

Wang A Q, Li P L, Xiong S H, *et al.* Otolith carbon and oxygen isotopic signatures of juvenile chum salmon (*Oncorhynchus keta*) [J]. *Acta Hydrobiologica Sinica*, 2026, 50(4): 042602. [王安琪, 李培伦, 熊书涵, 等. 大麻哈鱼幼鱼耳石碳、氧同位素特征 [J]. 水生生物学报, 2026, 50(4): 042602.]

大麻哈鱼幼鱼耳石碳、氧同位素特征

王安琪^{1,2} 李培伦² 熊书涵² 王继隆²

(1. 天津农学院水产学院, 天津 300392; 2. 中国水产科学研究院黑龙江水产研究所, 哈尔滨 150070)

摘要: 为了探究幼鱼耳石中碳($\delta^{13}\text{C}$)、氧($\delta^{18}\text{O}$)稳定同位素对大麻哈鱼群体识别的作用, 本文以不足1龄的养殖与野生大麻哈鱼群体为研究对象, 利用稳定同位素质谱分析技术, 对大麻哈鱼幼鱼群体耳石中碳、氧稳定同位素进行分析。结果显示, 养殖群体的耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 和 $\delta^{13}\text{C}$ 平均值分别为 $(-10.33 \pm 0.30)\text{‰}$ 和 $(-8.60 \pm 0.45)\text{‰}$, 野生群体的耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 和 $\delta^{13}\text{C}$ 平均值分别为 $(-9.90 \pm 0.34)\text{‰}$ 和 $(-11.76 \pm 0.65)\text{‰}$ 。两群体间耳石碳氧稳定同位素均存在差异, 且这种差异主要与养殖和野生幼鱼群体早期经历的不同淡水生境有关。利用大麻哈鱼幼鱼耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 和 $\delta^{13}\text{C}$ 的关联分析, 本文有效区分出了养殖与野生幼鱼群体, 验证了幼鱼耳石同位素在追溯洄游成年大麻哈鱼来源中的可行性, 同时为评估人工增殖放流效果及其对野生群体的生态影响提供科学依据。

关键词: 耳石; $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{18}\text{O}$; 群体鉴别; 大麻哈鱼

中图分类号: Q178.2 **文献标识码:** A **文章编号:** 1000-3207(2026)04-042602-07

doi: 10.3724/1000-3207.2025.2025.0343 **CSTR:** 32229.14.SSSWXB.2025.0343



大麻哈鱼(*Oncorhynchus keta*)作为典型的溯河洄游性鱼类, 广泛分布于北太平洋及其沿岸国家的淡水河流, 在中国主要分布于黑龙江、乌苏里江、绥芬河及图们江水域, 具有重要经济及科研价值^[1,2]。近年来, 水利工程建设、过度捕捞等原因导致其栖息地被破坏, 大麻哈鱼资源数量急剧下降^[3]。为恢复种群资源, 增殖放流工作逐渐开展, 然而评估其放流效果需对放养群体的生长、存活及繁殖等进行长期追踪。但目前普遍用于评估放流群体对种群资源恢复能力的方法主要为耳石化学标记(如锶标记)^[4,5]或其他标记方法(如剪脂鳍、挂牌标记等)^[6,7], 这些方法需要花费大量时间与人力, 实施起来存在一定局限性。因此, 探索一种无需标记即可自然区分放养群体与野生群体的技术, 将对提升大麻哈鱼增殖放流的评估效率及资源保护成效具有重要意义。

耳石作为鱼类内耳中的一种碳酸钙结构, 具有

代谢惰性, 能在鱼类整个生命周期中持续沉积其所处水生环境中的微量元素, 且元素组成稳定不变^[8-10]。这一特性使耳石微化学分析成为有效追溯鱼类生活史环境变迁, 重建生境履历的有效工具。在渔业管理中, 种群的划分常以其起源水域为依据, 且在特定期限内, 研究群体通常不会与相邻群体混合^[11]。基于此, 以该时期幼鱼的整个耳石为分析对象, 往往能判别群体来源, 为资源管理提供科学依据。稳定同位素分析因对环境条件及生物活动的敏感性, 尤其适用于小尺度、水体条件复杂的研究场景^[12,13]。其中碳($\delta^{13}\text{C}$)和氧($\delta^{18}\text{O}$)同位素在耳石稳定同位素分析中应用最为广泛^[14-17]。研究表明, 耳石中 $\delta^{18}\text{O}$ 主要受环境水中 $\delta^{18}\text{O}$ ($\delta^{18}\text{O}_w$)与温度共同影响, 并能在相应温度下与周围水体达到或接近分馏平衡, 因此耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 可作为重建鱼类所经历水温变化及 $\delta^{18}\text{O}_w$ 特征的可靠指标^[18-20]。相比之下, 耳石中 $\delta^{13}\text{C}$ 的变化机制更加复杂, 其值与水体溶

收稿日期: 2025-09-30; 修订日期: 2025-12-17

基金项目: 中国水产科学研究院基本科研业务费(2023TD07); 黑龙江省自然科学基金(YQ2019C034); 农业农村部财政专项(2130135)资助 [Supported by the Central Public-interest Scientific Institution Basal Research Fund, CAFS (2023TD07); the Natural Science Foundation of Heilongjiang Province of China (YQ2019C034); Special Financial Funds of Species Resources Conservation Project of the Ministry of Agriculture and Rural Affairs of China (Investigation and Evaluation of Chum Salmon Resources) (2130135)]

作者简介: 王安琪(2000—), 女, 硕士在读; 主要研究方向渔业资源。E-mail: wanganqi0405@163.com

通信作者: 王继隆(1984—), 男, 副研究员; 主要从事渔业资源与生态学的研究工作。E-mail: wangjilong@hrfri.ac.cn

解无机碳中 $\delta^{13}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$)、食物源中 $\delta^{13}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$)及鱼类个体的代谢率等多种因素密切相关^[21–24]。值得注意的是, 这些因素间的差异也为耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 作为指示鱼类活动范围、出生地及鱼类种群或物种空间分布等提供了依据。

尽管耳石稳定同位素分析在渔业研究中成果显著, 但国内针对大麻哈鱼幼鱼耳石稳定同位素的相关研究尚未见任何报道。本文通过对比养殖和野生大麻哈鱼幼鱼耳石中的碳、氧稳定同位素的差异, 分析其与水温、食物来源等环境因子的关联, 旨在探索耳石碳氧稳定同位素在区分不同群体的可行性及其潜在的生态学意义, 从而为大麻哈鱼增殖放流效果评估与种群资源保护工作提供新思路。

1 材料与方法

1.1 实验材料

本研究采用的大麻哈鱼样本均为正处于淡水阶段且尚未入海的幼鱼个体, 其中养殖群体是由2019年10月采集于乌苏里江流域的亲鱼样本, 在汤原县大麻哈鱼孵化繁育基地, 经人工采卵授精, 孵化育出鱼苗后转运至中国水产科学研究院黑龙江水产研究所养殖车间的全自动循环控温水族箱, 在恒温条件(约12℃)下, 进行为期5个月的培育后, 从同一水箱随机取30尾幼鱼[平均叉长为(53.0±0.23) mm,

平均体重为(0.95±0.18) g]作为实验样本, 用于分析。野生群体则是于2020年4月底至5月中旬在黑龙江夹信子站(图1), 采用刺网(网目大小10 cm)随机采集的部分自然降海群体[平均叉长为(37.2±2.9) mm, 平均体重为(0.43±0.09) g], 共计27尾, 且期间每日监测站点水温。采集的幼鱼样本均带回实验室并于2020年5月底统一取出左右耳石。所有采样程序均严格遵循中国水产科学研究院黑龙江水产研究所《实验动物福利伦理审查指南》(编号: 20190820-002)。

实验期间, 本研究还同步采集了15个地下水水样及18个江水水样。其中地下水水样每月在培育养殖幼鱼的水族箱中采集3次, 以监测养殖水体中的参数变化; 江水水样则是于调查期间每3天在夹信子站及其上下游各500 m处(共3个点位)采集, 连续采集6次。通过多点位采样确保数据空间的代表性, 以准确反映水中碳氧稳定同位素在采样范围内的变化特征。采集的水样通过孔径0.45 μm 滤膜过滤后存入60 mL的聚乙烯塑料瓶中, 为防止水样的蒸发, 其瓶口用Parafilm膜密封, 并冷藏保存于实验室中, 留待分析。同期还利用II型浮游生物网(孔径160 μm)对站点浮游动物进行垂直拖网采集, 其中主要参考了刘雪华等^[10]采集方法, 所得的样品用蒸馏水清养3h后, 用180 μm 的滤网过滤分离, 随后

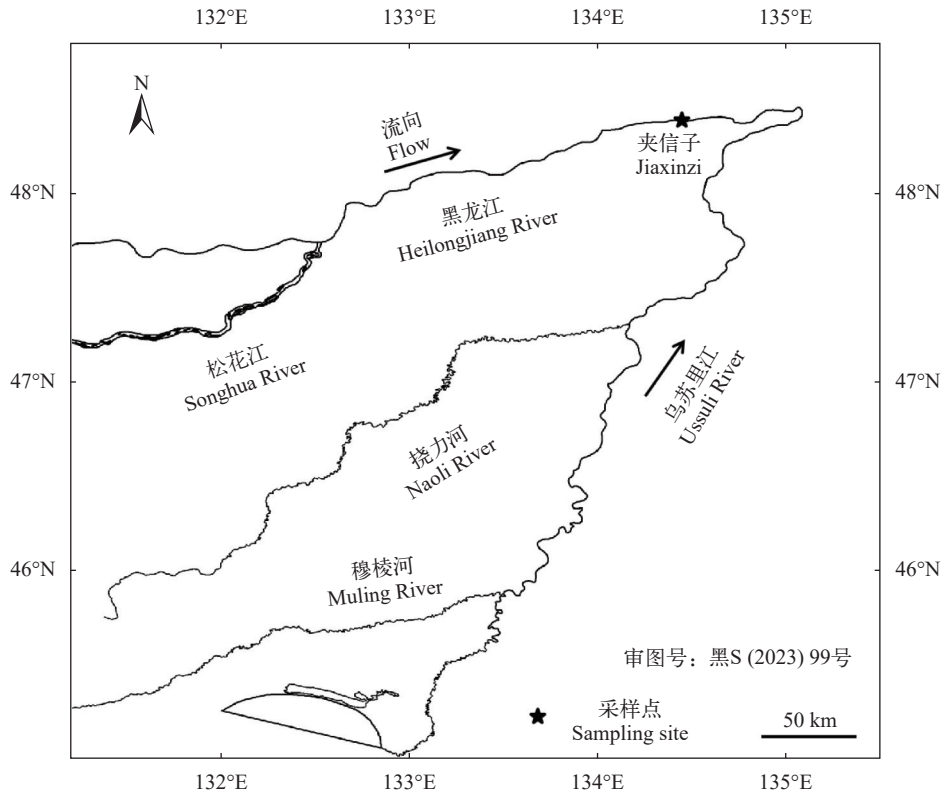


图1 野生大麻哈鱼幼鱼样本采样点示意图

Fig. 1 Map of sampling sites for wild juvenile chum salmon (*Oncorhynchus keta*)

用已预先在马弗炉中450℃灼烧4h的GF/F滤膜进行收集,所得滤膜随即带回实验室进行冷藏保存,留待分析。

1.2 样本稳定同位素测定

参考姜涛等^[26]的方法清洗幼鱼耳石并制备成粉末后,采用上海海洋大学大洋渔业资源可持续开发教育部重点实验室分析测定中心配备的顶空分析系统——稳定同位素质谱分析联用仪(Multiflow-ISOPRIME 100, 英国Isoprime公司)进行分析。采集的水样通过GasBench II 气体发生装置的DELTA V Advantage稳定同位素质谱仪进行测定。采集的浮游动物样品与养殖饲料参考刘雪华等^[10]方式,研磨成均匀粉末后,利用Finnigan delta plus和Flash EA1112联用仪进行分析。测定的 $\delta^{18}\text{O}$ 与 $\delta^{13}\text{C}$ 比值采用以下公式计算并以标准 $\delta(\text{‰})$ 进行表示:

$$\delta^{18}\text{O} = \left\{ \left[\left(\frac{^{18}\text{O}/^{16}\text{O}}{_{\text{A}}} / \left(\frac{^{18}\text{O}/^{16}\text{O}}{_{\text{S}}} \right) \right] - 1 \right\} \times 1000$$

$$\delta^{13}\text{C} = \left\{ \left[\left(\frac{^{13}\text{C}/^{12}\text{C}}{_{\text{A}}} / \left(\frac{^{13}\text{C}/^{12}\text{C}}{_{\text{S}}} \right) \right] - 1 \right\} \times 1000$$

式中,下标A可表示待测样本;下标S表示国际标准物质,其中待测样本中耳石与食物样本的国际标准物质为VPDB (Vienna Pee Dee Belemnite),而水样的国际标准物质为VSMOW (Vienna-Standard Mean Ocean Water)。测得的耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 与 $\delta^{13}\text{C}$ 的分析精度分别为 $\pm 0.2\text{‰}$ 、 $\pm 0.1\text{‰}$,食物源中 $\delta^{13}\text{C}$ 的分析精度为 $\pm 0.2\text{‰}$,而水中 $\delta^{18}\text{O}$ ($\delta^{18}\text{O}_{\text{w}}$)与 $\delta^{13}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$)的分析精度均优于 $\pm 0.06\text{‰}$ 。

1.3 数据处理

本文数据主要使用Excel和SPSS 25.0软件进行分析,其中所有数据均表示为平均值 $\pm$ 标准差(SD),采用Mann-Whitney U检验来比较养殖与野生幼鱼群体间耳石稳定同位素比值的差异,并采用Origin软件进行作图。

2 结果

2.1 养殖与野生大麻哈鱼幼鱼群体耳石同位素特征

调查的所有大麻哈鱼幼鱼耳石样本 $\delta^{18}\text{O}$ 与 $\delta^{13}\text{C}$

的比值如表1所示,其中养殖大麻哈鱼幼鱼群体[平均叉长为 (53.0 ± 0.23) mm,平均体重为 (0.95 ± 0.18) g]耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 与 $\delta^{13}\text{C}$ 的平均值分别为 $(-10.33 \pm 0.30)\text{‰}$ 和 $(-8.61 \pm 0.45)\text{‰}$,野生大麻哈鱼幼鱼群体[平均叉长为 (37.2 ± 2.9) mm,平均体重为 (0.43 ± 0.09) g]耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 与 $\delta^{13}\text{C}$ 的平均值分别为 $(-9.90 \pm 0.34)\text{‰}$ 和 $(-11.76 \pm 0.65)\text{‰}$ 。通过图2可以发现,所有群体耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 的波动范围均大于耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 的波动,尤其是野生群体耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 的波动最大,从 -13.38‰ 到 -10.74‰ ,与之相比,养殖群体耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 的波动最小,仅为 -10.86‰ — -9.47‰ 。利用Mann-Whitney U检验发现,养殖与野生群体在耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 间与耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 间均存在差异($P < 0.01$)。由图2中可见,养殖与野生大麻哈鱼群体被区分成两簇。

2.2 不同淡水生境中水体与食物源的稳定同位素特征

由于养殖幼鱼与野生幼鱼群体所处的早期淡水环境存在差异,所以本文对各组栖息环境中的水温及其 $\delta^{18}\text{O}_{\text{w}}$ 与 $\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$ 进行了调查。结果如表1所示,养殖群体水温较高,大致稳定在 12℃ ,而野生群体在黑龙江夹信子采集期间的水温为 6.7℃ — 13.4℃ ,平均约为 8.6℃ ,温度相对较低且波动较大。此外,由表2可知,实验期间,养殖与野生群体所在水体中 $\delta^{18}\text{O}_{\text{w}}$ 与 $\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$ 值均较为稳定,但不同水体类型间差异显著,其中养殖群体所在地下水中 $\delta^{18}\text{O}_{\text{w}}$ 值与 $\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$ 值分别为 $(-11.29 \pm 0.17)\text{‰}$ 和 $(-7.32 \pm 0.30)\text{‰}$;野生群体所在江水中的 $\delta^{18}\text{O}_{\text{w}}$ 值与 $\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$ 值分别为 $(-12.54 \pm 0.35)\text{‰}$ 和 $(-9.93 \pm 0.37)\text{‰}$ 。这种差异也同样反映在幼鱼摄食饵料的 $\delta^{13}\text{C}$ ($\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$)值上,如养殖群体所食饲料中的 $\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$ 值为 $(-24.14 \pm 0.05)\text{‰}$,野生群体所食浮游动物中的 $\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$ 值为 $(-28.51 \pm 0.16)\text{‰}$ 。由此可见,养殖与野生大麻哈鱼幼鱼群体经历的淡水生境在温度、水体同位素组成及食物碳源上存在显著差异。

3 讨论

3.1 影响耳石稳定同位素比值的环境因子分析

鱼类耳石碳氧稳定同位素一直是国内外学者

表1 养殖与野生大麻哈鱼幼鱼耳石碳($\delta^{13}\text{C}$)、氧($\delta^{18}\text{O}$)同位素组成及其水温

Tab. 1 Otolith carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and oxygen ($\delta^{18}\text{O}$) isotopic composition of cultured and wild juvenile chum salmon and their associated water temperature information

组别 Group	同位素 Isotope	平均值 Average (‰)	最小值 Minimum (‰)	最大值 Maximum (‰)	水温 Temperature (℃)	N
养殖组 Cultured group	$\delta^{18}\text{O}$	-10.33 ± 0.30	-10.86	-9.47	12 ± 0.01	30
	$\delta^{13}\text{C}$	-8.61 ± 0.45	-9.46	-7.66		30
野生组 Wild group	$\delta^{18}\text{O}$	-9.90 ± 0.34	-10.48	-9.20	8.6 ± 2.13	27
	$\delta^{13}\text{C}$	-11.76 ± 0.65	-13.38	-10.74		27

的研究重点, 目前关于其应用主要集中在种群鉴别^[11, 12]、洄游特性的判断^[25]及温度史重建^[15, 16]等方面。且研究群体主要以洄游性成鱼居多, 很少关注其幼鱼耳石稳定同位素特征, 尤其是国内目前也仅姜涛等^[26]对刀鲚(*Coilia nasus*)幼鱼耳石碳氧稳定同位素展开相关研究。所以本研究是关于大麻哈鱼幼鱼耳石碳、氧稳定同位素方面的首次探索。

由于养殖与野生群体间耳石中 $\delta^{18}\text{O}$ 存在差异, 与野生群体相比, 养殖群体在温度较高环境中的 $\delta^{18}\text{O}_{\text{耳石-水体}}$ 的比值要更低, 这与先前研究一致, 即鱼类 $\delta^{18}\text{O}_{\text{耳石-水体}}$ 与温度呈负相关^[18, 19]。虽然本次调查的野外水温并不能指代野生幼鱼产卵场的栖息温度, 但也反映出野生幼鱼从孵化到被采集时期经历的温度变化, 要比养殖群体经历的水温环境要低。所以耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 值在反映大麻哈鱼幼鱼经历的平均温度同时, 还能记录不同来源种群所经历的生境差异。姜涛等^[26]利用这一点, 推测出了在长江口崇明水域采集到的刀鲚幼鱼来源于两个不同的产卵场。除此之外, 这种差异可能也与环境水中 $\delta^{18}\text{O}_w$ 的变化有关。因为野外水体中 $\delta^{18}\text{O}_w$ 更易受到海拔、纬度、年平均气温等因素影响^[27], 而本文也发

现了养殖地下水与江水中 $\delta^{18}\text{O}_w$ 的比值差异。因此当环境温度相似时, 环境水中 $\delta^{18}\text{O}_w$ 的组成可能是导致幼鱼耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 间差异的主要原因。如Kaifu等^[28]所指出的那样, 环境水中的 $\delta^{18}\text{O}_w$ 地理变异性是影响耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 的重要因素, 而水温差异产生的额外分馏效应, 使得我们成功区分了养殖与野生群体。这再次说明了耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 是受水温与 $\delta^{18}\text{O}_w$ 共同影响的。

相比之下, 鱼类耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 主要受水中溶解无机碳(DIC)与摄食获得的代谢碳两方面的共同影响^[29, 30]。现有研究普遍认为, 耳石中的 $\delta^{13}\text{C}$ 主要来源于溶解无机碳($\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$), 而代谢碳的贡献相对较小^[29, 31]。由于养殖与野生群体栖息水体不同, 野生环境中 $\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$ 易受碳酸盐沉淀和溶解、大气 CO_2 交换及水生生物的碳吸收和释放等多种过程影响^[32, 33], 导致其波动较大, 而养殖水体因人工调控更为稳定。这可能是养殖群体耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 显著高于野生群体耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 的原因之一。此外, 本文的研究数据表明野生群体主要摄食的浮游动物的 $\delta^{13}\text{C}$ 值为 $(-28.51 \pm 0.16)\text{‰}$, 养殖群体使用的专配饲料中的 $\delta^{13}\text{C}$ 值为 $(-24.14 \pm 0.05)\text{‰}$, 二者存在显著差异。虽然本文调查的黑龙江夹信子站附近的浮游动物的 $\delta^{13}\text{C}$ 值相较于Gearing等^[34]报道的底栖与浮游动物的 $\delta^{13}\text{C}$ 值 $(-23.0\text{‰} \sim -15.5\text{‰})$ 偏低, 这可能与调查区域种类组成及密度差异有关。尽管如此, 本文中饵料实际来源中的 $\delta^{13}\text{C}$ 值差异才是影响群体间耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 差异的主要原因。除了直接来源外, 代谢碳的潜在影响也不容忽视, 耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 也已被证实可作为评估鱼类个体代谢比率的潜在指标。相关研究表明, 代谢碳对耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 的贡献比率存在较大变异。其中Gou等^[23]指出代谢碳对大麻哈鱼幼鱼耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 值的贡献比率已接近50%, 显著高于Chung等^[29]、Smolinski等^[31]的研究。通过测量的养殖与野生群体的生长参数, 本文发现养殖群体的生长规格较大, 这意味着养殖群体的生长速率相较于野生群体快, 由此我们推测两群体间的代谢碳对耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 的贡献比率也可能存在差异。这种由生长差异造成的内在生理过程的区别可能是进一步造成两群体间耳

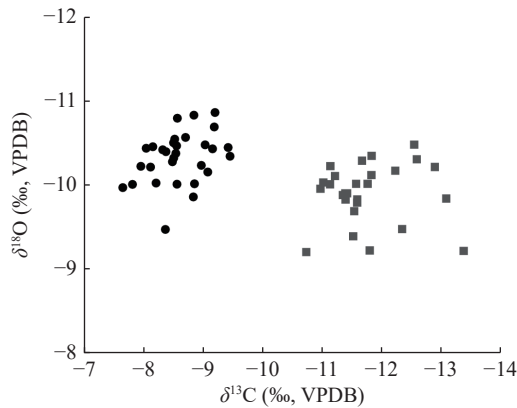


图2 养殖(■)与野生(●)大麻哈鱼幼鱼群体耳石碳、氧稳定同位素散点图

Fig. 2 Scatter plot of otolith carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and oxygen ($\delta^{18}\text{O}$) stable isotopes for cultured (■) and wild (●) juvenile chum salmon groups

表2 不同水体与食物源的稳定同位素组成

Tab. 2 Stable isotope compositions in different water bodies and food sources

类别Type	同位素Isotope	平均值Average (‰)	最小值Minimum (‰)	最大值Maximum (‰)
地下水Groundwater	$\delta^{18}\text{O}_w$	-11.29 ± 0.17	-11.58	-11.07
	$\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$	-7.32 ± 0.30	-7.75	-6.88
江水River water	$\delta^{18}\text{O}_w$	-12.54 ± 0.35	-13.04	-12.06
	$\delta^{13}\text{C}_{\text{DIC}}$	-9.93 ± 0.37	-10.60	-9.49
饲料Feed	$\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$	-24.14 ± 0.05	-24.20	-24.08
浮游动物Zooplankton	$\delta^{13}\text{C}_{\text{food}}$	-28.51 ± 0.16	-28.73	-28.34

石 $\delta^{13}\text{C}$ 值产生显著差异的原因。因此,养殖与野生群体间耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 值的显著差异,是外部环境因子与内部生理因素共同作用的结果。

3.2 大麻哈鱼来源的判别

作为鱼类天然标记的耳石碳氧稳定同位素,记录了鱼类栖息环境及饮食差异,其关联分析已成功区分了粉红鲑(*Oncorhynchus gorbusha*)^[35]、湖鲱(*Salvelinus namaycush*)^[36]、日本鳗(*Anguilla japonica*)^[37]及红鲷(*Lutjanus campechanus*)^[38]等物种的养殖与野生群体。本研究发现,养殖与野外淡水生境在水温、食物来源等方面存在显著差异,其中大麻哈鱼幼鱼耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 值与水温、 $\delta^{18}\text{O}_w$ 相关,耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 值与食物、溶解无机碳等环境因子相关,且进一步的分析表明,本文所研究的两个大麻哈鱼幼鱼群体间,耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 和 $\delta^{13}\text{C}$ 值均存在差异。虽然养殖与野生群体间耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 值仅相差0.04‰,不如耳石 $\delta^{13}\text{C}$ 值间的差异显著(3.15‰),而这可能与野生群体经历的水温波动有关。因为在较高温度影响下,环境中的 $\delta^{18}\text{O}$ 沉积在耳石中的比例也会相应增加^[29, 35],而本文对幼鱼整个耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 的分析可能削弱了其区分效果。但将大麻哈鱼幼鱼耳石 $\delta^{18}\text{O}$ 和 $\delta^{13}\text{C}$ 值结合分析后发现,群体来源可清晰地划分为两类,其同位素组成差异与养殖和野外淡水生境特征高度吻合。这一结果充分证明,耳石中的碳、氧同位素可作为有效工具,用于判别物种起源水域及划分群组来源。

4 结论

本文对大麻哈鱼幼鱼耳石碳氧稳定同位素成分特征的探索,揭示了其在判别群组来源的潜在应用价值,为增殖放流效果评估提供了新视角。当前,大麻哈鱼放流效果评估经历了从挂牌标记^[6]、剪鳍法^[7]、荧光标记^[39]到微卫星标记^[40]及耳石标记^[4, 5]等多个发展阶段,而耳石稳定同位素分析技术因其可追溯生活史环境信息的独特优势,有望成为评估种群资源恢复效果的重要补充手段。然而,需要注意的是,环境样本采集的时空差异可能会影响研究结论。考虑到本文对野生群体环境样本的采集,未涵盖其早期产卵场水温等关键环境信息,与具有完整生活史数据的养殖群体相比,这种数据的不对称性可能导致养殖与野生群体来源判别的偏差,进而影响增殖放流效果评估的准确性。因此,后续研究需补充不同江段野生群体的耳石同位素数据,并同步记录其产卵场水温等环境信息,以消除自然水体时空异质性对结论的影响。同时,结合耳石高分辨率微采样技术,分析不同生长环中同位素比例的差异,

以更加精准地识别群体来源(养殖场或野生产卵场)及洄游行为(是否返回出生河流)。综上,耳石稳定同位素分析技术在大麻哈鱼增殖放流效果及资源恢复状况的评估中具有广阔的应用前景,值得未来更加深入、更加系统地进行研究。

(作者声明本文符合出版伦理要求)

参考文献:

- [1] Chen J P, Sun D J, Dong C Z, *et al.* Genetic analysis of four wild chum salmon *Oncorhynchus keta* populations in China based on microsatellite markers [J]. *Environmental Biology of Fishes*, 2005, **73**(2): 181-188.
- [2] Salo E O. Pacific salmon life histories [J]. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 1991, **2**(4): 347-348.
- [3] Wang J L, Li P L, Tang F J, *et al.* Protect the magical salmon [J]. *China Fisheries*, 2022(6): 107-110. [王继隆, 李培伦, 唐富江, 等. 保护神奇的大麻哈鱼 [J]. 中国水产, 2022(6): 107-110.]
- [4] Yang Z C, Hu W J, Feng G P, *et al.* Strontium labeling technique of otolith in roughskin sculpin *Trachidermus fasciatus* based on Immersion method [J]. *Fisheries Science*, 2025, **44**(1): 108-114. [杨祖长, 胡望娇, 冯广朋, 等. 基于浸泡法的松江鲈耳石锶标记技术研究 [J]. 水产科学, 2025, **44**(1): 108-114.]
- [5] Zhu C W, Zhang H, Ben C K, *et al.* Study on marked release and effect evaluation of *Larimichthys croces* in coastal areas of Jiangsu Province [J]. *Journal of Aquaculture*, 2023, **44**(6): 1-9. [祝超文, 张虎, 贲成恺, 等. 江苏近岸海域大黄鱼标记放流及效果评估 [J]. 水产养殖, 2023, **44**(6): 1-9.]
- [6] Li Z Q, Zheng W, Yan C M, *et al.* Study on the effect of the T-IDTAG external tag part on fish release markers [J]. *Agriculture of Jilin*, 2017, **6**(22): 56. [李忠强, 郑伟, 闫春梅, 等. 鱼类放流标记T-IDTAG体外挂牌部位效果研究 [J]. 吉林农业, 2017, **6**(22): 56.]
- [7] Li S X, Zhong D K S, Sen Y, *et al.* The fin removal mark of the red snapper seedlings will be removed [J]. *Journal of Fisheries Research*, 1985, **7**(1): 72-77. [立石贤, 塚岛康生, 森勇, 等. 真鲷种苗的鳍切除标志 [J]. 福建水产, 1985, **7**(1): 72-77.]
- [8] Campana S E. Chemistry and composition of fish otoliths: pathways, mechanisms and applications [J]. *Marine Ecology Progress Series*, 1999(188): 263-297.
- [9] Thresher R E. Elemental composition of otoliths as a stock delineator in fishes [J]. *Fisheries Research*, 1999(43): 165-204.
- [10] Liu H X, Zhang W B, Xu J, *et al.* Stable carbon isotope of size fractionated zooplankton in northern South China Sea [J]. *South China Fisheries Science*, 2018, **14**(2): 36-40. [刘华雪, 张文博, 徐军, 等. 南海北部不同粒级浮游动物碳稳定同位素研究 [J]. 南方水产科学, 2018, **14**(2): 36-40.]
- [11] Newman S J, Steckis R A, Edmonds J S, *et al.* Stock

- structure of the goldband snapper, *Pristipomoides multidens* (Pisces: Lutjanidae) from the waters of northern and western Australia by stable isotope ratio analysis of sagittal otolith carbonate [J]. *Marine Ecology Progress Series*, 2000(198): 239-247.
- [12] Islam M R, Schmidt D J, Crook D A, *et al.* Non-diadromous life history and limited movement in northern lineages of Australian smelt: Evidence from otolith chemistry analysis [J]. *Ecology of Freshwater Fish*, 2019, 28(2): 229-240.
- [13] Song D, Xiong Y, Kang Z J, *et al.* Population connectivity of small yellow croaker (*Larimichthys polyactis*) in the southern Yellow Sea: Implications from multiple otolith-based approaches [J]. *Fisheries Research*, 2024(276): 107064.
- [14] Wang J L, Gao Y W, Liu W, *et al.* The life history and populations of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in China: an otolith isotopic investigation [J]. *Applied Geochemistry*, 2021(127): 104903.
- [15] Amano Y, Otake T, Togashi H, *et al.* Otolith isotopic characterization as a nursery habitat indicator for stone flounder *Platichthys bicoloratus* [J]. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2022(277): 108028.
- [16] Hane Y, Kimura S, Yokoyama Y, *et al.* Reconstruction of temperature experienced by Pacific bluefin tuna *Thunnus orientalis* larvae using SIMS and microvolume CF-IRMS otolith oxygen isotope analyses [J]. *Marine Ecology Progress Series*, 2020(649): 175-188.
- [17] Artetxe-Arrate I, Fraile I, Lastra-Luque P, *et al.* Otolith stable isotopes highlight the importance of local nursery areas as the origin of recruits to yellowfin tuna (*Thunnus albacares*) fisheries in the western Indian Ocean [J]. *Fisheries Research*, 2025(281): 107241.
- [18] Sakamoto T. Simple visualization of fish migration history based on high-resolution otolith $\delta^{18}\text{O}$ profiles and hydrodynamic models [J]. *Limnology and Oceanography Letters*, 2025, 10(1): 101-112.
- [19] Nakamura M, Yoneda M, Ishimura T, *et al.* Temperature dependency equation for chub mackerel (*Scomber japonicus*) identified by a laboratory rearing experiment and microscale analysis [J]. *Marine and Freshwater Research*, 2020, 71(10): 1384-1389.
- [20] Nishida K, Yasu A, Nanjo N, *et al.* Microscale stable carbon and oxygen isotope measurement of individual otoliths of larvae and juveniles of Japanese anchovy and sardine [J]. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 2020(245): 106946.
- [21] Martino J C, Doubleday Z A, Chung M T, *et al.* Experimental support towards a metabolic proxy in fish using otolith carbon isotopes [J]. *The Journal of Experimental Biology*, 2020, 223(Pt6): jeb217091.
- [22] Correia A T, Moura A, Triay-Portella R, *et al.* Population structure of the chub mackerel (*Scomber colias*) in the NE Atlantic inferred from otolith elemental and isotopic signatures [J]. *Fisheries Research*, 2021(234): 105785.
- [23] Gou Y X, Miki S, Iino Y, *et al.* Evaluating the metabolic response to temperature using otolith carbon isotopes as an intrinsic metabolic tracer in juvenile chum salmon *Oncorhynchus keta* [J]. *Fisheries Research*, 2025(285): 107360.
- [24] Jones J, Hunte E, Hambach B, *et al.* Individual variation in field metabolic rates of wild living fish have phenotypic and ontogenetic underpinnings: insights from stable isotope compositions of otoliths [J]. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 2023(11): 1161105.
- [25] Fodrie F J, Herzka S Z. A comparison of otolith geochemistry and stable isotope markers to track fish movement: describing estuarine ingress by larval and post-larval halibut [J]. *Estuaries and Coasts*, 2013, 36(5): 906-917.
- [26] Jiang T, Liu H B, Yang J. Characteristics of C and O stable isotope in otolith of juvenile *Coilia nasus* from the Changjiang River Estuary [J]. *Marine Sciences*, 2015, 39(6): 48-53. [姜涛, 刘洪波, 杨健. 长江口刀鲚幼鱼耳石碳、氧同位素特征初报 [J]. 海洋科学, 2015, 39(6): 48-53.]
- [27] Katsuyama M, Yoshioka T, Konohira E. Spatial distribution of oxygen-18 and deuterium in stream waters across the Japanese Archipelago [J]. *Hydrology and Earth System Sciences*, 2015, 19(3): 1577-1588.
- [28] Kaifu K, Itakura H, Amano Y, *et al.* Discrimination of wild and cultured Japanese eels based on otolith stable isotope ratios [J]. *ICES Journal of Marine Science*, 2018, 75(2): 719-726.
- [29] Chung M T, Trueman C N, Godiksen J A, *et al.* Field metabolic rates of teleost fishes are recorded in otolith carbonate [J]. *Communications Biology*, 2019(2): 24.
- [30] Chung M T, Trueman C N, Godiksen J A, *et al.* Otolith $\delta^{13}\text{C}$ values as a metabolic proxy: approaches and mechanical underpinnings [J]. *Marine and Freshwater Research*, 2019, 70(12): 1747-1756.
- [31] Smoliński S, Denechaud C, von Leesen G, *et al.* Differences in metabolic rate between two Atlantic cod (*Gadus morhua*) populations estimated with carbon isotopic composition in otoliths [J]. *PLoS One*, 2021, 16(4): e0248711.
- [32] Kendall C, Doctor D H. Stable Isotope Applications in Hydrologic Studies [M]. Treatise on Geochemistry. Amsterdam: Elsevier, 2003: 319-364.
- [33] Zeigler J M, Whitledge G W. Otolith trace element and stable isotopic compositions differentiate fishes from the Middle Mississippi River, its tributaries, and floodplain lakes [J]. *Hydrobiologia*, 2011, 661(1): 289-302.
- [34] Gearing J N, Gearing P J, Rudnick D T, *et al.* Isotopic variability of organic carbon in a phytoplankton-based, temperate estuary [J]. *Geochimica et Cosmochimica Acta*,

- 1984, **48**(5): 1089-1098.
- [35] Tomida Y, Suzuki T, Yamada T, *et al.* Differences in oxygen and carbon stable isotope ratios between hatchery and wild pink salmon fry [J]. *Fisheries Science*, 2014, **80**(2): 273-280.
- [36] Schaner T, Patterson W P, Lantry B F, *et al.* Distinguishing wild vs. stocked lake trout (*Salvelinus namaycush*) in Lake Ontario: evidence from carbon and oxygen stable isotope values of otoliths [J]. *Journal of Great Lakes Research*, 2007, **33**(4): 912-916.
- [37] Kuroki M, Hayasaka S, Nishida K, *et al.* 2025. Reconstructing the experienced temperature during the larval oceanic migration of anguillid eels from otolith stable oxygen isotopes [J]. *Scientific Reports*, 2025(15): 1584.
- [38] Gibson S M, Patterson W F. Distinguishing wild from hatchery-produced juvenile red snapper with otolith chemical signatures [J]. *North American Journal of Fisheries Management*, 2010, **30**(5): 1176-1186.
- [39] Qiu C, Jiang T, Chen X B, *et al.* Study on simultaneous marking of juvenile *Cyprinus carpio* with fluorescent compound and strontium [J]. *Hunan Agricultural Sciences*, 2022(6): 57-61. [邱晨, 姜涛, 陈修报, 等. 鲤幼鱼耳石荧光化合物和锶复合标记研究 [J]. *湖南农业科学*, 2022(6): 57-61.]
- [40] Han Y, Zhang Y, Yan C M, *et al.* Effect of releasing enhancement on genetic diversity of chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in the Tumen River [J]. *Chinese Journal of Fisheries*, 2025, **38**(3): 1-7. [韩叶, 张莹, 闫春梅, 等. 增殖放流对图们江流域大麻哈鱼洄游群体遗传多样性的影响 [J]. *水产学杂志*, 2025, **38**(3): 1-7.]

OTOLITH CARBON AND OXYGEN ISOTOPIC SIGNATURES OF JUVENILE CHUM SALMON (*ONCORHYNCHUS KETA*)

WANG An-Qi^{1,2}, LI Pei-Lun², XIONG Shu-Han² and WANG Ji-Long²

(1. College of Fisheries, Tianjin Agricultural University, Tianjin 300392, China; 2. Heilongjiang River Fisheries Research Institute, Chinese Academy of Fishery Sciences, Harbin 150070, China)

Abstract: To investigate the role of carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and oxygen ($\delta^{18}\text{O}$) stable isotopes in juvenile otoliths for identifying chum salmon (*Oncorhynchus keta*) groups, this study analyzed cultured and wild juvenile chum salmon groups (under 1 year old) using stable isotope mass spectrometry. The results showed that the mean $\delta^{18}\text{O}$ and $\delta^{13}\text{C}$ values in otoliths of the cultured group were $(-10.33 \pm 0.30)\text{‰}$ and $(-8.60 \pm 0.45)\text{‰}$, while those of the wild group were $(-9.90 \pm 0.34)\text{‰}$ and $(-11.76 \pm 0.65)\text{‰}$, respectively. Significant differences in otolith stable isotopes were observed between the two groups, primarily attributed to distinct freshwater habitat conditions experienced during their early life stages. By analyzing the correlation between $\delta^{18}\text{O}$ and $\delta^{13}\text{C}$ in juvenile chum salmon otoliths, cultured and wild juveniles were successfully discriminated, demonstrating the feasibility of juvenile otolith isotopes for tracing the origin of migratory adult chum salmon. This approach also provides a scientific basis for evaluating the effectiveness of artificial stock enhancement and its ecological impact on wild groups.

Key words: Otolith; $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{18}\text{O}$; Group identification; Chum salmon