KOREAN JOURNAL OF ICHTHYOLOGY, Vol. 29, No. 3, 165-175, September 2017
ISSN: 1225-8598 (Print), 2288-3371 (Online)

Received: July 14, 2017
Revised: September 1, 2017
Accepted: September 7, 2017

하절기 가두리양식 참돔의 절식에 따른 성장과 혈액성상의 변화

김원진 · 원경미[1] *· 신윤경 · 이정용*[2,*]

국립수산과학원 남동해수산연구소, [1]병리연구과, [2]전략양식연구소 양식관리과

Change of Growth and Blood Characteristics on Starvation of Red Seabream *Pagrus major* Cultured in Marine Net Cage in Summer ***by Won Jin Kim, Kyoung Mi Won*[1]*, Yun Kyung Shin and Jeong Yong Lee*[2,*] (South East Sea Fisheries Research Institute, NFIS, Tongyoung 53085, Republic of Korea; [1]Pathology Division, NIFS, Busan 46083, Republic of Korea; [2]Aquaculture Management Division, Aquaculture Research Institute, NIFS, Busan 46083, Republic of Korea)

ABSTRACT To minimize the damage caused by summer season such as high temperature and red tide, this study was conducted to investigate the effect of feeding and starvation on the survival rate, growth, growth restoration and physiological response of red seabream *Pagrus major* which were reared in marine net cage (6 m×6 m×6 m). The feeding group was fed throughout the experiment for 10 weeks, whereas starvation group was not fed for 6 weeks and subsequent refeeding for 4 weeks. Survival rates of feeding and starvation groups were 94.4% and 98.1% respectively. The growth rate of starvation group was significantly lower than feeding group during starvation period, but recovered rapidly after feeding. The nutritional status such as albumin, total protein, total cholesterol, triglyceride also showed similar tendency to the growth data. Hematocrit and hemoglobin levels were higher in the feeding group than the starvation group during starvation period. Aspartate aminotransferase, glucose and total cholesterol were rapidly increased at the same time (in 5 week) in feeding group, whereas starvation group did not significant difference during starvation period. It was shown that the feeding group is more sensitive to stress than the starvation group. Thus, starvation can be applied as a rearing management plan of net cage fish farm in summer season.

Key words: Starvation, re-feeding, growth, hematological characteristic, red seabream

서 론

절식(starvation)은 자연환경에서 계절별 수온변화, 회유(migration), 번식(reproduction), 지역적 먹이 부족 등으로 많은 어종들이 경험하는 생활사의 일부분으로, 길게는 수개월씩 절식을 경험하게 된다(Love, 1970; Yarmohammadi *et al*., 2015). 하지만 어류는 생화학적, 생리적 그리고 행동 전략을 통해 절식을 극복할 수 있으며, 절식기간의 생존유지를 위해 기초대사물질로부터 체내에 축적된 내생에너지의 소비 즉, 체조직 에너지를 소모함으로써 절식기간 동안 생존을 유지할 수 있다(Weatherley and Gill, 1987). 또한 어류는 온혈동물의 10~20%에 불과한 비교적 적은 에너지 요구량만을 필요로 하기 때문에 장기간 절식에도 견딜 수 있어 다른 동물에 비해 강한 저항성을 갖는다(McCue, 2010; Kondera *et al*., 2017). 하지만 체조직 에너지의 사용은 성장 감소로 이어지며(Weatherley and Gill, 1987; Park *et al*., 2012), 장기간 지속될 경우 생리활성 약화로 인해 생존율에도 영향을 미친다.

양식어류의 경우 일부 과잉생산을 막기 위해 절식이 되기도 하지만(Krogdahl and Bakke-McKellep, 2005), 우리나라의 경우 동절기의 저수온, 하절기의 고수온, 적조, 빈산소수괴 등의 피해를 최소화하기 위한 대응 방안으로 인위적인 절식을 감행한다(Lee *et al*., 2016). 특히 하절기 양식어류는 사료 섭식 후 소화 및 물질대사를 위해 많은 산소를 필요(Timmons, 1994; Kim and Jo, 1999)로 하기 때문에 고수온과 적조시기가 맞물

*Corresponding author: Jeong Yong Lee Tel: 82-51-720-2140, Fax: 82-51-720-2439, E-mail: ljy1968@korea.kr

리는 하절기에 주로 절식을 시킨다. 하지만 절식기간 동안 어류의 성장은 상당히 느리게 나타나며(Park *et al*., 2015), 상업적 관점에서, 체장과 체중은 양식어류의 상품가치를 결정하는 중요한 요인으로 작용하기 때문에(Gjerde and Schaeffer, 1989; Park *et al*., 2002), 절식으로 인한 성장 감소, 출하시기 지연은 상품성 하락으로 이어져, 어가소득에 직접적인 영향을 미치게 된다.

참돔은 우리나라 전 연안 해역에 분포하며 주로 남해안에서 양식되는 온대성 어류(Chyung, 1977)로 국내 양식어류 생산량의 6.6% (KOSIS, 2016)를 차지하는 고급어종으로 알려져 있다. 또한 양식산 참돔의 서식 생태 특성으로는 수온이 15°C 이하로 하강하면 식욕과 활동량이 줄어들지만, 20°C 이상 수온이 상승하는 하절기에는 사료섭식이 활발하고 생리대사가 원활하여 빠른 성장을 나타낸다(Choi *et al*., 2008). 하지만 참돔의 성장시기인 하절기는 지구온난화로 인한 고수온이나 적조발생으로 대량폐사가 나타나고, 이에 대응하기 위하여 사육밀도 조절(저밀도, 분산수용), 산소 공급, 그리고 먹이 공급량 조절을 통해 사육 관리되고 있지만, 특히 절식의 경우 양식어류의 산소 소비와 성장에 직접적인 영향을 미치기 때문에 중요한 요인으로 작용한다. 하지만 하절기에 지속적으로 발생하는 고수온과 적조로 인한 피해를 최소화하기 위한 대책 연구에 많은 관심이 보여지고 있음에도 불구하고, 실제 하절기 가두리 절식 사육을 통한 생리활성이나 성장 그리고 절식 후 섭식을 통한 보상성장에 대한 연구는 미비한 수준이다. 그동안 절식에 의한 형태학적(Park *et al*., 2002), 생화학적(Hung *et al*., 1997; Vosyliene and Kazlauskiene, 1999), 혈액학적(Mahajan and Dheer, 1983), 조직학적(Stepanowska *et al*., 2006; Kim *et al*., 2013) 등 다양한 연구가 진행되었지만, 대부분의 연구는 실내사육에 초점을 맞추어 진행되었으며, 여름철 참돔 절식 영향 연구는 치어와 양성어를 대상으로만 수행되어(Lee *et al*., 2016) 출하시기의 성어를 대상으로 한 현장연구의 필요성이 제기된다.

따라서 본 연구에서는 적조와 고수온이 발생하는 하절기 가두리사육 참돔 성어의 절식과 절식 후 섭식을 통한 생존율, 성장, 성장 회복 그리고 혈액성상을 조사하여, 절식에 대한 성장, 생리적 반응을 통해 하절기 피해를 최소화하기 위한 현장적용 기초 자료로 활용하고자 한다.

재료 및 방법

1. 실험어 및 사육조건

경남 통영시 소재의 개인 양식장에서 사육 중이던 참돔 성어를 구입하여 통영시 산양읍 풍화리 인근 해상가두리(6 m × 6 m × 6 m) 두 개에 절식구(starvation group)와 섭식구(feeding group)로 구분하여 각각 700마리씩 수용하였고, 실험결과의 오차를 줄이기 위해 외관상 건강한 개체를 선별하여 실험을 진행하였다. 실험어는 실험 개시 시 전장 33.2 ± 0.6 cm, 체중 673.9 ± 30.6 g이었으며, 사료 섭식과 절식 이외의 모든 조건을 동일하게 설정하여 실험을 진행하였다.

하절기 고수온과, 적조 지속기간을 고려하여 6주간의 절식기간을 설정하였다. 절식 후 수온 하강으로 인한 섭식활동 저하에 대한 영향을 최소화하고, 2주 간격으로 성장 회복을 확인하기 위하여 4주간의 사료 재공급기간을 설정하였다. 절식구는 6주간 절식 후 4주간 사료를 공급하고, 섭식구는 10주간 지속적으로 사료를 공급하였다. 6주간의 절식 실험기간 동안 1주일 간격으로 샘플을 실시하였고, 절식 후 4주간의 먹이 공급기간 동안 2주 간격으로 샘플을 실시하였다. 실험기간 동안 공급된 사료는 상업용 EP 침강사료(Suhyupfeed, Korea)로 입자크기는 7.5~9.3 mm였으며, 2일 1회 20 kg을 공급하였다. 공급사료는 crude protein 42%, crude fat 10%, calcium 1.5% 이상, crude ash 17%, crude fiber 3.0%, phosphorus 2.7% 이하의 성분으로 구성된 사료를 사용하였다. 실험기간 동안 사육환경은 수온 19.8~27.8°C, 염분 32.0~33.5 psu, 용존산소 5.9~9.0 mg/L의 범위였으며, 수질측정기(YSI 650 MDS, YSI incorporation, USA)를 이용하여 측정하였다.

2. 생존율 및 성장

성장도 측정은 실험 개시일로부터 절식시기까지 1주 간격으로 6주간 진행하였으며, 사료 섭식 후 2주 간격으로 4주간 실시하였다. 전장은 버니어캘리퍼스를 이용하여 실험 개시 후 매주 각 그룹 가두리에서 30마리를 포획하여 MS-222 (Sigma, USA) 100 ppm으로 마취시킨 후 전장과 체중을 측정하였다. 전장은 digital veernier calipers (CD-30C Mitutoyo, Japan)를 이용하여 1 mm 단위까지 계측하였고, 체중은 전자저울을 이용하여 0.01 g까지 측정하였다. 이때 길이 및 무게로부터 전장 성장률(growth rate for total length, GRL % = [종료 시 전장 − 개시 시 전장]/[개시 시 전장] × 100)과 체중 성장률(growth rate for body weight, GRW % = [종료 시 체중 − 개시 시 체중]/[개시 시 체중] × 100), 일간 성장률(specific growth rate, SGR % = {[Ln (종료 시 체중) − Ln (개시 시 체중)]/사육 일수} × 100) 그리고 비만도(condition factor, CF = [체중/전장^3] × 100)를 각각의 식으로 계산하였다. 또한 폐사 개체를 수집하여 계수한 뒤 생존율을 산정하였다.

3. 혈액채취 및 분석

참돔의 섭식과 절식 그리고 절식 후 먹이 공급에 따른 혈액의 생리생화학적 차이를 비교하기 위해, 참돔을 MS-222 100

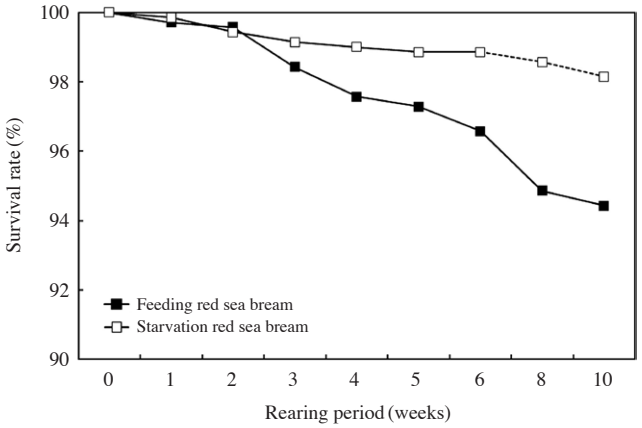

Fig. 1. Survival rate of the red seabream *Pagrus major* after 6 weeks starvation and subsequent 4 weeks feeding (broken line).

ppm으로 마취시킨 후 헤파린 처리 주사기를 이용하여 미부동맥으로부터 신속하게 채혈하였다. 채혈 후 일부 혈액을 모세유리관에 넣어 8,000 rpm으로 10분간 원심분리 후 Micro-hematocrit reader (Hawksley, UK)를 이용하여 hematocrit (Ht)을 측정하였고, hemoglobin (Hb)은 FUJI DRI-CHEM 7000i (Fujifilm, Japan)로 전혈을 측정하였다. 나머지 혈액은 4°C, 12,000 rpm으로 5분간 원심분리하여 혈장을 분리한 후 −74°C에 보관하고 분석 시 사용하였다. 샘플 일자별 20개 혈장을 FUJI DRI-CHEM 7000i로 전용 분석 kit 슬라이드를 사용하여 9개 항목, albumin (ALB), alanine aminotransferase (ALT), aspartate aminotransferase (AST), blood urea nitrogen (BUN), creatinine (CRE), glucose (GLU), total cholesterol (TCHO), triglyceride (TG), total protein (TP)을 분석하였다.

4. 통계처리

각 실험결과로부터 얻어진 자료값(mean±S.D.)에 대한 유의성 검정은 SPSS 19.0을 사용하여 성장도 및 비만도는 Student t-test를 실시하였고 ($P=0.05$), 혈액분석은 Mann-Whitney U-test를 통해 검증하였다.

결 과

1. 생존율 및 성장

6주 절식 후 4주간 사료를 공급한 절식구와 10주간 지속적으로 사료를 공급한 섭식구의 10주간 참돔 생존율은 Fig. 1에 나타내었다. 절식기간 동안 섭식구와 절식구의 생존율은 각각 96.6%, 98.9%로 절식구에서 2.3% 높은 생존율을 보였으며, 절식구의 먹이 공급 후 실험 종료 시 생존율은 98.1%로 94.4%의 섭식구 생존율보다 3.7% 높게 나타났다.

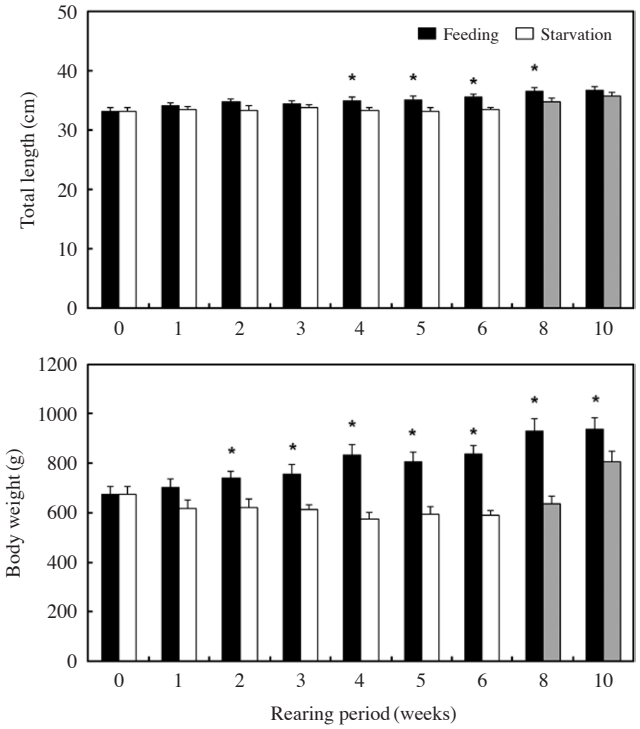

Fig. 2. Total length and body weight of the red seabream *Pagrus major* after starvation (white bar) and subsequent refeeding (gray bar). Asterisks indicate signification difference between feeding and starvation ($P<0.05$).

전장은 실험 개시 시 33.2±0.6 cm였으며, 6주간의 절식기간 후 섭식구와 절식구는 각각 35.5±0.6 cm, 33.4±0.4 cm로 성장하여 두 그룹 간 유의한 성장 차이를 보였으며, 유의한 전장 성장의 차이는 실험 개시 4주 후부터 나타났다. 하지만 6주간 절식 후 4주간의 먹이 재공급기간을 거치고 실험 종료 시 섭식구 36.7±0.6 cm, 절식구 35.7±0.7 cm로 절식구에서 빠른 성장을 보여 두 그룹 간 유의한 성장 차이를 보이지 않았다 ($P>0.05$). 체중의 경우 실험 개시 시 673.9±30.1 g에서 절식기간 동안 섭식구는 836.5±33.5 g으로 체중이 증가하였고 절식구는 590.2±18.6 g으로 체중이 감소하여, 섭식구와 절식구는 1.4배 유의한 체중 차이를 나타내었다($P<0.05$). 실험 종료 시 섭식구는 937.8±44.9 g으로 806.7±40.6 g의 절식구와 1.2배의 체중 차이를 보였다(Fig. 2).

절식기간과 절식 후 먹이 재공급기간의 전장 성장률, 체중 성장률, 일간 성장률 및 비만도는 Table 1에 나타내었다. 절식기간의 전장과 체중에 대한 섭식구의 성장률은 각각 10.1±1.0%, 26.9±1.7%로 0.8±0.5%, −12.4±3.2%의 성장률을 보인 절식구와 유의한 차이를 보였다($P<0.05$). 일간 성장률도 마이너스 성장을 보인 절식구(−0.32±0.1%)에 비해 섭식구(0.57±0.1%)에서 유의하게 높은 수치를 보였고($P<0.05$), 비

Table 1. Growth rate for total length and body weight, specific growth rate and condition factor of red seabream *Pagrus major* after starvation and subsequent refeeding

Factors	Starvation period		Re-feeding period	
	Feeding	Starvation	Feeding	Starvation
[1]GRL (%)	10.1 ± 1.0*	0.8 ± 0.5	3.4 ± 0.4	6.7 ± 2.9
[2]GRW (%)	26.9 ± 1.7*	−12.4 ± 3.2	12.1 ± 2.7	36.7 ± 6.8*
[3]SGR (%)	0.57 ± 0.095*	−0.32 ± 0.081	0.41 ± 0.17	1.12 ± 0.19*
[4]CF	1.84 ± 0.03*	1.57 ± 0.03	1.86 ± 0.04	1.75 ± 0.04

Values are mean ± S.E.M (feeding: n = 30, starvation: n = 30). Asterisks indicate signification difference between feeding and starvation ($P < 0.05$).
[1]Growth rate for total length (GRL, %) = (final total length − initial total length) / initial total length × 100
[2]Growth rate for body weight (GRW, %) = (final body weight − initial body weight) / initial body weight × 100
[3]Specific growth rate (SGR, %) = {[ln(final body weight) − ln(initial body weight)] / days} × 100
[4]Condition factor = (body weight / total length^3) × 100

만도 역시 유사한 결과를 나타냈다. 하지만 절식 후 먹이 공급 기간에 두 그룹 간의 전장 성장률과 비만도는 차이를 보이지 않았지만, 체중 성장률과 일간 성장률 모두 절식구에서 유의하게 높게 나타나, 먹이 공급을 통한 빠른 성장 회복을 보여주었다.

2. 혈액성상 분석

절식과 섭식에 따른 10주간의 혈액성상 분석 결과 중 영양상태 관련 혈액성상은 Fig. 3, 스트레스 관련 혈액성상은 Fig. 4로 구분하여 나타내었고, 절식구의 절식기간 수치변화는 실선, 절식 후 먹이 공급기간은 점선으로 표시하였다. 섭식구 ALB는 실험기간 동안 0.8~1.1 g/dL 범위를 나타내며 개시 시보다 증가하는 경향을 보였고, 절식구는 개시 후 감소하여 3주부터 8주까지 섭식구에 비해 유의하게 낮은 수치를 나타냈다. 하지만 사료 공급 4주 후에는 개시 시 수준으로 상승하였다. 섭식구의 TP는 실험 개시 후 점차적으로 증가하고 반대로 절식구는 감소하여 ALB와 유사한 경향을 보였으며, 실험 개시 3주 후부터 종료 시까지 섭식구와 절식구의 유의한 차이를 유지하였다($P < 0.05$). TCHO의 농도는 실험 개시 후 3주까지 두 그룹 간 유의차는 보이지 않았지만 절식구는 감소하는 경향을 나타냈고, 4주부터 8주까지 절식구에 비해 섭식구에서 유의하게 높은 수치를 나타냈다($P < 0.05$). 특히 5주차 섭식구에서 317.0 ± 15.2 mg/dL로 TCHO가 급상승하였다. 절식구는 절식기간 동안 135.1~188.7 mg/dL의 수준을 보였지만, 먹이 공급 후 수치가 증가하여 개시 시 수준으로 상승하였다. TG의 섭식구 농도는 188.0~440.3 mg/dL 범위로 점차 증가하였고, 23.9~67.3 mg/dL 범위를 나타낸 절식구는 2주차부터 먹이 공급 전까지 섭식구와 유의한 차이를 나타냈다. 하지만 먹이 공급 후 절식구(390.2 ± 10.7 mg/dL)의 급격한 수치 증가로 유의차는 없었지만($P > 0.05$) 섭식구(341.3 ± 48.5 mg/dL)보다 높은 수치를 보였다. ALB, TP, TCHO 그리고 TG는 섭식구의 증가, 절식구의 감소 경향이 유사하게 나타났으며, 먹이 공급 후에는 섭식구 수준으로 증가하였다. BUN은 8주차에 섭식구에서 6.8 ± 0.6 mg/dL로 가장 높은 수치를 보였고, 반면에 절식구는 먹이 재공급 2주 후에 가장 낮게 나타났다. 절식기간 중 CRE는 절식구에 비해 섭식구에서 3, 4, 6주차에 유의하게 높은 수치를 보였다.

섭식구의 Ht은 절식구와 비교해 3주부터 유의하게 높은 농도를 보였으며, 먹이 공급 후 절식구가 증가하였다. 실험 종료 시에는 섭식구와 절식구가 각각 37.5 ± 2.1%, 43.9 ± 1.7%로 절식구가 유의하게 높게 나타났다($P < 0.05$). Hb도 Ht과 유사한 경향을 나타내었다. 섭식구와 절식구의 AST는 실험 개시 후 점차 감소하는 경향을 보였지만, 5주차에 절식구(14.1 ± 1.9 U/L)에 비해 섭식구(25.9 ± 0.4 U/L)의 수치가 유의하게 높았다. 반면 절식구의 ALT는 2~5주에 섭식구에 비해 높게 나타났으며 2주와 5주에 각각 7.2 ± 0.6 U/L, 7.7 ± 0.5 U/L로 가장 높은 수치를 나타냈다. 절식구의 GLU는 실험 개시 시 44.8 ± 6.5 mg/dL에서 1주 후 92.5 ± 13.3 mg/dL로 급격하게 상승하고, 2주차에 개시 시보다 감소한(20.9 ± 3.4 mg/dL) 후 서서히 증가하였으며, 섭식구는 5주차에 97.3 ± 17.7 mg/dL로 급격히 증가하여 실험기간 중 가장 높은 수치를 나타냈다.

고 찰

본 연구에서는 고수온과 적조가 발생하는 하절기에 해상가두리 사육 참돔의 피해를 최소화하기 위한 사육 관리 방안으로 절식의 영향을 구명하기 위해, 절식과 절식 후 먹이 재공급에 따른 참돔의 성장과 혈액성상의 변화를 통한 생리적 반응을 조사하였다.

어류는 다양한 생활사를 통해 기아(절식)를 경험하며, 양식어류에서도 성장 및 사료효율 증진을 위해 절식이 되어지며 (Cook *et al*., 2000; Gaylord *et al*., 2001; Cho and Lee, 2002), 또한 적조, 고수온 등의 피해를 최소화하기 위하여 인위적인 절식을 실시한다. 절식기간에도 기초대사를 유지하기 위한 체내 저장에너지 소비는 성장 감소로 이어지며 생존율에도 영향

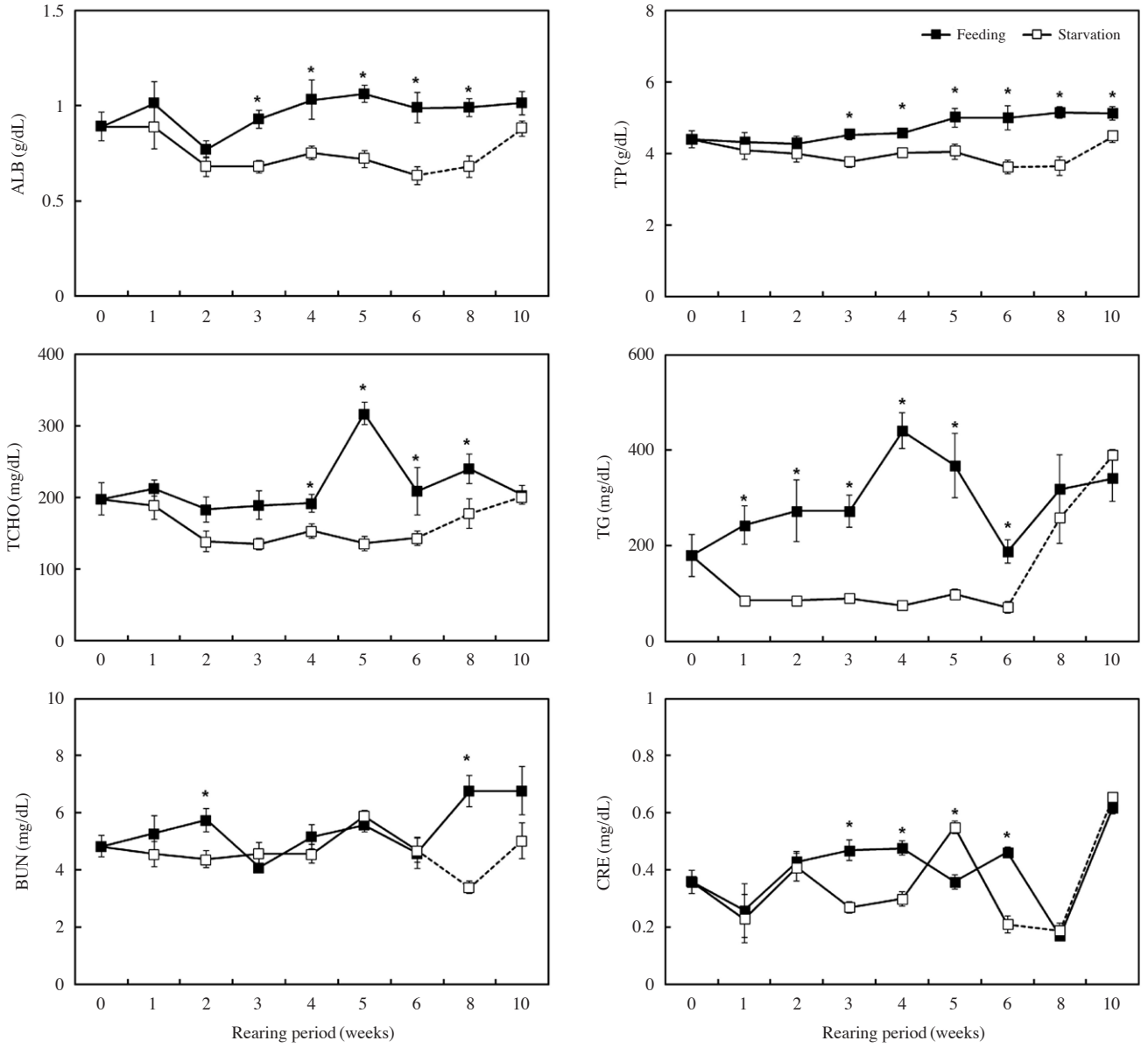

Fig. 3. Change of albumin (ALB), total protein (TP), total cholesterol (TCHO), triglyceride (TG), blood urea nitrogen (BUN) and creatinine (CRE) levels in the blood plasma of red seabream *Pagrus major* after starvation (solid line) and subsequent feeding (broken line) for 10 weeks. The asterisk indicates significant differences between two groups at the same sampling point ($P<0.05$).

을 미친다 (Azzaydi *et al*., 2000). Park *et al*. (2006)의 12주 동안 절식을 통한 olive flounder *Paralichthys olivaceus*의 생존율은 섭식구와 절식구가 각각 90%, 77%로 나타나 장기적인 절식에 따른 절식구의 낮은 생존율을 보였다. 하지만 절식 개시 6주 이전의 절식구 생존율은 97.5%로 섭식구보다 높았던 점을 감안하면 어종별 절식기간에 따라 생존율이 다르게 나타날 것으로 예상되며, 넙치보다 운동성이 강한 참돔의 경우 6주 이상 절식이 유지된다면 더 낮은 생존율을 보일 수 있을 것으로 판단된다. 참돔의 경우 Lee *et al*. (2016)에 의해 하절기 절식의 영향에 대해 보고된 바 있으나, 이 연구는 실내수조 규모의 가두리에서 치어와 양성어를 대상으로 하여 실제 가두리 규모에서 성어를 대상으로 한 본 연구와 직접적인 비교는 어렵지만, 32일간의 절식을 통한 양성어와 치어의 생존율도 절식구에서 높게 나타났다 (Lee *et al*., 2016). 본 연구에서 6주간의 절식과 절식 후 4주간의 섭식을 통한 생존율은 섭식구와 절식구가 각각 94.4%, 98.1%로 나타나 섭식구보다 절식구에서 3.7% 높은 생존율을 나타냈다. 이러한 결과는 섭식활동이 활발한 하절기의 6주간 절식이 참돔 생존율에 영향을 미치지 않는 것으로 나타났고, 섭식구보다 높은 절식구의 생존율 결과로 미루어, 고수온이나 적조로 인해 산소 소비가 증가하는 하절기의 생존

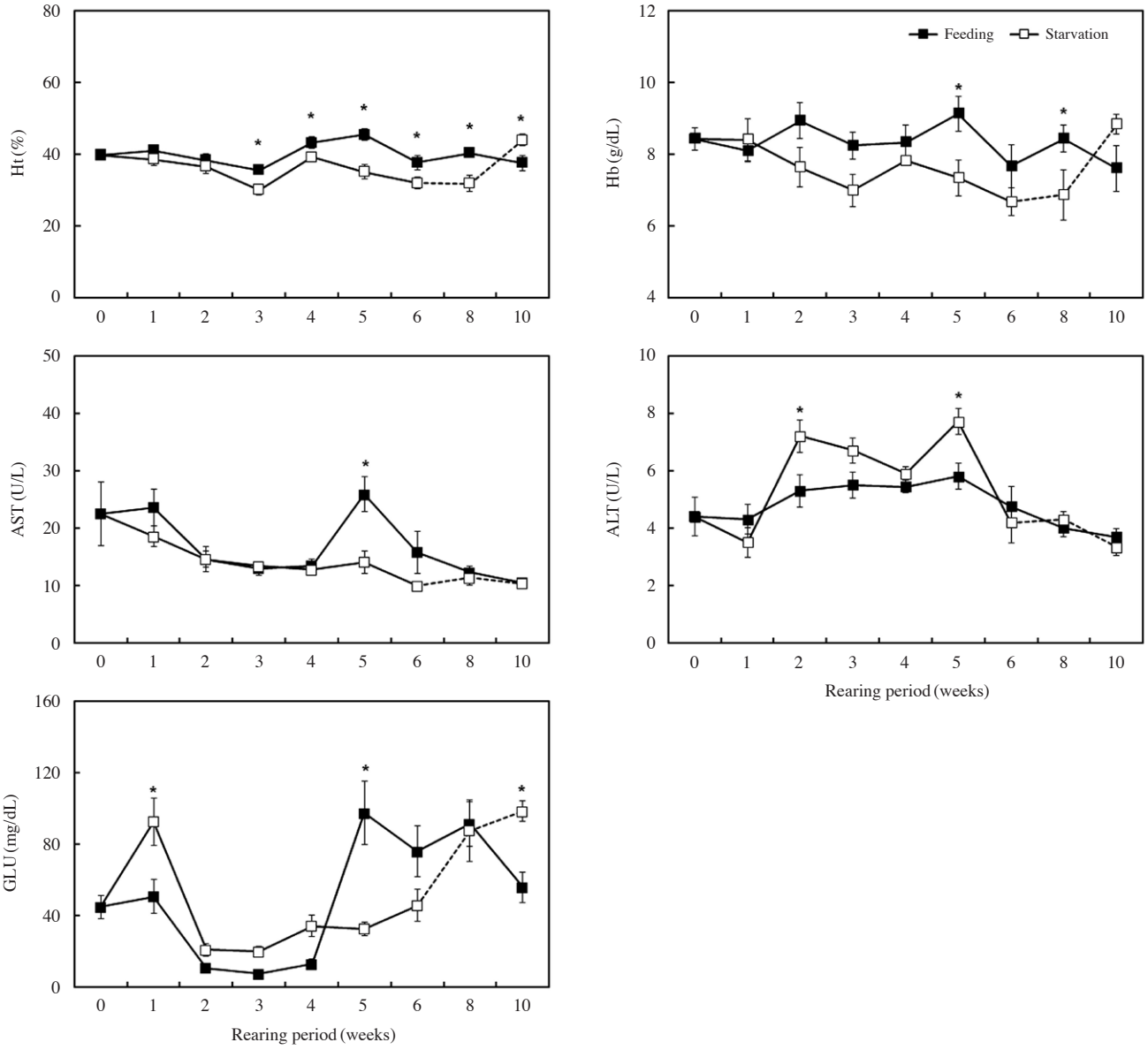

Fig. 4. Change of hematocrit (Ht), hemoglobin (Hb), aspartate aminotransferase (AST), alanine aminotransferase (ALT) and glucose (GLU) levels in the blood plasma of red seabream *Pagrus major* during starvation (solid line) and feeding (broken line) for 10 weeks. The asterisk indicates significant differences between two groups at the same sampling point ($P<0.05$).

율에도 영향을 미칠 수 있을 것으로 예상된다.

절식에 의한 성장 감소는 어류의 크기(Lee *et al*., 2016), 절식기간(Park *et al*., 2006, 2012; Morshedi *et al*., 2017), 반복적 절식(Kim *et al*., 2008)에 관계없이 나타나는 일반적인 결과이지만, 본 연구결과 전장보다 체중에서 더 큰 차이를 나타냈다. 전장은 실험 종료 시 섭식구와 절식구가 각각 36.7±0.6 cm, 35.7±0.7 cm로 유의한 차이를 보이지 않았지만, 체중은 실험 개시 2주후부터 실험 종료 시까지 유의한 차이를 나타냈고, Sumpter *et al*. (1991)의 6주간 절식을 통한 무지개송어의 연구결과에서도 실험 종료 시 체장보다 체중의 유의한 감소를 보여 유사한 결과를 나타냈다. 이러한 전장과 체중에 대한 성장률 차이를 절식기간과 절식 후 먹이 공급기간으로 구분하여 확인한 결과, 섭식기간의 GRL, GRW, SGR 그리고 CF 모두 유의하게 낮은 성장을 보였으며, 특히 GRW와 SGR은 각각 −12.4±3.2%, −0.32±0.01%의 마이너스 성장을 나타냈다. 하지만 절식 후 섭식기간은 섭식구에 비해 절식구의 GRW, SGR이 각각 3.0배, 2.7배 높게 나타나 절식기간과 상반되는 경향을 보였다. Lee *et al*. (2016)의 연구결과에서도 유사한 경향을 보였지만, 절식 후 먹이 공급을 통한 참돔 절식구의 GRW를 섭식구와 비교하였을 때 치어(7.0±0.9 g)와 양성어(147.5±

33.4 g)는 각각 1.8배, 1.1배로 나타나 성어(673.9±30.4)를 대상으로 한 본 연구결과(3.0배)와 차이를 보여, 절식 후 먹이 공급을 통한 체중 회복이 치어와 양성어보다 성어에서 높게 나타났으며, 이는 실험어의 크기에 따른 성장 차이로 판단된다. 또한 절식기간 절식구의 평균 어체중은 섭식구의 68.1%까지 감소하였지만, 사료 공급 후 4주 만에 섭식구 평균 체중의 86.0%까지 빠른 속도로 회복하여, 사료 공급량에 따라 보다 빠른 성장 회복이 가능할 것으로 예상된다. 이러한 성장 결과는 절식 후 섭식에 따른 보상성장(compensatory growth)으로 해석되어지며, 보상성장은 절식기간 동안 영양원 공급이 차단된 어류에게 영양원을 재공급하게 되면 성장이 정상 또는 그 이상으로 빠르게 나타나는 현상으로(Cho and Lee, 2002; Kim *et al*., 2008), arctic charr *Salvclinus alpinus* (Miglavs and Jobling, 1989), rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Jobling and Koskela, 1996), coho salmon *Oncorhynchus kisutch* (Damsgaard and Dill, 1998) 등의 냉수성 어류뿐만 아니라 channel catfish *Ictalurus punctatus* (Gaylord and Gatlin, 2001), hybrid tilapia (Wang *et al*., 2000) 등의 온수성 어류에서도 절식 후 먹이 재공급을 통한 보상성장이 다수 보고된 바 있다. 하지만 보상성장의 효과는 절식기간(Morshedi *et al*., 2016), 사료 공급 횟수(Dwyer *et al*., 2002; Oh and Park, 2016), 반복적 절식(Kim *et al*., 2008) 등 조건에 따라 달라질 수 있기 때문에 생존율, 성장 회복을 고려한 추가적인 절식조건이 연구되어야 할 것으로 사료된다.

어류의 혈액성상은 기본적인 생리지표로서 영양상태 및 생리상태를 확인할 수 있는 중요한 지표(Ishioka, 1980; Garrido *et al*., 1990; Hrubec *et al*., 2000)이기 때문에 절식기간과 절식 후 섭식기간의 혈액성상을 통해 영양상태 및 생리상태를 확인하고자 하였다. ALB, TP, TG, CRE, TCHO 등은 어류의 영양상태 및 에너지 소비 경향을 파악하는 지표로 사용되며(Caruso *et al*., 2012), 양식어류의 경우 사료의 영양결핍이나 섭취량이 부족할 경우 TG, TCHO, ALB이 감소하는 것으로 알려져 있다. 본 연구결과 절식구의 ALB, TP, TCHO 및 TG는 절식기간 동안 개시 시보다 감소하는 경향을 보였으며, 반대로 섭식구는 증가하는 경향을 보여 상반된 결과를 나타냈지만 6주 절식 후 4주간의 섭식기간 동안 빠르게 증가하여 개시 시 수준으로 회복하였다. 이러한 절식 후 에너지원의 감소는 다수의 연구결과에서도 보고된 바 있다(Pérez-Jiménez *et al*., 2007; Caruso *et al*., 2012; Kim *et al*., 2013; Rossi *et al*., 2015). ALB는 TP와 함께 단백질 영양 상태를 확인하는 지표로서, Jung *et al*. (2006)은 하절기 참돔의 ALB, TP는 각각 1.0~1.4 g/dL, 4.5~5.3 g/dL라고 제시하였으며, 본 연구결과 섭식구는 유사한 수치를 보였지만 절식구는 제시된 수치보다 낮은 수치를 나타냈다. 하지만 먹이 공급 후 ALB와 TP 모두 빠르게 회복하였으며, 이러한 결과는 150일간 절식 후 30일간 먹이 공급을 통한 Zapryanova *et al*. (2016)의 보고에서도 유사하게 나타났다. 하지만 150일 절식 이후 180, 210일 절식구의 ALB, TP 수치가 상승하여 장기 절식에 의한 에너지원으로 사용된 것으로 예상된다. 또한 Babin and Vernier (1989)는 어류의 영양, 생리적 상태에 따라 혈장 지질 중 어체 에너지 저장원인 TG와 TCHO가 크게 변화된다고 보고하였으며, 담수종인 armoured catfish *Hoplosternum littorale*를 대상으로 한 7일과 28일간 절식 실험에서 TG는 섭식구와 비교하여 각각 3배, 7배 수치가 감소하여 절식기간에 의한 결핍 차이를 보였다. TCHO 역시 유의한 감소를 나타냈지만 사료 공급에 따라 수치가 증가하여(Rossi *et al*., 2015), 본 연구와 유사한 경향을 보였다. 또한 절식구의 실험 종료 시 TP와 TCHO의 감소율은 각각 18.2%, 27.6%로 TCHO에서 감소율이 더 높게 나타나, 절식 시 단백질보다 지질이 체내 항상성 및 대사유지를 위한 에너지원으로 사용된다는 결과와 일치하였고(Hung *et al*., 1997; Kim *et al*., 2013), 절식 시 단백질은 직접적인 에너지원보다는 당신생(gluconeogenesis)을 통해 뇌의 에너지원으로 사용되거나(Lauff and Wood, 1996), 장기간 절식 시 지방분해활성 저하로 단백질 이화작용이 촉진되는 것으로 알려져 있다(Love, 1980; Shearer *et al*., 2012).

BUN과 CRE는 신장 기능의 지표로서 삼투압기능에 이상이 발생할 때 수치가 상승하는 것으로 알려져 있다(Wood *et al*., 2003). Jung *et al*. (2006)이 제시한 하절기 정상 참돔의 BUN과 CRE는 각각 13.5~24.7 mg/dL, 0.2~0.4 mg/dL로 본 연구결과와 비교하였을 때 차이를 보이지 않아 실험기간 중 섭식과 절식에 의한 신장 기능에는 이상이 없는 것으로 나타났다.

Ht과 Hb 혈액인자는 생체의 산소운반 능력(Chang *et al*., 1999)을 가지며, 스트레스와 생리활성 지표로도 사용된다. 스트레스는 해산어류의 Ht, Hb을 증가시키며 혈액의 산성화로 나타나고(Davis *et al*., 1990), 수온상승 자극은 Ht과 Hb을 증가시키고, 수온 하강 자극은 이와 반대의 경향을 나타내는 것으로 보고되고 있다(Ishioka, 1980; Chang *et al*., 2001). 본 연구에서 수온변화에 따른 Ht과 Hb의 차이는 보이지 않았지만, 섭식구는 절식구보다 지속적으로 Ht과 Hb이 높은 수치를 나타내었는데, 이는 사료섭식에 의한 산소 소비의 영향으로 판단되며, 사료를 섭취한 어류는 사료량과 공급 횟수에 따라 산소 소비량이 증가(Kim and Jo, 1999)하기 때문에 섭식구의 포식 정도에 따라 절식구와의 산소 소비량 차이는 생존율에도 영향을 미칠 것으로 판단된다. 본 연구의 섭식구와 절식구의 Ht과 Hb의 범위는 30.1~45.4%, 7.0~9.1 g/dL로, Jung *et al*. (2006)의 정상적인 하절기 참돔 수치 39~49%, 7.2~10.4 g/dL와 비교하여 차이를 보이지 않았지만 사료 공급량에 따라 그 영향은 달라질 것으로 보인다. AST, ALT는 생체 내에서 중요한 당, 지질, 단백질 대사에 관여하는 효소로서(Davis *et al*., 1990), 어체 생리상태가 좋지 않을수록 간세포 손상을 반영하

거나, 조직의 괴사, 병적 증상이 나타날 때 활성이 높아져 혈중 수치가 증가하는 것으로 알려져(Gordon, 1968; Lemaire *et al*., 1991) 어류의 스트레스를 평가하는 데 사용된다(Pan *et al*., 2003). 본 실험 결과 AST와 ALT의 유사한 경향을 예상하였지만 AST는 절식 5주차를 제외하고 유의한 차이를 보이지 않았지만, ALT는 2주와 5주 사이에 절식구보다 높은 수치를 나타냈고 먹이 재공급 이후 감소하는 경향을 보였다. 이러한 차이는 AST와 ALT 모두 간세포 내 활성도가 높게 나타나지만 AST는 심장, 근육 등 체내에도 존재하고 ALT는 주로 간에 존재하기 때문에 절식으로 인한 일시적인 간세포 손상으로 예상된다. 90일간 자연산 참돔의 기간별 절식의 영향을 조사한 Sakamoto and Yone (1978)의 연구에서는 절식기간이 증가할수록 AST (37~123 U/L), ALT (2.5~33 U/L)가 증가하는 경향을 보였으며, 본 연구의 AST (10.0~25.9 U/L), ALT (3.3~7.7 U/L) 수치보다 높게 나타나, 같은 어종이라 할지라도 절식에 따른 혈액성상은 수온(Finstad *et al*., 1989), 염분(Hur *et al*., 2003)과 같은 서식환경(Ferrer *et al*., 1994)에 따라 차이가 있을 수 있음을 보여준다.

어류가 스트레스 요인에 노출되면 1차적으로 cortisol이 증가(Wendelaar Bonga, 1997)하고 항상성 유지에 필요한 에너지 공급을 위해 glucose 신생합성(gluconeogenesis)을 통한 GLU의 혈중 농도를 증가시킨다(Thomas and Robertson, 1991). 본 연구에서 절식구의 GLU 수치는 개시 시 44.8±6.5 mg/dL에서 개시 1주 후 92.5±13.3 mg/dL로 급격히 증가하였다가 다시 유의한 감소 후 먹이 재공급 전까지 개시 시보다 낮은 수치로 증가하는 경향을 보였다. GLU의 농도 상승은 스트레스 지표로 사용되며(Barton *et al*., 1985; Robertson *et al*., 1987), 절식의 지속기간에 따라 각기 다른 혈중 GLU 반응을 야기하는 것으로 알려져 있다(Kulkarni and Barad, 2015). 본 연구에서 2주차의 급격한 GLU 상승은 섭식활동이 활발한 시기의 절식이 참돔에게 스트레스 요인으로 작용하여, 절식 스트레스에 대한 항상성 유지반응으로 1주차 glucose (hyperglycemia)가 급격히 증가한 것으로 해석된다. 그리고 급격한 감소는 절식에 대처하기 위해 효과적인 기질로 GLU가 이용된 후 절식으로 인한 먹이 공급이 제한되어 개시 시보다 낮은 수치로 감소한 것으로 여겨진다. 또한 2주차의 glucose 감소 후 먹이섭식 전까지 증가하는 경향은 절식기간이 길어지면서 대사작용을 위한 glycogenosis 또는 gluconeogenesis의 작용으로 에너지를 보충한 것으로 예상된다. Love (1980)는 절식기간이 장기화 될수록 어류는 gluconeogenesis를 통해 에너지원으로 단백질을 사용한다고 보고하였고, 대부분의 육식성 어류는 단백질과 지질을 에너지원으로 사용하기 때문에 참돔의 절식기간 영양상태에서 확인된 바와 같이 당질과 지질의 감소로 나타나 결과적으로 성장 감소에 영향을 미친것으로 판단된다. Jung *et al*. (2006)은 참돔의 하절기 GLU 정상 범위는 33~77 mg/dL라고 보고하였으며, 절식기간 절식구의 급격히 증가한 1주를 제외하고 19.9~45.7 mg/dL 범위로 미루어 절식에 의한 큰 영향을 받지 않은 것으로 나타났다. 하지만 Myeong *et al*. (2011)의 강도다리를 대상으로 한 단기절식 실험에서는 실험기간이 경과할수록 GLU의 수치가 감소하였고, 이는 절식에 의한 체내 에너지원 감소나 에너지 요구량 감소에 의해 glycogenosis 또는 gluconeogenesis 활성이 낮아진 결과로 추정하였다. 또한 넙치를 대상으로 한 Kim *et al*. (2013)의 보고에서도 GLU의 감소 경향을 보였으며, TG와 TCHO가 사용된 이후 GLU가 급격히 에너지원으로 사용되어 감소한 것으로 해석하였다. 하지만 위 두 실험과 본 실험의 glucose 경향 차이는 넙치나 강도다리의 경우 운동성이 낮은 저서성 어류로 항상성 유지를 위한 에너지원의 사용이 적어 유영성 어류인 참돔과의 경향 차이를 보이는 것으로 예상된다.

절식기간 중 혈액성상의 스트레스 요인에 있어 Ht, Hb, 특히 AST, GLU 그리고 TCHO이 5주차 섭식구에서 급격하게 상승하는 공통점을 보였는데, 이 시기의 수온변화나 적조의 출현이 없었던 것을 감안하면 가두리 특성상 다른 외부 환경요인에 노출되어 영향을 받은 것으로 예상되며, 급격한 혈액성상 변화는 섭식구에 민감하게 작용한 스트레스로 판단된다. 이러한 결과는 활어 수송 시 절식을 통해 어류의 스트레스 민감도와 산소 소비량을 감소(Cho, 1997)시키는 절식효과와 유사한 반응으로 판단된다.

본 연구결과 참돔 성어를 대상으로 한 6주간의 절식은 성장과 영양상태의 감소를 나타냈지만, 4주간의 먹이 공급 후 빠른 회복을 나타냈으며, 섭식구에 비해 외부환경에 대한 스트레스 민감도는 낮은 것으로 나타났다. 따라서 가두리 사육 시 하절기 고수온과 적조피해를 최소화하기 위한 가두리 사육어류 관리 방안으로 절식을 활용하기 위한 기초 자료로 활용할 수 있을 것이다.

요 약

본 연구는 하절기에 지속적으로 발생하는 고수온, 적조와 같은 피해를 최소화하기 위한 방안으로 해상가두리(6 m×6 m×6 m) 절식 사육을 통해 참돔의 생존율, 성장, 성장 회복 그리고 생리반응을 조사하였다. 6주간의 절식 후 4주간의 먹이 공급을 통한 연구결과 생존율은 섭식구 94.4%, 절식구 98.1%로 나타났다. 체중 성장률은 절식구에서 −12.4±3.2% 성장을 보여 체중의 유의한 감소를 보였지만, 먹이 공급 후 36.7±6.8%의 빠른 성장 회복을 나타냈다. 혈액분석을 통한 절식구의 영양상태 또한 섭식구에 비해 유의하게 감소하였지만 먹이 공급 후 개시 시 수준으로 빠르게 회복하였다. 또한 스트레스 지표를 분석한 결과 절식기간 섭식구의 Hb, Ht의 수치가 증가

하였으며, 섭식구의 급격한 혈액성상의 변화는 하절기 해상가두리 환경에서 절식구보다 섭식구가 스트레스에 더 민감한 것으로 나타났다. 따라서 본 연구의 생존율, 성장 회복, 혈액성상을 통한 결과를 토대로, 고수온과 적조에 노출되는 하절기에 피해를 최소화하기 위한 가두리 양식어류 관리 방안으로 일정 기간 절식이 활용 가능할 것으로 여겨진다.

사 사

본 연구는 국립수산과학원 수산과학연구「양식생물 적조피해 예방 기술 연구(R2017048)」에 의하여 수행되었습니다.

REFERENCES

Azzaydi, M., F.J. Martines, S. Zamora, F.J. Sánchez-Válzquez and J.A. Madrid. 2000. The influence of nocturnal vs. diurnal feeding under winter conditions on growth and feed conversion of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.). Aquaculture, 182: 329-338.

Babin, P.J. and J.M. Vernier. 1989. Plasma lipoproteins in fish. J. Lipid Res., 30: 467-489.

Barton, B.A., G.S. Weirter and C.B. Schreck. 1985. Effect of prior acid exposure on physiological responses of juvenile rainbow trout (*Salmo gairdneri*) to acute handling stress. Can. J. Fish. Aqua. Sci., 42: 710-717.

Caruso, G., M.G. Denaro, R. Caruso, L. Genovese, F. Mancari and G. Maricchiolo. 2012. Short fasting and refeeding in red porgy (*Pagrus pagrus*, Linnaeus 1958): Response of some haematological, biochemical and non-specifc immune parameters. Mar. Environ. Res., 81: 18-25.

Chang, Y.J., M.R. Park, D.Y. Kang and B.K. Lee. 1999. Physiological responses of cultured olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) on series of lowering seawater temperature sharply and continuously. J. Kor. Fish. Soc., 32: 601-606. (in Korean)

Chang, Y.J., J.W. Hur, H.K. Lim and J.K. Lee. 2001. Stress in olive fllounder (*Paralichthys olivaceus*) and fat cod (*Hexagrammos otakii*) by the sudden drop and rise of water temperature. J. Kor. Fish. Soc., 34: 91-97. (in Korean)

Cho, Y.J. 1997. Studies on developing method and equipment for low temperature transportation of spiking live fish. Department of Agriculture, pp. 191-236.

Cho, S.H. and J.K. Lee. 2002. Compensatory growth in juvenile olive flounder (*Paralichthys olivaceus*) in the spring. J. Fish. Sci. Tech., 5: 122-126.

Choi, H.S., S.H. Jung, Y.B. Hur and J.Y. Yang. 2008. Study on the winter mass mortality of red seabream, *Pagrus major* in South sea area. J. Fish. Pathol., 21: 35-43. (in Korean)

Chyung, M.K. 1977. The fishes of Korea. Il Ji Sa. Seoul, 361. (in Korean)

Cook, J.T., A.M. Sutterlin and M.A. McNiven. 2000. Effect of food deprivation on oxygen consumption and body composition of growth enhanced transgenic Atlantic salmon, *Salmo salar*. Aquaculture, 188: 47-63.

Damsgaard, B. and L.M. Dill. 1998. Risk-taking behavior in weight-compensating coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. Behav. Ecol., 9: 26-32.

Davis, K.B., P. Torrance and N.C. Parker. 1990. Physiological stress in striped bass: effect of acclimation temperature. Aquaculture, 91: 349-358.

Dwyer, K.S., J.A. Brown, C. Parrish and S.P. Lal. 2002. Feeding frequency affects food consumption, feeding pattern and growth of juvenile yellowtail flounder (*Limanda ferruginea*). Aquaculture, 213: 279-292.

Ferrer, M., J.A. Amat and J. Vi uela. 1994. Daily variations of blood chemistry values in the chinstrap penguin *Pygoscelis antarctica* during the Antarctic summer. Comp. Biochem. Physiol., 107: 81-84.

Finstad, B., K.J. Nilssen and A.M. Amesen. 1989. Does the Arctic charr *Salvelinus alpinus* exhibit a seasonal change in seawater tolerance. Aquaculture, 82: 383-384.

Garrido, M.A., P. Perez, J.A. Titus, M.J. Valdayo, D.F. Winkler, S.A. Barbieri, J.R. Wunderlich and D.M. Segal. 1990. Targeted cytotoxic cells in human peripheral blood lymphocytes. J. Immunol., 144: 2891-2898.

Gaylord, T.G., D.S. MacKenzie and D.M. Gatlin. 2001. Growth performance, body composition and plasma thyroid hormone status of channel catfish (*Ictalurus punctatus*) in response to short-term feed deprivation and refeeding. Fish. Physiol. Biochem., 24: 73-79.

Gjerde, B. and L.R. Schaeffer. 1989. Body traits in rainbow trout. II. estimates of heritabilities and of phenotypic and genetic correlations. Aquaculture, 80: 25-44.

Gordon, R.B. 1968. Distribution of transaminases (Aminotransferases) in the tissue of the Pacific salmon *Oncorhynchus* with emohasis on the properties and diagnostic use of glutamic oxaloacetic transaminase. J. Fish. Res. Bd. Can., 25: 1247-1268.

Hrubec, T., J.L. Cardinale and S.A. Smith. 2000. Hematology and plasma cemistry reference intervals for cultured tilapia *Oreochromis* hybrid. Vet. Clin. Pathol., 29: 7-12.

Hung, S.S.O., W. Liu, H. Li, T. Storebakken and Y. Cui. 1997. Effect of starvation on some morphological and biochemical parameters in white sturgeon, *Acipenser transmontanus*. Aquaculture, 151: 357-363.

Hur, J.W., Y.J. Chang, B.K. Lee and J.Y. Lee. 2003. Effects of hyposalinity on physiological response, survival and growth of the cultured olive flounder *Paralichthys olivaceus*. Korean J. Ichthyol., 15: 77-86. (in Korean)

Ishioka, H. 1980. Stress reactions in the marine fish-I Stress reactions induced by temperature change. Bull. Jpn. Soc. Sci.

Fish., 46: 523-532.

Jobling, M. and J. Koskela. 1996. Interindividual variations in feeding and growth in rainbow trout during restricted feeding and in a subsequent period of compensatory growth. J. Fish. Biol., 49: 658-667.

Jung, S.H., S.G. Byun, B.Y. Jee and H.S. Choi. 2006. Application of veterinary chemistry analyzer used to hematological analysis of marine fish cultured in floating netcage. J. Fish. Pathol., 19: 253-265. (in Korean)

Kim, H.C., D.Y. Kang and Y.J. Chang. 2008. Effects of Repeated Food Deprivation on Growth and Survival of the Juvenile Olive Flounder *Paralichthys olivaceus*. Kor. J. Fish. Aquat. Sci., 41: 125-133. (in Korean)

Kim, S.K., N.Y. Sim, I.K. Jang, C. Lee, Y.D. Kim, B.K. Kim and J.W. Kim. 2013. Physiological and histological characteristics of starry flounder *Platichthys stellatus* after starvation and re-feeding. Kor. J. Fish. Aquat. Sci., 46: 793-800. (in Korean)

Kim, Y.H. and J.Y. Jo. 1999. Effects of Feeding Frequency on Oxygen Consumption of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*, in a Recirculating Aquaculture System. Kor. J. Fish. Aquat. Sci., 32: 144-148. (in Korean)

Kondera, E., A. Kościuszko, A. Dmowska and M. Witeska. 2017. Haematological and haematopoietic effects of feeding different diets and starvation in common carp *Cyprinus carpio* L. Journal of Applied Animal Research, 45: 623-628.

KOSIS. 2016. Korean Statistical Information Service, Statistic Database for Fisheries Production, Retrieved from http://www.kosis.kr

Krogdahl, A. and A.M. Bakke-McKellep. 2005. Fasting and refeeding cause rapid changes in intestinal tissue mass and digestive enzyme capacities of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). Comp. Biochem. Physiol. A, 141: 450-460.

Kulkarni, R.S. and V.S. Barad. 2015. Effect of starvation on hematological and serum biochemical changes in the fresh water fish, *Notopterus Notopterus* (Pallas). International Journal of Innovative Studies in Aquatic Biology and Fisheries (IJISABF), 1: 24-29.

Lauff, R.F. and C.M. Wood. 1996. Respiratory gas exchange, nitrogenous waste excretion, and fuel usage during starvation in juvenile rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. J. Comp. Physiol., 165: 542-551.

Lee, J.Y., J.H. Lee and J.W. Hur. 2016. Effect of Starvation on Survival and Physiological Response in Red Seabream *Pagrus major* in Summer. Kor. J. Fish. Aqua. Sci., 49: 620-627. (in Korean)

Lemaire, P., P. Drai, A. Mathieu, S. Lemarie, S. Carrière, J. Giudicelli and M. Lafaurie. 1991. Changes with different diets in plasma enzymes (GOT, GPT, LDH, ALP) and plasma lipids (cholesterol, triglycerides) of sea-bass (*Dicentrarchus labrax*). Aquaculture, 93: 63-75.

Love, R.M. 1970. The Chemical Biology of Fishes with a Key to the Chemical Literature, Academic Press. London. U.K., 222-257.

Love, R.M. 1980. Feeding and Starvation. In: The Chemical Biology of Fishes, Vol 2: Advances 1968-1977. Academic Press, London and New York, 2: 133-229.

Mahajan, C.L. and T.R. Dheer. 1983. Haematological and haematopoietic responses to starvation in an air-breathing fish *Channa punctatus* Bloch. J. Fish. Biol., 22: 111-123.

McCue, M.D. 2010. Starvation physiology, reviewing the different strategies animals use to survive a common challenge. Comp. Biochem. Physiol. A, 156: 1-18.

Miglavs, I. and M. Jobling. 1989. Effects of feeding regime on food consumption, growth rates and tissue nucleic acids in juvenile Arctic charr, *Salvelinus alpinus*, with particular respect to compensatory growth. J. Fish. Biol., 34: 947-957.

Morshedi, V., P. Kochanian, M. Bahmani, M.A. Yazdani, H.R. Pourali, G. Ashouri and H. Pasha-Zanoosi. 2017. Cyclical short-term starvation and refeeding provokes compensatory growth in sub-yearling Siberian sturgeon, *Acipenser baerii* Brandt, 1869. Anim. Feed Sci. Technolo., 232: 207-214.

Myeong, J.I., D.K. Kang, H.C. Kim, J.H. Lee, J.K. Noh and H.C. Kim. 2011. Changes of stress response and physiological metabolic activity of flounder, *Paralichthys olivaceus* following to food deprivation and slow temperature descending. Korean J. Ichthyol., 23: 87-94. (in Korean)

Oh, S.Y. and J.W. Park. 2016. Feeding frequency influences the growth, food consumption, body composition, and hematological response of the Korean rockfish *Sebastes schlegelii*. Kor. J. Fish. Aquat. Sci., 49: 600-606. (in Korean)

Pan, C.H., Y.H. Chien and B. Hunter. 2003. The resistance to ammonia stress of *Penaeus monodon* Fabricius juvenile fed diets supplemented with astaxanthin. J. Exp. Mar. Biol. Ecol., 297: 107-118.

Park, I.S., J.H. Im, C.H. Jeong, J.K. Noh, Y.H. Kim and Y.H. Lee. 2002. Effect of Starvation on Some Nutritional Parameters in *Rhynchocypris oxycephalus* (Sauvage and Dabry): Characteristics of the Morphometric Changes in the Sectioned Body. Korean J. Ichthyol., 14: 11-18.

Park, I.S., S.R. Woo, E.M. Kim and S.H. Cho. 2006. Effect of feeding and starvation on growth and phenotypic trait in olive flounder, *Paralichthys olivaceus* (Temmincket Schlegel). J. Aquacult., 19: 183-187. (in Korean)

Park, I.S., J.W. Hur and J.W. Choi. 2012. Hematological responses, survival, and respiratory exchange in the olive flounder, *Paralichthys olivaceus*, during starvation. Asian-Australasian J. Anim. Sci. (AJAS), 25: 1276-1284.

Park, I.S., H.W. Gil, G.Y. Yoo and J.S. Oh. 2015. Effects of starvation in rock bream, *Oplegnathus fasciatus* and olive flounder, *Paralichthys olivaceus*. Development & Reproduction, 19: 97.

Pérez-Jiménez, A., M.J. Guedes, A.E. Morales and A. Oliva-Teles. 2007. Metabolic responses to short starvation and refeeding in *Dicentrarchus labrax*. Effect of dietary composition. Aquaculture, 265: 325-335.

Robertson, L., P. Thomas, C.R. Arnold and J.M. Trant. 1987. Plasma cortisol and secondary stress responses of red drum to handling, transport, rearing density, and a disease outbreak. Prog. Fish. Cult., 49: 1-12.

Rossi, A., J. Cazenave, C. Bacchetta, M. Campana and M.J. Parma. 2015. Physiological and metabolic adjustments of *Hoplosternum littorale* (Teleostei, Callichthyidae) during starvation. Ecological Indicators, 56: 161-170.

Sakamoto, S. and Y. Yone. 1978. Effect of starvation on hematological characteristics, and the contents of chemical components and activities of enzymes in blood serum of red seabream. J. Fac. Agric., Kyushu Univ., 23: 63-69.

Shearer, G., O. Savinova and W. Harris. 2012. Fish oil-how does it reduce plasma triglycerides? Biochim. Biophys. Acta (BBA) - Mol. Cell Biol. Lipids, 1821: 843-851.

Stepanowska, K., A. Nedzarek and S. Rakusa-Suszczewki. 2006. Effects of starvation on the biochemical composition of blood and body tissue in the Antarctic fish *Notothenia coriiceps* (Richardson, 1844) and excreted metabolic products. Polar Biosci., 20: 46-54.

Sumpter, J.P., P.Y. Le Bail, A.D. Pickering, T.G. Pottinger and J.F. Carragher. 1991. The effect of starvation on growth and plasma growth hormone concentrations of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. Gen. Comp. Endocrinol., 83: 94-102.

Thomas, P. and L. Robertson. 1991. Plasma cortisol and glucose stress responses of red drum (*Sciaenops ocellatus*) to handling and shallow water stressors and anesthesia with MS-222, quinaldine sulfate and metomidate. Aquaculture, 96: 69-86.

Timmons, M.B. 1994. Aquaculture reuse systems: Engineering design and management. Dev. Aquacult. Fish. Sci., 27: 346.

Vosyliene, M.Z. and N. Kazlauskiene. 1999. Alterations in fish health status parameters after exposure to different stressors. Acta Zool. Lithuanica Hydrobiol., 9: 82-95.

Wang, Y., Y. Cui, Y. Yang and F. Cai. 2000. Compensatory growth in hybrid tilapia, *Oreochromis mossambicus* × *O. niloticus*, reared in seawater. Aquaculture, 189: 101-108.

Weatherley, A.H. and H.S. Gill. 1987. The biology of fsh growth. 4. Protein, lipid and caloric contents. Academic press, London, U.K., pp. 139-146.

Wendelaar Bonga, S.E. 1997. The stress response in fish. Physiol. Rev., 77: 591-625.

Wood, C.M., M.D. McDonald, L. Sundin, P. Laurent and P.J. Walsh. 2003. Pulsatile urea excretion in the gulf toadfish: mechanisms and controls. Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology, 136: 667-684.

Yarmohammadi, M., M. Pourkazemi, R. Kazemi, M. Pourdehghani, M. Hassanzadeh Saber and L. Azizzadeh. 2015. Effects of starvation and re-feeding on some hematological and plasma biochemical parameters of juvenile Persian sturgeon (*Acipenser persicus* Borodin, 1897). Caspian J. Environ. Sci., 13: 129-140.

Zapryanova, D., A. Atanasoff, G. Nikolov, Y. Petrova and B. Petrova. 2016. Effects of long-term starvation and re-feeding on some plasma biochemical parameters of carp (*Cyprinus carpio*). International Congress on Applied Ichthyology & Aquatic Environment, 2: 411-414.