Guo K Y, Wang Y C, Xu D G, *et al*. Temperature on feeding, growth, enzyme activity, and intestinal microbiota of *Procambarus clarkii* [J]. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 2026, 50(7): 072606. [郭铠莹, 王宇驰, 徐登歌, 等. 温度对克氏原螯虾摄食、生长、酶活性及肠道菌群的影响 [J]. 水生生物学报, 2026, 50(7): 072606.]

温度对克氏原螯虾摄食、生长、酶活性及肠道菌群的影响

郭铠莹[1,2] 王宇驰[2,3] 徐登歌[2,4] 荣 宽[2,3] 郭 蕊[1,2] 郭 超[2]
刘家寿[2,3] 张堂林[2,3] 李 为[2,3]

(1. 大连海洋大学, 大连 116023; 2. 中国科学院水生生物研究所水产品种创制与高效养殖全国重点实验室, 武汉 430072; 3. 中国科学院大学, 北京 100049; 4. 全国水产技术推广总站, 中国水产学会, 北京 100125)

摘要: 为探究温度对克氏原螯虾(*Procambarus clarkii*)摄食、生长、酶活性及肠道菌群的影响, 本研究选取克氏原螯虾幼虾(3.80±0.05) g为实验对象, 分别在4 个温度条件下(15℃、20℃、25℃、30℃)开展养殖实验。结果表明, 克氏原螯虾的日摄食量和日摄食率均随温度升高而增加, 其中30℃处理组日摄食率显著高于15℃和20℃处理组。在生长方面, 25℃处理组的增重率和体重特定增长率最高, 显著高于15℃处理组; 30℃处理组的蜕壳率最高, 亦显著高于15℃处理组。酶活性分析显示, 25℃处理组的消化酶(蛋白酶Protease、淀粉酶Amylase)活性显著高于其他处理组。同时, 该处理组的抗氧化(总抗氧化能力Total antioxidant capacity、超氧化物歧化酶Superoxide dismutase、过氧化氢酶Catalase)和非特异性免疫能力(酸性磷酸酶Acid phosphatase、碱性磷酸酶Alkaline phosphatase)也显著高于其他处理组, 表明其在25℃下具有较强的抗应激与免疫能力。肠道菌群结果分析显示, 20℃时微生物群落丰度(Observed-otus、Chao1、Ace指数)最高, 而25℃处理组则在门和属水平上表现出显著的菌群结构变化。具体而言, 髌骨细菌门(Patescibacteria)、浮霉菌门(Planctomycetota)和蛭弧菌门(Bdellovibrionota)的丰度显著降低。在属水平上, 有益菌如赖氨酸芽孢杆菌属(*Lysinibacillus*)的丰度显著上升, 而念珠菌属(*Candidatus Bacilloplasma*)、希瓦氏菌属(*Shewanella*)、假单胞菌属(*Pseudomonas*)、假黄色单胞菌属(*Pseudoxanthomonas*)等潜在有害菌属的丰度显著降低。上述结果表明25℃有利于克氏原螯虾的生长, 可提高其消化酶活性, 增强机体免疫力与抗病能力, 并且显著改善肠道菌群结构。

关键词: 温度; 摄食; 生长; 酶活性; 肠道菌群; 克氏原螯虾

中图分类号: S966.1 **文献标识码:** A **文章编号:** 1000-3207(2026)07-072606-11

doi: 10.3724/1000-3207.2026.2026.0019 CSTR: 32229.14.SSSWXB.2026.0019

克氏原螯虾(*Procambarus clarkii*), 俗称小龙虾, 隶属于甲壳纲(Crustacea)、十足目(Decapoda)、螯虾科(Cambaridae)、原螯虾属(*Procambarus*)[1], 原产于美国南部, 1929年经日本传入我国, 现已成为我国最重要的淡水养殖经济虾类之一[2]。2024年我国养殖面积约2.03×10^7 公顷, 产量达345万吨, 产业规模近5000亿元[3]。随着产业规模持续扩大, 该产业正面临着从“扩量”向 “提质”转型的重要挑战。一方面, 随着养殖区域“南下北上”的扩张, 非适宜水温区的养殖比例逐步增加[3]; 另一方面, 极端天气频发导致的温度波动, 已成为影响克氏原螯虾存活与生长的重要环境因子。研究表明, 温度不仅影响其摄食与代谢, 更是调控免疫功能的关键变量。因此, 深入探究温度对克氏原螯虾摄食、生长、酶活

收稿日期: 2026-01-16; **修订日期:** 2026-03-10

基金项目: 国家重点研发计划(2023YFD2400505和2023YFD2401802); 吉安市创新类人才项目(jasb202310324); 黄河三角洲产业领军人才工程(DYRC20200215)资助 [Supported by the National Key R & D Program of China (2023YFD2400505 and 2023YFD2401802); the Innovative Talents Project of Ji’an city (jasb202310324); the Yellow River Delta Industry Leading Talent Project (DYRC20200215)]

作者简介: 郭铠莹(2001—), 女, 硕士研究生; 主要研究方向为水产养殖学。E-mail: guokaiying@ihb.ac.cn

通信作者: 李为(1983—), 男, 研究员; 主要研究方向为渔业生态学。E-mail: liwei@ihb.ac.cn

©The Author(s) 2026. This is an open access article under the CC-BY 4.0 License (https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/).

性及肠道菌群的影响, 对于不同地区克氏原螯虾的高效养殖具有重要的理论支撑与实践价值。

温度是影响甲壳类生长的关键环境因素, 直接调控其代谢、摄食和蜕皮等生理过程。作为变温动物, 克氏原螯虾对温度具有较宽的耐受范围, 但当水温低于12.8℃时, 摄食和蜕壳活动受到抑制; 当水温高于32.2℃时, 生长则受到抑制[4, 5]。适度升温可显著促进其代谢与生长[6], 而剧烈的温度波动则会引发应激反应, 例如低温可能导致氧化应激, 高温则抑制生长并削弱免疫功能[7, 8]。高温虽可通过增加蜕皮频率促进生长, 但与存活率呈负相关, 常导致死亡率上升和同类残食加剧[9]。类似地, 日本沼虾(*Macrobrachium nipponense*)幼虾在25℃时生长最快且氧化应激水平最低, 但长期暴露在极端温度下, 其氧化应激水平仍会显著升高[10]。从水产养殖的角度来看, 温度长时间偏离最适范围将限制养殖动物的生产潜力。

温度变化同样影响甲壳类的生理状态与肠道菌群组成。高温会加速新陈代谢和耗氧, 进而诱导活性氧(ROS、O_2^-、H_2O_2和OH^-)积累[11]。甲壳动物的抗氧化能力对清除代谢过程中产生的活性氧有重要作用, 肝胰腺中的酸性磷酸酶(Acid phosphatase, ACP)和碱性磷酸酶(Alkaline phosphatase, AKP)参与构成甲壳类动物非特异性免疫的第一道屏障。例如, 南美白对虾(*Litopenaeus vannamei*)可通过提升抗氧化酶活性来缓解高温引起的氧化损伤[12]。锯齿新米虾(*Neocaridina denticulata*)的超氧化物歧化酶(SOD)活性随温度升高呈先上升后下降的趋势, 适度升温可提升虾体的抗氧化能力, 增强其对胁迫的抵御[13]。锯缘青蟹(*Scylla serrata*)的ACP和AKP在适宜温度下活力最高, 超出范围后非特异性免疫能力下降[14]。肠道菌群与宿主健康密切相关, 参与营养消化、能量代谢等多种生理过程[15], 其组成与多样性易受水温、盐度、栖息环境及食性等因素影响[16—18]。

稳定的肠道菌群有助于营养吸收, 并增强宿主对环境适应的能力。研究表明, 温度胁迫是影响水生动物肠道微生态稳定的重要因素之一。高温可诱导条件致病菌丰度上升,例如, 在33℃热应激下, 南美白对虾肠道中致病菌(如弧菌)丰度显著上升[12]。同时, 高温胁迫也会显著改变肠道菌群结构。例如, 30℃高温显著降低了南美白对虾肠道中厚壁菌门和变形菌门的丰度[19]。30℃热应激会导致其肠道菌群中变形菌门丰度增加, 拟杆菌门丰度降低, 从而破坏肠道稳定性[20]。类似现象在其他水生动物中也有报道, Li 等[21]发现极端温度(35℃和15℃)对福寿螺(*Pomacea canaliculata*)肠道菌群中的拟杆菌门丰度有显著影响。此外, 季节变化引起的自然温差同样会影响菌群结构。例如, 秋季克氏原螯虾的肠道菌群多样性与丰度均高于夏季[22]。肠道菌群稳态的破坏不仅改变了菌群结构, 还可能削弱宿主对病原菌的定植抵抗力。其机制可能在于: 一方面为致病微生物创造适宜的生态位, 另一方面则是减少肠道内能积极抑制致病微生物生长的有益菌丰度[23]。由此可见, 肠道菌群及其代谢产物在宿主的营养代谢、生长发育及免疫调控中发挥着关键作用, 而温度是调控菌群结构与功能、维持宿主健康的重要环境因子。

温度作为水生变温动物赖以生存的关键环境因子, 对克氏原螯虾的生理与生态过程具有重要的调控作用。现有研究主要集中于温度对单一生物学指标(如摄食率、消化酶活性、生长性能或肠道菌群组成)的影响, 而将“温度胁迫–生理响应–微生态稳态”纳入统一框架进行系统性整合的研究仍较为匮乏。因此, 本研究在可控的室内循环水系统中, 以来源一致且规格相近的克氏原螯虾幼虾为实验材料, 设置4个温度梯度, 通过比较分析其摄食率、生长性能、生理指标及肠道菌群特征, 综合探究温度对其摄食、生长及生理调节的促进或抑制效应。研究成果旨在为确定克氏原螯虾的最适养殖温度、构建基于环境因子的精准投喂模型提供理论支撑, 为优化养殖管理策略、提高产业经济效益奠定科学基础。

1　材料与方法

1.1　实验设计

实验所用克氏原螯虾来源于湖北省大冶市陈贵镇稻鱼虾综合种养示范基地。在实验开始前, 将虾于室内玻璃缸暂养1周。在暂养期间使用毛刷作为遮蔽物, 全程投喂克氏原螯虾配合饲料(粗蛋白≥32%; 天门海大), 养殖用水为曝气48h的自来水。在正式实验前, 对克氏原螯虾进行24h饥饿处理。筛选附肢完整、规格相近的健康个体共80尾, 随机放入4个温度(15℃、20℃、25℃、30℃)处理组中, 每组20尾虾。实验虾初始平均全长(5.51±0.03) cm, 平均体重(3.80±0.05) g, 该规格是实际养殖生产过程中常用的虾种规格。每个处理组分别在122 cm × 77 cm × 47 cm (底面积约为0.94 m^2)养殖缸中进行, 采用循环水, 养殖水深保持在20 cm。在缸中放置20个直径20 cm, 高25 cm的圆柱状养殖单元, 养殖单元周围设有相同数量和分布的小孔, 以保证水质条件一致。每个养殖单元放入1尾虾单独饲养, 养

殖周期8d。

在实验期间, 每天8:30和17:30各投喂1次配合饲料(和暂养期间相同), 保证饱食投喂, 并记录投喂量。每次投喂前使用虹吸法收集残饵, 用流动的清水冲洗粪便后放入60℃烘箱干燥至恒重, 根据所得结果计算摄食量。在整个实验过程中, 水温通过冷暖机控制在设定值±1℃范围内, 使用YSI Pro 2024监测水质, 保持溶解氧>5.5 mg/L, pH 7.0—8.5, 光照周期为12h光照(8:00—20:00)与12h黑暗(20:00—8:00)。

1.2 样品采集及处理

在实验结束后, 将克氏原螯虾禁食24h。把所有虾捞出, 吸干体表水分, 测量全部实验虾全长(cm)和体重(g)。每个实验组随机挑选3尾虾, 取其胃和肝胰腺置于–80℃冰箱中, 用于测定消化酶活性和抗氧化能力。从每个实验组随机选取3尾虾, 取其肠道保存于–80℃冰箱中, 用于肠道菌群分析。

水中饲料的稳定性测定 参照姚海行等[24]的方法测定饲料溶失率, 基于本研究的日常投喂管理策略(每日投喂时间分别为08:30和17:30), 饲料在水体中的最长停留时间日间约为9h, 夜间约为15h。为模拟实际养殖过程中饲料在常规投喂间隔内的最大暴露时间, 本研究在4个温度条件下分别设置9h和15h两个浸泡时间点进行溶失率测定。具体操作: 称取实验用饲料约5 g, 放入饲料台中, 将其置于实验养殖缸内, 在4个温度条件下分别浸泡9h和15h, 每种浸泡方式设置4个重复。饲料浸泡后取出, 置于60℃烘箱烘干至恒重(W, %), 另测定未浸泡的饲料水分含量(X, %), 计算饲料的溶失率。

$$C(\%)= [G(1-X)-W]/G(1-X)\times 100$$

式中, C为溶失率(%), X为试样含水率(%), G为试样质量(g), W为烘干后质量(g)。

摄食指标的测定 养殖期间记录每个单元的饲料投喂量, 并收集残余的饲料, 使用蒸馏水冲洗后, 于60℃烘箱烘干称重, 计算日摄食量和日摄食率。

日摄食量(Daily food intake, DI, g)=$F_n(1–C)–F_r/(1–X)$

日均摄食率(Average daily feeding rate, FR, %/d)=$200\times F_t/(W_t+W_0)/t$

饲料系数(Feed conversion ratio, FCR)=$F_t/(W_t–W_0)$

式中, F_n为实验第n天的投喂重量, F_r为实验第n天的残饵重量, F_t为实验期间摄食总量, 溶失率C对应各温度处理组(15℃、20℃、25℃、30℃)在对应浸泡时间(9h或15h)下的实测溶失率, 以消除不同温度下饲料溶失率差异对摄食量计算的影响。

生长性能的测定

蜕壳率(Molting rate, MR, %)=$M_t/M_0\times 100$

增重率(Weight gain rate, WGR, %)=$(W_t–W_0)/W_0\times 100$

体重特定增长率(Specific growth rate in weight, SGR_W, %)=$100\times(\ln W_t–\ln W_0)/t$

全长特定增长率(Specific growth rate in total length, SGR_L, %) =$100\times(\ln L_t–\ln L_0)/t$

式中, W_0与L_0为初始体重与初始全长, W_t与L_t为终末体重与终末全长, M_0与M_t为蜕壳个体数与实验个体总数, t为实验时间。

消化酶活性的测定 蛋白酶(Protease)、脂肪酶(Lipase)和淀粉酶(Amylase)活性均采用酶联免疫吸附测定法(ELISA)进行检测。测定步骤: 向预先包被捕获抗体的微孔中依次加入待测样品、标准品及辣根过氧化物酶(HRP)标记的检测抗体, 经温育后彻底洗涤; 随后加入底物3, 3′, 5, 5′-四甲基联苯胺(TMB)显色, 在过氧化物酶催化下 TMB 先转为蓝色, 再经酸作用最终转化为黄色, 其颜色深浅与样品中目标酶的浓度呈正相关。使用酶标仪于 450 nm波长下测定各孔吸光度(OD值), 并根据标准曲线计算样品浓度。所有 ELISA 试剂盒均购自中国江苏酶免实业有限公司。

抗氧化活性的测定 总抗氧化能力(Total antioxidant capacity, T-AOC)、超氧化物歧化酶(Superoxide dismutase, SOD)、过氧化氢酶(Catalase, CAT)、虾酸性磷酸酶(Acid phosphatase, ACP)、虾碱性磷酸酶((Alkaline phosphatase, AKP)活性同样采用酶联免疫吸附测定法(ELISA)检测。操作流程与上文所述一致, 所有检测试剂盒均购自中国江苏酶免实业有限公司。

肠道菌群高通量测序 每个处理组随机选取3尾虾, 无菌采集其肠道内容物样品用于菌群分析。采用引物为341F (5′-CCTACGGGNGGCWGCAG-3′)和805R (5′-GACTACHVGGGTATCTAATCC-3′)对微生物16S rRNA 的V3—V4区片段进行扩增。原始序列数据双端barcode拆分reads, 并切除barcode及引物。使用R语言的DADA2(1.18.0)[25]软件包对序列进行数据处理(质量过滤、去噪、拼接和嵌合体去除等)。随后按100%的序列相似度进行归并, 生成分类单元(Operational taxonomic units, OTUs)及丰度数据表, 在此基础上分别进行alpha多样性指数分析、β多样性分析以及各分类水平上的菌群组成和差异分析。16S rRNA扩增及测序由武

汉艾康健生物科技有限公司在Illumina Miseq平台上完成, 测序策略为PE250。

1.3 数据处理

所有数据均采用R 4.4.0软件进行分析。使用“car”包中的Shapiro.test进行正态性检验, Levene.test检验方差齐性。若数据同时满足正态分布和方差齐性, 则使用单因素方差分析(One-way ANOVA), 并使用Tukey HSD 检验进行事后多重比较; 否则使用Kruskal-Wallis进行非参数检验并使用“FSA”包进行Dunn test多重比较。所有数据均以平均数±标准误(mean±SE)表示, P<0.05时认为存在显著性差异。

2 结果

2.1 饲料溶失率

在两种浸泡时间条件下, 饲料溶失率均随着水温的升高而显著升高(P<0.05); 在相同温度条件下, 饲料溶失率随着时间的增长而升高(表 1)。

表 1　不同温度和浸泡时间条件下的饲料溶失率 (平均值±标准误)

Tab. 1　Feed dissolution rate under different temperature and soaking time conditions (mean±SE, n=4)

时间 Time (h)	温度Temperature (℃)			
	15	20	25	30
9	18.46±0.06^{d}	19.14±0.11^{c}	19.69±0.10^{b}	20.08±0.04^{a}
15	19.81±0.05^{c}	20.35±0.09^{b}	20.74±0.12^{b}	21.20±0.14^{a}

注: 表中同一行数值标有不同的英文字母表示处理组之间存在显著差异 (P<0.05); 下同

Note: Different letters in the same row indicate significant differences (P<0.05); the same applies below

2.2 摄食特征

克氏原螯虾的日摄食量和日摄食率均随温度升高呈递增趋势(图 1)。30℃处理组的日摄食量和日摄食率均显著高于15℃和20℃处理组(P<0.05), 与25℃处理组虽无显著差异, 但其数值均高于后者。基于温度与摄食指标的关系, 进一步建立了线性回归模型(图 2):

日摄食量: DI= –0.079+0.0075T, R^2=0.447, P<0.001

日摄食率: FR= –1.694+0.179T, R^2=0.517, P<0.001

2.3 生长特征

克氏原螯虾在4种温度条件下的终末体重和终末全长、增重率、体重特定增长率、全长特定增长率和蜕壳率均存在显著性差异(P<0.05; 表 2)。其中, 15℃处理组的增重率和体重特定增长率均显著低于其余三组(P<0.05), 而25℃处理组均为最高。30℃处理组全长特定增长率最高, 显著高于15℃和20℃处理组(P<0.05), 但与25℃处理组无显著差异。25℃处理组的全长特定增长率亦显著高于15℃处理组(P<0.05), 但与20℃处理组无显著差异。30℃处理组的蜕壳率显著高于15℃处理组(P<0.05), 与20℃、25℃处理组差异不显著。15℃、20℃、25℃处理组蜕壳率虽然在统计学上无显著

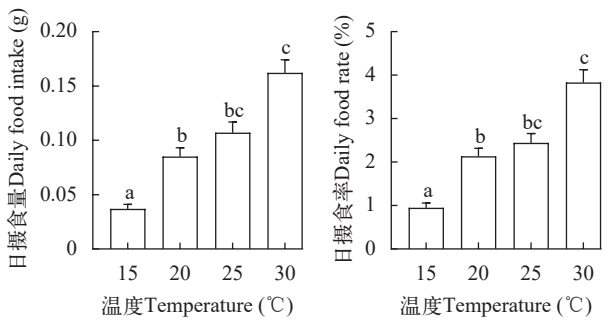


图 1　不同温度条件下克氏原螯虾的日摄食量和日摄食率

Fig. 1　Daily feeding intake and daily feeding rate of *P. clarkii* under different temperature conditions

图中标有不同的英文字母表示处理组之间存在显著差异 (P<0.05); 下同

Different English letters marked in the figure indicate significant differences (P<0.05); the same applies below

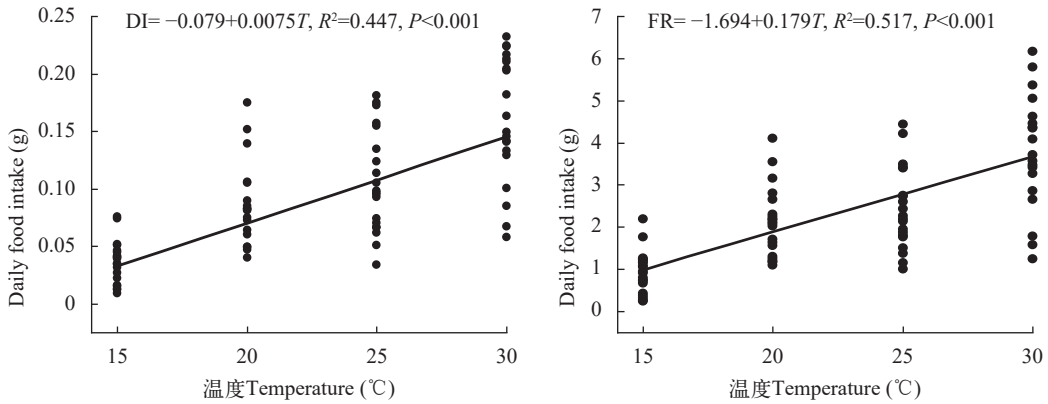


图 2　基于温度的克氏原螯虾日摄食量和日摄食率模型

Fig. 2　Temperature-based model of daily feeding and daily feeding rate of *P. clarkii*

性差异, 但随温度升高呈递增趋势。25℃处理组饲料系数显著低于15℃处理组(P<0.05), 但与20℃、30℃处理组无显著差异。

2.4 酶活性

随着温度升高, 克氏原螯虾的蛋白酶、淀粉酶和脂肪酶活性均呈现先升高后下降的趋势, 并在25℃时达到峰值(图 3)。25℃处理组的蛋白酶、淀粉酶活性最高, 显著高于15℃与30℃处理组(P<0.05), 但与20℃处理组差异不显著。脂肪酶在各处理组间无显著差异, 但25℃处理组活性略高(P>0.05)。

酸性磷酸酶(ACP)和碱性磷酸酶(AKP)活性随着温度的升高均呈先上升后下降的趋势(图 4)。25℃处理组 ACP 和 AKP 活性最高, 均显著高于其他处理组(P<0.05)。

总抗氧化能力(T-AOC)、超氧化物歧化酶(SOD)及过氧化氢酶(CAT)活性随温度升高同样呈现先增后降的趋势, 且均在25℃ 时达到最高(图 5)。25℃处理组的 T-AOC、SOD 和 CAT 活性均显著高于15℃、20℃ 和 30℃ 处理组(P<0.05)。

2.5 肠道菌群

Alpha 多样性分析显示(表 3), 20℃处理组克氏

表 2 不同温度条件下克氏原螯虾的生长性能

Tab. 2 Growth performance of *P. clarkii* under different temperature conditions

指标Index	温度Temperature (℃)			
	15	20	25	30
初始全长IL (cm)	5.488±0.048^{a}	5.484±0.047^{a}	5.597±0.069^{a}	5.472±0.086^{a}
终末全长FI (cm)	5.644±0.035^{a}	5.708±0.056^{ab}	5.976±0.062^{c}	5.938±0.093^{bc}
初始体重IW (g)	3.885±0.117^{a}	3.721±0.097^{a}	3.829±0.104^{a}	3.767±0.079^{a}
终末体重FW (g)	4.023±0.104^{a}	4.206±0.126^{ab}	4.903±0.199^{b}	4.777±0.158^{b}
增重率WGR (%)	3.90±1.24^{a}	13.47±2.80^{b}	27.82±3.40^{b}	27.09±3.63^{b}
体重特定增长率 SGR_W (%, /d)	0.46±0.14^{a}	1.51±0.30^{b}	2.98±0.35^{b}	2.89±0.37^{b}
全长特定增长率 SGR_L (%, /d)	0.36±0.10^{a}	0.50±0.09^{ab}	0.82±0.10^{bc}	1.02±0.15^{c}
蜕壳率Molting rate (%)	0.15±0.08^{a}	0.35±0.11^{ab}	0.50±0.11^{ab}	0.70±0.11^{b}
饲料系数FCR	3.87±0.52^{b}	2.87±0.47^{ab}	1.53±0.39^{a}	2.89±0.67^{ab}

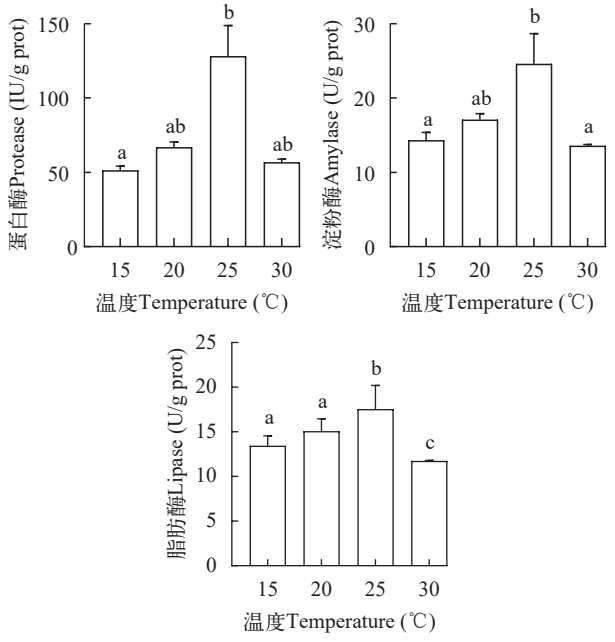


图 3 不同温度条件下克氏原螯虾的消化酶活性

Fig. 3 Digestive enzyme activity of *P. clarkii* under different temperature conditions

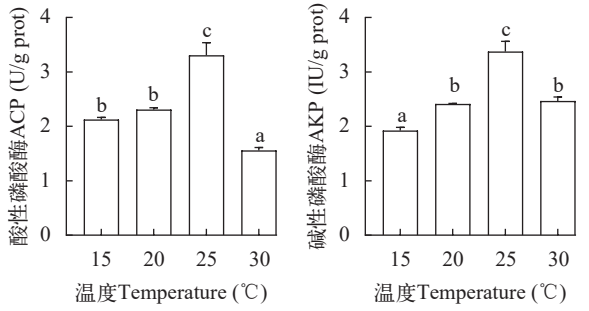


图 4 不同温度条件下克氏原螯虾的酸性磷酸酶(ACP)和碱性磷酸酶(AKP)活性

Fig. 4 ACP and AKP activities of *P. clarkii* under different temperature conditions

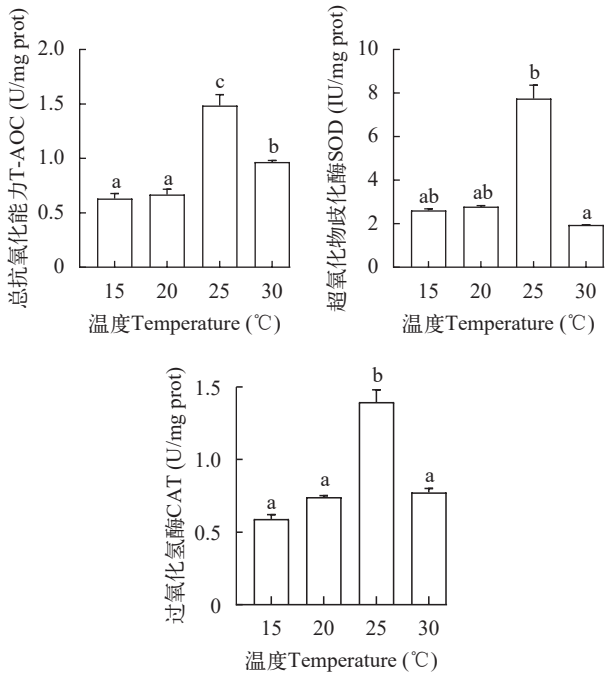


图 5 不同温度条件下克氏原螯虾总抗氧化能力(T-AOC)、超氧化物歧化酶(SOD)及过氧化氢酶(CAT)活性

Fig. 5 T-AOC, SOD, and CAT activities of *P. clarkii* under different temperature conditions

原螯虾肠道菌群的观测物种数、Chao1 指数与 Ace 指数均显著高于15℃、25℃和30℃处理组(P<0.05), 而各组间辛普森指数无显著差异(P>0.05)。

基于OTU绘制的韦恩图表明, 所有样品共产生1582个OTU, 共有OTU仅30个(占 1.90%), 表明温度对肠道菌群组成影响显著。15℃、20℃、25℃和30℃ 处理组特有OTU数分别为154、467、295和254 个, 其中20 ℃处理组特有OTU数量最多, 表明其肠道菌群结构最为复杂(图 6)。

在门分类水平上, 克氏原螯虾肠道菌群主要由变形菌门(Proteobacteria)、厚壁菌门(Firmicutes)、髌骨细菌门(Patescibacteria)、放线菌门(Actinobacteriota)、拟杆菌门(Bacteroidota)、浮霉菌门(Planctomycetota)和蛭弧菌门(Bdellovibrionota)组成。各处理组间变形菌门、厚壁菌门和拟杆菌门的相对丰度无显著差异(P>0.05), 但25℃处理组中厚壁菌门和拟杆菌门的相对丰度略高于其他组。此外, 25℃处理组中髌骨细菌门、放线菌门、浮霉菌门和蛭弧菌门的相对丰度均显著降低(P<0.05; 图 7)。

表 3　不同温度条件下克氏原螯虾的肠道菌群Alpha多样性指数

Tab. 3　Alpha diversity index of gut microbiota of *P. clarkii* under different temperature conditions

Alpha多样性指数 Alpha diversity index	温度 Temperature (℃)			
	15	20	25	30
Observed-otus	192.33±18.17^{a}	474.33±14.19^{b}	202.33±23.95^{a}	298.67±47.48^{a}
Chao1 index	199.51±17.43^{a}	511.39±22.95^{b}	226.48±32.4^{a}	325.52±53.19^{a}
Shannon index	2.85±0.22^{ab}	3.30±0.22^{b}	2.23±0.05^{a}	3.05±0.13^{b}
Simpson index	0.88±0.03	0.88±0.04	0.81±0.01	0.90±0.02
Ace index	202.52±18.14^{a}	510.37±20.88^{b}	232.36±32.04^{a}	328.25±50.60^{a}

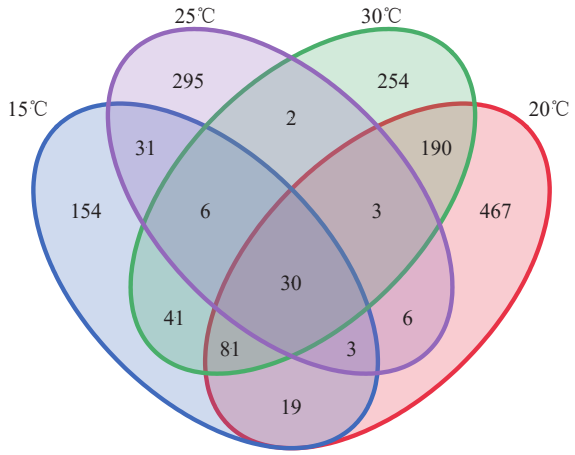


图 6　不同温度条件下克氏原螯虾肠道菌群的韦恩图分析

Fig. 6　Venn analysis of gut microbiota of *P. clarkii* under different temperature conditions

在属分类水平上, 克氏原螯虾肠道菌群主要由念珠菌属(*Candidatus bacilloplasma*)、希瓦氏菌属(*Shewanella*)、赖氨酸芽孢杆菌属(*Lysinibacillus*)、哈夫尼亚−肥胖杆菌属(*Hafnia-Obesumbacterium*)、假单胞菌属(*Pseudomonas*)、假黄色单胞菌属(*Pseudoxanthomonas*)和*ZOR0006*组成(图 8)。与其他温度处理组相比, 25℃组赖氨酸芽孢杆菌属丰度显著升高, 念珠菌属、希瓦氏菌属、假单胞菌属、假黄色单胞菌属显著降低(P<0.05)。各处理组间哈夫尼亚−肥胖杆菌属和*ZOR0006*丰度无显著性差异(P<0.05)。

β多样性选用了基于Curtis距离算法的主坐标分析(Principal coordinate analysis, PCoA)和基于Bray距离算法的非度量多维尺度分析(Nonmetric Multidimensional scaling, NMDS; 图 9)。PCoA 分析结果显示, PC1和PC2的贡献率分别为33.40%和23.80%, 累计贡献率为57.20%, 表明降维后能够有

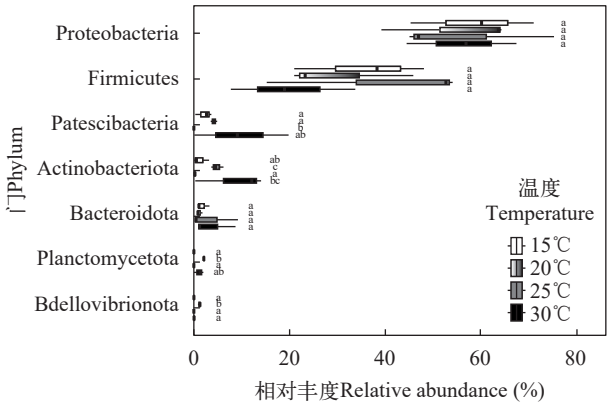


图 7　不同温度条件下克氏原螯虾肠道菌群在门水平上的相对丰度

Fig. 7　Relative abundance of gut microbiota at the phylum level of *P. clarkii* under different temperature conditions

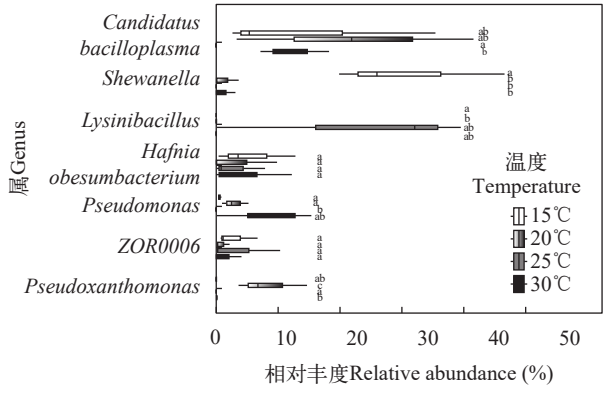


图 8　不同温度条件下克氏原螯虾肠道菌群在属水平上的相对丰度

Fig. 8　Relative abundance of gut microbiota at the genus level of *P. clarkii* under different temperature conditions

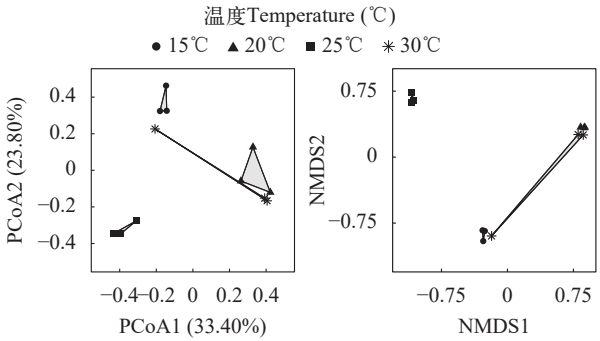


图 9 不同温度条件下克氏原螯虾肠道菌群结构的主坐标分析(PCoA)和非度量多维排列分析(NMDS)

Fig. 9 PCoA and NMDS of *P. clarkii* under different temperature conditions

效反映样本间的真实差异。NMDS (Stress=0.008)分析, 图中各处理组内样本聚集紧密, 组间分离明显, 进一步证实温度对克氏原螯虾肠道菌群组成具有显著影响。

3 讨论

3.1 温度对生长和摄食的影响

温度是甲壳类动物生存环境中的关键因子, 其变化直接影响机体的生长代谢, 甚至可能诱发细菌性疾病[26]。不同甲壳动物对温度有各自的适宜范围。例如, 日本对虾(*Penaeus japonicus*)对温度较为敏感, 适宜的温度为25—30℃[27], 而克氏原螯虾作为一种适应性相对较强的甲壳动物, 其适宜生长温度为20—32℃[28]。何乃娟等[5]研究表明, 持续29℃高温虽能显著促进克氏原螯虾的生长与消化, 但会削弱机体免疫能力, 当温度持续高于32℃时, 其存活与生长均受到显著抑制; 徐登歌等[29]比较研究了湖北、广东和海南三地的克氏原螯虾生长性能, 亦发现当水温高于30℃时, 其生长反而受到抑制。本研究在15—30℃的实验结果显示, 随着水温升高, 克氏原螯虾的增重率和日摄食率均呈上升趋势, 但在25℃时增重率达到峰值; 随后水温继续升高, 增重率下降, 而日摄食率仍持续上升。这种摄食率与增重率变化不同步的现象, 可能与温度超过适宜范围后代偿性代谢消耗增加有关[6]。当水温超过25℃后, 克氏原螯虾为了维持体内稳态, 需要消耗更多的能量来应对高温带来的应激反应。例如, 高温会导致其体内水分散失加快, 为了保持体内水分平衡, 克氏原螯虾需要增加呼吸频率和排泄量, 这些生理过程均需消耗大量能量。因此, 尽管克氏原螯虾的摄食率仍在上升, 但由于代偿性代谢消耗增加, 用于生长的能量相对减少, 从而增重率下降。此外, 蜕壳是甲壳动物实现生长的关键过程。本研究高温(30℃)处理组的蜕壳率虽显著提高, 但增重率并未相应增加。目前已知甲壳动物蜕壳过程受蜕壳抑制激素(Molt-inhibiting hormone, MIH)和蜕皮激素共同作用影响[30]。可能是在高温条件下, 一方面克氏原螯虾摄食量增多, 能量代谢旺盛, 相关代谢酶活性提高; 另一方面高温可能促进了蜕皮激素受体EcR基因的表达, 二者共同作用提高蜕皮频率。类似地, Gong等[31]报道高温可显著提高泥蟹(*Scylla paramamosain*)蜕皮激素受体*EcR*基因的表达, 并且大幅缩短了蜕皮间隔。然而, 该温度已接近其热耐受上限, 对机体生理产生了负面效应: 一方面, 高温导致能量消耗增加, 而蜕壳过程又需大量能量用于新壳形成; 另一方面, 整体能量供给相对不足, 从而限制了生长效率。以上结果表明, 在接近热耐受极限时, 克氏原螯虾可能表现为“代偿性蜕壳”, 即蜕壳次数增加但未能有效转化为体重的增长。与高温胁迫相反, 低温作用会抑制甲壳动物的蜕壳。研究发现, 三疣梭子蟹(*Portunus trituberculatus*)在18℃低温下蜕皮周期延迟[32]。在本研究中, 15℃处理组出现生长缓慢、部分样本未发生蜕壳的情况, 导致该处理组饲料系数显著升高。因此, 适宜的水温有利于克氏原螯虾的摄食与生长, 而极端高温或低温则会降低其生长效率并增加代谢负担。

3.2 温度对酶活性的影响

克氏原螯虾的非特异性免疫和抗氧化能力是维持其健康生长的重要生理基础[33]。克氏原螯虾缺乏特异性免疫系统, 主要依靠非特异性免疫抵抗病原体的入侵[34]。非特异性免疫机制包括物理屏障、化学屏障以及各种免疫细胞和免疫分子的作用, 虽然其不如特异性免疫, 但具有快速、广泛的特点, 能够在病原体入侵的初期提供及时的防御。在免疫相关酶中, 酸性磷酸酶和碱性磷酸酶是甲壳类动物防御系统的重要组成部分, 构成吞噬细胞杀菌的物质基础, 对维持机体免疫稳态具有重要作用[35]。肝胰腺作为克氏原螯虾的代谢核心器官, 易受活性氧攻击而发生氧化损伤[36]。超氧化物歧化酶能够清除过量的活性氧, 保护机体免受活性氧的伤害[37]。过氧化氢酶则可以缓解细胞和组织因H_2O_2引起的氧化损伤[38]。

在本研究中, 温度变化对克氏原螯虾的消化功能具有显著影响。克氏原螯虾的消化酶(蛋白酶、淀粉酶、脂肪酶)活性随温度升高呈先升后降趋势, 与生长表现一致。蛋白酶能够将饲料中的蛋白质分解为小分子的肽和氨基酸, 淀粉酶可以将淀粉分解为葡萄糖等单糖, 脂肪酶则负责将脂肪分解为甘油和脂肪酸。这些小分子营养物质能够被克氏原

螯虾的肠道吸收, 为机体的生长、发育和代谢提供能量和物质基础。在适宜温度范围内, 消化酶活性升高表明机体对饲料的利用效率提升; 而当温度偏离适宜范围时, 消化酶活性下降, 可能与酶分子结构的改变或代谢负荷过重导致的功能抑制。消化酶活性是衡量机体对饲料利用程度的关键指标, 活性越高通常代表机体对饲料的利用越充分, 并且与摄食之间存在相互促进的交互作用[39]。在25℃时, 克氏原螯虾不仅消化酶活性较高, 抗氧化指标(T-AOC、SOD、CAT)及免疫相关酶(ACP、AKP)活性也表现最优。这表明在该温度下机体既能保持较强的消化能力, 又能维持适宜的氧化还原平衡和免疫防御水平。温度过高或过低均可能导致氧化压力的增加, 进而抑制抗氧化酶的活性, 或损害免疫细胞功能。因此, 适宜温度(约 25℃)可有效提升克氏原螯虾的消化能力、抗氧化水平及非特异性免疫机能, 从而为其健康生长提供生理保障。

3.3　温度对肠道菌群的影响

肠道是克氏原螯虾进行营养消化和吸收的重要器官[40], 肠道菌群在维持微生态平衡、促进宿主营养吸收和抵抗病原体入侵方面发挥着重要作用。相比陆生动物, 水生动物肠道菌群更易受到环境胁迫、食物类型及宿主生理状态的影响[41]。本研究克氏原螯虾肠道菌群的主要细菌门类为变形菌门、厚壁菌门、放线菌门和拟杆菌门, 与前人研究结果一致[42—44], 这表明克氏原螯虾肠道菌群具有一定的稳定性和普遍性。变形菌门功能高度复杂, 且广泛参与淡水生态系统中复杂有机大分子的降解; 厚壁菌门与蛋白质、脂肪及碳水化合物代谢密切相关, 可以产生多种消化酶帮助宿主分解各种物质, 提升宿主的消化效率; 拟杆菌门有助于促进营养物质的吸收、维持肠道稳态并促进免疫发育[45]。

在 25℃ 条件下, 肠道菌群结构发生显著变化。门水平上, 髌骨细菌门、浮霉菌门和蛭弧菌门的相对丰度显著降低。属水平上, 赖氨酸芽孢杆菌属丰度显著上升, 而念珠菌属、希瓦氏菌属、假单胞菌属和假黄色单胞菌属则显著降低。芽孢杆菌属作为常见益生菌, 可降低肠道 pH 并促进纤维素类物质分解[46], 并且可以产生抗菌物质, 抑制有害菌的生长和繁殖。念珠菌属、希瓦氏菌属、假单胞菌属和假黄色单胞菌属属于条件致病菌, 在宿主受到应激因素的影响时, 易大量增殖并破坏肠道平衡[12, 47]。它们的降低可以增强机体抗病能力。因此, 适宜水温(约 25℃)不仅能够优化肠道菌群结构, 抑制潜在致病菌的增殖, 还能够促进有益菌的增殖, 从而提升机体的消化吸收及抗病能力。但是, 本研究的实验周期为8d, 旨在探究温度对克氏原螯虾生理指标及肠道菌群结构的短期影响。在这一时间范围内, 我们观察到了不同温度处理下克氏原螯虾生长性能、生理指标及肠道菌群结构的显著变化, 这能够反映其对温度胁迫的急性生理响应特征。然而, 由于实验周期较短, 本实验可能无法揭示温度对其长期适应性的影响。肠道菌群的稳定定殖、免疫系统及生长补偿效应等适应性变化, 通常需要更长时间才能充分显现。因此, 本研究主要反映的是温度的短期作用效应。后续研究应延长实验周期, 采取多时间点动态监测, 并结合转录组学或代谢组学等, 深入探究克氏原螯虾在温度胁迫下的适应性策略。

4　结论

温度显著影响克氏原螯虾的生长性能、摄食特征、生理状态及肠道菌群组成。本研究证实 25℃为克氏原螯虾幼虾的最适生长温度。在该温度下, 其生长性能(增重率、特定生长率)最佳, 消化酶、抗氧化酶及免疫相关酶活性均达峰值, 表明机体代谢效率、抗应激与免疫能力处于最优状态。同时, 肠道菌群结构在25℃发生有益调整, 潜在有害菌属丰度降低, 有益菌属相对增加。30℃虽能提高摄食率与蜕壳频率, 但能量消耗增大, 未能有效转化为生长。综合分析表明, 25℃不仅能促进克氏原螯虾快速生长, 亦有利于维持其健康的生理状态与肠道微生态平衡。

(作者声明本文符合出版伦理要求)

参考文献:

[1] Crandall K A, De Grave S. An updated classification of the freshwater crayfishes (Decapoda: Astacidea) of the world, with a complete species list [J]. *Journal of Crustacean Biology*, 2017, **37**(5): 615-653.

[2] Oficialdegui F J, Clavero M, Sánchez M I, *et al*. Unravelling the global invasion routes of a worldwide invader, the red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) [J]. *Freshwater Biology*, 2019, **64**(8): 1382-1400.

[3] National Fisheries Technology Extension Center, China Society of Fisheries. China crayfish industry development report (2025) [J]. *China Fisheries*, 2025(7): 10-16. [全国水产技术推广总站、中国水产学会. 中国小龙虾产业发展报告(2025) [J]. 中国水产, 2025(7): 10-16.]

[4] Majid Askari H, Nader S, Azadeh A, *et al*. Influence of eyestalk ablation and temperature on molting and mortality of narrow-clawed crayfish (*Astacus leptodactylus*) [J]. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 2008, **8**(2): 219-223.

[5] He N J, Ruan G L, Liu Y L, *et al*. Effects of sustained

high-temperature stress on growth performance, digestive enzyme activities and immune indexes of crayfish, *Procambarus clarkii* [J]. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 2022, **46**(3): 395-402. [何乃娟, 阮国良, 刘玉林, 等. 持续高温胁迫对克氏原螯虾生长、消化酶活性与免疫指标的影响 [J]. 水生生物学报, 2022, **46**(3): 395-402.]

[6] Wen X B, Ku Y M, Luo J B. Effects of temperature, body weight and feeding on metabolismon of *Procambarus clarkii* [J]. *Journal of Huazhong Agricultural University*, 2003, **22**(2): 152-156. [温小波, 库夭梅, 罗静波. 温度、体重及摄食状态对克氏原螯虾代谢的影响 [J]. 华中农业大学学报, 2003, **22**(2): 152-156.]

[7] Guo K, Ruan G, Fan W, *et al*. Immune response to acute heat stress in the intestine of the red swamp crayfish, *Procambarus clarkii* [J]. *Fish & Shellfish Immunology*, 2020(100): 146-151.

[8] Sha W B, Liu C, Sun Y F, *et al*. Effect of low temperature on antioxidant and non-specific immunity of *Procambarus clarkii* [J]. *Journal of Shanghai Ocean University*, 2025, **34**(1): 123-134. [沙文彬, 刘闯, 孙云飞, 等. 低温胁迫对克氏原螯虾抗氧化与非特异性免疫能力的影响 [J]. 上海海洋大学学报, 2025, **34**(1): 123-134.]

[9] Carmona-Osalde C, Rodriguez-Serna M, Olvera-Novoa M A, *et al*. Gonadal development, spawning, growth and survival of the crayfish *Procambarus llamasi* at three different water temperatures [J]. *Aquaculture*, 2004, **232**(1/2/3/4): 305-316.

[10] Wang W N, Wang A L, Liu Y, *et al*. Effects of temperature on growth, adenosine phosphates, ATPase and cellular defense response of juvenile shrimp *Macrobrachium nipponense* [J]. *Aquaculture*, 2006, **256**(1/2/3/4): 624-630.

[11] An M I, Choi C Y. Activity of antioxidant enzymes and physiological responses in ark shell, *Scapharca broughtonii*, exposed to thermal and osmotic stress: Effects on hemolymph and biochemical parameters [J]. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 2010, **155**(1): 34-42.

[12] Liao G, Wang W, Yu J, *et al*. Integrated analysis of intestinal microbiota and transcriptome reveals that a coordinated interaction of the endocrine, immune system and gut microbiota response to heat stress in *Litopenaeus vannamei* [J]. *Developmental & Comparative Immunology*, 2024(156): 105176.

[13] Xue Y C, Gao Y M, Huang X X. Tolerance and physiological response to hypoxia in *Neocaridina denticulata* under different temperatures [J]. *Journal of Fishery Sciences of China*, 2022, **29**(5): 673-683. [薛毓才, 高逸鸣, 黄旭雄. 不同温度下锯齿新米虾对低溶解氧胁迫的耐受能力及生理响应 [J]. 中国水产科学, 2022, **29**(5): 673-683.]

[14] Ding X F, Yang Y J, Jin S, *et al*. The stress effects of temperature fluctuation on immune factors in crab *Scylla serrata* [J]. *Fisheries Science*, 2010, **29**(1): 1-6. [丁小丰, 杨玉娇, 金珊, 等. 温度变化对锯缘青蟹免疫因子的胁迫影响 [J]. 水产科学, 2010, **29**(1): 1-6.]

[15] Guo Z, Hou X, Chang L, *et al*. Effects of different feeding patterns on growth, enzyme activity, and intestinal microbiome of the juvenile Pacific abalone *Haliotis discus hannai* [J]. *Aquaculture Reports*, 2024(39): 102427.

[16] Bennett G, Malone M, Sauther M L, *et al*. Host age, social group, and habitat type influence the gut microbiota of wild ring-tailed lemurs (*Lemur catta*) [J]. *American Journal of Primatology*, 2016, **78**(8): 883-892.

[17] Wang X, Tang B, Luo X, *et al*. Effects of temperature, diet and genotype-induced variations on the gut microbiota of abalone [J]. *Aquaculture*, 2020(524): 735269.

[18] David L A, Maurice C F, Carmody R N, *et al*. Diet rapidly and reproducibly alters the human gut microbiome [J]. *Nature*, 2014, **505**(7484): 559-563.

[19] Zhu X Y, Xing Y F, Zheng X T, *et al*. The effects of thermal stress on the morphology, physiological functions, gut microbiota, and metabolism of *Penaeus vannamei* under seawater and low-salinity conditions [J]. *Aquaculture*, 2026(612): 743188.

[20] Ruan G, Li S, He N, *et al*. Short-term adaptability to non-hyperthermal stress: Antioxidant, immune and gut microbial responses in the red swamp crayfish, *Procambarus clarkii* [J]. *Aquaculture*, 2022(560): 738497.

[21] Li S, Qian Z, Gao S, *et al*. Effect of long-term temperature stress on the intestinal microbiome of an invasive snail [J]. *Frontiers in Microbiology*, 2022(13): 961502.

[22] Liu Q, Long Y, Li B, *et al*. Rice-shrimp culture: a better intestinal microbiota, immune enzymatic activities, and muscle relish of crayfish (*Procambarus clarkii*) in Sichuan Province [J]. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 2020, **104**(21): 9413-9420.

[23] Sepulveda J, Moeller A H. The effects of temperature on animal gut microbiomes [J]. *Frontiers in Microbiology*, 2020(11): 384.

[24] Yao H H, Chen X R, Yuan H W, *et al*. Effects of fermented feed on growth performance, muscle quality, antioxidant capacity and intestinal microflora in *Procambarus clarkii* [J]. *Journal of Fisheries of China*, 2023, **47**(12): 121-134. [姚海行, 陈效儒, 袁汉文, 等. 发酵饲料对克氏原螯虾生长性能、肌肉品质、抗氧化能力和肠道微生物群落的影响 [J]. 水产学报, 2023, **47**(12): 121-134.]

[25] Callahan B J, McMurdie P J, Rosen M J, *et al*. DADA2: High-resolution sample inference from Illumina amplicon data [J]. *Nature Methods*, 2016, **13**(7): 581-583.

[26] Luo L, Huang J H, Liu D L, *et al*. Transcriptome reveals the important role of metabolic imbalances, immune disorders and apoptosis in the treatment of *Procambarus*

clarkii at super high temperature [J]. *Comparative Biochemistry and Physiology Part D: Genomics and Proteomics*, 2021(37): 100781.

[27] Yu Z X, Ren X Y, Shao H X, *et al*. Effect of low temperature stress on antioxidant system and apoptosis of *Marsupenaeus japonicus* [J]. *Progress in Fishery Sciences*, 2022, **43**(2): 157-166. [于振兴, 任宪云, 邵慧鑫, 等. 低温胁迫对日本对虾抗氧化系统和细胞凋亡的影响 [J]. 渔业科学进展, 2022, **43**(2): 157-166.]

[28] Wu W J, Xu Q Z, Wan T, *et al*. Comparison of high temperature tolerance in three population diallel hybrid population of red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) [J]. *Journal of Dalian Ocean University*, 2024, **39**(4): 606-612. [吴玮杰, 徐啟洲, 万通, 等. 克氏原螯虾3群体双列杂交群体耐高温性能比较 [J]. 大连海洋大学学报, 2024, **39**(4): 606-612.]

[29] Xu D G, Guo K Y, Wang Y C, *et al*. Comparison of growth characteristics and muscle quality of *Procambarus clarkii* cultured in ponds across different regions [J]. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 2025, **49**(9): 150-161. [徐登歌, 郭铠莹, 王宇驰, 等. 不同地区池塘养殖克氏原螯虾的生长特征及肌肉品质比较 [J]. 水生生物学报, 2025, **49**(9): 150-161.]

[30] Lachaise F, Le Roux A, Hubert M, *et al*. The molting gland of crustaceans: localization, activity, and endocrine control (a review) [J]. *Journal of Crustacean Biology*, 1993, **13**(2): 198-234.

[31] Gong J, Yu K, Shu L, *et al*. Evaluating the effects of temperature, salinity, starvation and autotomy on molting success, molting interval and expression of ecdysone receptor in early juvenile mud crabs, *Scylla paramamosain* [J]. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 2015(464): 11-17.

[32] Qian Y, Yu Q, Zhang J, *et al*. Molecular characterization of TRPA1 and its function in thermotaxis and molting in *Portunus trituberculatus* [J]. *Aquaculture Reports*, 2025(45): 103158.

[33] Zhang S Y, Xie M Q, Xu L L, *et al*. Effects of chitosan oligosaccharide on digestive enzyme activities, intestinal microflora structure, serum nonspecific immune indices and disease resistance of *Procambarus clarkii* [J]. *Chinese Journal of Animal Nutrition*, 2020, **32**(12): 5864-5874. [张诗雨, 谢梦琪, 许荔立, 等. 壳寡糖对克氏原螯虾消化酶活性、肠道菌群结构、血清非特异性免疫指标及抗病力的影响 [J]. 动物营养学报, 2020, **32**(12): 5864-5874.]

[34] Vazquez L, Alpuche J, Maldonado G, *et al*. Review: immunity mechanisms in crustaceans [J]. *Innate Immunity*, 2009, **15**(3): 179-188.

[35] Li C L, Li J H, Cheng Y X, *et al*. Effects of different initial diets on water quality, growth, digestive enzymes and non-specific immune enzymes of *Procambarus clarkii* [J]. *Journal of Shanghai Ocean University*, 2022, **31**(4): 883-892. [李晨露, 李京昊, 成永旭, 等. 不同饵料对克氏原螯虾仔虾养殖水质、生长、消化酶和非特异性免疫酶的影响 [J]. 上海海洋大学学报, 2022, **31**(4): 883-892.]

[36] Zhang S P, Li J F, Wu X C, *et al*. Effects of different dietary lipid level on the growth, survival and immune-relating genes expression in pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei* [J]. *Fish & Shellfish Immunology*, 2013, **34**(5): 1131-1138.

[37] Yan G, Gu C, Wang C X, *et al*. Effect of Euryale ferox extract on growth, antioxidant capacity, and immunity of *Procambarus clarkii* [J]. *Freshwater Fisheries*, 2022, **52**(1): 83-89. [闫戈, 顾晨, 王承鑫, 等. 芡实提取物对克氏原螯虾生长、抗氧化能力及免疫功能的影响 [J]. 淡水渔业, 2022, **52**(1): 83-89.]

[38] Qiu R, Cheng Y, Huang X, *et al*. Effect of hypoxia on immunological, physiological response, and hepatopancreatic metabolism of juvenile Chinese mitten crab *Eriocheir sinensis* [J]. *Aquaculture International*, 2011, **19**(2): 283-299.

[39] Zhang W W, Xu W N, Wang Y, *et al*. Effect of dietary lysime levels on grow, body composition and digestive enzyme activity of red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) [J]. *Journal of Fishery Sciences of China*, 2013, **20**(2): 402-410. [张微微, 徐维娜, 王莹, 等. 饲料中赖氨酸水平对克氏原螯虾生长、体组成与消化酶活性的影响 [J]. 中国水产科学, 2013, **20**(2): 402-410.]

[40] Chen L, Feng L, Jiang W D, *et al*. Intestinal immune function, antioxidant status and tight junction proteins mRNA expression in young grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) fed riboflavin deficient diet [J]. *Fish & Shellfish Immunology*, 2015, **47**(1): 470-484.

[41] Liu Y, Huang E, Li X, *et al*. Effects of dietary marine red yeast supplementation on growth performance, antioxidant, immunity, lipid metabolism and mTOR signaling pathway in Juvenile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) [J]. *Aquaculture Reports*, 2024(37): 102196.

[42] Fan J, Chen L, Mai G, *et al*. Dynamics of the gut microbiota in developmental stages of *Litopenaeus vannamei* reveal its association with body weight [J]. *Scientific Reports*, 2019(9): 734.

[43] Shui Y, Guan Z B, Liu G F, *et al*. Gut microbiota of red swamp crayfish *Procambarus clarkii* in integrated crayfish-rice cultivation model [J]. *AMB Express*, 2020, **10**(1): 5.

[44] Egerton S, Culloty S, Whooley J, *et al*. The gut microbiota of marine fish [J]. *Frontiers in Microbiology*, 2018(9): 873.

[45] Liu N, Peng Z G. Analysis of intestinal microorganisms in *Triplophysa rosa* (Teleostei, Cypriniformes) [J]. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 2021, **45**(1): 118-124. [刘妮, 彭作刚. 玫瑰高原鳅肠道微生物多样性研究 [J]. 水生生物学报, 2021, **45**(1): 118-124.]

[46] Xu L, Yuan J, Chen X, *et al*. Screening of intestinal

probiotics and the effects of feeding probiotics on the digestive enzyme activity, immune, intestinal flora and WSSV resistance of *Procambarus clarkii* [J]. *Aquaculture*, 2021(540): 736748.

[47] Zhang Y, Sun K, Li Z, *et al*. Effescts of acute diclofenac exposure on intestinal histology, antioxidant defense, and microbiota in freshwater crayfish (*Procambarus clarkii*) [J]. *Chemosphere*, 2021(263): 128130.

TEMPERATURE ON FEEDING, GROWTH, ENZYME ACTIVITY, AND INTESTINAL MICROBIOTA OF *PROCAMBARUS CLARKII*

GUO Kai-Ying[1, 2], WANG Yu-Chi[2, 3], XU Deng-Ge[2, 4], RONG Kuan[2, 3], GUO Rui[1, 2], GUO Chao[2], LIU Jia-Shou[2, 3], ZHANG Tang-Lin[2, 3] and LI Wei[2, 3]

(1. *Dalian Ocean University*, *Dalian* 116023, *China*; 2. *State Key Laboratory of Breeding Biotechnology and Sustainable Aquaculture*, *Institute of Hydrobiology*, *Chinese Academy of Sciences*, *Wuhan* 430072, *China*; 3. *University of Chinese Academy of Sciences*, *Beijing* 100049, *China*; 4. *National Fisheries Technology Extension Center China Society of Fisheries*, *Beijing* 100125, *China*)

Abstract: To investigate the effects of temperature on the feeding, growth, enzyme activity, and intestinal microbiota of the red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*), juveniles with an average weight of (3.80±0.05) g were selected and subjected to four temperature treatments (15℃, 20℃, 25℃, and 30℃). The results indicated that both daily feed intake and daily feeding rate increased with rising temperature, with the 30℃ group exhibiting a significantly higher feeding rate compared to the 15℃ and 20℃ groups. In terms of growth, the 25℃ group achieved the highest weight gain and specific growth rate, significantly surpassing the 15℃ group, while the 30℃ group displayed the highest molting rate and was also significantly higher than the 15℃ group. Enzyme activity analysis revealed that the 25℃ group showed significantly higher activities of digestive enzymes (protease and amylase) than the other temperature groups. Additionally, this group demonstrated significantly elevated levels of antioxidant (total antioxidant capacity, superoxide dismutase, catalase) and nonspecific immune enzymes (acid phosphatase, alkaline phosphatase) compared to the other groups, indicating enhanced stress resistance and immune capacity at 25℃. Intestinal microbiota analysis indicated that the 20℃ group had the highest microbial community richness (Observed OTUs, Chao1, Ace indices). However, at 25℃, significant alterations in community structure were observed at the phylum and genus levels: the relative abundances of Patescibacteria, Planctomycetota, and Bdellovibrionota decreased significantly. At the genus level, the beneficial *Lysinibacillus* increased significantly, while potential pathogens such as *Candidatus Bacilloplasma*, *Shewanella*, *Pseudomonas*, and *Pseudoxanthomonas* decreased significantly. These findings suggest that 25℃ is conducive to the growth of *P. clarkii*, enhancing its digestive enzyme activity, immune function, disease resistance, and significantly improving the intestinal microbiota structure.

Key words: Temperature; Feeding; Growth; Enzyme activity; Intestinal microbiota; *Procambarus clarkii*