الیاف کلاژن است (۱). کلاژن فراوان‌ترین پروتئین فیبری است که بیش از ۲۵ درصد جرم پروتئینی بدن انسان را شامل می‌شود (۲). کلاژن به‌طور گسترده‌ای در مهره‌داران و بی‌مهرگان، از کرم‌های دریایی اولیه تا پستانداران، یافت می‌شود که تا حدی در ترکیب آمینواسید با یکدیگر متفاوت می‌باشند (۳). تا سال ۲۰۱۷، ۲۹ نوع کلاژن متشکل از حداقل ۴۶ زنجیره پلی‌پپتید متمایز شناسایی شده‌اند (۴).

کلاژن به دلیل دارا بودن پروتئین زیاد و خاصیت عملکردی آن‌ها از قبیل ظرفیت جذب آب، تشکیل ژل و داشتن طیف گسترده‌ای از کاربردهای صنعتی یکی از مفیدترین مواد زیستی به حساب می‌آید (۵). تولید کلاژن در بدن با افزایش سن و رژیم نامناسب کاهش می‌یابد. به همین دلیل کلاژن در صنایع غذایی و صنعتی کاربردهای زیادی دارد (۶). کلاژن به دلیل استحکام مکانیکی بالا، زیست‌سازگاری کافی، آنتی ژن پایین و توانایی ذاتی اتصال عرضی و ویژگی‌های مکانیکی و جذب زیاد آب کاربردهای عمومی و زیست‌پزشکی متعددی دارد (۷). نانوالیاف کلاژن در مهندسی بافت پوست (۸)، بازسازی استخوان (۹)، اثربخشی در درد مفاصل و آرتروز (۱۰)، پوشش استنت (۱۱)، چاپ زیستی سه‌بعدی برای بازسازی اجزای قلب (۱۲)، به‌عنوان عاج دندان (۱۳) کاربرد دارد. همچنین استفاده از آن در جراحی قلب و عروق، جراحی پلاستیک، ارتوپدی، ارولوژی، عصب‌شناسی، چشم‌پزشکی و همچنین مخلوط آن‌ها با سلول‌های فیبروبلاست، عامل رشد، سیلیکون و گلیکوزآمینوگلیکان‌ها در ساخت جایگزین پوست مصنوعی برای درمان سوختگی کاربرد زیادی پیدا کرده است (۱۴). زیست سازگاری، غیرآنتی‌ژنی، غیرسمی بودن، زیست تخریب‌پذیری و سازگاری با پلیمرهای مصنوعی از جمله مزایای کلاژن برای استفاده در مصارف پزشکی می‌باشند که کاربرد آن را توسعه بخشیده است. از جمله معایب کلاژن می‌توان به هزینه زیاد خالص‌سازی، تنوع، خطر انتقال بیماری و آب‌دوستی اشاره نمود (۲).

یکی از منبع‌های اصلی کلاژن حیواناتی مانند خوک و گاو است. بازده استخراج کلاژن از گاو حدود ۳ تا ۷۵ درصد (۱۵) و بازده استخراج کلاژن از پوست خوک حدود ۱ تا ۳ درصد می‌باشد (۱۶). در طول دهه‌های گذشته، خطر ابتلا به بیماری جنون گاوی باعث ایجاد جایگزین برای کلاژن گاوی شده است. کلاژن را می‌توان از منابع حیوانی دیگر مانند مرغ، دم کانگورو، دم موش صحرایی، پای اردک و غیره به‌دست آورد. منابع ذکر شده ارزان و آسان به دست می‌آیند، اما پس از استفاده طولانی مدت باعث حساسیت‌زایی می‌شوند. یک روش جایگزین، بررسی استخراج کلاژن از منابع دریایی است. گزارش‌ها نشان داده که این منابع خطر انتقال بیماری را ندارند و همچنین یک ماده اولیه ارزان قیمت می‌باشند (۱۷ و ۱۸). مطالعات نشان داده که اثرات التهابی کلاژن استخراج شده از عروس دریایی از کلاژن به‌دست آمده از گاو کمتر است. کلاژن عروس دریایی می‌تواند با خیال راحت به‌عنوان یک منبع کلاژن مورد استفاده قرار بگیرد (۱۹ و ۲۰). همچنین، مطالعات نشان داده است که کلاژن عروس دریایی می‌تواند پاسخ ایمنی را بدون واکنش آلرژیک تحریک نماید (۲۱).

برخی از گونه‌های عروس دریایی بیش از هزار سال است

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

که به عنوان غذا و دارو در چین مورد استفاده قرار می‌گیرند. همچنین، عروس دریایی گونه کاتوستیلوس موزاییک یکی از ده گونه‌ای است که به صورت سنتی به عنوان یک محصول غذایی استفاده می‌شود (۲۲). بنابر مطالعات گذشته، از عروس‌های دریایی برای درمان بیماری‌هایی مانند آرتروز، فشار خون بالا، برونشیت، کمردرد، زخم معده، آسم و سوختگی استفاده می‌شده است. امروزه می‌دانیم عروس دریایی سرشار از کلاژن است و می‌تواند به بهبود درمان این بیماری‌ها کمک کند (۲۳).

در حال حاضر عمدتاً از عروس دریایی به‌عنوان یک محصول غذایی که در بازارهای محلی توزیع می‌شود، استفاده می‌کنند. افزایش روزافزون عروس دریایی در سراسر جهان که پیامدهای اقتصادی و اجتماعی شدیدی را به همراه دارد استفاده بیش‌تر و جدید از این منبع طبیعی تجدیدپذیر را تشویق می‌کند. اساساً، عروس دریایی تازه از نظر وزنی تقریباً ۹۹–۹۵ درصد آب، ۱ تا ۲ درصد پروتئین و ۳–۲ درصد نمک دارد. پروتئین عروس دریایی تقریباً به‌طور کامل از کلاژن تشکیل شده است (۲۴). از جمله کاربردهای کلاژن استخراج شده از عروس دریایی که تاکنون گزارش شده می‌توان به بازسازی بافت پیرادندانی (Periodontal) در دندان پزشکی (۲۵)، بهبود زخم (۲۶)، کشت و رشد سلول‌های بنیادی توانمند القایی (۲۷) و داربست‌هایی در بازسازی استخوان (۲۸) اشاره کرد. این گونه عروس دریایی از شاخه سنیداریا (Cnidaria)، رده فنجان‌زیان (Scyphozoa) و جنس کاتوستیلوس می‌باشد. معمولاً قطر چتر این گونه بین ۲۵۰ تا ۳۰۰ میلی‌متر رشد می‌کند. طول عمر این گونه عروس دریایی وابسته به مکان زیست آن می‌باشد و ممکن است تا بیشتر از ۱۰ ماه نیز زنده باشد. بر اساس زیستگاه این عروس دریایی، رنگ آن عمدتاً به رنگ سفید تا قهوه‌ای می‌باشد (۲۹).

بر اساس منابع دریایی انتخاب شده روش‌های مختلفی برای بدست آوردن کلاژن ارائه شده است. با این وجود، یک روش کلی برای جداسازی کلاژن از منابع دریایی شامل سه مرحله آماده‌سازی، استخراج و بازیابی است. در مورد عروس دریایی، آماده‌سازی نمونه شامل تمیز کردن، جداسازی و کاهش اندازه نمونه‌ها از بازوهای دهانی و چتر می‌باشد که به دنبال آن یک پیش تیمار (Pre-treatment) برای از بین بردن پروتئین‌ها، رنگدانه‌ها یا چربی‌های غیرکلاژنی صورت می‌گیرد. پیش تیمار اسیدی پیوندهای غیرکووالانسی بین و درون مولکولی را می‌شکافد، درحالی‌که پیش تیمار قلیایی رنگدانه‌ها و پروتئین‌های غیرکلاژنی را از بین می‌برد بدون اینکه باعث ایجاد تغییر در ساختار زنجیره‌های کلاژن شود. روش معمول برای از بین بردن پروتئین‌های غیرکلاژن استفاده از سدیم هیدروکسید است. در مرحله استخراج کلاژن، از آنجا که کلاژن به دلیل وجود پیوندهای قوی در ساختار مارپیچ سه‌گانه در آب سرد حل نمی‌شود، یک تیمار شیمیایی ملایم با استفاده از اسیدهای رقیق‌شده یا بازها برای شکستن پیوندهای عرضی نیاز است. معمولاً در این مرحله از اسیدهایی مانند سیتریک اسید، لاکتیک اسید، هیدروکلریک اسید و عمدتاً استیک اسید استفاده می‌شود. برای افزایش بازده استخراج، می‌توان از آنزیم‌های پروتئولیتیک مانند پپسین، تریپسین، پاپائین، پروتئاز قلیایی، بروملین، پانکراتین یا آلکالاز استفاده نمود که با تجزیه پپتیدها به فرایند انحلال کمک می‌کنند. در میان این آنزیم‌ها، پپسین متداول‌ترین آنزیم برای استخراج کلاژن است. علاوه‌بر این، درمان آنزیمی می‌تواند آنتی ژنی ناشی از تلپتیدها را کاهش دهد. آنتی‌ژنی مربوط به سلول‌ها و باقیمانده‌های سلولی را می‌توان با درمان سدیم هیدروکسید از بین برد. کلاژن استخراج شده با استفاده از محلول اسید به عنوان کلاژن محلول در اسید و کلاژن استخراج شده با استفاده از پپسین را کلاژن محلول در پپسین می‌نامند. در مرحله بازیافت، با افزودن کلریدسدیم به محلول، کلاژن رسوب داده شده و به‌وسیله سانتریفیوژ رسوب جمع‌آوری و سپس رسوب

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]
[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

حاصل دیالیز شده و نمونه به‌دست آمده فریز- درایر می‌شود (۳۰ و ۳۱).

در این مطالعه به منظور استفاده از کلاژن در فرایندهای پایین دستی، این پلیمر زیستی از گونه عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک که از آب‌های ساحلی شمال خلیج‌فارس در استان بوشهر جمع‌آوری شده با استفاده از روش‌های حل در اسید و پپسین استخراج و خالص‌سازی شد.

مواد و روش‌ها

مواد

سدیم هیدروکسید، استیک اسید، سدیم کلرید، پتاسیم کلرید، پتاسیم دی هیدروژن فسفات و سدیم هیدروژن فسفات از شرکت مرک خریداری شد. پپسین (E.C. 3.4.23.1) از شرکت زکریا شیمی پارس تهیه و بدون هرگونه خالص‌سازی استفاده شد. اوره، سدیم دودسیل سولفات (Sodium dodecyl sulfate (SDS))، بیسینکنینیک اسید (Bicinchoninic acid (BCA)) و سرم آلبومین گاوی از شرکت سیگما تهیه شد. کیسه دیالیز با Molecular weight cut-off (MWCO) ۱۰۰۰۰۰ نیز از شرکت آرکا طب روهام خریداری شد.

نمونه‌گیری

تعداد ۲۰ نمونه زنده عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک از آب‌های ساحلی شمال خلیج‌فارس در محدوده جزیره شیف استان بوشهر با استفاده از تور ترال جمع‌آوری شد. نمونه‌ها در آب یخ قرار داده و به آزمایشگاه انتقال داده شدند. شناسایی این گونه عروس دریایی؛ با توجه به مورفولوژی گونه جمع‌آوری شده و توسط زیست‌شناس دریایی دانشگاه خلیج‌فارس بوشهر، مورد تأیید قرار گرفت.



شکل ۱) عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک

به‌منظور نمک‌زدایی نمونه‌های عروس دریایی جمع‌آوری شده، بازوهای عروس دریایی توسط پنس و قیچی جراحی از قسمت چتر مانند آن جدا کرده، آن‌ها را مطابق با شکل ۲ به تکه‌های ۱-۰/۵ سانتی‌متری برش داده و با آب مقطر شستشو و نمک‌زدایی شد (۳۲).



شکل ۲) نمونه‌های عروس دریایی

سپس، هر یک از نمونه‌ها با ترازوی با دقت ۰/۰۰۰۱ ± گرم وزن شدند. به‌منظور جلوگیری از تخریب بافت کلاژنی همه مراحل استخراج کلاژن در یخچال در دمای ۴°C انجام گردید. برای حذف پروتئین‌های غیرکلاژنی و استخراج کلاژن، هر یک از نمونه‌ها به مدت ۲ روز در سدیم هیدروکسید ۰/۱ مولار قرار داده شدند. در طی این مدت و پس از ۲۴ ساعت محلول تعویض شد. در ادامه نمونه‌ها را با آب مقطر شستشو داده تا pH آن به ۷ برسد. پس از شستشو، نمونه‌ها با

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

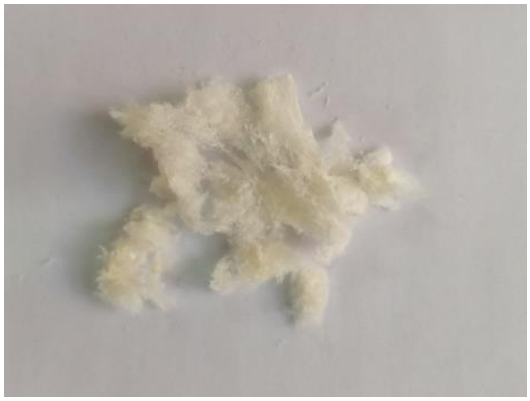
استفاده از دستگاه فریز–درایر (Christ ،Beta 2-8 LDplus) در دمای پایین خشک (لیوفیلیزه) و سپس به پودر تبدیل شدند.

استخراج و خالص‌سازی کلاژن محلول در اسید

استخراج کلاژن با استفاده از روش ناگای (Nagai) با کمی اصلاحات انجام شد (۳۳). بر این اساس، نمونه خشک شده عروس دریایی در استیک اسید ۰/۵ مولار به مدت ۳ روز عصاره‌گیری شد. پس از آن، محلول اسیدی در دمای ۴°C به مدت ۳۰ دقیقه با شدت ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه سانتریفیوژ (Eppendorf ،5810R) شد. محلول بالایی را جدا کرده و رسوب باقی‌مانده برای جداسازی با پپسین نگهداری شد. مرحله سانتریفیوژ در دو مرحله انجام گردید. به محلول بالایی به‌دست آمده از سانتریفیوژ تا غلظت ۱ مولار نمک اضافه کرده تا رسوب به‌دست آید. سپس به مدت ۳۰ دقیقه با شدت ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه محلول به‌دست آمده سانتریفیوژ شد. رسوب حاصل از این مرحله در استیک اسید ۰/۵ مولار حل گردید. سپس با استفاده از غشاء تهیه شده به مدت ۳ روز دیالیز در مقابل استیک اسید ۰/۱ مولار انجام شد. در این مرحله محلول استیک اسید هر ۲۴ ساعت یک بار تعویض شد. در مرحله آخر، محلول استخراج شده با فریز–درایر خشک شد.

استخراج و خالص‌سازی کلاژن محلول در پپسین

رسوب جدا شده از سانتریفیوژ مرحله اول را به‌منظور جدا کردن کلاژن با نسبت $۹\frac{w}{v}$ درصد در استیک اسید ۰/۱ مولار حل شد. سپس به آن پپسین با نسبت $۰/۳\ \frac{w}{v}$ درصد اضافه کرده و به مدت ۳ روز در ظرف همزن‌دار قرار داده شد تا با هم‌زدن، هضم آنزیمی انجام شود. پس از عصاره‌گیری به‌وسیله پپسین، محلول به مدت ۳۰ دقیقه با شدت ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه سانتریفیوژ شد. سپس، محلول بالایی در مقابل سدیم هیدروژن فسفات ۰/۰۲ مولار به مدت ۳ روز دیالیز شد. در طی این فرایند محلول هر روز تعویض شد. در این مرحله نمونه‌های دیالیز شده با سرعت ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه به مدت ۳۰ دقیقه سانتریفیوژ شدند. سپس رسوب حاصل در استیک اسید ۰/۵ مولار حل گردید و به محلول تا غلظت ۱ مولار نمک اضافه کرده تا رسوب تشکیل شود. سپس به مدت ۳۰ دقیقه با شدت ۱۰۰۰۰ دور بر دقیقه سانتریفیوژ انجام شد. رسوب حاصل را در استیک اسید ۰/۵ مولار حل کرده و در مقابل استیک اسید ۰/۱ مولار به مدت ۳ روز دیالیز انجام شد. در طی این فرایند محلول هر روز تعویض شد. در مرحله آخر، محلول استخراج شده با فریز– درایر خشک شد (۳۴) (شکل ۳).



شکل ۳) کلاژن استخراج شده از عروس دریایی

غلظت پروتئین با استفاده از روش BCA اندازه‌گیری شد. در این روش، Cu^{2+} در حضور پروتئین و BCA تحت شرایط قلیایی به Cu^{2+} تبدیل شده و منجر به تولید رنگ بنفش می‌شود که در طول موج ۵۶۲nm جذب قوی دارد (۳۵ و ۳۶). به‌منظور رسم نمودار کالیبراسیون، غلظت‌های $\frac{mg}{ml}$ ۰ تا ۱۵ سرم آلبومین گاوی تهیه و با روش BCA مقدار جذب در طول موج ۵۶۲nm با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر UV-Vis (SECOMAN ،France، UviLine9600) اندازه‌گیری و نمودار استاندارد BSA در مقدار جذب بر حسب غلظت به‌دست آمد. اندازه‌گیری مقدار پروتئین با سه بار تکرار انجام شد.

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

به‌منظور بررسی عدم تغییر ماهیت کلاژن و میزان خالص‌سازی آن از روش الکتروفورز استفاده شد. برای آماده‌سازی نمونه‌ها به منظور انجام آزمایش الکتروفورز، نمونه‌های کلاژن استخراج شده در بافر فسفات ۰/۱ مولار حاوی اوره ۲ مولار و SDS ۰/۲ درصد (pH=۷/۲) حل شد. الکتروفورز با استفاده از ژل ۱۰ درصد انجام و ۴۰ میکروگرم از نمونه بر روی ژل تزریق شد (۳۷).

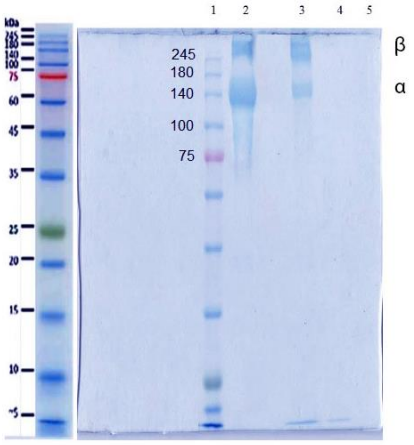
برای شناسایی کیفی مولکول کلاژن استخراج شده، تعیین ساختار مولکولی و شناسایی گروه‌های عاملی موجود در آن و همچنین مقایسه ساختاری آن‌ها با یکدیگر از روش طیف‌سنجی مادون‌قرمز (Thermo-AVATAR) در محدوده $4000-400 cm^{-1}$ استفاده شد. در روش ATR-FTIR نور به یک سل از جنس کریستال برخورد کرده و مقداری از نور توسط نمونه جذب و از مقدار انرژی نور کاسته می‌شود. با توجه به اینکه هر پیوند در طول موج خاصی قادر به جذب انرژی مادون قرمز است، بنابراین با طیف IR می‌توان گروه‌های عاملی ترکیب را شناسایی کرد (۳۸).

دمایی که در آن تغییرات ویسکوزیته نصف تغییرات کل باشد به‌عنوان دمای تقلیب در نظر گرفته شد. دمای تقلیب طبق روش ژانگ (Zhang) و همکاران با کمی اصلاحات اندازه‌گیری شد (۳۲). به‌منظور اندازه‌گیری ویسکوزیته ۵ میلی‌لیتر محلول کلاژن ۰/۷۵ درصد در استیک اسید ۰/۱ مولار تهیه شد. نمونه‌های محلول کلاژن استخراج شده با سرنگ به آرامی به دستگاه تزریق شد. دمای مورد نظر مشخص شده و برای ایجاد تعادل حرارتی پس از حدود ۱۵ دقیقه ویسکوزیته اندازه‌گیری شد ویسکوزیته محلول در چند دمای مختلف از ۵°C تا ۳۵°C با استفاده از ویسکومتر (Anton Paar ،SVM3000) اندازه‌گیری شد.

یافته‌ها

کلاژن با استفاده از دو روش استخراج محلول در اسید و پپسین به روش‌هایی که در بخش مواد و روش‌ها توضیح داده شده بود از بافت‌های بازو و چتر عروس دریایی استخراج شد. با اندازه‌گیری وزن عروس دریایی اولیه و مقدار عروس دریایی خشک تبرید شده درصد رطوبت چتر و بازوی عروس دریایی به‌ترتیب، ۹۸ درصد و ۹۵/۱ درصد به‌دست آمد.

الگوی SDS-PAGE کلاژن‌های استخراج شده از هر دو روش در شکل ۴ نشان داده شده است. الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده محلول در اسید از چتر و بازوی عروس دریایی باندی را نشان نداد (ستون ۴ و ۵) اما الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده محلول در پپسین باندهای آشکار زنجیره‌های α در حدود ۱۴۰ تا ۱۵۰ کیلودالتون و باند دیمر β در حدود ۲۴۰ کیلودالتون را نشان دادند (ستون ۲ و ۳). همانگونه که نتایج نشان می‌دهند الگوی الکتروفورز کلاژن‌های استخراج شده محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک تقریباً مشابه هستند. این باندها مشابه الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده در گزارش‌های پیشین می‌باشد (۳۹). جابجایی اندک باندهای کلاژن استخراج شده می‌تواند به علت تفاوت اندک در توالی اسیدهای آمینه و وزن مولکولی باشد (۳۹). با توجه به نتایج الکتروفورز ادامه آزمایش‌ها بر روی کلاژن استخراج شده از محلول در پپسین انجام شد.



شکل ۴) الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک بدست آمده از سواحل استان بوشهر (ستون ۱) مارکر پروتئین با وزن مولکولی بالا (ستون ۲) کلاژن بازو محلول در پپسین (ستون ۳) کلاژن چتر محلول در پپسین (ستون ۴) کلاژن چتر محلول در اسید (ستون ۵) کلاژن بازو محلول در اسید

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

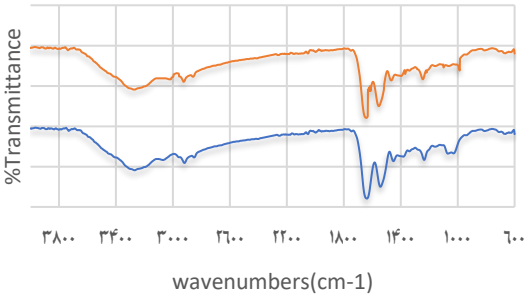
[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

مقدار پروتئین موجود در کلاژن استخراج شده با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر اندازه‌گیری شد و با استفاده از نمودار استاندارد مقدار پروتئین برحسب $\frac{mg}{ml}$ به‌دست آمد. مقدار پروتئین موجود در کلاژن استخراج شده از چتر و بازوی عروس دریایی در جدول ۱ نشان داده شده است.

جدول ۱) مقدار پروتئین استخراج شده از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک

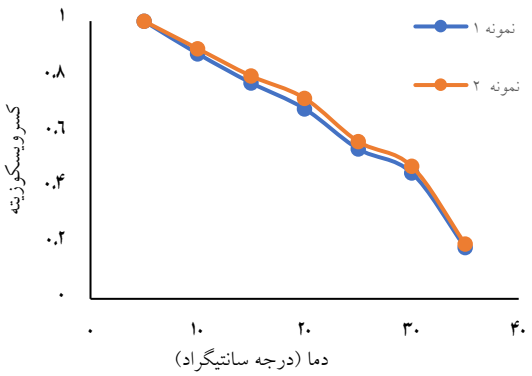
نمونه‌ها	غلظت $\frac{mg}{ml}$	بازده کلاژن بر حسب وزن خشک $\frac{mg}{g}$
کلاژن چتر محلول در پپسین	۰/۷۲۹ ± ۰/۰۰۹	۱۴۵/۸۰۰ ± ۱/۹۲۵
کلاژن بازو محلول در پپسین	۰/۶۴۰ ± ۰/۰۰۷	۱۲۸/۰۶۶ ± ۱/۵۱۷

نتایج بدست آمده از ATR-FTIR برای کلاژن استخراج شده از چتر و بازوی عروس دریایی در شکل ۵ نشان داده شده است. نتایج نشان دادند که اصلی‌ترین باندهای جذب برای کلاژن بازو در آمید A ($3276/62cm^{-1}$)، آمید B ($3020/12cm^{-1}$)، آمید I ($1641/20cm^{-1}$)، آمید II ($1554/42cm^{-1}$) و آمید III ($1243/92cm^{-1}$) و برای کلاژن چتر در آمید A ($3270/84cm^{-1}$)، آمید B ($3068/34cm^{-1}$)، آمید I ($1637/34cm^{-1}$)، آمید II ($1542/85cm^{-1}$) و آمید III ($1234/28cm^{-1}$) است.



شکل۵) طیف ATR-FTIR (A) کلاژن استخراج‌شده از چتر عروس دریایی (B) کلاژن استخراج‌شده از بازوی عروس دریایی

نمودار کسر ویسکوزیته برحسب دما برای کلاژن استخراج شده از چتر و بازوی عروس دریایی در شکل ۶ نشان داده شده است. دمای تقلیب کلاژن بازو حدود ۲۷/۳۲°C و کلاژن چتر ۲۸/۷۲°C به‌دست آمد.



شکل ۶) نمودار کسر ویسکوزیته بر حسب دما: نمونه ۱) کلاژن بدست آمده از بازوی عروس دریایی؛ نمونه ۲) کلاژن بدست آمده از چتر عروس دریایی

بحث

نتایج نشان می‌دهند که الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک شامل زنجیره‌های α و دیمر β است. از طرفی تحقیقات پیشین نشان داده است که الگوی الکتروفورز کلاژن استخراج شده از عروس دریایی سیانا نوزاکی (nozakii Cyanea) یک باند برجسته بین ۱۱۶ تا ۲۰۵ کیلو دالتون را نشان می‌دهد که بیانگر تشکیل این کلاژن از زنجیره $(\alpha1)_3$ است و چنین الگویی به‌طور گسترده در بی‌مهرگان وجود دارد (۳۲). ناگای (Nagai) و همکاران نشان دادند که کلاژن استخراجی از عروس دریایی روپیلما اساموشی (*Rhopilema asamushi*) شامل دو زنجیره α_1 و α_2 می‌باشد (۳۴). همچنین الگوی الکتروفورز کلاژن استخراجی از عروس دریایی استمولوفوس ملگریس (*meleagris Stomolophus*) سه زنجیره α_1 و α_2 و α_3 را نشان داد (۳۳). این تفاوت در ترکیب کلاژن به

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]
[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

دلیل تفاوت در گونه عروس دریایی می‌باشد. علاوه بر این، نتایج نشان می‌دهد که تراکم (چگالی) زنجیره‌های کلاژن استخراجی چتر بیشتر از بازو است. بر این اساس می‌توان نتیجه گرفت که کلاژن استخراج شده از چتر عروس دریایی پیوندهای عرضی بین مولکولی و درون مولکولی بیشتری نسبت به کلاژن‌های استخراج شده از بازوی آن دارد (۳۲).

نتایج آزمایشگاهی نشان داد که مقدار بازده استخراج کلاژن محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک بر اساس وزن خشک به ترتیب ۱۴/۵۸ درصد و ۱۲/۸ درصد می‌باشد. راستیان (Rastian) و همکاران، بازده کلاژن اسیدی از چتر و بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک را به‌ترتیب، ۱/۴۶ درصد و ۲/۲۴ درصد بدست آوردند (۳۹). نتایج بدست آمده نشان می‌دهد که بازده استخراج کلاژن محلول در پپسین بیشتر از روش استخراج از محلول در اسید است. تحقیقات پیشین نشان داد که مقدار بازده استخراج کلاژن از عروس دریایی سیانا نوزاکی توسط روش محلول در اسید از چتر ۱۳ درصد و برای کلاژن استخراج شده توسط روش محلول در پپسین ۵/۵ درصد است (۳۲). همچنین، برزیده (Barzideh) و همکاران، در تحقیقی مقدار کلاژن استخراج شده از عروس دریایی ریبون (*Ribbon*) را در مقادیر مختلف پپسین ارزیابی کردند. بر اساس مقادیر گزارش شده توسط آن‌ها، مقدار بازده استخراج کلاژن از عروس دریایی ریبون بین ۹ تا ۱۹ درصد می‌باشد. آن‌ها نشان دادند که با افزایش مقدار پپسین از ۵ درصد $(\frac{w}{w})$ تا ۱۰ درصد $(\frac{w}{w})$ مقدار بازده کلاژن افزایش یافته است (۲۳). نتایج بدست آمده نشان داد مقدار پروتئین موجود در چتر بیشتر از بازو است و مقدار کلاژن استخراج شده به گونه عروس دریایی و روش استخراج بستگی دارد.

مطالعات پیشین تأیید می‌نماید که باندهای اصلی جذب کلاژن در ناحیه باند آمید هستند و شامل باند آمید A در ناحیه cm^{-1} ۳۲۰۰–۳۴۴۰، باند آمید B در cm^{-1} ۳۱۰۰، باند آمید I در ناحیه cm^{-1} ۱۶۰۰–۱۷۰۰، باند آمید II در ناحیه cm^{-1} ۱۵۱۰–۱۵۸۰ و باند آمید III در ناحیه cm^{-1} ۱۲۰۰–۱۳۰۰ می‌باشند (۴۰ و ۴۱). آمید A مرتبط به ارتعاش کششی N-H است. ارتعاش کششی آزاد N-H در ناحیه cm^{-1} ۳۴۰۰–۳۴۴۰ می‌باشد که وقتی گروه NH از پپتید شامل پیوندهای هیدروژنی باشد به فرکانس پایین‌تر انتقال پیدا می‌کند. باند آمید A کلاژن‌های استخراج شده در cm^{-1} ۳۲۵۷/۳۴ و cm^{-1} ۳۲۷۰/۸۴ بود و به فرکانس پایین‌تر انتقال یافته که نشان می‌دهد، گروه N-H در کلاژن بیشتر تحت تأثیر پیوندهای هیدروژنی قرار گرفته و در نتیجه منجر به تثبیت ساختار مارپیچ کلاژن می‌شود (۴۲). آمید B نشان‌دهنده کشش نامتقارنی از NH_3^+ و CH_2 است. فرکانس‌های بالاتر از آمید B به دلیل حضور گروه آزاد NH_3^+ از لیزین یا نیتروژن انتهایی می‌باشد (۴۰ و ۴۳).

آمید I سخت‌ترین باند در پروتئین است. بنابراین، حساس‌ترین و مفیدترین نشانگر برای آنالیز ساختار ثانویه پروتئین‌ها در FTIR است (۴۴). باند آمید I در ناحیه cm^{-1} ۱۶۰۰–۱۷۰۰ است و عمدتاً به ارتعاش کششی از گروه‌های کربونیل (C=O) همراه با گروه N-H در زنجیره پلی‌پپتیدی یا با پیوند هیدروژنی همراه با COO^-، کششی CN و تغییرشکل CCN مرتبط است (۳۹ و ۴۵). آمید I بازتابی از حضور اتصال عرضی بین مولکولی است. باندهای حدود cm^{-1} ۱۶۳۰ نشان‌دهنده وجود ایمیدها و باندهای حدود cm^{-1} ۱۶۶۰ نشان‌دهنده اتصالات عرضی بین مولکولی و باندهای حدود cm^{-1} ۱۶۷۵ نشان‌دهنده β تغییر جهت داده می‌باشد. بنابراین، باند آمید I در cm^{-1} ۱۶۴۱/۲۰ برای کلاژن بازو و در cm^{-1} ۱۶۳۷/۳۴ برای کلاژن چتر نشان‌دهنده وجود ایمیدها است (۴۶ و ۴۷).

آمید II معمولاً بین cm^{-1} ۱۵۵۰–۱۶۰۰ است و به ارتعاش خَمشی N-H کوپل شده با ارتعاش کششی

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

C-N مرتبط است. باند آمید II کلاژن‌های استخراج شده در ۱۵۵۴/۴۲ cm^{-1} و ۱۵۴۲/۸۵ cm^{-1} بود. فرکانس‌های پایین‌تر نشان می‌دهند که گروه N-H با زنجیره‌های α متصل می‌باشد و پیوند هیدروژنی در کلاژن مشاهده می‌شود (۴۷).

آمید III نشان‌دهنده ترکیبی از ارتعاش کششی C-N و N-H تغییریافته است. باندهای ناحیه ۱۲۰۰–۱۳۵۰cm^{-1} همانند اثرانگشت در نظر گرفته می‌شوند، چون آن‌ها شامل کلاژن تری‌پپتیدی (Gly-X-Y) می‌باشند (۴۴). این باند برای کلاژن استخراج شده در طول موج‌های ۱۲۴۳/۹۲ cm^{-1}و ۱۲۳۴/۲۸ cm^{-1} مشاهده شد.

نتایج ارائه شده برای کلاژن بازو و چتر محلول در پپسین با کلاژن محلول در پپسین برای عروس دریایی ریبون و کلاژن استخراج‌شده محلول در اسید از عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک در جدول ۲ نشان داده شده است.

جدول ۲) مکان‌های پیک ATR-FTIR برای کلاژن استخراج شده از بازو و چتر عروس دریایی و برخی دیگر از کلاژن‌های مختلف (عدد حداکثر موج cm^{-1})

ناحیه	کلاژن بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک	کلاژن چتر عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک	عروس دریایی ریبون[1]	عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک[2]	محدوده نرمال در پروتئین
آمید A	۳۲۷۶/۶۲	۳۲۷۰/۸۴	۳۳۱۴	۳۲۹۲	۳۲۰۰–۳۴۰۰
آمید B	۳۰۲۰/۱۲	۳۰۶۸/۳۴	۲۹۲۴	۲۹۲۱	۳۱۰۰
آمید I	۱۶۴۱/۲۰	۱۶۳۷/۳۴	۱۶۵۳	۱۶۴۱	۱۶۰۰–۱۷۰۰
آمید II	۱۵۵۴/۴۲	۱۵۴۲/۸۵	۱۵۵۱	۱۵۳۸	۱۵۱۰–۱۵۸۰
آمید III	۱۲۴۳/۹۲	۱۲۳۴/۲۸	۱۲۳۹	۱۲۳۴	۱۳۰۰–۱۲۰۰

۱. برزیده و همکاران (۲۰۱۴) (۲۳) ۲. راستیان و همکاران (۲۰۱۸) (۳۹)

مشاهده شد که دمای تقلیب کلاژن استخراج شده از بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک حدود ۲۷/۳۲°C و چتر ۲۸/۷۲°C است. این در حالی است که دمای تقلیب کلاژن استخراج‌شده از عروس دریایی سیانا نوزاکی ۲۳/۸°C، برای عروس دریایی روپیلما اساموشی ۲۸/۸°C و برای عروس دریایی استمولوفوس ملگریس حدود ۲۶ گزارش شده است (۳۴–۳۲).

محدوده دمای سطح آب ناحیه شمال خلیج‌فارس بین ۷°C در دی ماه تا ۴۵°C در مرداد ماه است. اختلاف در دمای تقلیب از کلاژن‌های استخراج‌شده ممکن است ناشی از تفاوت گونه عروس دریایی و تفاوت جزئی در روش اندازه‌گیری به‌کار رفته، دمای محیط و دمای بدن عروس دریایی باشد (۳۲ و ۴۷).

نتیجه‌گیری

کلاژن کاربردهای دارویی زیادی دارد زیرا ماده ساختمانی اصلی بافت سلول، غضروف، دندان و استخوان است. در این مطالعه روش‌های مختلف استخراج کلاژن (بافت‌ها و روش‌های آزمایشی) مطالعه شد. بهترین عملکرد کلاژن با استفاده از روش استخراج پپسین و از بافت چتر عروس دریایی به‌دست آمد. کلاژن محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک با بازده به‌ترتیب ۱۴/۵۸ درصد و ۱۲/۸ درصد بر اساس وزن خشک استخراج شد. کلاژن استخراج شده محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی شامل زنجیره‌های α و دیمر β بود. دمای تقلیب کلاژن استخراج شده از بازوی عروس دریایی حدود ۲۷/۳۲°C و چتر ۲۸/۷۲°C بود. طیف‌های طیف‌سنجی مادون قرمز کلاژن محلول در پپسین از چتر و بازوی عروس دریایی تقریباً یکسان و شامل باندهای اصلی در ناحیه باند آمید بودند و شبیه سایر کلاژن‌های گونه‌های دیگر بودند. در این مطالعه، نشان داده شد که گونه عروس دریایی کاتوستیلوس موزاییک می‌تواند به

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]
[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

عنوان یک منبع دریایی طبیعی از کلاژن استفاده شود و این ماده دریایی کاندید مناسبی برای جایگزینی کلاژن‌های سایر منابع در برنامه‌های کاربردی زیست پزشکی است.

سپاس و قدردانی

نویسندگان این مقاله مراتب سپاس و قدردانی خود را از پژوهشکده علوم زیست پزشکی خلیج‌فارس دانشگاه علوم پزشکی بوشهر و جناب آقای دکتر افشار بارگاهی به جهت همکاری‌های لازم در انجام این مطالعه اعلام می‌دارند.

تضاد منافع

هیچ‌گونه تعارض منافع توسط نویسندگان بیان نشده است.

References:

1.Balasubramanian P, Prabhakaran MP, Sireesha M, et al. Collagen In Human Tissues: Structure, Function, And Biomedical Implications From A Tissue Engineering Perspective. Adv Polym Sci 2013; 251: 173-206.

2.Lee CH, Singla A, Lee Y. Biomedical Applications Of Collagen. Int J Pharm 2001; 221(1-2): 1-22.

3.Giménez B, Turnay J, Lizarbe MA, et al. Use Of Lactic Acid For Extraction Of Fish Skin Gelatin. Food Hydrocolloid 2005; 19(6): 941-50.

4.Law JX, Liau LL, Saim A, et al. Electrospun Collagen Nanofibers And Their Applications In Skin Tissue Engineering. Tissue Eng Regen Med 2017; 14(6): 699-718.

5.Schmidt MM, Dornelles RC, Mello RO, et al. Collagen Extraction Process. Int Food Res J 2016; 23(3): 913-922.

6.Hashim P, Ridzwan MM, Bakar J, et al. Collagen In Food And Beverage Industries. Int Food Res J 2015; 22(1): 1.

7.Rahmani Del Bakhshayesh A, Annabi N, Khalilov R, et al. Recent Advances On Biomedical Applications Of Scaffolds In Wound Healing And Dermal Tissue Engineering. Artif Cells Nanomed Biotechnol 2018; 46(4): 691-705.

8.Tangsadthakun C, Kanokpanont S, Sanchavanakit N, et al. Properties Of Collagen/Chitosan Scaffolds For Skin Tissue Engineering. J Met Mater Min 2006; 16(1): 37-44.

9.Zhang D, Wu X, Chen J, et al. The Development Of Collagen Based Composite Scaffolds For Bone Regeneration. Bioact Mater 2018; 3(1): 129-38.

10.Woo T, Lau L, Cheng N, et al. Efficacy Of Oral Collagen In Joint Pain—Osteoarthritis And Rheumatoid Arthritis. J Arthrit 2017; 6(2): 1-4.

11.Fujiwara NH, Kallmes DF, Li ST, et al. Type 1 Collagen As An Endovascular Stent-Graft Material For Small-Diameter Vessels: A Biocompatibility Study. J Vasc Interv Radiol 2005; 16(9): 1229-36.

12.Lee A, Hudson AR, Shiwarski DJ, et al. 3D Bioprinting Of Collagen To Rebuild Components Of The Human Heart. Science 2019; 365(6452): 482-7.

13.Breschi L, Maravic T, Cunha SR, et al. Dentin Bonding Systems: From Dentin Collagen Structure To Bond Preservation And Clinical Applications. Dent Mater 2018; 34(1): 78-96.

14.Al Zahrani R. Extraction And Isolation Of Collagen Type I From Fish Skin [dissertation]. New Zealand: University of Otago, Dunedin, 2011.

15.Noorzai S, Verbeek C, Lay M, et al. Collagen Extraction From Various Waste Bovine Hide Sources. Waste Biomass Valori 2020; 11(11): 5687-98.

16.Gorlov IF, Titov EI, Semenov GV, et al. Collagen From Porcine Skin: A Method Of Extraction And Structural Properties. Int J Food Prop 2018; 21(1): 1031-42.

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

17.Addad S, Exposito JY, Faye C, et al. Isolation, Characterization And Biological Evaluation Of Jellyfish Collagen For Use In Biomedical Applications. Mar Drugs 2011; 9(6): 967-83.
18.Avila Rodriguez MI, Rodriguez Barroso LG, Sánchez ML. Collagen: A Review On Its Sources And Potential Cosmetic Applications. J Cosmet Dermatol 2018; 17(1): 20-6.
19.Song E, Kim SY, Chun T, et al. Collagen Scaffolds Derived From A Marine Source And Their Biocompatibility. Biomaterials 2006; 27(15): 2951-61.
20.Tibballs J, Yanagihara AA, Turner HC, et al. Immunological And Toxinological Responses To Jellyfish Stings. Inflamm Allergy Drug Targets 2011; 10(5): 438-46.
21.Taheri N, Mohebbi GH, Vazirizadeh A, et al. The Toxinology Of Jellyfishes; A Systematic Review. Iran South Med J 2013; 16(5): 359-79. (Persian)
22.Poole S, Naidoo R, Edwards J. Creating A Shelf Stable Marinated Jellyfish Product From The Underutilised Species Catostylus Mosaicus. AFFS-Food Technology, Department Of Primary Industries, 2002.
23.Barzideh Z, Latiff AA, Gan CY, et al. Isolation And Characterisation Of Collagen From The Ribbon Jellyfish (Chrysaora Sp.). Int J Food Sci Technol 2014; 49(6): 1490-9.
24.Khong NM, Yusoff FM, Jamilah B, et al. Improved Collagen Extraction From Jellyfish (Acromitus Hardenbergi) With Increased Physical-Induced Solubilization Processes. Food Chem 2018; 251: 41-50.
25.Arslan YE, Kantarcıoğlu İ. Salvadora Persica Extract-Laden Jellyfish Collagen Hybrid Constructs For Periodontal Tissue Regeneration. J Turkish Chem Soc Section A: Chem 2019; 6(1): 51-62.
26.Felician FF, Yu RH, Li MZ, et al. The Wound Healing Potential Of Collagen Peptides Derived From The Jellyfish Rhopilema Esculentum. Chin J Traumatol 2019; 22(1): 12-20.
27.Mearns Spragg A, Tilman J, Tams D, et al. The Biological Evaluation Of Jellyfish Collagen As A New Research Tool For The Growth And Culture Of Ipsc Derived Microglia. Front Mar Sci 2020; 7: 689.
28.Flaig I, Radenković M, Najman S, et al. In Vivo Analysis Of The Biocompatibility And Immune Response Of Jellyfish Collagen Scaffolds And Its Suitability For Bone Regeneration. Int J Mol Sci 2020; 21(12): 4518.
29.Pitt KA. Life History And Settlement Preferences Of The Edible Jellyfish Catostylus Mosaicus (Scyphozoa: Rhizostomeae). Mar Biol 2000; 136(2): 269-79.
30.Coppola D, Oliviero M, Vitale GA, et al. Marine Collagen From Alternative And Sustainable Sources: Extraction, Processing And Applications. Mar Drugs 2020; 18(4): 214.
31.Lim YS, Ok YJ, Hwang SY, et al. Marine Collagen As A Promising Biomaterial For Biomedical Applications. Mar Drugs 2019; 17(8): 467.
32.Zhang J, Duan R, Huang L, et al. Characterisation Of Acid-Soluble And Pepsin-Solubilised Collagen From Jellyfish (Cyanea Nozakii Kishinouye). Food Chem 2014; 150: 22-6.
33.Nagai T, Ogawa T, Nakamura T, et al. Collagen Of Edible Jellyfish Exumbrella. J Sci Food Agric 1999; 79(6): 855-8.
34.Nagai T, Worawattanamateekul W, Suzuki N, et al. Isolation And Characterization Of Collagen From Rhizostomous Jellyfish (Rhopilema Asamushi). Food Chem 2000; 70(2): 205-8.
35.Smith PK, Krohn RI, Hermanson GT, et al. Measurement Of Protein Using Bicinchoninic Acid. Anal Biochem 1985; 150(1): 76-85.
36.Walker JM. The Bicinchoninic Acid (BCA) Assay For Protein Quantitation. The Protein Protocols Handbook. United States: Springer, 2009, 11-5.
37.Furthmayr H, Timpl R. Characterization Of Collagen Peptides By Sodium Dodecylsulfate-Polyacrylamide Electrophoresis. Anal Biochem 1971; 41(2): 510-6.
38.Glassford SE, Byrne B, Kazarian SG. Recent Applications Of ATR FTIR Spectroscopy And

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

Imaging To Proteins. Biochim Biophys Acta 2013; 1834(12): 2849-58.
39.Rastian Z, Pütz S, Wang Y, et al. Type I Collagen From Jellyfish Catostylus Mosaicus For Biomaterial Applications. ACS Biomater Sci Eng 2018; 4(6): 2115-25.
40.Kittiphattanabawon P, Benjakul S, Visessanguan W, et al. Isolation And Characterization Of Collagen From The Cartilages Of Brownbanded Bamboo Shark (Chiloscyllium Punctatum) And Blacktip Shark (Carcharhinus Limbatus). LWT-Food Sci Technol 2010; 43(5): 792-800.
41.Pelton JT, Mclean LR. Spectroscopic Methods For Analysis Of Protein Secondary Structure. Anal Biochem 2000; 277(2): 167-76.
42.Wang L, An X, Xin Z, et al. Isolation And Characterization Of Collagen From The Skin Of Deep-Sea Redfish (Sebastes Mentella). J Food Sci 2007; 72(8): E450-5.
43.Ahmad M, Benjakul S, Nalinanon S. Compositional And Physicochemical Characteristics Of Acid Solubilized Collagen Extracted From The Skin Of Unicorn Leatherjacket (Aluterus Monoceros). Food Hydrocolloid 2010; 24(6-7): 588-94.
44.Cao H, Xu SY. Purification And Characterization Of Type II Collagen From Chick Sternal Cartilage. Food Chem 2008; 108(2): 439-45.
45.Pati F, Adhikari B, Dhara S. Isolation And Characterization Of Fish Scale Collagen Of Higher Thermal Stability. Bioresour Technol 2010; 101(10): 3737-42.
46.Kittiphattanabawon P, Benjakul S, Visessanguan W, et al. Isolation And Characterisation Of Collagen From The Skin Of Brownbanded Bamboo Shark (Chiloscyllium Punctatum). Food Chem 2010; 119(4): 1519-26.
47.Krishnan S, Perumal P. Preparation And Biomedical Characterization Of Jellyfish (Chrysaora Quinquecirrha) Collagen From Southeast Coast Of India. Int J PharmPharm Sci 2013; 5(3): 698-701.

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]

Original Article

Extraction and Purification of Collagen from the Jellyfish *Catostylus mosaicus* of the Persian Gulf

E. Hajiani (MSc)[1*], S. Osfouri (PhD)[1**]

[1] Department of Chemical Engineering, School of Petroleum, Gas, and Petrochemical Engineering, Persian Gulf University, Bushehr, Iran

(Received 2 Dec, 2020 Accepted 16 Feb, 2021)

Abstract

Background: Collagen is a protein that constitutes a major component of connective tissue and has many applications in the medical and non-medical fields. The increase in the world population and the need for proteins have led to a special focus on seafood. Furthermore, jellyfish is a rich and renewable source of collagen. Therefore, many researchers have shown interest in collagen extraction from jellyfish. This study aims to extract and purify collagen from jellyfish *Catostylus mosaicus*.

Materials and Methods: Acid-soluble and pepsin-soluble collagens were extracted and purified using a membrane with a MWCO of 100,000 from jellyfish *Catostylus mosaicus*. Protein content, type, denaturation temperature, and functional groups of the extracted collagens were evaluated using spectrophotometer, electrophoresis, viscometry, and Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy, respectively.

Results: The results showed that pepsin-soluble collagen extracted from the umbrella and arm of the *Catostylus mosaicus* jellyfish consisted of chains α and dimer β, and the yields of the pepsin-soluble collagens extracted from the jellyfish umbrella and arm were 14.58% and 12.8% of the dry weight. The results also showed that the denaturation temperature of collagen extracted from the jellyfish arm and umbrella were about 27.32 ℃ and 28.72 ℃, respectively. The FTIR spectra of pepsin-soluble collagen from the jellyfish umbrella and arm were almost identical to other types of collagens.

Conclusion: The results show that this species of jellyfish can be used as a renewable marine source of collagen instead of other sources of collagens.

Keywords: Extraction, Purification, Protein, Collagen, Jellyfish

©Iran South Med J.All right sreserved

Cite this article as: Hajiani E, Osfouri S, Extraction and Purification of Collagen from the Jellyfish Catostylus mosaicus of the Persian Gulf. Iran South Med J 2021; 24(2): 88-100

Copyright © 2021 Hajiani, et al, This is an open-access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution-noncommercial 4.0 International License which permits copy and redistribute the material just in noncommercial usages, provided the original work is properly cited.

[**]*Address for correspondence:* Department of Chemical Engineering, School of Petroleum, Gas, and Petrochemical Engineering, Persian Gulf University, Bushehr, Iran. Email: osfouri@pgu.ac.ir
*ORCID: 0000-0001-7618-3219
**ORCID: 0000-0002-4111-8318

Website: http://bpums.ac.ir
Journal Address: http://ismj.bpums.ac.ir

[Downloaded from ismj.bpums.ac.ir on 2026-11-06]

[DOI: 10.52547/ismj.24.2.88]