فیزیولوژی و بیوتکنولوژی آبزیان
سال چهارم، شماره دوم، تابستان ۱۳۹۵

پاسخ‌های استرس و خون‌شناسی بچه ماهی کپور نقره‌ای (*Hypophthalmichthys molitrix*) به دستکاری‌های ناشی از صید

بهرام فلاحتکار[۲،۱]*، عبدالعلی راهداری[۳]، اولدوز باقرپور[۴]

تاریخ دریافت: تیر ۹۵ تاریخ پذیرش: شهریور ۹۵

چکیده

با توجه به جایگاه ماهی کپور نقره‌ای (*Hypophthalmichthys molitrix*) در سیستم پرورش چند گونه‌ای کپورماهیان، در این مطالعه تاثیر استرس ناشی از صید، دستکاری و حمل و نقل بر شاخص‌های استرس و خون‌شناسی بچه ماهیان کپور نقره‌ای مورد بررسی قرار گرفت. به این منظور، شاخص‌های مذکور قبل از حمل و نقل (بدون دستکاری)، در حین صید و ۱، ۳، ۶، ۱۲، ۲۴ و ۴۸ ساعت پس از انتقال بچه ماهی‌ها با متوسط وزن ۱/۵±۱۳/۵ گرم اندازه‌گیری شد. شاخص‌های استرس شامل کورتیزول، گلوکز و لاکتات در طی زمان‌های مختلف دارای اختلاف معنی‌داری بودند (P<۰/۰۵)، به طوری که میزان کورتیزول و گلوکز پلاسما از هنگام صید تا ۱۲ ساعت پس از آن افزایش یافت و پس از ۲۴ ساعت کاهش معناداری پیدا کرد، ولی تا ۴۸ ساعت بعد از صید به مقدار قبل از صید نرسید. بیشترین و کمترین مقدار لاکتات به ترتیب در زمان صید و ۱۲ ساعت بعد از آن مشاهده شد. به استثنای تعداد مونوسیت‌ها، همه شاخص‌های خون‌شناسی شامل تعداد گلبول‌های سفید، تعداد گلبول‌های قرمز، هموگلوبین، هماتوکریت، حجم متوسط گلبولی، وزن متوسط هموگلوبین گلبولی، غلظت متوسط هموگلوبین گلبول‌های قرمز، درصد نوتروفیل‌ها و لنفوسیت‌ها در طی زمان‌های مختلف دارای اختلاف معنی‌داری بودند (P<۰/۰۵). مقدار هموگلوبین و هماتوکریت ۱۲ ساعت بعد از صید افزایش معناداری پیدا کرد (P<۰/۰۵). نتایج بررسی شاخص‌های خون‌شناسی و استرس نشان داد که با توجه به تاثیرات استرس ناشی از صید و حمل و نقل بر وضعیت فیزیولوژیک بچه ماهیان کپور نقره‌ای، برای حفظ سلامتی و افزایش بقای بچه ماهیان باید از روش‌هایی با کمترین میزان دستکاری ماهی، استفاده کرد.

واژگان کلیدی: *استرس، شاخص‌های خونی، کورتیزول، گلوکز، آبزی‌پروری، کپور نقره‌ای.*

۱- استاد گروه شیلات، دانشکده منابع طبیعی، دانشگاه گیلان، صومعه‌سرا، ایران.
۲- استاد گروه علوم دریایی، پژوهشکده حوضه آبی دریای خزر، دانشگاه گیلان، رشت، ایران.
۳- دانشجوی دکتری شیلات، گروه شیلات، دانشکده منابع طبیعی، دانشگاه گیلان، صومعه‌سرا، ایران.
۴- کارشناس ارشد شیلات، گروه شیلات، دانشکده منابع طبیعی، دانشگاه گیلان، صومعه‌سرا، ایران.
* نویسنده مسئول: falahatkar@guilan.ac.ir

مقدمه

ماهی کپور نقره‌ای (*Hypophthalmichthys molitrix*) یکی از ماهیان گرمابی است که به دلیل داشتن ویژگی‌هایی مانند استفاده از سطح اول هرم غذایی (پلانکتون‌های گیاهی)، رشد مناسب، ضریب تبدیل غذایی قابل قبول، پرورش آسان و ارزش غذایی قابل توجه در بسیاری از نقاط جهان پرورش داده می‌شود (Fan et al., 2008) و به دلیل هزینه تولید پایین و نقش آن در سیستم پرورش چند گونه‌ای، به عنوان گونه اصلی در نظر گرفته می‌شود (Ramirez et al., 2000). بر اساس آمار ارائه شده FAO، میزان تولید جهانی کپور نقره‌ای در سال ۲۰۱۴، ۴٫۹۶۷٫۷۳۹ تن و تولید کپورماهیان ایران ۱۷۰٫۳۴۱ تن بود که ۵۰ درصد آن را ماهی کپور نقره‌ای تشکیل می‌داد (FAO, 2016).

ماهی در محیط طبیعی و پرورشی در معرض عوامل استرس‌زا قرار می‌گیرد به طوری که در محیط‌های طبیعی، با پاسخ‌های مناسب رفتاری و فیزیولوژیکی به شرایط استرس‌زا پاسخ می‌دهد (Calcagno et al., 2016). در محیط‌های پرورشی ماهی، فعالیت‌هایی مانند تورکشی، دستکاری، حمل و نقل، نمونه‌گیری، تراکم بالا، قرار گرفتن در معرض شرایط نامساعد محیطی مانند کدورت و شوری، دماهای نامتعارف و شرایط نوری خاص از عوامل استرس‌زا برای ماهی هستند (Barton, 2002).

منظور از استرس، عوامل فیزیکی، شیمیایی، زیستی و یا مدیریتی است که باعث بروز واکنش‌هایی در بدن شده و در موارد حاد منجر به بیماری یا مرگ آبزی می‌شود (Martinez-Porchas et al., 2009) و با برهم‌زدن تعادل یا هومئوستازی ماهی، طیف وسیعی از پاسخ‌های فیزیولوژیکی را در ماهی ایجاد می‌کند. به همین دلیل، استرس بر رشد، تولیدمثل، سیستم ایمنی و مقاومت ماهی در مقابل عوامل بیماری‌زا تاثیرات منفی دارد (Morales et al., 2005).

تغییر در میزان و سطوح شاخص‌های بیوشیمیایی و خون‌شناختی می‌تواند پاسخ‌های ماهی را به تغییرات رخ داده در محیط نشان دهد (Satheeshkumar et al., 2010). بررسی این تغییرات، ابزار مناسبی برای مدیریت سلامت ماهی است (Debala Devi and Usha Anandhi, 2010) و از این طریق تا حدود زیادی می‌توان به میزان تاثیر عوامل استرس‌زا پی برد.

استرس پاسخ کلی سیستم درون‌ریز ماهی را برمی‌انگیزد و این تحریک نیز موجب بروز اثرات ثانویه‌ای می‌شود که تغییرات شدید منبع انرژی بدن را به دنبال دارد. یکی از روش‌های ارزیابی اثرات ثانویه عوامل استرس‌زا اندازه‌گیری شاخص‌های ثانویه بیوشیمیایی مثل تغییرات در شیمی پلاسما و شاخص‌های خون‌شناسی است (Wedemeyer et al., 1990).

مطالعات زیادی راجع به ارزیابی شاخص‌های خونی و بیوشیمیایی کپورماهیان در شرایط طبیعی و یا هنگامی که تحت استرس‌های مختلف قرار می‌گیرند انجام شده است. به عنوان مثال رابطه بین سطوح شاخص‌های بیوشیمیایی پلاسما و شاخص‌های خونی در کاراس نقره‌ای (*Carassius langsdorfii*) تحت شرایط طبیعی (Koedprang et al., 2002)، تغییرات شاخص‌های پلاسمای خون ماهی کپور معمولی (*Cyprinus carpio*) تحت تاثیر سموم سیانوباکتریایی (Kopp et al., 2009) و مقادیر مرجع شاخص‌های بیوشیمیایی سرم (آنزیم‌ها، متابولیت‌ها و مواد معدنی) در برخی از گونه‌های شاخص تاسماهیان، کپورماهیان، اردک‌ماهیان و آزادماهیان (Nicula et al., 2010) مطالعه شده است، البته بیشتر این مطالعات روی ماهیان بالغ انجام شده و روی بچه ماهی‌ها مطالعات کمتری صورت گرفته است. مطالعات زیادی نشان داده است که استرس مقدار کورتیزول پلاسما (Pottinger et al., 2003; Haukenes et al., 2008) و غلظت گلوکز (Barton et al., 2005; David et al., 2005) را افزایش می‌دهد. بنابراین، تعیین غلظت کورتیزول و شاخص‌های متابولیک (مانند گلوکز و لاکتات) ابزارهای مفیدی برای ارزیابی وضعیت سلامت و شرایط استرسی ماهیان محسوب می‌شوند (Barton, 2002).

در آبزی‌پروری، حمل و نقل ماهی زنده عملی بسیار مهم است که باید ضمن داشتن کمترین استرس برای ماهی، به لحاظ اقتصادی با کمترین هزینه صورت گیرد. عوامل استرس‌زا پاسخ استرسی ماهی را به دنبال دارند و بر عملکردهای فیزیولوژیکی بدن اثر سوء دارند. پاسخ‌های فیزیولوژیکی حاد اولیه ماهی به تورکشی، دستکاری و حمل و نقل پس از ۲۴-۶ ساعت به حالت طبیعی برمی‌گردد، ولی اگر عوامل استرس‌زا همچنان وجود داشته باشد احیاء فیزیولوژیک ممکن است ۱۴-۱۰ روز طول بکشد (Dobsikova et al., 2009). بنابراین، شناخت تغییرات فیزیولوژیکی از جمله تغییرات شاخص‌های استرس و خونی ماهی در زمان حمل و نقل و پس از آن برای اتخاذ

راهکارهای مناسب مواجهه و کاهش اثرات آن الزامی است.

در حال حاضر ماهی کپور نقره‌ای در مراکز تکثیر ایران به منظور پرورش در استخرها و یا رهاسازی در منابع آبی تکثیر و تولید می‌شود. فعالیت‌های مختلف در حین پرورش و هنگام صید، حمل و نقل و رهاسازی که انجام آن‌ها غیرقابل اجتناب است به بچه ماهی‌ها استرس وارد می‌کنند که قطعاً افزایش بیش از حد استرس عواقب سویی مانند کاهش رشد و بازماندگی را به دنبال داشته و زمینه بروز بیماری‌ها را فراهم خواهد کرد که در نتیجه منجر به وارد شدن خسارت اقتصادی به پرورش‌دهندگان می‌شود. اصلاح روش حمل و نقل و تکنیک‌های صید از جمله راهکارهای کاهش استرس هستند. مطالعه پاسخ فیزیولوژیک ماهی به استرس ناشی از دستکاری و حمل و نقل اطلاعات مفیدی در اختیار پژوهشگران و پرورش‌دهندگان قرار خواهد داد. بنابراین، با توجه به اهمیت اقتصادی و ارزش شیلاتی ماهی کپور نقره‌ای و گسترش آن در آبزی‌پروری کشور و جهان، این پژوهش به منظور مشخص شدن میزان تاثیر استرس دستکاری و حمل و نقل بر شاخص‌های استرس و خون‌شناسی خون بچه ماهیان کپور نقره‌ای انجام شد.

مواد و روش‌ها

تهیه و نگهداری ماهی

پژوهش حاضر در بهمن ماه سال ۱۳۹۱ در مزرعه سیلور کارپ واقع در کیلومتر ۵ جاده شهر صنعتی رشت صورت گرفت. تعداد ۶۰۰ قطعه بچه ماهی کپور نقره‌ای با وزن ۱/۵±۱۳/۵ گرم از استخر خاکی با تور پره صید و به مخازن بتونی انتقال یافت. آب موجود در مخزن از رودخانه تامین کننده آب مزرعه بود. مقدار اکسیژن محلول آب مخزن ۷/۵-۷ میلی‌گرم در لیتر، مقدار pH ۷-۶/۵ و دمای آب ۱۰-۹/۵ درجه سانتی‌گراد بود. در هر لیتر آب ۵ قطعه بچه ماهی نگهداشته شد. آب مخزن به صورت جریان پیوسته از یک طرف وارد و از سمت دیگر مخزن خارج می‌شد.

طراحی آزمایش

خون‌گیری در هشت مرحله و در هر مرحله از ۳۰ قطعه ماهی به شرح زیر صورت گرفت. مرحله اول در محل استخر و از ماهیانی که هنوز تحت استرس قرار نگرفته بودند، مرحله دوم پس از انتقال بچه ماهی‌ها به وسیله سطل

در فاصله کوتاه از استخر به مخازن بتونی (حدود ۱۵ دقیقه پس از صید) و مراحل سوم تا هشتم به ترتیب ۱، ۳، ۶، ۱۲، ۲۴ و ۴۸ ساعت بعد از انتقال به مخزن صورت گرفت.

نمونه‌گیری و بررسی نمونه‌ها

در هر مرحله، خون‌گیری از سیاهرگ ساقه دمی با سرنگ هپارینه ۲ میلی‌لیتری صورت گرفت. مقدار ۰/۵ میلی‌لیتر خون برای اندازه‌گیری شاخص‌های خون‌شناسی درون ویال‌های اپندورف هپارینه شده ریخته شد و به آزمایشگاه انتقال یافت. در آزمایشگاه، هماتوکریت (Hct)[1] توسط لوله‌های موئین میکروهماتوکریت و با دستگاه میکروسانتریفیوژ (Hettich، آلمان) با سرعت ۳۵۰۰g به مدت ۷ دقیقه سانتریفیوژ شد. تعداد گلبول‌های سفید (WBC) و قرمز (RBC) پس از رقیق‌سازی خون به ترتیب با نسبت‌های ۵۰ و ۲۰۰ برابر با محلول Natt-Herrick و با استفاده از لام هموسیتومتر شمارش شد (Houston, 1990). غلظت هموگلوبین (Hb) با استفاده از کیت سنجش هموگلوبین (شرکت زیست‌شیمی، تهران) به روش استاندارد و با استفاده از دستگاه اسپکتروفتومتر (Unico 2100 UV/Vis، آمریکا) در طول موج ۵۴۶ نانومتر اندازه‌گیری شد (Houston, 1990).

شاخص‌های سلول‌های قرمز شامل حجم متوسط گلبولی (MCV)[2]، وزن متوسط هموگلوبین گلبولی (MCH)[3] و غلظت متوسط هموگلوبین گلبول‌های قرمز (MCHC)[4] با استفاده از رابطه‌های ۱ تا ۳ محاسبه شد (Thrall, 2004):

رابطه ۱:

$$MCV(fL)=[Hct(\%)/RBC(\times 10^6/mm^3)]\times 10$$

رابطه ۲:

$$MCH(pg)=[Hb(g/dL)/RBC(\times 10^6/mm^3)]\times 10$$

رابطه ۳:

$$MCHC(g/dL)=[Hb(g/dL)/Hct(\%)]\times 100$$

برای اندازه‌گیری مقادیر کورتیزول، لاکتات و گلوکز، حدود ۱ میلی‌لیتر خون درون لوله‌های آزمایش هپارینه ریخته شد و به مدت ۱۰ دقیقه با سرعت ۱۵۰۰g سانتریفیوژ شد. سپس پلاسمای جدا شده تا زمان ارسال به آزمایشگاه در دمای ۲۰- درجه سانتی‌گراد نگهداشته شد.

1- Hematocrit

2- Mean Corpuscular Volume
3- Mean Corpuscular Hemoglobin
4- Mean Corpuscular Hemoglobin Concentration

در آزمایشگاه، مقدار کورتیزول با روش رادیوایمونواسی[1] (Redding et al., 1984)، گلوکز با روش آنزیمی گلوکز- هگزوکیناز (Sigma-Aldrich، آلمان؛ Falahatkar et al., 2009) و لاکتات با روش کالریمتری[2] (Barton et al., 2005) اندازه‌گیر ی شد.

تجزیه و تحلیل آماری

داده‌های به دست آمده از این آزمایش با استفاده از نرم‌افزار SPSS 16 مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفتند. ابتدا نرمال بودن داده‌ها با کمک آزمون کولموگروف- اسمیرنف آزموده شد. سپس، آنالیز داده‌ها با آزمون واریانس یک‌طرفه و پس‌آزمون دانکن در سطح خطای ۰/۰۵ انجام شد. ضریب همبستگی پیرسون نیز بین شاخص‌های خونی و استرس محاسبه شد.

نتایج

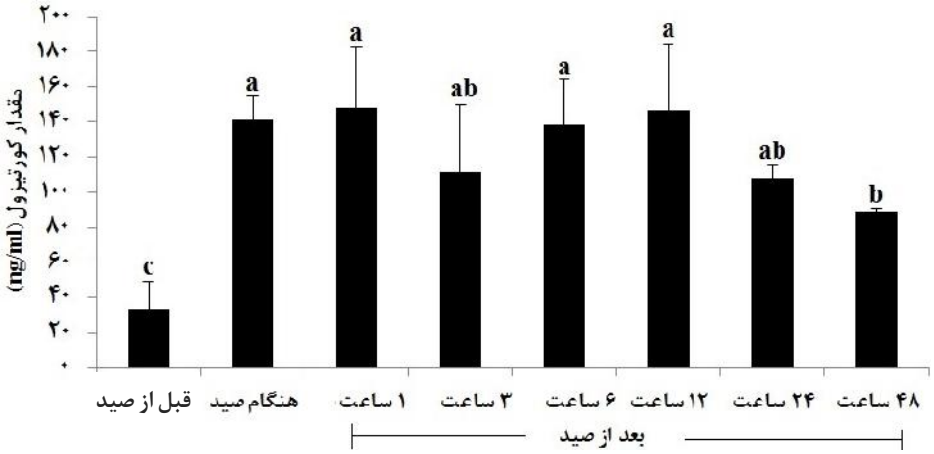
شاخص‌های استرس

بر اساس نتایج به دست آمده، بیشترین مقدار کورتیزول خون از هنگام صید تا ۲۴ ساعت بعد از جابه‌جایی نیز مشاهده شد (P<۰/۰۵؛ شکل ۱). کمترین مقدار کورتیزول قبل از صید (۱۵/۵۰±۳۳/۶۶ نانوگرم در میلی‌لیتر) اندازه‌گیری شد که با سایر گروه‌ها اختلاف معناداری داشت (P<۰/۰۵) و تا ۴۸ ساعت بعد به سطح اولیه بازنگشت.

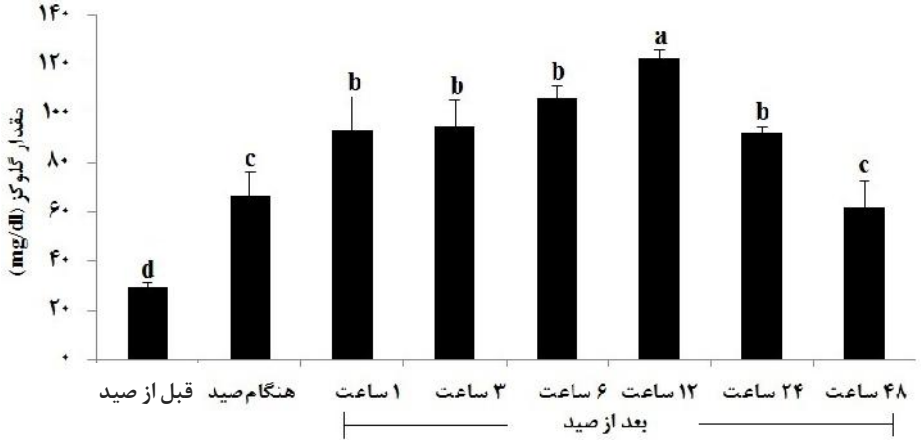
بر اساس نتایج به دست آمده، کمترین مقدار گلوکز (۱/۵۳±۲۹/۳۳ میلی‌گرم در دسی‌لیتر) قبل از صید ماهی‌ها اندازه‌گیری شد که با سایر گروه‌ها اختلاف معنی‌داری داشت (P<۰/۰۵؛ شکل ۲). روند افزایش مقدار گلوکز از هنگام صید ماهی‌ها شروع و ۱۲ ساعت بعد از صید به اوج خود رسید (۳/۰۵±۱۲۲/۶۷ میلی‌گرم در دسی‌لیتر)، ولی در ۲۴ و ۴۸ ساعت بعد از صید روند کاهشی را طی کرد که بین این دو مرحله اختلاف معنی‌داری وجود داشت (P<۰/۰۵)، اما بعد از ۴۸ ساعت نیز به سطح اولیه بازنگشت.

مقدار لاکتات قبل از صید تا یک ساعت بعد از آن زیاد بود ولی پس از آن روند نزولی داشت به طوری که بیشترین (۳/۷۸±۶۴/۳۳mg/dL) و کمترین (۴/۰۴±۱۸/۶۷mg/dL) مقدار آن به ترتیب هنگام صید و ۱۲ ساعت بعد از صید مشاهده شد و مجدداً از ۲۴ ساعت بعد از صید روند افزایشی نشان داد (شکل ۳).

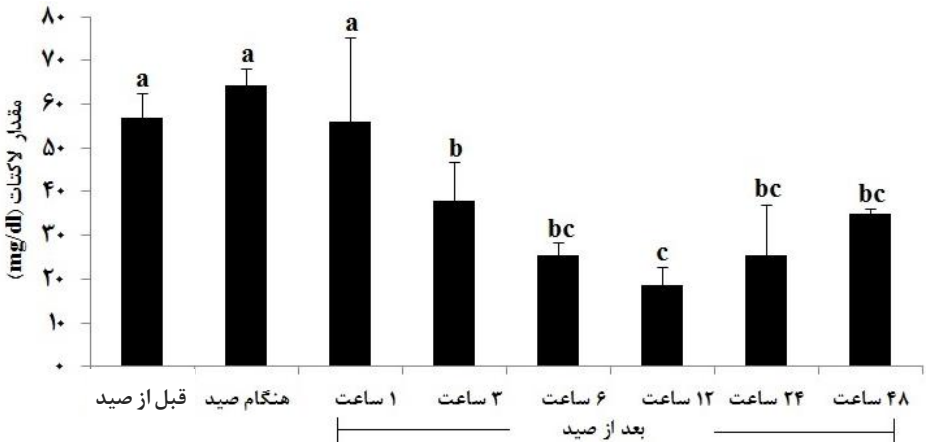
1- Radioimmunoassay
2- Colorimetric



شکل ۱: تاثیر استرس صید و حمل و نقل بر میزان کورتیزول پلاسمای خون بچه ماهی کپور نقره‌ای (میانگین ± انحراف معیار؛ n=۳۰). حروف متفاوت روی ستون‌ها نشان‌دهنده وجود اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۲: تاثیر استرس صید و حمل و نقل بر میزان گلوکز پلاسمای خون بچه ماهی کپور نقره‌ای (میانگین ± انحراف معیار؛ n=۳۰). حروف متفاوت روی ستون‌ها نشان‌دهنده وجود اختلاف معنی‌دار است.



شکل ۳: تاثیر استرس صید و حمل و نقل بر میزان لاکتات پلاسمای خون بچه ماهی کپور نقره‌ای (میانگین ± انحراف معیار؛ n=۳۰). حروف متفاوت روی ستون‌ها نشان‌دهنده وجود اختلاف معنی‌دار است.

شاخص‌های خون‌شناسی

در این مطالعه، روند افزایش تعداد گلبول‌های قرمز و هماتوکریت ۳ ساعت بعد از صید آغاز شد و بیشترین مقدار ۱۲ تا ۴۸ ساعت بعد از صید بود که اختلاف معناداری را نشان داد (P<۰/۰۵؛ جدول ۱). بیشترین و کمترین مقدار گلبول‌های سفید به ترتیب ۲۴ و ۱۲ ساعت پس از صید مشاهده شد (P<۰/۰۵؛ جدول ۲)، اما بین سایر زمان‌ها اختلاف معنی‌داری وجود نداشت (P>۰/۰۵). بیشترین مقدار نوتروفیل ۲۴ ساعت پس از صید و کمترین مقدار ۱۲ ساعت بعد از صید و قبل از صید مشاهده شد (P<۰/۰۵)، ولی اختلاف معنی‌داری بین سایر زمان‌ها مشاهده نشد (P>۰/۰۵). در مقدار مونوسیت‌ها اختلاف معنی‌داری بین زمان‌ها مشاهده نشد (P>۰/۰۵). بیشترین مقدار MCH، ۱ و ۴۸ ساعت بعد از صید و کمترین مقدار قبل از صید اندازه‌گیری شد (P<۰/۰۵) و در سایر زمان‌ها اختلاف معنی‌داری وجود نداشت (P>۰/۰۵). بیشترین و کمترین مقدار شاخص MCV به ترتیب ۲۴ ساعت پس از صید و هنگام صید مشاهده شد که با سایر زمان‌ها اختلاف معنی‌داری داشت (P<۰/۰۵). بیشترین مقدار MCHC هنگام صید مشاهده شد (P<۰/۰۵) و در سایر زمان‌ها اختلاف معنی‌داری وجود نداشت (P>۰/۰۵).

جدول ۱: تاثیر استرس صید و حمل و نقل بر شاخص‌های خون‌شناسی ماهی کپور نقره‌ای (میانگین ± انحراف معیار؛ n=۳۰)

زمان نمونه‌برداری	RBC ($\times 10^6/mm^3$)	هموگلوبین (g/dL)	هماتوکریت (٪)	MCV (fL)	MCH (pg)	MCHC (g/dL)
قبل از صید	۲/۰۴±۰/۱۱^{c}	۶/۵۳±۰/۳۸^{b}	۲۷/۰۰±۱/۷۳^{b}	۱۳۲/۰۰±۱/۰۰^{bcd}	۳۱/۶۷±۰/۵۷^{b}	۲۴/۱۷±۰/۲۵^{ab}
هنگام صید	۱/۹۸±۰/۲۴^{c}	۶/۵۰±۰/۷۸^{b}	۲۶/۰۰±۳/۶۰^{b}	۱۳۱/۰۰±۴/۳۵^{d}	۳۲/۶۷±۰/۵۸^{ab}	۲۵/۰۰±۰/۸۷^{a}
۱ ساعت پس از صید	۱/۹۱±۰/۲۱^{c}	۶/۲۷±۰/۶۶^{b}	۲۶/۰۰±۲/۶۴^{b}	۱۳۶/۶۶±۲/۵۲^{ab}	۳۳/۰۰±۰/۱۰^{a}	۲۴/۰۳±۰/۳۲^{b}
۳ ساعت پس از صید	۲/۱۳±۰/۱۷^{bc}	۶/۹۷±۰/۶۴^{b}	۲۸/۰۰±۲/۶۴^{b}	۱۳۱/۳۳±۲/۳۱^{cd}	۳۲/۶۷±۰/۵۷^{ab}	۲۴/۸۷±۰/۱۱^{ab}
۶ ساعت پس از صید	۲/۱۵±۰/۱۹^{bc}	۷/۰۷±۰/۶۱^{b}	۲۸/۳۳±۲/۰۸^{b}	۱۳۲/۰۰±۲/۰۰^{bcd}	۳۲/۳۳±۰/۵۷^{ab}	۲۴/۸۳±۰/۴۰^{ab}
۱۲ ساعت پس از صید	۲/۵۴±۰/۱۱^{a}	۸/۴۳±۰/۲۱^{a}	۳۴/۳۳±۱/۵۳^{a}	۱۳۴/۳۳±۲/۸۹^{abcd}	۳۲/۶۷±۱/۵۵^{ab}	۲۴/۵۷±۰/۶۶^{ab}
۲۴ ساعت پس از صید	۲/۵۷±۰/۱۴^{a}	۸/۴۷±۰/۴۵^{a}	۳۵/۳۳±۲/۵۲^{a}	۱۳۷/۰۰±۲/۶۴^{a}	۳۲/۳۳±۰/۵۸^{ab}	۲۳/۹۷±۰/۴۹^{b}
۴۸ ساعت پس از صید	۲/۴۰±۰/۰۹^{ab}	۸/۱۰±۰/۳۶^{a}	۳۲/۶۶±۱/۵۳^{a}	۱۳۶/۰۰±۱/۰۰^{abc}	۳۳/۳۳±۰/۵۸^{a}	۲۴/۷۷±۰/۰۶^{ab}

حروف متفاوت در هر ستون نشان‌دهنده وجود اختلاف معنی‌دار است.

جدول ۲: تاثیر استرس صید و حمل و نقل بر تعداد و درصد افتراقی گلبول‌های سفید خون ماهی کپور نقره‌ای (میانگین ± انحراف معیار؛ n=۳۰)

زمان نمونه‌برداری	WBC (mm^{-3})	لنفوسیت (٪)	نوتروفیل (٪)	مونوسیت (٪)
قبل از صید	۵۳۳۳/۳۳ ± ۶۸۰/۶۹^{ab}	۶۹/۶۷ ± ۱/۵۳^{a}	۲۶/۳۳ ± ۱/۱۵^{b}	۳/۰۰ ± ۱/۰۰
هنگام صید	۵۴۰۰/۰۰ ± ۷۵۴/۹۸^{ab}	۶۷/۰۰ ± ۱/۷۳^{ab}	۲۹/۶۷ ± ۱/۵۳^{ab}	۲/۳۳ ± ۰/۵۸
۱ ساعت پس از صید	۶۰۰۰/۰۰ ± ۲۰۸۰/۸۶^{ab}	۶۵/۳۳ ± ۴/۰۴^{ab}	۳۰/۳۳ ± ۳/۲۱^{ab}	۳/۰۰ ± ۰/۰۰
۳ ساعت پس از صید	۵۶۳۳/۳۳ ± ۷۵۰/۵۵^{ab}	۶۶/۶۷ ± ۲/۵۲^{ab}	۲۹/۳۳ ± ۱/۱۵^{ab}	۳/۰۰ ± ۱/۰۰
۶ ساعت پس از صید	۶۶۰۰/۰۰ ± ۲۳۳۸/۸۰^{ab}	۶۴/۶۷ ± ۳/۷۸^{ab}	۳۰/۳۳ ± ۳/۷۸^{ab}	۳/۳۳ ± ۰/۵۸
۱۲ ساعت پس از صید	۳۹۰۰/۰۰ ± ۶۰۸/۲۸^{b}	۶۹/۶۷ ± ۲/۰۸^{a}	۲۶/۶۷ ± ۳/۰۵^{b}	۲/۶۷ ± ۰/۵۸
۲۴ ساعت پس از صید	۷۲۶۶/۶۷ ± ۱۹۵۵/۳۳^{a}	۶۲/۶۷ ± ۴/۱۶^{b}	۳۲/۶۷ ± ۳/۵۱^{a}	۳/۰۰ ± ۱/۰۰
۴۸ ساعت پس از صید	۴۵۰۰/۰۰ ± ۱۱۵۳/۲۶^{ab}	۶۸/۳۳ ± ۰/۵۸^{a}	۲۸/۰۰ ± ۱/۰۰^{ab}	۲/۰۰ ± ۰/۰۰

حروف متفاوت در هر ستون نشان‌دهنده وجود اختلاف معنی‌دار است.

جدول ۳: ضریب همبستگی بین شاخص‌های خون‌شناسی و استرس بچه ماهی کپور نقره‌ای

	RBC	Hb	Hct	MCV	MCH	MCHC	Neu	Lym	Mon	Glu	Lac	Cort
WBC	-۰/۱۹	-۰/۱۹	-۰/۱۷	-۰/۰۰	-۰/۱۵	-۰/۰۹	۰/۸۹**	-۰/۹۱**	۰/۵۳**	۰/۰۴	۰/۱۰	۰/۰۹
RBC	۱	۰/۹۹**	۰/۹۹**	۰/۴	۰/۰۹	-۰/۱۵	-۰/۱۱	۰/۰۳	۰/۱۹	۰/۲۹	۰/۶۴**	۰/۱۱
Hb		۱	۰/۹۹**	۰/۴۲*	۰/۱۷	-۰/۱۱	-۰/۰۸	۰/۰۱	-۰/۲۲	۰/۳۱	۰/۶۵**	۰/۱۳
Hct			۱	۰/۵۲**	۰/۱۰	-۰/۲۶	-۰/۰۸	۰/۰۰	-۰/۲۰	۰/۲۸	-۰/۶۳**	۰/۱۲
MCV				۱	۰/۲۱	-۰/۷۳**	۰/۱۰	-۰/۱۵	-۰/۰۴	۰/۱۴	-۰/۲۴	۰/۱۵
MCH					۱	۰/۳۵	۰/۱۶	-۰/۰۱	-۰/۳۴	۰/۲۴	-۰/۰۹	۰/۲۱
MCHC						۱	۰/۰۳	۰/۰۶	-۰/۱۷	۰/۰۹	-۰/۰۱	۰/۰۷
Neut							۱	-۰/۹۴**	۰/۳۰	۰/۲۰	-۰/۰۱	۰/۲۵
Lym								۱	-۰/۴۷*	-۰/۲۱	۰/۰۳	-۰/۳۱
Mon									۱	۰/۲۰	-۰/۱۰	۰/۱۴
Glu										۱	-۰/۵۹**	۰/۶۶**
Lac											۱	-۰/۱۳

Neu: نوتروفیل؛ Lym: لنفوسیت؛ Mon: مونوسیت؛ Glu: گلوکز؛ Lac: لاکتات؛ Cort: کورتیزول.

*: همبستگی در سطح ۰/۰۵ معنی‌دار است.

**: همبستگی در سطح ۰/۰۱ معنی‌دار است.

بحث

شاخص‌های استرس

در این مطالعه، مقدار کورتیزول در شرایطی که ماهی تحت استرس دستکاری و جابه‌جایی قرار گرفته بود، یعنی از زمان صید تا ۲۴ ساعت پس از آن، بین ۱۰۷/۶۷ تا ۱۴۸/۳۳ نانوگرم در میلی‌لیتر بود که در مقایسه با شرایط بدون استرس (۳۳/۶۷ نانوگرم در میلی لیتر) افزایش قابل توجه ۳ تا ۵ برابری را نشان داد. مطالعات نشان داده است که پس از استرس، مقدار کورتیزول به ۴۰ تا ۲۰۰ (Pickering and Pottinger, 1989) و در برخی گونه‌ها تا بیش از ۱۰۰۰ نانوگرم در میلی لیتر می‌رسد (Barton and Iwama, 1991). مطالعاتی که بر روی ماهی قزل‌آلای رنگین‌کمان (*Oncorhynchus mykiss*) صورت گرفته،

نشان داده است که مقدار کورتیزول و گلوکز این ماهی تحت استرس حمل و نقل و دستکاری افزایش پیدا می‌کند (Kubilay and Ulukoy, 2002). در مطالعه حاضر، روند کاهش مقدار کورتیزول از ۲۴ ساعت بعد از انتقال ماهی‌ها آغاز شد که مشابه نتایجی است که در تاسماهی ایرانی *Acipenser persicus* (Falahatkar et al., 2012) و *Brycon cephalus* (Urbinati et al., 2003) مشاهده شده است.

بین کورتیزول و گلوکز ارتباط معنی‌دار مثبتی مشاهده شد که قابل پیش‌بینی بود زیرا مقدار این دو شاخص در خون تغییرات تقریباً مشابهی دارند، به عنوان مثال در شرایطی که ماهی تحت استرس است غلظت هر دو ماده افزایش می‌یابد. مطالعه اثرات استرس ناشی از حمل و نقل در مولدین ماهی کپور معمولی نشان داد که گلوکز با گذشت زمان روند افزایشی داشت ولی اختلاف معنی‌داری در بین سه مرحله بلافاصله بعد از صید، ۲ ساعت زمان انتقال و ۲۴ ساعت بعد از قرارگیری در حوضچه آرامش وجود نداشت (احسانی کناری و همکاران، ۱۳۹۴).

در ماهی، کورتیزول فرآیندهای تجزیه گلیکوژن[1] و ساخت گلوکز از منابع غیرکربوهیدراتی[2] را فعال می‌کند و همچنین باعث می‌شود سلول‌های کرومافین، کاتکول آمین بیشتری را آزاد کنند که خود موجب افزایش تجزیه گلیکوژن و تنظیم عملکرد سیستم قلبی- عروقی و تنفسی می‌شود (Reid et al., 1998). این فرآیندها مقدار گلوکز را افزایش می‌دهد تا انرژی مورد نیاز بدن تامین شود. بنابراین، پس از پاسخ اولیه ماهی به استرس‌های وارد شده، یکسری پاسخ‌های ثانویه از قبیل افزایش میزان قند خون[3]، افزایش لاکتات[4]، افزایش کلسترول[5]، تغییر در فعالیت آنزیم‌های پلاسمای خون و غلظت یون‌ها، کاهش مقدار گلیکوژن ماهیچه و کبد، افزایش نرخ متابولیسم و تغییرات در پروفایل خون‌شناسی و ظرفیت ایمنی‌شناسی در خون و بافت‌های ماهی ایجاد می‌شود (Staurnes et al., 1994).

میزان گلوکز خون که بسته به گونه ماهی در دامنه ۳۵ تا ۳۵۰ میلی‌گرم در دسی لیتر است شاخص نسبتاً مناسبی برای واکنش‌های ثانویه استرسی در قبال شرایط نامطلوب محیط محسوب می‌شود (Wedemeyer et al., 1990). تغییرات روزانه مقدار گلوکز با تغییرات

1- Glycogenolysis

2- Gluconeogenesis
3- Hyperglycaemia
4- Hyperlactemia
5- Hypercholestrolemia

هورمون‌های کورتیزول و تیروئید ارتباط دارد، به طوری که پس از افزایش کورتیزول، مقدار گلوکز خون افزایش می‌یابد. بنابراین، بالا رفتن غلظت گلوکز خون نشان دهنده وجود استرس است و علت این افزایش این است که استرس مستلزم صرف انرژی زیادی است (Kavitha et al., 2010).

مقدار لاکتات خون متعاقب فعالیت تنفسی ماهی در شرایط غیرهوازی افزایش می‌یابد، چون ذخیره گلیکوژن تخلیه و لاکتات در بافت ماهیچه‌ای تجمع پیدا می‌کند (Milligan and Girard, 1993). چنین حالتی برای ماهی زمانی اتفاق می‌افتد که خارج از آب درون تور تقلا کند و یا تحت دیگر اغتشاشات فیزیکی قرار گیرد (Barton, 2000). در این مطالعه نیز بیشترین مقدار لاکتات در هنگام صید و به علت تقلای زیاد ماهی در حین صید بود که مطابق نتایجی است که در کپور معمولی به دست آمد (Dobsikova et al., 2006). از طرف دیگر، فاصله زیاد بین کمترین و بیشترین مقدار لاکتات نشان دهنده تاثیر زیاد استرس صید و حمل و نقل بر بچه ماهی کپور نقره‌ای است.

شاخص‌های خون‌شناسی

در ماهیان تحت استرس، معمولاً تعداد گلبول‌های قرمز، هموگلوبین و هماتوکریت افزایش می‌یابد (Svobodova et al., 1994). روند افزایش تعداد گلبول‌های قرمز و هماتوکریت با مطالعات صورت گرفته روی کپور معمولی (Dobsikova et al., 2006, 2009) که تحت استرس حمل و نقل قرار گرفته بودند مطابقت داشت. در ماهی قزل‌آلای رنگین‌کمان تحت استرس نیز مقدار هموگلوبین، درصد هماتوکریت و تعداد گلبول‌های قرمز افزایش یافت (Casillas et al., 1986). افزایش هموگلوبین و هماتوکریت خون تحت شرایط استرس، ظرفیت حمل اکسیژن را افزایش می‌دهد و در نتیجه اکسیژن مورد نیاز اندام‌هایی که نرخ سوخت و ساز آن‌ها افزایش یافته تامین می‌شود (Ruane et al., 1999). علت افزایش هموگلوبین و هماتوکریت در زمان وارد شدن استرس می‌تواند به دلیل کاهش یافتن حجم پلاسما، متورم شدن گلبول‌های قرمز و یا آزاد شدن تعداد گلبول قرمز بیشتری از بافت‌های خون‌ساز به درون خون باشد. در صورتی که هر کدام از سه شاخص فوق تغییر کنند مقدار هماتوکریت هم تغییر می‌کند ولی در حالات اول و سوم غلظت هموگلوبین خون تغییر می‌کند (Benfey and Biron, 2000).

پدیده‌های کاهش شدید لنفوسیت‌ها

(Lymphopenia) و افزایش نوتروفیل‌ها (Neutrophilia) بیش از حد طبیعی اثرات ثانویه استرس در ماهی هستند و نتیجه آزاد شدن کاتکول آمین‌ها در اثر استرس هستند. در مطالعه حاضر، درصد لنفوسیت‌ها فقط ۲۴ ساعت بعد از صید کاهش معناداری پیدا کرد و درصد نوتروفیل‌ها نیز در همین زمان افزایش معناداری داشت. افزایش کورتیزول ناشی از استرس مستقیماً موجب تجزیه سلولی لنفوسیت‌ها می‌شود (Engelsma et al., 2003). همچنین، کاهش لنفوسیت‌ها در ماهی تحت استرس ممکن است به علت نشت سلول‌ها و نفوذ آن‌ها داخل اپیتلیوم آبشش‌ها، پوست و روده باشد. جابه‌جایی سلول‌های ایمنی در طی دوره‌های استرس‌زا تحت تاثیر هورمون‌های استرس است، بنابراین جابه‌جایی نوتروفیل‌ها و ماکروفاژها که خط اولیه دفاعی را تشکیل می‌دهند احتمالاً برای بقای موجود اهمیت دارند (Ruane et al., 2002). Ortuno و همکاران (۲۰۰۱) ثابت کردند که تراکم شدید و حاد منجر به مهاجرت گلبول‌های سفید از راس کلیه به درون خون می‌شود. با وجود نقش مهمی که استرس بر روی گلبول‌های سفید دارد، در مطالعه حاضر تغییرات شدید و معناداری که دارای روند خاصی باشد ملاحظه نشد.

بر اساس نتایج مشاهده شده، بین MCV و هماتوکریت ارتباط معنی‌داری وجود داشت که قابل پیش‌بینی بود زیرا رابطه مستقیمی بین این دو شاخص وجود دارد. همچنین، بین MCHC و MCV رابطه معنی‌داری ملاحظه شد که به علت ارتباط عکس بین این دو است. ارتباط بین لنفوسیت‌ها و نوتروفیل‌ها می‌تواند به علت این واقعیت باشد که لنفوسیت‌ها و نوتروفیل‌ها بیش از ٪۹۰ گلبول‌های سفید را تشکیل می‌دهند. این نتایج در مولدین فیل‌ماهی (*Huso huso*) صید شده از جنوب دریای خزر نیز مشاهده شده است (Mazandarani et al., 2015).

نتایج این مطالعه نشان می‌دهد که عملیات صید و دستکاری‌های مختلف تاثیرات مهمی بر شرایط فیزیولوژیکی بچه ماهی کپور نقره‌ای می‌گذارد و در صورتی که این عملیات به نحو مطلوب‌تر صورت گیرد، استرس کمتری به ماهی وارد شده، میزان بازماندگی آن افزایش می‌یابد و با بهبود یافتن وضعیت سلامت بچه ماهی‌ها، علاوه بر از بین رفتن زمینه بروز بیماری‌ها، امکان رشد بیشتر آن‌ها فراهم می‌شود. بنابراین، پیشنهاد می‌شود که با توجه به تاثیرات نامطلوب استرس، تا حد ممکن از وجود عوامل استرس‌زا در پرورش ماهی کپور نقره‌ای جلوگیری شود.

منابع

احسانی کناری ج.، اسماعیلی فریدونی ا. و فرخ روز لاشیدانی م. ۱۳۹۴. بررسی اثرات حمل و نقل بر برخی از پارامترهای استرس، هورمون‌های استروئیدی و فاکتورهای خونی در مولدین کپور معمولی. مجله زیست‌شناسی جانوری تجربی، ۴: ۶۵-۵۳.

Barton B.A. 2002. Stress in fishes: A diversity of response with particular reference to changes in circulating corticosteroids. Integrative and Comparative Biology, 42: 517–525.

Barton B.A. and Iwama G.K. 1991. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. Annual Review of Fish Diseases, 1: 3–26.

Barton B.A., Ribas L., Acerete L., and Tort L. 2005. Effects of chronic confinement on physiological response of juvenile gilthead sea bream, *Sparus aurata*, to acute handling. Aquaculture Research, 36: 172–179.

Benfey T.C. and Biron, M. 2000. Acute stress response in triploid rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brook trout (*Salvelinus fontinalis*). Aquaculture, 184: 167–176.

Calcagno E., Durando P., Eugenia Valdes M., Franchioni L. and Angeles Bistoni M. 2016. Effects of carbamazepine on cortisol levels and behavioral responses to stress in the fish *Jenynsia multidentata*. Physiology and Behavior, 158: 68–75.

Casillas E., Myers MS., Rhodes L.D. and McCain B.B. 1986. Serum chemistry of diseased English sole, *Parophrys ventulus*, from polluted areas of Puget Sound, Washington. Journal of Fish Disease, 8: 437–449.

David M., Shivakumar R., Mushigeri S.B. and Kuri R.C. 2005. Blood glucose and glycogen levels as indicators of stress in the freshwater fish, *Labeo rohita*, under fenvalerate intoxication. Journal of Ecotoxicology and Environmental Monitoring, 15: 1–6.

Debala Devi C. and Usha Anandhi D. 2010. Studies on the impact of aquatic pollution on haematological parameters of *Cyprinus carpio* (Linn). Indian Journal of Environmental and Ecoplanning, 17: 369–374.

Dobsikova R., Svobodova Z., Blahova J., Modra H. and Velisek J. 2006. Stress response to long distance transportation of common carp (*Cyprinus carpio* L.). Acta Veterinaria Brno, 75: 437–448.

Dobsikova R., Svobodova Z., Lahova J., Modra H. and Velisek J. 2009. The effect of transport on biochemical and haematological indices of common carp. Czech Journal of Animal Science, 54: 510–518.

Engelsma M.Y., Hougee S., Nap D., Hofenk M., Rombout J.H., Van Muiswinkel W.B. and Lidy Verburg-van Kemenade B.M. 2003. Multiple acute temperature stress affects leukocyte populations and antibody response in common carp (*Cyprinus carpio* L). Fish and Shellfish Immunology, 15: 397–410.

Falahatkar B., Akhavan S., Efatpanah I. and Meknatkhah B. 2012. Primary and secondary responses of juveniles of a teleostean, pikeperch *Sander lucioperca*, and a chondrostean, Persian sturgeon *Acipenser persicus*, to handling during transport. North American Journal of Aquaculture, 74: 241–250.

Falahatkar B., Poursaeid S., Shakoorian M. and Barton B.A. 2009. Responses to handling and confinement stressors in juvenile great sturgeon *Huso huso*. Journal of Fish Biology, 75: 784–796.

Fan W., Chi Y. and Zhang S. 2008. The use of a tea polyphenol dip to extend the shelf life of silver carp (*Hypophthalmicthys molitrix*) during storage in ice. Food Chemistry, 108: 148–153.

FAO. 2016. Global Aquaculture Production. Retrieved October 18, 2016, from http://www.fao.org/fishery/topic/16140/en.

Haukenes A.H., Barton B.A. and Bollig H. 2008. Cortisol responses of pallid sturgeon and yellow perch following challenge with lipopolysaccharide. Journal of Fish Biology, 72: 780–784.

Houston C.B. 1990. Blood and circulation. P: 273–322. In: Schreck C.B. and Moyle P.B. (Eds.). Methods for Fish Biology. American Fisheries Society, USA.

Kavitha C., Malarvizhi A., Kumaran S.S. and Ramesh M. 2010. Toxicological effects of arsenate exposure on hematological, biochemical and liver transaminases activity in an Indian major carp, *Catla catla*. Food and Chemical Toxicology, 48: 2848–2854.

Koedprang W., Nakajima M., Maita M. and Taniguchi N. 2002. Correlation of hematology and plasma chemistry levels in silver crucian carp *Carassius langsdorfii*. Fisheries Science, 68: 721–728.

Kopp R., Mares J., Palikova M., Navratil S., Kubicek Z., Zikova A., Hlavkova J. and Blaha L. 2009. Biochemical parameters of blood plasma and content of microcystins in tissues of common carp (*Cyprinus carpio* L.) from a hypertrophic pond with

cyanobacterial water bloom. Aquaculture Research, 40: 1683–1693.

Kubilay A. and Ulukoy G. 2002. The effects of acute stress on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). Turkish Journal of Zoology, 26: 249–254.

Martinez-Porchas M., Martinez-Cordova L.R. and Ramos-Enriquez R. 2009. Cortisol and glucose: Reliable indicators of fish stress. Pan-American Journal of Aquatic Sciences, 4: 158–178.

Mazandarani M., Taheri Mirghaed A. and Hoseini S.M. 2015. Hematological characteristics and reproduction indices of wild beluga (*Huso huso*) broodstocks from the southeast of the Caspian Sea. Iranian Journal of Veterinary Medicine, 9: 65–71.

Milligan C.L. and Girard S.S. 1993. Lactate metabolism in rainbow trout. Journal of Experimental Biology, 180: 175–193.

Morales A.E., Cardenete G., Abellan E. and Garcia-Rejon L. 2005. Stress related physiological responses to handling in common dentex (*Dentex dentex* Linnaeus, 1758). Aquaculture Research, 36: 33–40.

Nicula M., Bura M., Simiz E., Banatean-Dunea I., Patruica S., Marcu A., Lunca M. and Szelei Z. 2010. Researches concerning reference values assessment of serum biochemical parameters in some fish species from Acipenseridae, Cyprinidae, Esocidae and Salmonidae family. Animal Science and Biotechnologies, 43: 498–505.

Ortuno J., Esteban M.A. and Meseguer J. 2001. Effects of short-term crowding stress on the gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) innate immune response. Fish and Shellfish Immunology, 11: 187–197.

Pickering A.D. and Pottinger T.G. 1989. Stress responses and disease resistance in salmonid fish: Effects of chronic elevation of plasma cortisol. Fish Physiology and Biochemistry, 7: 253–258.

Pottinger T.G., Rand-Weaver M. and Sumpter J.P. 2003. Overwinter fasting and re-feeding in rainbow trout: Plasma growth hormone and cortisol levels in relation to energy mobilization. Comparative Biochemistry and Physiology B, 136(3): 403–417.

Ramirez J.A., Santos I.A., Morales O.G., Morrissey M.T. and Vazquez M. 2000. Application of microbial transglutaminase to improve mechanical properties of surimi from silver carp. Ciencia e Tecnologia de Alimentos, 3: 21–28.

Redding J.M., Schreck C.B., Birks E.K. and Ewing R.D. 1984. Cortisol and its effect on plasma thyroid hormone and electrolyte

concentrations in freshwater and during seawater acclimation in yearling coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. General and Comparative Endocrinology, 56: 146–155.

Reid S.G., Bernier N.J. and Perry S.F. 1998. The adrenergic stress response in fish: Control of catecholamine storage and release. Comparative Biochemistry and Physiology C, 120: 1–27.

Ruane N.M., Carballo E.C. and Komen J. 2002. Increased stocking density influences the acute physiological stress response of common carp *Cyprinus carpio* (L.). Aquaculture Research, 33: 777–784.

Ruane N.M., Wendelaar Bonga S.E. and Balm P.H.M. 1999. Differences between rainbow trout and brown trout in the regulation of the pituitary-interrenal axis and physiological performance during confinement. General and Comparative Endocrinology, 115: 210–219.

Satheeshkumar P., Ananthan G., Senthilkumar D. and Jeevanantham K. 2010. Comparative investigation on hematological and biochemical studies on wild marine teleost fishes from Vellar estuary, southeast coast of India. Comparative Clinical Pathology, 10: 1091–1095.

Staurnes M., Sigholt T., Pedersen H.P. and Rustad T. 1994. Physiological effects of simulated high-density transport of Atlantic cod (*Gadus morhua*). Aquaculture, 119: 381–391.

Svobodova Z., Vykusova B. and Machova J. 1994. The effect of pollutants on selected haematological and biochemical parameters in fish. P: 39–52. In: Muller R. and Lloyd R. (Eds.). Sublethal and Chronic Effects of Pollutants on Freshwater Fish. FAO Fishing News Books, Cambridge, UK.

Thrall M.A. 2004. Veterinary hematology and clinical chemistry. Lippincott Whiliams and Wilkins. New York. 402P.

Urbinati E.C., Abreu J.S., Camargo A.C.S. and Landines M.A. 2003. Loading and transport stress in juvenile matrinx (*Brycon cephalus*, Characidae) at various densities. Aquaculture, 229: 389–400.

Wedemeyer G.A., Barton B.A. and McLeay D.J. 1990. Stress and acclimation. P: 415–489. In: Schreck C.C. and Moyle P.B. (Eds.). Methods for Fish Biology. American Fisheries Society, Bethesda, MD.

Aquatic Physiology and Biotechnology
Vol. 4, No. 2, Summer 2016

Stress and hematological responses of juvenile silver carp (*Hypophthalmicthys molitrix*) to handling caused by capturing

Bahram Falahatkar[1,2]*, Abdolali Rahdari[3], Oldouz Bagherpour[4]

Received: July 2016 Accepted: September 2016

Abstract

Due to the superior role of silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) in the carp polyculture system, this study was conducted to evaluate the effects of catching, handling and transportation on hematological and biochemical parameters of juvenile fish (13.5±1.5g). Hematological and biochemical parameters were measured before catching (without handling), during the catches and 1, 3, 6, 12, 24 and 48 hours after transportation. The biochemical parameters including cortisol, glucose and lactate had significant differences among treated fishes ($P<0.05$). The cortisol and glucose levels rose quickly since catching up to 12 hours after it and significantly decreased after 24 hours, but it never returned to the normal level. The highest and lowest level of lactate was observed during catches and coming 12 hours. Except monocytes, all hematological parameters including the number of white and red blood cells, hemoglobin, hematocrit, mean corpuscular volume, mean corpuscular hemoglobin, mean corpuscular hemoglobin concentration, neutrophils and lymphocytes had significant differences among treated fishes ($P<0.05$). The amounts of hemoglobin and hematocrit were significantly increased 12 hours after fishes were caught ($P<0.05$). The results of hematological and biochemical parameters showed that catching and handling of juvenile silver carp had harassment effects on fish welfare and it is necessary to provide optimum conditions to reduce stress effects.

Key words: *Stress, Hematological Indices, Cortisol, Glucose, Aquaculture, Silver Carp.*

1- Professor in Fisheries Department, Faculty of Natural Resources, University of Guilan, Sowmeh Sara, Iran.
2- Professor in Department of Marine Sciences, The Caspian Sea Basin Research Center, University of Guilan, Rasht, Iran.
3- Ph.D. Student in Fisheries, Fisheries Department, Faculty of Natural Resources, University of Guilan, Sowmeh Sara, Iran.
4- M.Sc. in Fisheries, Fisheries Department, Faculty of Natural Resources, University of Guilan, Sowmeh Sara, Iran.
*Corresponding Author: falahatkar@guilan.ac.ir