

저염분 조건에 따른 흰다리새우 (*Litopenaeus vannamei*)의 glutaredoxin (*Grx*) 유전자 발현 특성 분석

조 기 택*

*경기도 해양수산자원연구소(연구사)

Characterization of glutaredoxin (*Grx*) gene expression in Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) under low-salinity conditions

Ki-Taek CHO*

*Gyeonggi Province Maritime and Fisheries Research Institute(researcher)

Abstract

This study investigated the effects of salinity on physiological stress in Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) through field surveys and laboratory experiments. Field observations from 23 farms in Gyeonggi Province showed that shrimp reared under low salinity (<6 psu) tended to have lower condition factors than those in moderate salinity (6–17 psu), although the differences were not statistically significant ($p>0.05$). In laboratory trials, shrimp were exposed to various salinity (5, 15, and 30 psu), and the expression of glutaredoxin 3 (*Grx3*) was analyzed as an indicator of oxidative stress. *Grx3* expression significantly increased at 5 psu (3 and 9 h) and 15 psu (9 h), but not at 30 psu. The transient increase followed by a decline suggests an acute stress response and subsequent adaptation. Bacterial disease monitoring detected infections in some individuals, but no clear salinity-related pattern was observed, indicating that low salinity may act as a stressor rather than a direct cause of disease. Overall, extremely low salinity (≤ 5 psu) may induce physiological stress, whereas 15 psu appears to provide relatively stable conditions.

Key words : *Litopenaeus vannamei*, Low-salinity, Stress response, Glutaredoxin (*Grx*), Gene expression

I. 서 론

흰다리새우(*Litopenaeus vannamei*)는 주요 양식 품종의 하나이며, 국내 뿐만 아니라 전세계적으로 양식되고 있다. 국내 흰다리새우 양식생산량은 2022년 9,504톤으로 증가세를 보이다가, 2024년 7,839톤, 2025년 7,890톤으로 최근에는 생산량이 유지되는 추세에 있다(MOF, 2026). 하지만 여전히 흰다리새우 양식장에서 흰반점병(White Spot disease, WSD)과 같은 질병으로 인해 해마다 대

량폐사로 인한 경제적 손실이 발생하고 있다 (Iftehimul et al., 2025).

Vibrio spp.는 해양 및 기수 환경에 널리 분포하는 그람음성 세균군으로, *V. harveyi*, *V. parahaemolyticus* 등 다양한 종이 양식생물에서 비브리오증을 유발하는 것으로 알려져 있다 (Zhang et al., 2020). 특히 *pirA/pirB* 독소 유전자를 보유한 *V. parahaemolyticus*를 비롯한 일부 *Vibrio* 군주는 새우류에서 급성간췌장괴사병(acute hepatopancreatic necrosis disease, AHPND)을 유발

* Corresponding author : 031-8008-6508, ktcho8977@gg.go.kr/orcid.org/0000-0001-7544-742X

할 수 있으며, 발병 시 매우 높은 누적폐사율이 보고되어 전 세계 새우 양식산업에 큰 경제적 피해를 초래하고 있다(Han et al., 2015; Kumar et al., 2021). 이러한 질병 위험과 더불어 사육환경 관리에 대한 필요성이 증가하면서 흰다리새우 양식은 기존의 연안 중심에서 내륙 기반 저염분 양식으로도 확대되고 있다(Davis et al., 2019; Jaffer et al., 2020). 국내에서도 저염분 조건에서의 흰다리새우 양식 관련 연구가 보고되고 있으며(Jeon et al., 2021), 염분이 포함된 지하수를 이용하거나 해수 또는 인공해수를 담수와 혼합한 후 저염분 조건에 순치시키는 방식이 활용되고 있다.

어류 및 수산생물은 자연환경뿐만 아니라 양식장이나 실험실과 같은 인공적인 환경에서도 다양한 스트레스 요인에 노출된다(Iwama et al., 2006). 이러한 스트레스 요인은 생물의 항상성을 교란시키며, 생존과 성장에 영향을 미치는 주요 환경 요인 중 하나로 간주된다(Gabriel et al., 2011). 특히 수중 염분의 변화는 대표적인 환경 스트레스 요인으로, 적절한 생리적 대응이 이루어지지 않을 경우 생리적 항상성과 일반적인 생물학적 과정을 저해할 수 있다(Kültz, 2015). 새우류에 있어 염분에 대한 생리적 적응은 자연환경에서의 생존과 정착에 중요한 역할을 하며(Jaffer et al., 2020), 이러한 환경 변화는 스트레스 반응을 유발하고 면역 기능을 저하시켜 병원체에 대한 감수성을 증가시킬 수 있다(Zheng et al., 2021). 따라서 저염분 환경에서의 양식은 염분 변화로 인한 스트레스 증가와 질병 감염 취약성이라는 측면에서 중요한 관리 요인으로 고려될 필요가 있다.

비만도(Condition Factor, CF)는 수산생물의 건강 상태를 평가하는 대표적인 지표로, 흰다리새우를 포함한 다양한 종에서 활용되고 있다(Khademzadeh and Haghi, 2017; Prajapati and Ujjania, 2022). CF는 개체의 영양 상태와 체내 에너지 축적 정도를 반영하며, 사료 이용 효율 및 전반적인 사육 상태를 간접적으로 평가하는 데 유용하다(Prajapati and Ujjania, 2022). 또한 양식산

흰다리새우의 CF는 일반적으로 0.5-1.0 범위에 속하는 것으로 보고되고 있다(Valenzuela-Madriral et al., 2017).

Grx (Glutaredoxin)는 세포 산화환원 시스템의 중요한 구성 요소를 암호화하는 유전자로, 산화 균형과 세포 항상성 유지에 관여하는 것으로 알려져 있다. 또한 이는 활성산소종(Reactive oxygen species, ROS)의 해독과 산화 손상으로부터 세포를 보호하는 데 관여하여 다양한 스트레스 조건에서도 세포의 생리적 항상성을 유지하는 데 기여한다(Lillig et al., 2008). *Grx*는 세균에서 인간에 이르기까지 광범위한 유기체에서 확인되며, 진화적으로 세포 방어 기전과 관련된 유전자로서 중요하다(Fernandes and Holmgren, 2004; Lillig et al., 2008; Lillig and Berndt, 2013). 수생 동물에서 *Grx* 관련 유전자는 난발달, 뇌와 심장의 발달, 선천면역에 관여하는 것으로 알려져 있다(Bräutigam et al., 2011; Bräutigam et al., 2013; Berndt et al., 2014; Omeke et al., 2019). 또한 여러 연구들에서 스트레스 반응의 지표로서 *Grx* 관련 유전자의 발현 변화를 활용한 바 있다(Fan et al., 2022; Zheng et al., 2021).

따라서 본 연구에서는 국내 흰다리새우 양식의 내륙화 및 저염분 사육 확대 추세에 따라, 염분 변화가 흰다리새우의 생리적 스트레스와 건강 상태에 미치는 영향을 평가하고자 하였다. 먼저 경기도 소재 흰다리새우 양식장을 대상으로 저·중·고염분에 따른 사육환경과 성장 상태를 조사하고, 체장 및 체중을 기반으로 비만도(Condition Factor, CF)를 산출하여 양식 개체의 전반적인 건강 상태를 비교·분석하였다. 또한 저염분 환경이 새우의 생리적 항상성과 산화환원 조절 시스템에 미치는 영향을 확인하기 위해, 서로 다른 염분농도에서 사육한 흰다리새우의 *Grx* 유전자 발현량을 분석하였다. 특히 본 연구는 최근 증가하고 있는 내륙의 저염분 양식환경에서 염분 변화에 따른 스트레스 반응과 질병 취약 가능성을 분자 생물학적 수준에서 평가하고자 하였으며, 이를

통해 향후 안정적인 흰다리새우 양식관리 및 질병 대응 전략 수립을 위한 기초자료를 제공하고자 하였다.

II. 연구 방법

1. 양식현장 환경 및 비만도 조사

경기도의 흰다리새우 양식환경과 실태를 조사하기 위해, 2022년에 도내 소재 흰다리새우 양식장 23개소를 방문하여 양식현장을 조사하였다. 현장에서 HQ40d (Hach, USA)를 사용하여 염분농도(psu, practical salinity unit)를 측정하였고, 결과값은 3번 반복측정하여 나온 값의 평균으로 나타내었다.

양식장마다 5마리씩의 흰다리새우를 시료로 채취하였고, 평균적인 출하용 크기인 평균 40 g 정도의 개체를 사용하였다. 개체는 체장(mm)과 체중(g)을 측정하였고, 이전 연구들에서 제시한 계산식(Khademzadeh and Haghi, 2017; Prajapati and Ujjania, 2022)에 따라 비만도(Condition Factor)를 구하였다.

$$\text{Condition factor (CF)} = W / L^3 \times 105 \dots\dots\dots (1)$$

- W : Body weight (g)

- L : Body Length (mm)

2. 질병 모니터링

흰다리새우의 세균성 병원체의 존재 여부를 확인하기 위하여, 흰다리새우 시료를 활용하여 세균배양을 실시하였다. 개소별로 3마리(n=3)의 흰

다리새우에서 간체장을 무균적으로 절단한 다음, 절단면을 고체 배양배지 표면에 도말하였다. 사용한 배지는 *Vibrio* spp. 선택배지인 TCBS Agar (BB, USA)를 사용하였다. 분리한 균주는 균주액과 glycerol을 20% 첨가하여 -80℃에서 보관한 다음, 분석전에 배양배지에 활성화시켜 사용하였다. 분리된 세균은 16S rRNA 유전자 염기서열 분석을 수행하고, 획득된 서열을 NCBI (National Center for Biotechnology Information)의 BLAST 데이터베이스와 비교하여 가장 유사한 근연종으로 확인하였다.

3. 실험생물 순치 및 사육관리

흰다리새우(*Litopenaeus vannamei*)는 경기도 해양수산자원연구소(안산)에서 약 30 psu에 사육중인 것을 사용하였고, 평균 체장은 84.43 ± 16.67 mm, 평균 중량이 18.97 ± 7.70 g인 것을 사용하였다. 본 실험에는 PVC 재질의 사각형 수조를 사용하였으며, 수조의 크기는 1,600 × 600 × 310 mm, 사육수량은 0.2톤이었다. 사육 수온은 26.0℃로 유지하였고, 실험기간 동안 지속적으로 폭기하였다. 사료는 흰다리새우 전용 배합사료를 사용하였으며, 전체 사육중량의 약 2% 수준으로 1일 1회 급이하였다. 사육수는 매일 약 10%씩 환수하였다.

4. 염분별 사육조건 및 시료 채취

염분 농도에 따른 흰다리새우의 *Grx3* 유전자 발현 변화를 분석하기 위하여, 사육수의 염분을 5, 15 및 30 psu로 설정하였다. 약 30 psu에서

<Table 1> Real-time PCR Primers for detection of *Grx3* and β -actin gene

Target gene	Primer	Oligonucleotide sequence (5'→3')	Reference
<i>Grx3</i>	Grx3-RT-F1	TTCAGCCGCACAACCATA	Zheng et al., 2021
	Grx3-RT-R1	AGTCCTTGTCGCACTTCCTC	
β -actin	b-actin F	GCCCATCTACGAGGGATA	
	b-actin Rc	GGTGGTCGTGAAGGTGTAG	

순치 중이던 흰다리새우를 각 염분 조건의 수조로 옮긴 직후를 0 h로 설정하였으며, 시료 채취는 0, 3, 6, 9, 12, 24, 36, 48, 60 및 120 h에 총 10회 실시하였다. 각 시점마다 염분 조건별로 흰다리새우 3마리를 채취하였으며, 각 개체의 아가미 조직 일부를 절개하여 *Grx3* 유전자 발현 분석 전까지 -80°C 에 보관하였다.

5. RNA 분리 및 cDNA 합성

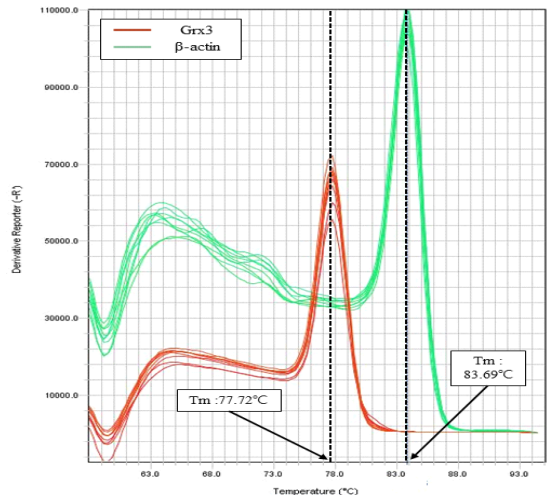
채취한 조직을 마쇄한 시료에서 Trizol법을 사용하여 total RNA를 추출하였다. 조직 마쇄액에 Trizol 1 mL와 Chloroform 200 μL 을 차례대로 첨가하고, 상온에서 각각 5분간 반응시켰다. 반응이 끝난 시료를 $2\sim 8^{\circ}\text{C}$ 원심분리기에서 $12,000 \times g$, 10분간 원심분리하였고, 이후에도 같은 조건으로 원심분리를 진행하였다. 상층액과 Isopropanol 500 μL 를 첨가하고, 상온에서 5분간 방치한 후 원심분리하였다. 상층액을 제거한 후, 75% Ethanol 1 mL를 첨가하여 원심분리하였다. 남은 액을 제거하고 건조시킨 다음, nuclease-free water 20 μL 를 첨가하여 RNA 시료를 제작하였다.

추출된 RNA 시료는 iScript cDNA Synthesis kit(Bio-Rad, USA)를 사용하여 cDNA를 합성하였다. RNA 시료 2 μL 와 5X iScript reaction mix 4 μL , iScript reverse transcriptase 1 μL , nuclease-free water 3 μL 를 PCR tube에 첨가하여 혼합하였다. 혼합물은 25°C 에서 5분, 42°C 에서 30분, 85°C 에서 5분간 반응하여 cDNA를 합성하였다. 완성된 cDNA 시료는 실험전까지 -80°C 에서 냉동보관 하였다.

6. Real-time PCR

흰다리새우의 *Grx3* 유전자 발현량을 비교하기 위하여, cDNA 시료를 template로 하여 real-time PCR을 실시하였다. 2X SYBR Green master mix 10 μL , 0.2 μM forward and reverse primer, template 2 μL 를 첨가한 후 nuclease-free water로

최종액의 volume이 20 μL 가 되도록 했다. Primer의 경우 house-keeping gene인 β -actin 유전자와 *Grx3* 유전자를 증폭하기 위해 특이적으로 제작된 것을 사용하였다(<Table 1>). PCR 혼합물은 StepOnePlus real-time PCR (Thermo Fisher, USA)를 사용하여, 94°C 에서 3분간 activation 시킨 후, 95°C 에서 15초 denaturation, 60°C 에서 30초 annealing 반응을 40 cycle 수행하였다. 반응이 끝난 후 결과값의 신뢰성을 위해, 60°C 에서 95°C 까지 0.5°C 씩 올리면서 형광값을 측정하여 melting temperature (T_m)를 분석하여 비특이적인 증폭 여부를 확인하였다([Fig. 1]).



[Fig. 1] Melt curve analysis from a real-time PCR for *Grx3* and β -actin gene. The curve shows the dissociation of the amplified product as the temperature is gradually increased. The sharp peak indicates the specific melting temperature (T_m) of the amplicon, which is used to assess the specificity of the PCR product.

Grx3 유전자의 상대발현량은 β -actin을 내부표준유전자로 사용하여 $2^{-\Delta\Delta Ct}$ 방법으로 산출하였다. 각 염분 조건별 수조에 흰다리새우를 투입한 직후 채취한 0 h 시료를 해당 염분 조건의 기준 시료로 설정하였으며, 이후 각 시간대의 *Grx3* 발

현량은 동일 염분 조건 내 0 h 시료 대비 상대발현량으로 환산하였다.

7. 통계학적 분석

모든 통계분석은 SPSS Ver. 20 (SPSS Inc., USA)을 사용하여 수행하였다. 비만도의 그룹 간 차이는 일원분산분석(one-way ANOVA) 후 Tukey 방법으로 사후검정을 실시하였다. *Grx3* 유전자 상대발현량은 각 염분 조건별 0 h 시료를 대조군으로 설정하고, 동일 염분 조건 내 각 시간대별 발현량과 0 h 간의 차이를 일원분산분석 후 Dunnett 방법으로 사후검정하였다. 모든 통계적 유의성은 $p < 0.05$ 수준에서 판단하였다.

<Table 2> Environmental monitoring of aquaculture sites for *Litopenaeus vannamei* in Gyeonggi Province

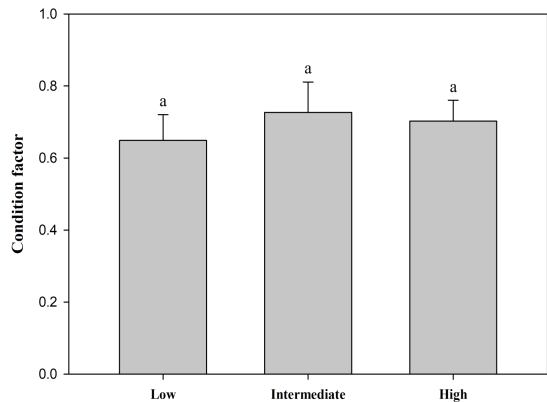
Salinity group	Sample name	Salinity (psu)	Condition factor
Low	PT4	2.59	0.570
	PT5	4.35	0.641
	PT9	5.33	0.640
	GP1	5.79	0.744
	PT8	7.06	0.597
	HS3	7.15	0.630
	HS1	7.78	0.777
	HS2	7.80	0.812
Intermediate	GP3	7.88	0.823
	HS4	8.06	0.636
	PT10	11.66	0.736
	PT6	12.84	0.736
	HS5	15.78	0.831
	HS6	15.90	0.762
	AS1	15.97	0.654
High	PT2	18.49	0.622
	PT3	18.50	0.659
	GP2	18.61	0.778
	PT11	20.45	0.772
	AS2	22.80	0.649
	PT1	25.90	0.683
	AS3	28.30	0.735
	PT7	28.90	0.722

III. 연구 결과

1. 양식현장 비만도 비교

경기도 소재 흰다리새우 양식장 23개소를 대상으로 사육수의 염분 농도와 비만도를 조사하였다 (<Table 2>). 염분 농도 그룹은 Lallias et al.(2015)의 기수역 염분대 분류 개념을 참고하되, 본 연구의 현장 조사 자료 분포를 고려하여 저염도(<6 psu), 중염도(6-17 psu), 고염도(>17 psu)의 세 그룹으로 구분하였다.

비만도는 중염도 그룹에서 0.727 ± 0.080 으로 가장 높았고, 고염도 그룹은 0.703 ± 0.054 , 저염도 그룹은 0.649 ± 0.062 로 나타났으나, 그룹 간 유의적인 차이는 확인되지 않았다($p > 0.05$), [Fig. 2]).



[Fig. 2] Condition factor of Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) cultured in Gyeonggi Province according to salinity groups. Low (<6 psu), intermediate (6-17 psu), and high (>17 psu). Values are presented as mean $\pm$ SD. No significant differences were observed among groups ($p > 0.05$).

2. 세균성 질병 모니터링

양식현장에서 사육중인 흰다리새우의 질병 모니터링 결과, 11개소에서 *Vibrio* spp. 등의 세균성

병원체가 검출되었다(<Table 3>). 검출된 세균은 총 7종, 14개의 군주가 분리되었다. *Photobacterium damsela* (38.5%)가 가장 우점하였으며, 그 다음으로는 *V. owensii* (21.4%), *V. rotiferianus* (14.3%), *V. harveyi* (7.1%), *V. alginolyticus* (7.1%), *V. communis* (7.1%), *V. parahaemolyticus* (7.1%) 순으로 확인되었다. 본 연구의 질병 모니터링은 세균성 병원체 검출에 초점을 맞추었으며, 조사 개체에서 세균성 이외 질병에 대한 특이 임상증상은 관찰되지 않았다.

<Table 3> Identification of bacteria isolated from *L. vannamei* in this study

Salinity group	Sample name	Identification from sequencing
Intermediate	PT8	<i>V. alginolyticus</i>
	HS3	<i>P. damsela</i>
	HS1	<i>V. owensii</i>
	HS2	<i>V. owensii</i>
	HS4	<i>P. damsela</i> (2)*
	PT10	<i>V. owensii</i>
	PT6	<i>V. harveyi</i>
	AS1	<i>V. rotiferianus</i>
High	GP2	<i>P. damsela</i> (2)*
	PT11	<i>V. communis</i>
	AS3	<i>V. rotiferianus</i> , <i>V. parahaemolyticus</i>

* Numbers in parentheses indicate positive individuals (n=3)

3. 염분 농도에 따른 *Grx3* 유전자 발현량 비교

실험에 사용한 흰다리새우는 약 30 psu에서 순치하여 사용하였으며, 순치 기간 동안 특별한 임상증상이나 폐사는 확인되지 않았다. 이후 서로 다른 염분 농도(5, 15 및 30 psu) 조건에서 실험 사육을 수행한 결과, 실험 기간 동안 모든 그룹에서 외부 및 내부 임상증상은 관찰되지 않았고 폐사 개체도 발생하지 않았다.

아가미 조직을 대상으로 *Grx3* 유전자 발현을

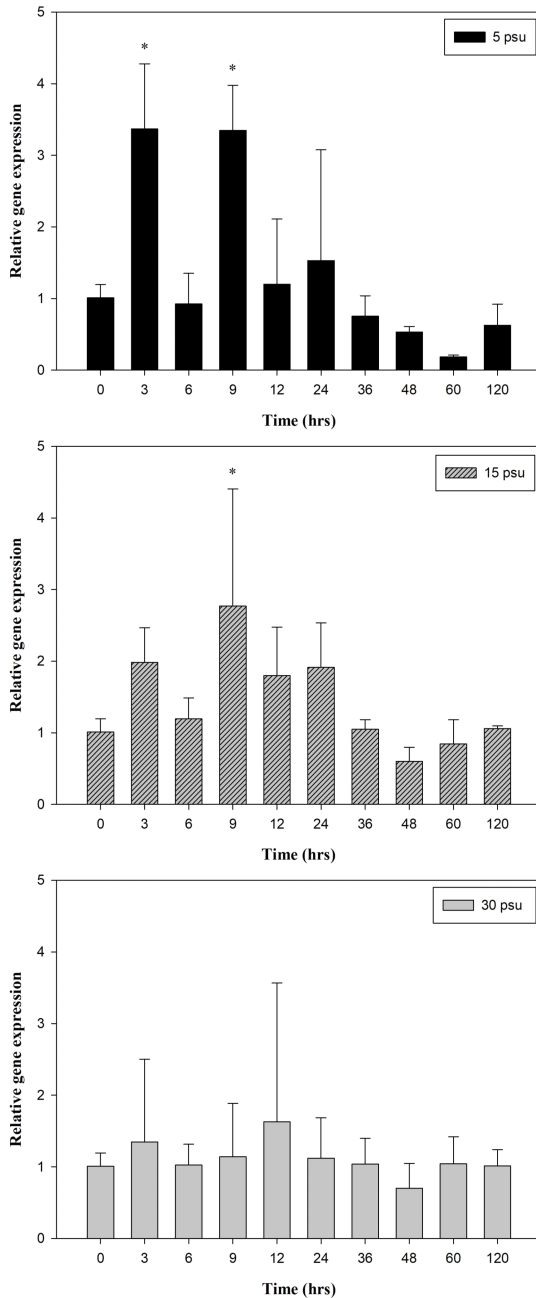
분석한 결과([Fig. 3]), 5 psu 그룹에서는 3 h 및 9 h 시점에서 0 h 대비 유의적으로 높은 발현량이 나타났으며($p<0.05$), 15 psu 그룹에서는 9 h 시점에서 유의적인 증가가 확인되었다($p<0.05$). 반면, 30 psu 그룹에서는 모든 시간대에서 유의적인 변화가 관찰되지 않았다. 또한 *Grx3* 유전자 발현은 5 psu 및 15 psu 그룹에서 초기 시간대(≤ 9 h)에 증가한 이후, 시간이 경과함에 따라 감소하는 경향을 보였다.

IV. 결 론

흰다리새우는 넓은 염분 범위에 대한 높은 적응력을 가지는 종으로 알려져 있으나, 저염분 환경에서는 성장 저하 및 생존율 감소가 보고된 바 있다(Briggs et al., 2004; Diaz et al., 2001; Jaffer et al., 2020). 이러한 특성에도 불구하고 실제 양식 현장에서는 2-3 psu와 같은 저염분 조건에서도 사육이 이루어지고 있으며, 이는 저염분 양식이 가능함을 시사한다. 그러나 본 연구 결과를 종합하면, 저염분 환경에서의 사육은 단순한 생존 가능성을 넘어 생리적 부담을 수반할 가능성이 있는 것으로 판단된다.

양식현장 조사에서 저염도 그룹의 비만도는 상대적으로 낮은 경향을 보였으나, 그룹 간 통계적으로 유의한 차이는 확인되지 않았다($p>0.05$). 이러한 결과는 저염분 환경이 성장에 영향을 미칠 수 있다는 선행연구의 보고(Gao et al., 2016)와 일부 맥락을 같이하지만, 본 연구 조건에서는 이를 명확한 영향으로 단정하기는 어렵다. 다만 저염분 환경에서도 사육이 이루어지고 있음에도 이러한 경향이 관찰된 점은, 외형적으로는 정상적인 사육이 가능하더라도 일정 수준의 생리적 부담이 수반될 가능성을 시사한다.

이러한 해석은 분자생물학적 분석 결과와도 일관된 경향을 보인다. *Grx3*은 세포 내 산화환원 항상성 유지에 중요한 역할을 하는 glutaredoxin



[Fig. 3] Relative expression of *Grx3* gene in the gills of *L. vannamei* under different salinity conditions (5, 15, and 30 psu) over time. Values are mean $\pm$ SD. Asterisks indicate significant differences ($p < 0.05$).

계열 단백질이며, 이를 암호화하는 *Grx3* 유전자는 산화 스트레스에 대한 방어 기작에서 핵심적인 기능을 수행하는 것으로 알려져 있다(Cheng et al., 2011; Ogata et al., 2021; Pham et al., 2015). 본 연구에서 관찰된 *Grx3* 유전자의 발현 증가는 저염분 환경에서 유도된 산화 스트레스에 대한 세포 반응으로 해석될 수 있으며, 이는 저염분 조건이 생리적 스트레스를 유발하는 환경 요인으로 작용할 수 있음을 뒷받침한다.

본 연구에서 *Grx3* 유전자의 발현량은 5 psu 처리군의 3 h와 9 h에서 유의적으로 증가하였으나, 6 h에서는 유의한 차이가 확인되지 않았다. 이러한 결과는 저염분 노출 초기의 *Grx3* 발현 반응이 시간 의존적으로 지속 증가하는 선형적 양상이라기보다는, 단기간 내 변동하는 일시적이고 비선형적인 전사 반응일 가능성을 시사한다. 급성 염분 변화는 흰다리새우에서 항산화 효소 및 gill Na^+/K^+ -ATPase 활성 변화를 유도하는 것으로 보고되었으며(Liu et al., 2007), 염분 조건은 삼투압 및 대사 관련 유전자 발현에도 영향을 미치는 것으로 알려져 있다(Gao et al., 2016). 또한 저염분 적응 과정은 단일 유전자 반응이 아니라 대사 및 삼투조절 관련 분자경로의 복합적인 조절을 수반할 수 있다(Chen et al., 2015). 따라서 본 연구에서 관찰된 3 h와 9 h의 일시적 증가는 급성 저염분 노출에 따른 산화환원 항상성 조절 반응으로 해석될 수 있다. 반면, 5 psu 그룹의 6 h에서 유의성이 나타나지 않은 것은 개체 간 변이, 일시적인 전사 조절의 완화, 또는 초기 보상 반응 이후의 조절 단계와 관련되었을 가능성이 있다. 다만 본 연구에서는 동일 시점의 항산화 효소 활성이나 삼투조절 관련 생리지표를 함께 측정하지 않았기 때문에, 이러한 변동 양상의 원인을 명확히 규명하는 데에는 한계가 있다.

또한 *Grx3* 유전자의 발현이 초기 시간대에서 증가한 이후 감소하는 경향을 보인 점은, 저염분 환경에 노출된 흰다리새우가 급성 스트레스 반응 이후 점진적으로 적응 과정을 거치는 것으로 해

석된다. 이러한 경향은 저염분 순치 과정에서 체내 이온 농도가 일시적으로 변화한 후 회복된다는 기존 연구(Kim et al., 2017)와도 일치하며, 염분 변화에 대한 생리적 항상성 회복 메커니즘이 작용하고 있음을 시사한다.

한편, 본 연구에서는 현장 개체의 세균성 질병 모니터링을 위해 16S rRNA 유전자 염기서열 분석을 수행하였으며, 일부 개체에서 *Vibrio* spp. 등이 확인되었다. 16S rRNA 분석은 세균의 속 수준 동정에 널리 활용되는 기본적인 분자마커로 알려져 있다(Janda and Abbott, 2007). 따라서 특정 병원성 *Vibrio* 종의 확인이 아닌 *Vibrio* spp.의 존재 여부를 확인하기 위한 본 연구의 목적 범위에서는 적절한 접근법으로 판단된다. 중 특이 PCR 및 병원성 유전자 분석은 향후 정밀 진단을 위한 후속 연구에서 보완될 필요가 있다.

본 연구에서 저염도 그룹(<6 psu)에서는 세균이 검출되지 않았으나, 중염도(6-17 psu) 및 고염도(>17 psu) 그룹에서는 일부 개체에서 세균이 확인되었다. 이는 저염분 환경이 특정 세균의 생존 또는 증식에 불리하게 작용했을 가능성을 시사한다. 특히 저염도 그룹에서 비만도의 유의적인 저하가 확인되지 않았다는 점을 고려하면, 저염분 조건은 흰다리새우의 생산성에 뚜렷한 저해를 유발하지 않으면서 일부 세균 검출 빈도를 낮출 수 있는 환경적 특성을 가질 가능성이 있다. 그러나 저염도 그룹의 표본 수가 제한적이고, 본 연구에서는 세균의 정량적 분석이나 세균 군집 구조 분석이 수행되지 않았으므로, 이러한 결과는 저염분 조건의 질병 억제 효과로 단정하기보다는 예비적 가능성으로 해석하는 것이 적절하다.

본 연구에서 *Vibrio* spp. 등의 세균이 일부 개체에서 확인되었으나, 제한된 표본 수와 정성적 검출 결과를 고려할 때 염분 조건에 따른 명확한 발생 경향을 단정하기는 어렵다. 이는 저염분 환경이 직접적으로 질병 발생을 유도하기보다는, 생리적 스트레스를 증가시켜 병원체에 대한 감수성을 간접적으로 높일 가능성을 시사한다(Le

Moullac and Haffner, 2000; Zheng et al., 2021). 특히 본 연구에서 관찰된 Grx3 유전자 발현 증가는 저염분 조건에서 산화 스트레스가 유도되고 있음을 보여주며(Kültz, 2015), 이러한 스트레스 반응이 장기적으로 면역 기능 저하로 이어질 경우 질병 발생 위험 증가와 연관될 수 있다(Wang and Chen, 2005). 따라서 저염분 환경에서의 질병 발생은 단일 환경 요인에 의한 결과라기보다 생리적 상태 및 병원체 노출 여부가 복합적으로 작용한 결과로 이해하는 것이 적절하다.

종합적으로 볼 때, 저염분 환경은 흰다리새우에 산화 스트레스 관련 반응을 유도할 수 있으며, 이는 장기적으로 성장 저하와 연관될 가능성이 있다. 특히 극저염분 조건에서는 이러한 영향이 더욱 뚜렷하게 나타날 수 있으며, 반면 중간 수준의 염분에서는 상대적으로 안정적인 생리 반응이 유지되는 것으로 판단된다. 다만 본 연구는 단일 시점의 현장 조사와 제한된 실험 조건에 기반하고 있어, 수온, 사육 밀도, 사료 조건 등 다양한 환경 요인의 영향을 완전히 배제하기 어렵다는 한계가 있다. 따라서 향후에는 장기 사육 실험과 함께 병리조직학적 및 생리학적 지표를 포함한 다각적인 접근을 통해 저염분 환경에서의 적정 사육 조건을 보다 정밀하게 규명할 필요가 있다.

References

- Berndt C, Poschmann G, Stühler K, Holmgren A and Bräutigam L(2014). Zebrafish Heart Development is Regulated via Glutaredoxin 2 Dependent Migration and Survival of Neural Crest Cells. *Redox Biol.*, 2, 673~678.
<https://doi.org/10.1016/j.redox.2014.04.012>
- Bräutigam L, Johansson C, Kubsch B, McDonough MA, Bill E, Holmgren A and Berndt C(2013). An Unusual Mode of Iron-Sulfur-Cluster Coordination in a Teleost Glutaredoxin. *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, 436, 491~496.
<https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2013.05.132>

- Bräutigam L, Schütte LD, Godoy JR, Prozorovski T, Gellert M, Hauptmann G, Holmgren A, Lillig CH and Berndt C(2011). Vertebrate-specific glutaredoxin is essential for brain development. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, 108(51), 20532~20537.
<https://doi.org/10.1073/pnas.1110085108>
- Briggs M, Funge-Smith S, Subasinghe R and Phillips M(2004). Introductions and movement of *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris* in Asia and the Pacific. RAP publication, 10, 92, Retrieved from <https://openknowledge.fao.org/handle/20.500.14283/ad505e>
- Chen K, Li E, Li T, Xu C, Wang X, Lin H, Qin JG and Chen L(2015). Transcriptome and Molecular Pathway Analysis of the Hepatopancreas in the Pacific White Shrimp *Litopenaeus vannamei* under Chronic Low-Salinity Stress. PLoS One. 10(7), e0131503.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0131503>
- Cheng NH, Zhang W, Chen WQ, Jin J, Cui X, Butte NF, Chan L and Hirschi KD(2011). A mammalian monothiol glutaredoxin, Grx3, is critical for cell cycle progression during embryogenesis. The FEBS journal, 278(14), 2525~2539.
<https://doi.org/10.1111/j.1742-4658.2011.08178.x>
- Davis DA, Saoud IP, McGraw WJ and Rouse DB(2019). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. Avances En Nutrición Acuicola, Retrieved from <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/229>
- Diaz F, Farfan C, Sierra E and Re AD(2001). Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*. Mar. Freshw. Behav. Physiol., 34(2), 93~104.
<https://doi.org/10.1080/10236240109379062>
- Fan R, Li Y, Yang Q, Jiang S, Huang J, Yang L, Chen X, Zhou F and Jiang S(2022). Expression Analysis of a Novel Oxidoreductase Glutaredoxin 2 in Black Tiger Shrimp, *Penaeus monodon*. Antioxidants (Basel, Switzerland), 11(10), 1857.
<https://doi.org/10.3390/antiox11101857>
- Fernandes AP and Holmgren A(2004). Glutaredoxins: glutathione-dependent redox enzymes with functions far beyond a simple thioredoxin backup system. Antioxid. Redox Signal., 6(1), 63~74.
<https://doi.org/10.1089/152308604771978354>
- Gabriel UU and Akinrotimi OA(2011). Management of stress in fish for sustainable aquaculture development. Researcher, 3(4), 28~38.
- Gao W, Tian L, Huang T, Yao M, Hu W and Xu Q(2016). Effect of salinity on the growth performance, osmolarity and metabolism-related gene expression in white shrimp *Litopenaeus vannamei*. Aquaculture Reports, 4, 125~129.
<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2016.09.001>
- Han JE, Tang KFJ, Tran LH and Lightner DV(2015). Photorehabdus insect-related (Pir) toxin-like genes in a plasmid of *Vibrio parahaemolyticus*, the causative agent of acute hepatopancreatic necrosis disease (AHPND) of shrimp. Dis. Aquat. Org., 113, 33~40.
<https://doi.org/10.3354/dao02830>
- Iftehimul M, Hasan NA, Bass D, Bashar A, Haque MM and Santi M(2025). Combating White Spot Syndrome Virus (WSSV) in Global Shrimp Farming: Unraveling Its Biology, Pathology, and Control Strategies. Viruses, 17(11), 1463.
<https://doi.org/10.3390/v17111463>
- Iwama GK, Afonso LOB and Vijayan MM(2006). Stress in fishes. In: Evans DH and Claiborne JB(eds), The physiology of fishes. CRC Press, Boca Raton, U.S.A., 319.
- Jaffer YD, Saraswathy R, Ishfaq M, Antony J, Bundela DS and Sharma PC(2020). Effect of low salinity on the growth and survival of juvenile pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*: A revival. Aquaculture, 515, 734561.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734561>
- Janda JM, Abbott SL(2007). 16S rRNA gene sequencing for bacterial identification in the diagnostic laboratory: pluses, perils, and pitfalls. J Clin Microbiol., 45(9), 2761~2764.
<https://doi.org/10.1128/JCM.01228-07>
- Jeon YH, Lee JM and Kim SK(2021). Effect of Acclimation Methods on Physiological Status of Pacific White Shrimp *Litopenaeus vannamei* Bred in Low Salinity Biofloc. Korean J. Fish. Aquat. Sci., 54(5), 761~768.

- <https://doi.org/10.5657/KFAS.2021.0761>
 Khademzadeh O and Haghi M(2017). Length-weight relationship and condition factor of white leg shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) in culture systems of Choebdeh, West-South of Iran. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 5, 298~301.
- Kim SK, Shim NY, Jang JW, Jun JC, Kim SK and Shin YK(2017). Effect of Acclimation Methods on Physiological Status of White Shrimp, *Litopenaeus vannamei* Larvae to Low Salinities. *Korean Journal of Environmental Biology*, 35(1), 6~12.
<https://doi.org/10.11626/kjeb.2017.35.1.006>
- Kumar V, Roy S, Behera BK, Bossier P, Das BK(2021). Acute Hepatopancreatic Necrosis Disease (AHPND): Virulence, Pathogenesis and Mitigation Strategies in Shrimp Aquaculture. *Toxins (Basel)*, 13(8), 524.
<https://doi.org/10.3390/toxins13080524>
- Kültz D(2015). Physiological mechanisms used by fish to cope with salinity stress. *J. Exp. Biol.*, 218(Pt 12), 1907~1914.
<https://doi.org/10.1242/jeb.118695>
- Lallias D, Hiddink JG, Fonseca VG, Gaspar JM, Sung W, Neill SP, Barnes N, Ferrero T, Hall N, Lambshead PJ, Packer M, Thomas WK and Creer S(2015). Environmental metabarcoding reveals heterogeneous drivers of microbial eukaryote diversity in contrasting estuarine ecosystems. *The ISME journal*, 9(5), 1208~1221.
<https://doi.org/10.1038/ismej.2014.213>
- Le Moullac G and Haffner P(2000). Environmental factors affecting immune responses in Crustacea. *Aquaculture*, 191(1-3), 121~131.
[https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(00\)00422-1](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(00)00422-1)
- Lillig CH, Berndt C and Holmgren A(2008). Glutaredoxin systems. *Biochim. Biophys. Acta*, 1780(11): 1304~1317.
<https://doi.org/10.1016/j.bbagen.2008.06.003>
- Lillig CH and Berndt C(2013). Glutaredoxins in Thiol/Disulfide Exchange. *Antioxid. Redox Signal.*, 18: 1654~1665.
<https://doi.org/10.1089/ars.2012.5007>
- Liu Y, Wang WN, Wang AL, Wang JM and Sun RY(2007). Effects of dietary vitamin E supplementation on antioxidant enzyme activities in *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) exposed to acute salinity changes. *Aquaculture*, 265(1-4), 351~358.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.02.010>
- Ministry of Oceans and Fisheries (MOF)(2026). Fisheries Production Statistics. Fisheries Information Portal System. Retrieved from <https://www.fips.go.kr/main> on April 14, 2026
- Ogata FT, Branco V, Vale FF and Coppo L(2021). Glutaredoxin: Discovery, redox defense and much more. *Redox biology*, 43, 101975.
<https://doi.org/10.1016/j.redox.2021.101975>
- Omeka WKM, Liyanage DS, Yang H and Lee J(2019). Glutaredoxin 2 From Big Belly Seahorse (*Hippocampus abdominalis*) and its Potential Involvement in Cellular Redox Homeostasis and Host Immune Responses. *Fish. Shellfish. Immunol.*, 95, 411~421.
<https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.09.071>
- Pham K, Pal R, Qu Y, Liu X, Yu H, Shiao SL, Wang X, O'Brian Smith E, Cui X, Rodney GG and Cheng N(2015). Nuclear glutaredoxin 3 is critical for protection against oxidative stress-induced cell death. *Free radical biology & medicine*, 85, 197~206.
<https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2015.05.003>
- Prajapati SD and Ujjania NC(2022). Length-weight relationship and condition factor of Pacific whiteleg shrimp (*Litopenaeus vannamei*, Boone, 1931) cultured in polyethylene lined pond. *International Journal of Fauna and Biological Studies*, 9(4), 15~18.
<https://doi.org/10.22271/23940522.2022.v9.i4a.914>
- Valenzuela MIE, Valenzuela QW, Esparza LHM, Rodriguez QG and Aragon NEA(2017). Effects of ionic composition on growth and survival of white shrimp *Litopenaeus vannamei* culture at low-salinity well water. *Revista De Biología Marina Y Oceanografía*, 52(1), 103~112.
<https://doi.org/10.4067/s0718-19572017000100008>
- Wang LU and Chen JC(2005). The immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio alginolyticus* at different salinity levels. *Fish & shellfish immunology*, 18(4), 269~278.
<https://doi.org/10.1016/j.fsi.2004.07.008>

Zhang XH, He X and Austin B(2020). *Vibrio harveyi*: a serious pathogen of fish and invertebrates in mariculture. *Marine life science & technology*, 2(3), 231~245.

<https://doi.org/10.1007/s42995-020-00037-z>

Zheng P, Zhang X, Wang D, Li J, Zhang Z, Lu Y, Xian J, Wang A and Wang L(2021). Molecular Characterization and Expression Analysis of a Novel Glutaredoxin 3 Gene in Pacific White

Shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Front. Mar. Sci.*, 8, 687377.

<https://doi.org/10.3389/fmars.2021.687377>

• Received : 20 April, 2026

• Revised : 26 May, 2026

• Accepted : 01 June, 2026