

염분 변화에 따른 넙치(*Paralichthys olivaceus*)의 산소 소비율과 혈액 성상

오승용* · 정유경 · 이근수¹ · 강필준¹ · 박혜미¹

한국해양과학기술원 해양생물자원연구단, ¹한국해양과학기술원 해양생태연구센터

Oxygen Consumption and Blood Physiology of Olive Flounder *Paralichthys olivaceus* Subjected to Salinity Changes

Sung-Yong Oh*, Yu Kyung Jeong, Geun Su Lee¹, Pil Jun Kang¹ and Hye Mi Park¹

Marine Bio-Resources Research Unit, Korea Institute of Ocean Science & Technology, Busan 49111, Korea

¹Marine Ecosystem Research Center, Korea Institute of Ocean Science & Technology, Busan 49111, Korea

Oxygen consumption and blood physiology of olive flounder *Paralichthys olivaceus* (mean body weight 106.6±6.8 g, mean±SD) was investigated at salinities of 34.0 (control), 33.7, 33.3, 32.6, 31.3, 28.6, 23.1, 12.2 and 0.0 psu at 20.0°C, respectively. Stepwise salinity changes (34.0→33.7→33.3→32.6→31.3→28.6→23.1→12.2→0.0 psu) with an interval of 24 h for each salinity induced a significant ($P<0.05$) increase of oxygen consumption rate (OCR) in fish exposed from 31.3 to 0.0 psu compared to that of control fish. The maximum OCR was found in fish exposed to 23.1 psu, which was accompanied by 36.2% higher energy consumption than the control fish. Fish exposed to each salinity for 24 h induced a significant decrease of blood plasma Na^+ in 0.0 psu and Cl^- in 12.2 and 0.0 psu ($P<0.05$), and increase of plasma glutamic oxaloacetic transaminase (GOT) in 0.0 psu compared to the control fish ($P<0.05$). The results of this experiment show that *P. olivaceus* exposed to concentrations below 31.3 psu requires more energy costs to adapt to salinity changes than 34.0 psu under our experimental conditions.

Keywords: Olive flounder, Salinity, Oxygen consumption, Blood physiology, Energy loss

서 론

우리나라 해산어류 양식 산업의 대부분은 연안지역을 중심으로 해상가두리, 중자배양장 및 육성어 생산시설 등에서 이루어지고 있지만, 이 지역 해양환경은 고수온, 저산소, 냉수대 유입, 적조 발생 및 저염분 현상 등 다양한 이슈가 발생하고 있다. 이 중 일시적인 폭우, 여름철 태풍 및 장마 등으로 인한 장단기 기간 동안의 염분 변화는 양식어류의 대사율 변화, 면역체계 교란, 식욕 부진 등 다양한 형태의 스트레스 요인으로 작용한다 (Gregory and Wood, 1999; Harris and Bird, 2000; Árnason et al., 2013; Oh et al., 2014). 해산어류는 염분 변화에 따른 체내 이온 및 삼투압 조절을 위한 대사활동을 충족하기 위한 에너지를 소비한다 (Imstrand et al., 2008). 즉, 염분 변화에 따른 수분신진대사 항상성을 유지하기 위해 해산경골어류의 경우 삼투압 조절로 손실된 해수는 해수 섭취 후 위장관에서 물과 염을 흡수한 후 아가미와 신장에서 1가 및 2가 이온의 배출을 통해 보상

이 이루어지며 (Karnaky, 1998; Árnason et al., 2013), 이와 같은 삼투압 조절 과정 중 에너지가 소비된다. 어류의 삼투압 조절을 위한 에너지 비용은 총 에너지 비용 중 10-50%를 차지하는 것으로 추정하고 있지만 (Boeuf and Payan, 2001; Árnason et al., 2013), 관련된 연구자료나 정보는 많지 않다. 산소 소비율은 염분 변화를 포함한 다양한 환경 이슈에 대한 수서생물의 생리적 반응, 즉 항상성 조절과 연결된 에너지 비용을 조사하기 위해 널리 사용되는 대사율 지표로써 (Salvato et al., 2001; Romo et al., 2010), 환경요인 변화에 따른 수서생물들의 스트레스와 연관된 영향을 평가하기 위한 방법으로 사용되고 있다 (Lemos et al., 2001; Altinok and Grizzle, 2003; Brougher et al., 2005; Romo et al., 2010; Pérez-Robles et al., 2012; Oh et al., 2014). 또한 스트레스 요인으로 작용하는 염분 변화에 대한 생리학적 영향을 평가하는 지표로서 여러 어종에서 혈액 성상 변화를 보고하였다 (Harris and Bird, 2000; Árnason et al., 2013). 넙치 (*Paralichthys olivaceus*)는 우리나라의 대표적인 광염성 해산

*Corresponding author: Tel: +82. 51. 664. 3310 Fax: +82. 51. 955. 3981

E-mail address: syoh@kiost.ac.kr



This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution Non-Commercial License (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc/3.0/>) which permits unrestricted non-commercial use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

<https://doi.org/10.5657/KFAS.2020.0620>

Korean J Fish Aquat Sci 53(4), 620-627, August 2020

Received 9 June 2020; Revised 23 June 2020; Accepted 30 June 2020

저자 직위: 오승용(연구원), 정유경(기능원), 이근수(기술원), 강필준(기술원), 박혜미(기능원)

양식어종으로써, 종자 생산 및 양성 등 대부분 연안 지역에서 생산 활동이 이루어지고 있다. 특히, 넙치 양식이 주로 이루어지고 있는 제주 지역에서는 계절적 고수온과 저수온을 피하기 위해 연중 일정한 수온이 유지되는 지하해수를 사용하지만(Chun and Rho, 1991; Kim et al., 2004), 여름철 집중 강우 등에 의한 저염분 현상으로 수산생물에게 피해를 주기도 한다(Kim et al., 2004). 염분 변화에 따른 넙치의 생리적 영향에 대한 이전 연구로 성장, 생존율 및 혈액성상 변화(Hur et al., 2002; Hur et al., 2003; Kim et al., 2004; Hur et al., 2006), 수용밀도에 따른 생리적 영향(Hur et al., 2004) 그리고 자치어의 염분 내성(Chun and Rho, 1991) 연구가 보고된 바 있지만, 염분 변화에 따른 대사율 변화에 대한 연구는 보고된 바가 없다. 본 연구에서는 단계적 염분 변화에 따른 넙치의 산소 소비율 그리고 혈액 성상 변화를 통해 삼투압 조절에 따른 에너지 비용 및 스트레스 반응 정도를 조사하고, 향후 저염분 현상 시 나타나는 에너지수지 변동에 대한 기초자료로 활용하고자 한다.

재료 및 방법

실험어

실험어는 포항에 위치한 넙치 양식장(Hansungsusan, Pohang, Korea)에서 구입하여 포말분리기(용적 96 L), 생물여과조(5,060 L) 및 2개의 사육수조(1,000 L)로 이루어진 실내 순환 여과식 시스템으로 옮겨 4주 동안 순치시킨 후 사용하였다. 순치기간 동안 일간 어체중의 1-2% 비율로 배합사료(Aller Aqua Co., Christiansfeld, Denmark; 단백질 함량 51.0%)를 공급하였으며, 수온, 염분 및 용존산소는 각각 19.8-20.0°C, 33.9-34.0 psu 및 6.1-6.7 mg/L 범위로 유지하였다. 순치 4주 후 실험에 사용한 실험어의 평균 무게 106.6±6.8 g (평균±표준편차)이었다.

실험 장치

염분 변화에 따른 넙치의 산소 소비율 변화는 생물호흡실, 용존산소 측정실, 유량계, 저수탱크, 공급탱크 및 다중 data logger로 구성된 폐쇄 순환형 호흡 측정 장치를 사용하였다(Oh et al., 2014). 산소 소비율을 측정하기 위해 실험어가 수용된 생물호흡실 유입수와 배출수간 용존산소 농도 차이가 최소 0.2 mg/L (Oh et al., 2014)가 나도록 유량계를 이용하여 조절하였고, 수온(20.0±0.1°C)을 일정하게 유지하기 위해 히터(용량 2 kW)와 냉각기(DA-2000B, Daeil, Busan, Korea)를 시스템 내 설치하였다.

실험 방법

실험은 Oh et al. (2014; 2015)의 방법에 따라 실험 염분 농도를 결정하여 진행하였다. 즉, 노출 염분 농도에서 24시간 이상 생존 가능한 최저 염분 농도를 파악하기 위해 Hur et al. (2004)

의 결과에서 보고된 0.0 psu를 최저 농도로, 일반 해수 농도인 34.0 psu를 초기 농도로 설정한 뒤 희석 비율에 따라 각각 34.0 (대조구, 희석비율 0%), 33.7 (1%), 33.3 (2%), 32.6 (4%), 31.3 (8%), 28.6 (16%), 23.1 (32%), 12.2 (64%) 그리고 0.0 (100%) psu로, 총 9개 농도로 설정하였다. 산소 소비율 측정은 사료 섭취에 따른 영향을 배제하기 위해 48시간 동안 절식시킨 후, 스트레스를 최소화하기 위해 2-phenoxyethanol (150 mg/L)로 마취시켜 무게를 측정한 다음 대조구 염분인 34.0 psu로 조절된 호흡 측정 시스템 내 생물호흡실에 각 5마리씩, 3반복 수용하였다. 실험어 수용시 핸들링에 의한 영향을 배제하기 위해 24시간 동안 안정시킨 후 산소 소비율을 측정하였다. 각 실험 염분 농도의 노출은 24시간 간격으로 이루어졌다. 즉, 최초 대조구 농도에 노출한 후 다음 단계의 각 실험 염분 농도(즉, 34.0→33.7→33.3→32.6→31.3→28.6→23.1→12.2→0.0 psu)로 1시간 이내에 조절하였으며, 산소 소비율은 노출된 염분 농도에서 다음 농도로 변경 직전 6시간 동안 30초 간격으로 측정하였다(Oh et al., 2014; 2015). 산소 소비율(oxygen consumption rate, OCR)은 Jobling (1982)의 방법을 따랐다.

$$OCR (mg O_2 kg^{-1} h^{-1}) = (C_i - C_o) \times Q / W$$

- C_i, 어류 호흡실 유입수의 용존산소 농도(mg/L)
- C_o, 어류 호흡실 배출수의 용존산소 농도(mg/L)
- Q, 어류 호흡실을 지나가는 시간당 유량(L/h)
- W, 호흡실 수용 어체중(kg)

산소 소비율에 의한 에너지 소비를 알아보기 위해 Elliot and Davison (1975)이 보고한 산소 소모에 따른 에너지 전환 계수 (1 mL O₂=19.9 J=4.776 cal)를 이용하여 에너지 소비율을 구하였다.

염분 농도에 따른 넙치의 혈액 성상 변화를 조사하기 위해 각 실험 염분 농도별로 조절된 실험수조(0.4×0.6×0.4 m)에 5마리씩 24시간 동안 수용한 후 각각 채혈하여 혈액 내 glutamic oxaloacetic transaminase (GOT), glutamic pyruvic transaminase (GPT), glucose (GLU), hemoglobin (Hb), Na⁺, K⁺, Cl⁻ 및 hematocrit를 FUJI DRY-CHEM 4000i (Fujifilm Co., Tokyo, Japan)를 사용하여 측정하였다. 혈액성상 변화 역시 스트레스의 최소화를 위해 모든 실험어는 수용 전 48시간 동안 절식한 다음 2-phenoxyethanol (150 mg/L)로 마취시켜 무게를 측정한 다음 실험 수조에 수용하였고 먹이는 공급하지 않았다.

자료 분석

모든 자료는 SPSS 11.5 (SPSS Inc., Chicago, IL, USA)을 이용하여 분산분석(ANOVA)를 실시하였다. 분산분석 이전에 자료의 정규성과 동질성을 검증하였고, 위배될 경우 Kruskal-Wallis test를 실시하였다. 분산분석 결과 유의한 차이가 있을 경우 Tukey's multiple range test로 평균간 유의성을 95% 신뢰수

준에서 검정하였다. 각 염분별 시간당 평균 산소 소비율의 경우 반복구별로 pooling하여 분산분석을 수행하였다.

결 과

산소 소비율

실험 기간 동안 폐사는 발생하지 않았다. 염분의 단계적 변화에 따른 넙치의 산소 소비율 변화는 Fig. 1에 나타내었다. 실험이 이루어진 염분 농도 34.0-0.0 psu의 범위에서 넙치의 산소 소비율은 118.2-201.5 mg O₂ kg⁻¹ h⁻¹ 범위였으며, 산소 소비율의 최소 및 최대 변동 폭은 각각 34.0 psu (123.4-153.9 mg O₂ kg⁻¹ h⁻¹)와 28.6 psu (143.5-200.1 mg O₂ kg⁻¹ h⁻¹)에서 나타났다. 대조구 염분인 34.0 psu에서 23.1 psu까지 염분이 감소함에 따라 넙치의 산소 소비율은 점진적으로 증가한 후 12.2 psu와 0.0 psu에서는 감소하는 경향을 보였다. 단계적 염분 변화에 따른 넙치의 시간당 평균 산소 소비율을 Fig. 2에 나타내었다. 염분 34.0, 33.7, 33.3, 32.6, 31.3, 28.6, 23.1, 12.2 그리고 0.0 psu에서 넙치의 시간당 평균 산소 소비율은 각각 137.8, 142.3, 155.0, 159.3, 176.5, 175.9, 187.7, 171.7 그리고 163.3 mg O₂ kg⁻¹ h⁻¹ 이었다. 염분 34.0-32.6 psu 범위의 시간당 평균 산소 소비율은 유의한 차이가 없었지만 (P>0.05), 그 이후의 31.3-0.0 psu 범위의 시간당 평균 산소 소비율은 대조구보다 유의하게 높았으며, 23.1 psu에서 가장 높았다(P<0.05). 염분 변화로 인한 산소 소비율에 따른 일간 평균 대사에너지 소비율을 Table 1에 나타내었다. 단계적 염분 변화에 따른 넙치의 일간 평균 대사에너지 소비율은 45.0-61.3 kJ kg⁻¹ d⁻¹ 범위로 나타났으며, 가장 높은 대사에너지 소비율을 보인 23.1 psu가 대조구보다 약 36.2% 더 많은 에너지를 소모하는 것으로 나타났다.

혈액 성상

염분 변화에 따른 넙치의 혈액(즉, 혈장 및 전혈) 내 GOT, GPT, GLU, Hb, Na⁺, K⁺, Cl⁻ 그리고 hematocrit 변화는 Fig. 3에 나타내었다. 염분 34.0-0.0 psu 범위에서 24시간 노출된 넙치의 혈액 내 GPT, Hb 그리고 hematocrit는 염분 변화에 따라 유의한 차이가 없었다(P>0.05). 하지만 혈액 내 Na⁺와 GOT의 경우 34.0-12.2 psu 범위에서는 대조구와 차이가 없었지만, 0.0 psu에서는 대조구보다 유의하게 낮거나(즉, Na⁺) 높았다(즉, GOT) (P<0.05). 혈액 내 Cl⁻의 경우 12.2 psu와 0.0 psu에서 대조구보다 유의하게 낮았다(P<0.05). 혈액 내 GLU의 경우 32.6

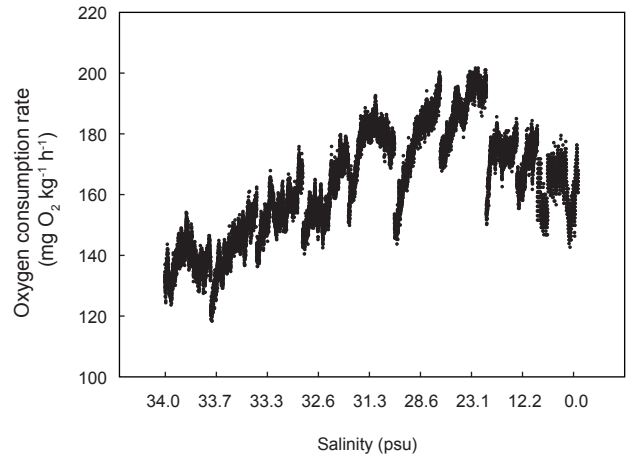


Fig. 1. Fluctuation of oxygen consumption rate in olive flounder *Paralichthys olivaceus* subjected to stepwise nine different salinities with an interval of 24 h for each salinity.

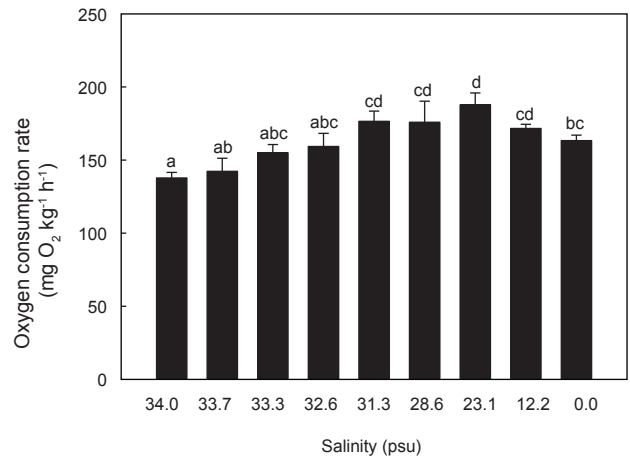


Fig. 2. Comparison of mean oxygen consumption rate of olive flounder *Paralichthys olivaceus* subjected to stepwise nine different salinities with an interval of 24 h for each salinity. Values (mean±SD, n=3) with different letter indicate significantly different (P<0.05).

psu와 31.3 psu에서 대조구보다 유의하게 높았지만(P<0.05), 그 외 염분에서는 대조구와 차이가 없었다(P>0.05).

Table 1. Metabolic energy consumption rate (MER) of olive flounder subjected to stepwise nine different salinities with an interval of 24 h for each salinity

	(psu)								
	34.0	33.7	33.3	32.6	31.3	28.6	23.1	12.2	0.0
MER (kJ kg ⁻¹ d ⁻¹)	45.0±1.3 ^a	46.4±2.9 ^{ab}	50.6±1.8 ^{abc}	52.0±2.9 ^{abc}	57.6±2.3 ^{cd}	57.4±4.7 ^{cd}	61.3±2.7 ^d	56.0±0.9 ^{cd}	53.3±1.2 ^{bc}

Values (mean±SD, n=3) with different letter indicate significantly different (P<0.05).

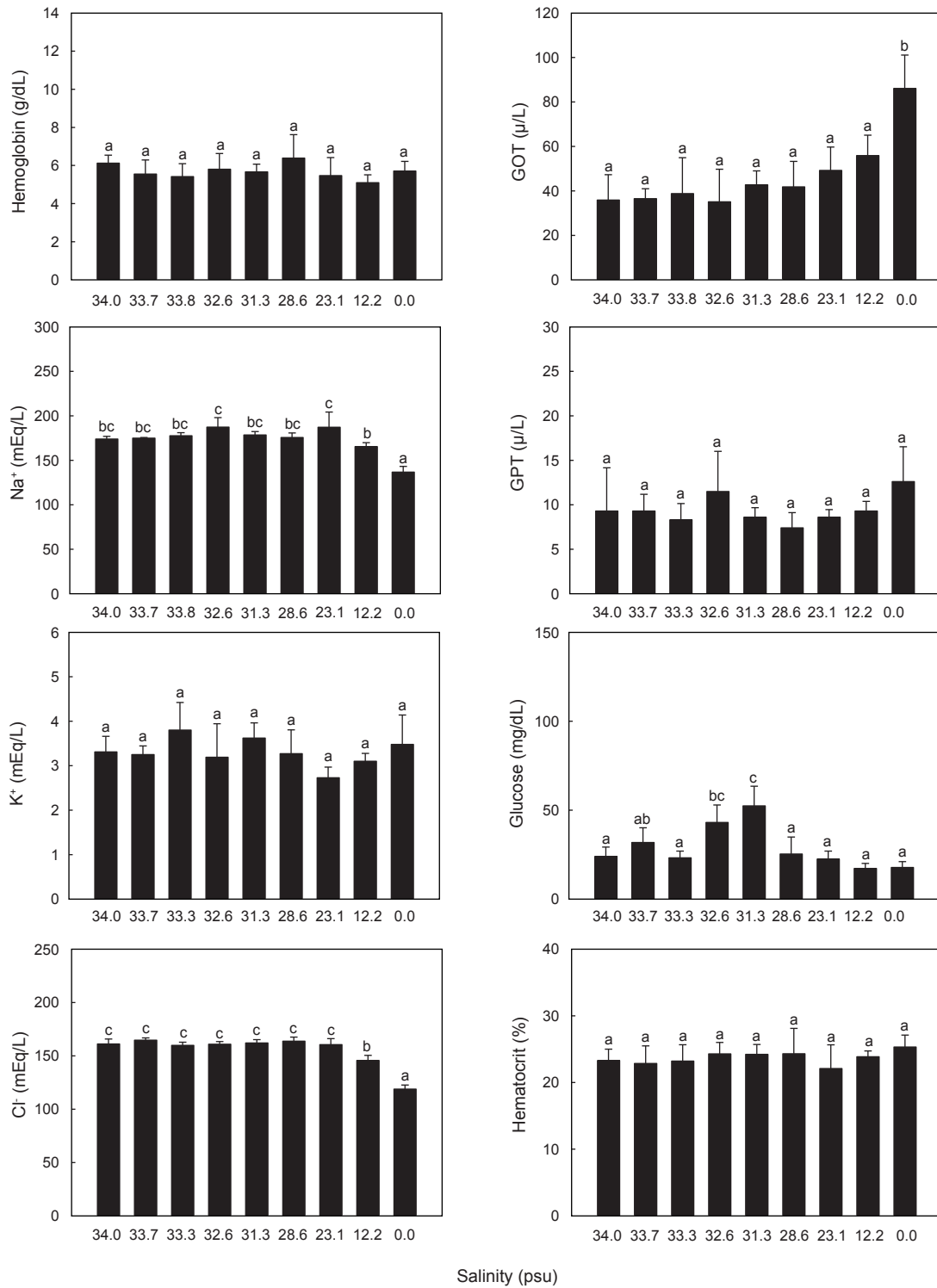


Fig. 3. Comparison of hematological indices in blood plasma (hemoglobin, Na⁺, K⁺, Cl⁻, GOT, GPT and glucose) and in blood (hematocrit) of olive flounder *Paralichthys olivaceus* subjected to nine different salinities for 24 h. Values (mean±SD, n=5) with different letter indicate significantly different (P<0.05).

고 찰

담수 또는 해수 어류는 체내 농도와 다른 염분에 노출될 경우 섭취한 이온 또는 물을 배출하며 체내 항상성(homeostasis)을 유지한다. 이와 같은 삼투압 및 이온 농도 조절 과정은 대사에너지가 필요로 하며, 이전의 많은 연구에서 산소 소비율을 통해 항상성 유지에 필요한 에너지와 생리적 영향을 추정하였다(Morgan and Iwama, 1999; Boeuf and Payan, 2001; Altinok and Grizzle, 2003; Kidder et al., 2006a, 2006b; Ern et al., 2014). 본 실험 결과 염분 변화는 넙치의 산소 소비율에 유의한 영향을 미쳤다. 이전의 연구에서 일반적으로 서식하고 있는 환경(Kidder et al., 2006a) 또는 등삼투압 조건(Peres-Pinzo and Lutz, 1991; Gaumet et al., 1995)에서 가장 낮은 산소 소비율을 보이며 삼투압 조절에 필요한 에너지 비용이 가장 낮다고 보고하고 있어(Ern et al., 2014), 넙치의 일반적인 서식 염분인 34.0 psu에서 가장 낮은 산소 소비율을 보인 본 실험 결과와 일치하였다. 하지만 일부 보고에서는 해산어가 담수 조건에서(Plaut, 1999; Gracia-Lopez et al., 2006) 또는 담수어가 해수 조건에서(Plaut, 1999) 가장 낮은 산소 소비율을 나타낸 것으로 볼 때 어종에 따라 염분 변화에 반응하는 정도가 상이한 것을 알 수 있다.

염분 변화에 따른 산소 소비율 변화 패턴은 어종에 따라 다양하게 나타난다. 조피볼락(*Sebastes schlegelii*) (Oh et al., 2014) 과 쥐노래미(*Hexagrammos otakii*) (Oh et al., 2015)를 대상으로 염분을 33.4→33.1→32.8→32.2→31.0→28.7→23.9→14.5→3.8 psu로 단계적으로 변화시킬 경우 33.4-28.7 psu 범위에서는 염분에 따른 산소 소비율의 차이가 없었지만, 23.9 psu (조피볼락)와 14.5 psu (쥐노래미)에서 가장 높은 산소 소비율을 보인 후 감소하는 패턴을 보여 본 실험 결과와 유사하였다. 또한 sea bass *Dicentrarchus labrax* (Dalla Via et al., 1998) 치어는 37.0→20.0→5.0→2.0 psu로 단계적으로 변화시킬 경우 각 염분 변화시마다 일시적인 산소 소비율 상승 후 감소하는 패턴을 보이며, 두줄망둑(*Tridentiger trigonocephalus*) (Kang et al., 2004)과 날개망둑(*Favonigobius gymnauchen*) (Kang et al., 2000) 치어의 경우 각각 33.6-10.1 psu와 33.6-20.2 psu 범위에서는 유의적인 차이가 없었지만, 6.7-0.0 psu와 13.4-0.0 psu 범위에서는 유의한 감소를 보였다. Uliano et al. (2010)은 담수어인 *Gambusia affinis*와 zebrafish *Danio rerio*를 대상으로 각각 0, 10, 20, 30 그리고 35 psu 조건과 0, 10, 20 그리고 25 psu 조건에서 각각 산소 소비율을 조사한 결과 *Gambusia*는 20 psu에서 유의한 증가 후 35 psu에서 감소하는 반면, zebrafish는 염분에 따른 영향이 없는 것으로 나타나 어종에 따라 다양한 형태를 보였다.

어류는 염분 변화에 대해 Na^+/K^+ -ATPase 활성의 적응을 포함한 아가미의 이온 조절 시스템의 생리·형태학적 재구성(Marshall, 2002; Evans et al., 2005; Tang and Lee, 2007)과 염분 변화로 유발된 스트레스 호르몬 분비(예, catecholamine

와 corticosteroid) (Wedemeyer, 1996; Lee and Kim, 2005) 등으로 인한 대사 비용, 즉 산소 소비율의 증가를 초래한다. 특히, 염분 감소는 Mummichog *Fundulus heteroclitus* (Kidder et al., 2006a)의 경우 3.8-20.8%, blenny *Salaria fluviatilis* (Plaut, 1999)는 12.0-55.0%, 조피볼락(Oh et al., 2014)는 18.5-52.0% 그리고 쥐노래미(Oh et al., 2015)의 경우는 18.8-37.8% 산소 소비율이 증가한다는 이전 결과와 본 실험의 약 3.3-36.2% 증가한 결과와 유사하였다. 반면 turbot *Scophthalmus maximus* (Gaumet et al., 1995)와 common snook *Centropomus undecimalis* (Gracia-Lopez et al., 2006)의 경우 염분이 감소할 경우 산소 소비율이 감소한다는 보고가 있어 어종별 염분 변화에 대한 대사율 변화가 상이함을 알 수 있다. Oh et al. (2012)은 수온 15-25°C와 염분 33.0 psu 조건에서 9.1-266.4 g의 넙치를 대상으로 대사 에너지 소비율 53.8-208.2 $\text{kJ kg}^{-1} \text{d}^{-1}$ 를 보고하여 본 실험에서 나타난 45.0-61.3 $\text{kJ kg}^{-1} \text{d}^{-1}$ 와는 차이를 보였지만, 이것은 실험방법과 크기 차이에 의한 것으로 생각된다. 또한 넙치와 같이 광염성 종인 점농어(*Lateolabrax maculatus*) (Oh et al., 2006)의 경우 세가지 수온(15, 20 그리고 25°C)과 염분(0, 15 그리고 30 psu) 조건에서 수온에 따른 대사 에너지 소비율은 증가하지만, 각 수온 조건에서 염분 변화에 따른 대사 에너지 소비율은 영향이 없다고 보고하고 있어 각 어종별 염분 변화에 적응하는 능력의 차이가 있다는 것을 알 수 있다. 어류의 혈액 성상은 환경 변화에 대한 생리학적 영향의 결과로서 건강상태를 반영한다(Schutt et al., 1997). 염분 변화가 어류의 스트레스 인자로서 다양한 혈액 인자들의 증가 또는 감소를 유발하며, 이와 같은 증감은 염분 변화 후 어류 체내 안정성을 유지하기 위한 생리학적 반응으로 간주된다(Schreck 1982; McCormick, 2001). 염분에 따른 넙치의 혈액성상 변화에 관한 많은 연구가 보고되었다(Hur et al., 2003; Hur et al., 2004; Hur et al., 2006). Hur et al. (2004)은 35 psu에서 사육 중인 넙치 치어를 저염분(즉, 0 psu)에 노출시킬 경우 3시간과 24시간 후 Cl^- 와 Na^+ 농도가 모두 유의하게 감소한다고 보고하여 본 실험 결과와 유사하였다. 또한 Hur et al. (2002)는 넙치 치어를 0 psu와 15 psu에 노출할 경우 1, 3, 24시간째에 모두 Cl^- 농도가 유의하게 감소하며, 노출 24시간 후에는 15 psu보다 0 psu에서 더 Cl^- 농도가 감소한다고 보고하였다. 본 실험에서도 Cl^- 농도의 경우 염분 12.2 psu부터 유의하게 감소하기 시작해 0 psu에서 더 낮아지는 결과를 보였다. 혈액 내 Cl^- 또는 Na^+ 농도가 저염분 조건에서 감소하는 현상은 조피볼락(Oh et al., 2014), 쥐노래미(Oh et al., 2015) 그리고 Atlantic halibut *Hippoglossus hippoglossus* (Imsland et al., 2008) 등에서도 보고되었지만, Atlantic cod *Gadus morhua* (Árnason et al., 2013)의 경우 염분 변화가 혈액 내 Na^+ 농도에 영향을 미치지 않는다는 보고도 있었다. Hur et al. (2002; 2004)와 Oh et al. (2014; 2015)은 저염분 조건에서 배출되는 혈액 내 Na^+ , K^+ 그리고 Cl^- 의 농도를 높게 유지하는 고삼투압조절(hyper-osmoregulation)을 하지만

삼투압조절 능력이 감소하거나 상실할 경우 혈장 내 농도는 감소하고 폐사의 원인이 될 수 있다고 보고하였다. 본 실험에서 염분 변화는 혈장 내 GLU 농도에 영향을 미쳤으며, 이전의 결과와 일치하였다(Hur et al., 2002; 2004). Hur et al. (2002)은 저염분(0과 15 psu)에 노출 1시간 후 GLU 농도가 증가하고 24시간 후에는 회복되지만, 높은 사육밀도(12.0 kg m⁻³)에서 0 psu에 노출될 경우 24시간 후에도 높게 유지된다고 보고하였다(Hur et al., 2004). 본 실험 GLU 농도의 경우 0 psu에서 노출 24시간 후 대조구와 유의차는 없었지만, 32.6-31.3 psu 범위에서 높게 유지되어 항상성 유지를 위해 많은 에너지를 사용하며 이로 인해 산소 소비율의 증가와 연관되는 것으로 생각되지만, 향후 염분 변화에 관련된 어류의 다양한 생리지표(예, Na⁺-K⁺-ATPase, cortisol 등)와 행동특성(behavioural characteristics) (Uliano et al., 2010)이 산소 소비율에 미치는 연구가 필요하다. 본 실험에서 나타난 0 psu 조건에서의 GOT 농도 증가는 이전의 결과와 일치하였고(Hur et al., 2002; 2004), 과도한 에너지 사용으로 간기능 저하로 추측할 수 있어(Hur et al., 2002) 산소 소비율 증가의 하나의 원인으로 생각된다.

이상의 결과에서 염분 변화는 넙치의 산소 소비율과 다양한 혈액 인자에 유의한 영향을 미쳤다. 여름철 장마 또는 태풍 등으로 인한 저염분 현상은 넙치의 성장 및 생존에 영향을 줄 수 있는 생리적 반응을 초래할 수 있어 향후 사육시스템 내 사육밀도 및 사육환경 관리 등에 대한 자료로 활용할 수 있을 것이다. 특히 산소 소비율이 증가하는 염분 조건에서의 용존산소 관리 및 소비된 에너지 회복을 위한 먹이 공급, 스트레스 저감 및 회복방안에 대한 장단기 연구가 향후 요구된다.

사 사

본 연구는 한국해양과학기술원 연구비(과제번호: PG51030) 지원에 의해 수행되었으며, 이에 감사드립니다.

References

Altinok I and Grizzle JM. 2003. Effect of low salinities on oxygen consumption of selected euryhaline and stenohaline freshwater fish. *J World Aquac Soc* 34, 113-117. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2003.tb00046.x>.

Árnason T, Magnadóttir B, Björnsson B, Steinarsson A and Björnsson BT. 2013. Effects of salinity and temperature on growth, plasma ions, cortisol and immune parameters of juvenile Atlantic cod *Gadus morhua*. *Aquaculture* 380-383, 70-79. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.11.036>.

Boeuf G and Payan P. 2001. How should salinity influence fish growth?. *Comp Biochem Physiol C* 130, 411-423. [https://doi.org/10.1016/S1532-0456\(01\)00268-X](https://doi.org/10.1016/S1532-0456(01)00268-X).

Brougher DS, Douglass LW and Soares JH. 2005. Comparative oxygen consumption and metabolism of striped bass *Morone saxatilis* and its hybrid *M. chrysops* ♀×*M.*

saxatilis ♂. *J World Aquac Soc* 36, 521-529. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2005.tb00400.x>.

Chun JH and Rho S. 1991. Salinity tolerance of eggs and juveniles of flounder *Paralichthys olivaceus* (Temminck et schlegel). *J Aquaculture* 4, 73-84.

Dalla Via J, Villani P, Gasteiger E and Niederstätter H. 1998. Oxygen consumption in sea bass fingerling *Dicentrarchus labrax* exposed to acute salinity and temperature changes: metabolic basis for maximum stocking density estimations. *Aquaculture* 169, 303-313. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00375-5](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00375-5).

Elliot JM and Davison W. 1975. Energy equivalents of oxygen consumption in animal energetics. *Oecologia* 19, 195-201. <https://doi.org/10.1007/BF00345305>.

Ern R, Huong DTT, Cong NV, Bayley M and Wang T. 2014. Effect of salinity on oxygen consumption in fishes: a review. *J Fish Biol* 84, 1210-1220. <https://doi.org/10.1111/jfb.12330>.

Evans DH, Piermarini PM and Choe KP. 2005. The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste. *Physiol Rev* 85, 97-177. <https://doi.org/10.1152/physrev.00050.2003>.

Gaumet F, Boeuf G, Severe A, Leroux A and Mayergonstan N. 1995. Effects of salinity on the ionic balance and growth of juvenile turbot. *J Fish Biol* 47, 865-876. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1995.tb06008.x>.

Gracia-Lopez V, Rosas-Vazquez C and Brito-Perez R. 2006. Effects of salinity on physiological conditions in juvenile common snook *Centropomus undecimalis*. *Comp Biochem Physiol A* 145, 340-345. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2006.07.008>.

Gregory TR and Wood CM. 1999. The effects of chronic plasma cortisol elevation on the feeding behaviour, growth, competitive ability, and swimming performance of juvenile rainbow trout. *Physiol Biochem Zool* 72, 286-295. <https://doi.org/10.1086/316673>.

Harris J and Bird DJ. 2000. Modulation of the fish immune system by hormones. *Vet Immunol Immunop* 77, 163-176. [https://doi.org/10.1016/S0165-2427\(00\)00235-X](https://doi.org/10.1016/S0165-2427(00)00235-X).

Hur JW, Chang YJ, Lee BK and Lee JY. 2003. Effects of hyposalinity on physiological response, survival and growth of cultured olive flounder *Paralichthys olivaceus*. *Korean J Ichthyol* 15, 77-86.

Hur JW, Lee JY, Kim YH, Park IS and Chang YJ. 2006. Effects of salinity on hematological changes and survival of cultured olive flounder, *Paralichthys olivaceus*. *Korean J Environ Biol* 24, 380-386.

Hur JW, Lee BK, Chang YJ, Lee JK, Lim YS, Lee JH, Park CH and Kim BK. 2002. Stress responses of olive flounder *Paralichthys olivaceus* to hyposalinity. *J Aquaculture* 15, 69-75.

Hur JW, Lee BK, Min BH, Park IS, Choi CY, Lee JY and Chang YJ. 2004. Physiological responses of olive flounder *Parali-*

- chthys olivaceus* by capacity density difference during salinity change from seawater to freshwater. Korean J Environ Biol 14, 419-425.
- Imsland AK, Gústavsson A, Gunnarsson S, Foss A, Árnason J, Arnarson I, Jónsson AF, Smáradóttir H and Thorarensen H. 2008. Effects of reduced salinities on growth, feed conversion efficiency and blood physiology of juvenile Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). Aquaculture 274, 254-259. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.11.021>.
- Jobling M. 1982. A study of some factors affecting rates of oxygen consumption of plaice, *Pleuronectes platessa* L. J Fish Biol 20, 501-516. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1982.tb03951.x>.
- Kang JC, Chin P, Lee JS, Shin YK and Cho KS. 2000. Effects of salinity on survival, growth and oxygen consumption rates of the juvenile gobiid *Favonigobius gymnauchen*. J Korean Fish Soc 33, 408-412.
- Kang JC, Jee JH, Kim SG, Park GS and Park SY. 2004. Tolerance of juvenile gobiidae *Tridentiger trionocephalus* exposed to various salinity. Korean J Environ Biol 22, 153-158.
- Karnaky KJ Jr. 1998. Osmotic and ionic regulation. In: Evans, D.H. (Ed.), The Physiology of Fishes, second ed. CRC Press, Boca Raton, FL, U.S.A., 157-176.
- Kidder GW, Petersen CW and Preston RL. 2006a. Energetics of osmoregulation: I. Oxygen consumption by *Fundulus heteroclitus*. J Exp Zool A 305, 309-317. <https://doi.org/10.1002/jez.a.251>.
- Kidder GW, Petersen CW and Preston RL. 2006b. Energetics of osmoregulation: II. Water flux and osmoregulatory work in the euryhaline fish, *Fundulus heteroclitus*. J Exp Zool A 305, 318-327. <https://doi.org/10.1002/jez.a.252>.
- Kim MJ, Chung SC and Song CB. 2004. Effect of salinity on growth and survival of olive flounder *Paralichthys olivaceus*. Korean J Ichthyol 16, 100-106.
- Lee JY and Kim DB. 2005. The optimum salinity and the effects of the rapid salinity change on oxygen consumption and nitrogen excretion in river puffer, *Takifugu obscurus*. J Aquaculture 18, 45-51.
- Lemos D, Phan VN and Alvarez G. 2001. Growth, oxygen consumption, ammonia-N excretion, biochemical composition and energy content of *Farfantepenaeus paulensis* Perez-Farfante (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) early postlarvae in different salinities. J Exp Mar Biol Ecol 261, 55-74. [https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(01\)00260-X](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(01)00260-X).
- Marshall WS. 2002. Na⁺, Cl⁻, Ca²⁺ and Zn²⁺ transport by fish gills: retrospective review and prospective synthesis. J Exp Zool 293, 264-283. <https://doi.org/10.1002/jez.10127>.
- McCormick SD. 2001. Endocrine control of osmoregulation in fish. Am Zool 41, 781-794. <https://doi.org/10.1093/icb/41.4.781>.
- Morgan JD and Iwama GK. 1999. Energy cost of NaCl transport in isolated gills of cutthroat trout. Am J Physiol-Reg I 277, R631-R639. <https://doi.org/10.1152/ajpregu.1999.277.3.R631>.
- Oh SY, Kim CK, Jang YS, Choi HJ and Myoung JG. 2014. Effect of salinity on survival, oxygen consumption and blood physiology of Korean Rockfish *Sebastes schlegelii*. Ocean Polar Res 36, 135-143. <http://doi.org/10.4217/OPR.2014.36.2.135>.
- Oh SY, Jang YS, Park HS, Choi YU and Kim CH. 2012. The influence of water temperature and body weight on metabolic rate of olive flounder *Paralichthys olivaceus*. Ocean Pol Res 34, 93-99. <http://doi.org/10.4217/OPR.2012.34.1.093>.
- Oh SY, Myoung JG and Park JW. 2015. Effects of salinity on survival, oxygen consumption, and hematological response of greenling *Hexagrammos otakii*. Korean J Fish Aquat Sci 48, 712-718. <https://doi.org/10.5657/KFAS.2015.0712>.
- Oh SY, Shin CH, Jo JY, Noh CH, Myoung JG and Kim JM. 2006. Effects of water temperature and salinity on the oxygen consumption rate of juvenile spotted sea bass, *Lateolabrax maculatus*. Korean J Ichthyol 18, 202-208.
- Peres-Pinzo MA and Lutz PL. 1991. Activity related cost of osmoregulation in the juvenile smook (*Centropomus undecimalis*). Bull Mar Sci 48, 58-66.
- Pérez-Robles J, Re AD, Giffard-Mena I and Díaz F. 2012. Interactive effects of salinity on oxygen consumption, ammonium excretion, osmoregulation and Na⁺/K⁺-ATPase expression in the bullseye puffer (*Sphoeroides annulatus*, Jenyns 1842). Aquac Res 43, 1372-1383. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2011.02940.x>.
- Plaut I. 1999. Effects of salinity acclimation on oxygen consumption in the freshwater blenny, *Salaria fluviatilis*, and the marine peacock blenny, *S. pavo*. Mar Fresh Res 50, 655-659. <https://doi.org/10.1071/MF98130>.
- Romo ZM, Re AD, Díaz F and Mena A. 2010. Physiological responses of pink abalone *Haliotis corrugata* (Gray, 1828) exposed to different combinations of temperature and salinity. Aquac Res 41, 953-960. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02377.x>.
- Salvato B, Cuomo V, Muro RD, Beltramini M. 2001. Effects of environmental parameters on the oxygen consumption of four marine invertebrates: a comparative factorial study. Mar Biol 138, 659-668. <https://doi.org/10.1007/s002270000501>.
- Schreck CB. 1982. Stress and rearing of salmonids. Aquaculture 28, 241-249. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(82\)90026-6](https://doi.org/10.1016/0044-8486(82)90026-6).
- Schutt DA, Lehmann J, Goerlich R and Hamers R. 1997. Hematology of swordtail *Xiphophorus helleri*. I: blood parameters and light microscopy of blood cells. J Appl Ichthy 13, 83-89. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.1997.tb00106.x>.
- Tang CH and Lee TH. 2007. The effect of environmental salinity on the protein expression of Na⁺/K⁺-ATPase, Na⁺/K⁺/2Cl⁻ cotransporter, cystic fibrosis transmembrane conductance

regulator, anion, exchanger 1, and chloride channel 3 in gills of a euryhaline teleost, *Tetraodon nigroviridis*. *Comp Biochem Physiol A* 147, 521-528. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2007.01.679>.

Uliano E, Cataldi M, Carella F, Migliaccio O, Iaccarino D and Agnisola C. 2010. Effects of acute changes in salinity and temperature on routine metabolism and nitrogen excretion in gambusia *Gambusia affinis* and zebrafish *Danio rerio*. *Comp Biochem Physiol A* 157, 283-290. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2010.07.019>.

Wedemeyer GA. 1996. *Physiology of fish in intensive culture systems*. Chapman Hall, New York, NY, U.S.A., 232.