卵形鲳鲹幼鱼期肌肉生长发育规律探究*

孙丽莹[1]，刘晓彤[1]，孙敏敏[1]，王 娜[1]，齐 洁[1,2]，贺 艳[1,2]**

（1. 中国海洋大学海洋生物遗传学与育种教育部重点实验室，山东 青岛 266003；
2. 中国海洋大学三亚海洋研究院，海南省热带水产种质重点实验室，海南 三亚 572024）

摘 要： 鱼类肌肉生长的调控机制因种类而异，大型鱼类可通过肌纤维的增生和肥大实现肌肉的无限生长模式。卵形鲳鲹（*Trachinotus ovatus*）作为快速生长的大型经济鱼类，其肌肉生长的研究尚显不足。为了探究其肌肉生长发育规律，本研究运用石蜡切片和HE染色的方法，对其幼鱼时期的肌肉进行组织学观察，并详细统计了其肌纤维的性状，包括肌纤维数目、直径和面积。卵形鲳鲹幼鱼在25～28 ℃条件下，受精后20～50 d内的研究结果显示：体长由（0.78±0.17）cm显著增加到（2.98±0.25）cm（$P<0.000\ 1$）；体宽由（0.26±0.05）cm增加到（1.04±0.08）cm（$P<0.000\ 1$）；体质量由0.015 g增加到（0.53±0.10）g（$P<0.000\ 1$）；特别是在受精后30～40 d，经历了一个快速生长期。对卵形鲳鲹幼鱼各时期肌纤维统计结果显示，肌纤维数量和直径的显著增加以及面积的扩大，这表明肥大生长是卵形鲳鲹幼鱼肌肉增长的主要方式，但同时也伴随着肌纤维的增生。值得注意的是，在同一时期内，卵形鲳鲹快速生长组的肌纤维数目和肌纤维总面积都要显著大于慢速生长组，这表明肌纤维增生和肥大的发生共同决定了同一时期幼鱼肌肉生长的差异。本研究结果不仅加深了我们对大型经济鱼类肌肉生长机制的理解，而且为提高大型经济鱼类的肌肉产量提供了潜在的应用价值和理论依据。

关键词： 卵形鲳鲹；幼鱼；肌肉生长；肌纤维增生；肌纤维肥大

中图法分类号： S917.4 **文献标志码：** A **文章编号：** 1672-5174(2025)03-125-08

DOI： 10.16441/j.cnki.hdxb.20240082

引用格式： 孙丽莹，刘晓彤，孙敏敏，等. 卵形鲳鲹幼鱼期肌肉生长发育规律探究[J]. 中国海洋大学学报（自然科学版），2025，55(3)：125-132.

Sun Liying，Liu Xiaotong，Sun Minmin，et al. Investigation of the muscle growth patterns in juvenile golden pompano *Trachinotus ovatus*[J]. Periodical of Ocean University of China，2025，55(3)：125-132.

骨骼肌作为鱼类躯干的重要组成部分，其质量占鱼体总质量的40%～60%[1-3]。这一肌肉组织不仅是鱼类的组织结构和运动器官，更是人类重要的食物蛋白质来源[4]。在羊膜动物中，肌发生的过程主要可以分为两个阶段：第一个阶段是在出生前的发育性肌生成和增生性的纤维沉积；第二个阶段则是在出生后由个体肌纤维体积增大所导致的肌纤维肥大[5]。增生（Hyperplasia）和肥大（Hypertrophy）是肌肉生长的两种模式。对于出生后的哺乳动物，新肌纤维的增加基本停止，肌肉生长依靠单个肌纤维的体积增大，只有在肌肉受损的情况下才会异常地激活增生性生长模式[6]。而在大多数的鱼类肌肉发育过程中，肌纤维增生可以持续一生，即拥有无限生长的潜力[7-8]。这种兼有肥大和增生的生长方式在鱼类中被称为“马赛克式生长”[9]。尽管鱼类在快速生长阶段可能发生肌纤维增生，但也有研究指出，硬骨鱼的增生主要发生在两个阶段：第一个阶段是在胚胎后期的“分层增生”，作为胚胎肌发生的延续，主要进行红肌与白肌的分层；第二个阶段是在幼鱼生长期间的“马赛克增生”，此时白肌纤维数量显著增加[10-12]。这种增生方式因在白肌中产生典型的小直径肌纤维的“马赛克”外观而得名[13]。

不同种类的鱼在肌肉生长调控行为上展现出多样性[14-16]。在鱼类中，肌纤维的肥大和增生会根据其种类和发育阶段的不同而占据不同的主导地位[16]。此外，鱼类早期的生长环境（温度、昼长和溶解氧浓度等）也对胚胎后肌发生有着潜在的影响[17]。在小体型鱼类中，“马赛克增生”方式往往缺失或者大大减少[13]。例如：斑马鱼（*Danio rerio*）的肌肉生长属于限定性生长，因为在斑马鱼幼鱼阶段仅观察到少量的肌纤维增殖[18]；青鳉（*Oryzias latipes*）在孵化后期的生长发育中，肌纤维数量增加且体积增大，而在成鱼时期仅有肌纤维的肥大[19]。与体型较小的鱼类相比，体型较大的

* 基金项目：国家重点研究发展计划项目（2022YFD2400505）资助
Supported by the National Key Research and Development Program of China（2022YFD2400505）
收稿日期：2024-03-10；修订日期：2024-04-14
作者简介：孙丽莹（1999— ），女，硕士生。E-mail：13468391393@163.com
** 通信作者：贺 艳，女，博士，教授。E-mail：yanhe@ouc.edu.cn

鱼类在幼鱼后肌肉生长方面存在显著差异，这在很大程度上归因于白肌纤维增生阶段延长[13]。研究表明，肌纤维增生和肥大在某些大型硬骨鱼类中发挥的主导作用与其体型大小有关[16]。例如：在体长达 50 cm 的虹鳟(*Oncorhynchus mykiss*)中，无氧白肌的增加主要通过新生肌纤维的补充实现，而当体长超过 50 cm 后，肌肉生长则主要是依赖于现有肌纤维的肥大[20]；在美洲黑石斑鱼(*Centropristis striata*)中，从 0.45 g 到 1 885 g 的个体，其平均肌纤维直径由(36±0.87)μm 增加到(280±5.47)μm，而在超过 2 000 g 的个体中，则开始招募更小的肌纤维[9]。还有些鱼类的胚后发育主要依赖肥大生长，而增生主要出现在孵化期和幼鱼早期阶段[21]。例如，在大西洋鲷(*Sparus aurata*)中，增生性生长在孵化时缓慢，直至幼鱼中期增加到最大。而肥大生长发生在所有阶段，但仅在幼鱼和成年阶段是肌肉生长的主要机制[21]。在欧洲鲈(*Dicentrarchus labrax*)中，肌纤维的增生在幼鱼阶段发挥着重要的作用，但当生长非常迅速后，则会进入成年期并停止增生。而肌纤维肥大会持续到成年之后[22]。

卵形鲳鲹(*Trachinotus ovatus*)作为硬骨鱼纲(Osteichthyes)鲈形目(Perciformes)鲹科(Carangidae)鲳鲹属(*Trachinotus*)的一种温水鱼类，广泛分布于热带和亚热带水域，是名贵的海水养殖品种之一。卵形鲳鲹人工养殖生长速度快，养殖半年多可达 500 g[23-24]。正是由于其生长迅速、适应性广、易于饲养和管理，已成为许多养鱼户的首选品种[25]。截止 2021 年，中国海水养殖卵形鲳鲹产量已达 24.39 万 t，同比 2020 年增长 139.8%[26]。渔业统计年鉴数据显示，目前国内卵形鲳鲹整体产量仅次于大黄鱼[26]。鉴于肌肉的良好生长与其经济价值密切相关[27]，因此对其肌肉生长的研究显得尤为重要。然而，目前有关其肌肉生长的研究尚不充分。由于卵形鲳鲹幼鱼时期生长速度较快，且在早期同一时期体型差异较大，因此本研究运用石蜡切片和 HE 染色，并结合统计学分析，对其受精后 20～50 d 时期的肌肉发育规律进行了探究。研究结果将为促进鱼类肌肉生长，增加肌肉产量奠定基础。

1 材料与方法

1.1 材料与试剂

本实验所用卵形鲳鲹样品取自于广西壮族自治区北海市广西精工海洋(集团)南珠养殖基地。实验样品包括受精后 20、30、35、40、45 以及 50 d 的卵形鲳鲹幼鱼，每个时期随机选取 30 尾鱼进行体长、体宽和体质量的测量。将小于和大于性状平均值的鱼分别命名为慢速生长组和快速生长组，每组各有 15 尾鱼。由于鱼体积较小，我们选择将整鱼用 4%多聚甲醛(PFA)固定 24 h 以上，经甲醇梯度脱水(每个梯度脱水时间均大于 2 h)，最后置于 4 ℃下长期保存，以备后续制备组织切片。

实验中用到的 4%多聚甲醛、RNAwait、苏木素染液、伊红染液和中性树胶均购自索莱宝公司，甲醇、无水乙醇和二甲苯均购自国药集团，石蜡购自康为世纪公司。

1.2 方法

1.2.1 *石蜡包埋切片* 将置于甲醇溶液中的整鱼取出，用干净无菌的刀片在鱼背鳍起点位置进行横切，去除头部和尾部，置于 1.5 mL EP 管中；依次经过无水乙醇脱水和二甲苯透明处理，最后置于组织包埋机中进行包埋。切片时，将组织包埋盒里的蜡块修成便于切片的形状，然后固定于切片机，调整切片厚度为 5 μm，进行连续切片。切片后，于 43 ℃水浴展片，用载玻片捞取切片，最后置于 37 ℃烘箱中烘干过夜。

1.2.2 HE 染色 将烘干的组织切片依次经过两遍二甲苯、一遍二甲苯∶无水乙醇为 1∶1 的溶液和两遍无水乙醇进行脱蜡处理；再依次经过 95%、85%、75%、50%和 30%的乙醇进行复水后，置于蒸馏水中；使用苏木精-伊红染液进行染色后，用流水冲走多余染液，经二甲苯透明处理之后，用中性树脂封片并室温晾干。最后，于显微镜下观察并对不同时期切片进行拍照。

1.2.3 *卵形鲳鲹幼鱼时期肌纤维观察及统计分析* 为便于卵形鲳鲹肌纤维的统计观察，在包埋切片时，针对受精后 20～50 d 的快、慢速生长组各选取三尾，统一选取背鳍起点位置进行横切并拍照(每个时期的快、慢速生长组在相同位置连续拍三张照片)。统计时，以卵形鲳鲹外部细胞层(External cell layer，ECL)区为参照点，对向背侧数第三和四个肌隔内的全部肌纤维进行统计(见图 2A)。同时计算出各个时期的肌纤维肥大面积和增生面积。计算方法如下：将每个时期同一位置的各个肌纤维面积按照从小到大进行排列，统计该时期较上一时期多出的肌纤维数目 n，再根据各统计时期由小到大的肌纤维面积，将多出的第 1～n 个肌纤维判定为新增生肌纤维，结合肌纤维的新增数目得到增生面积，运用相对增加面积减去增生面积，从而得到肥大面积[28]。使用 Image-Pro Plus 6.0 软件手动统计肌纤维的数目、面积和直径；统计得到的数据由 Graphpad Prism 8 软件进行分析处理。

2 结果

2.1 卵形鲳鲹幼鱼阶段快、慢速生长组之间的生长性状统计分析

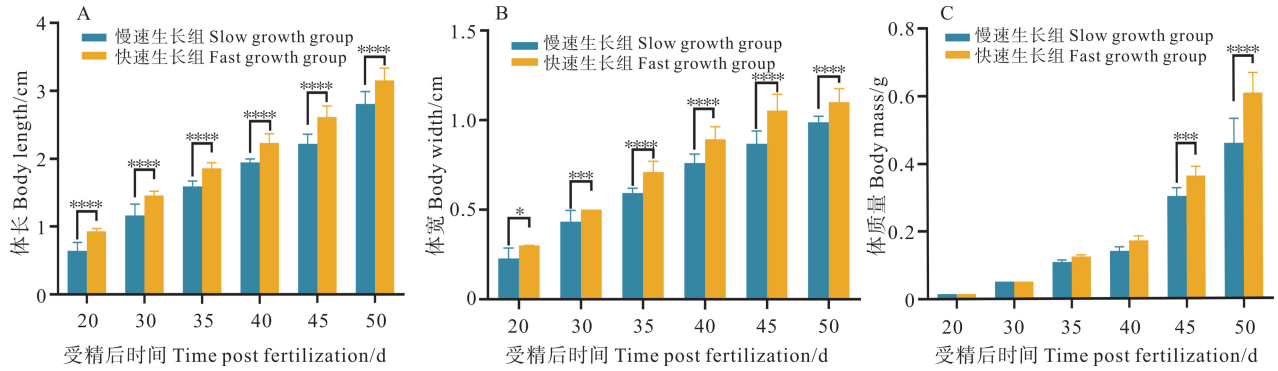
我们对受精后 20、30、35、40、45 及 50 d 的卵形鲳鲹幼鱼进行取样，每个时间点分别选取快、慢速生长组

各 15 尾，并对每尾鱼的体长、体宽和体质量进行测量。由于受精后 20 和 30 d 的卵形鲳鲹体型较小，我们仅称量了这两个时期的平均体质量，并未精确到个体。关于卵形鲳鲹受精后 20～50 d 的体长、体宽和体质量的相关数据如表 1 所示，随着天数的增加，卵形鲳鲹的体长、体宽和体质量均有所增加。慢速生长组体长由(0.56±0.07) cm 增加到(2.71±0.14) cm，体宽由(0.19±0.04) cm 增加到(0.99±0.03) cm，体质量由 0.02 g 增加到(0.44±0.06) g；快速生长组体长由(0.90±0.07) cm 增加到(3.12±0.17) cm；体宽由(0.3±0.00) cm 增加到(1.13±0.06) cm；体质量由 0.02 g 增加到(0.60±0.06) g。统计分析结果如图 1 所示，对于受精后 20～50 d 的卵形鲳鲹幼鱼，比较其每个时期的快、慢速生长组，体长和体宽均有极显著差异(见图 1 A 和 B)；而体质量在前期差异不明显，受精后 40 d 及之后，产生了极显著的差异(见图 1 C)。这也证实了卵形鲳鲹在幼鱼时期生长速度快的特点，且同一时期卵形鲳鲹的生长差异较大。

表 1　卵形鲳鲹幼鱼时期受精后 20～50 d 生长性状相关数据

Table 1　Growth traits related data of 20～50 days post fertilization in juvenile *T. ovatus*

组别 Group	受精后天数 Days post fertilization/d	体长 Body length/cm	体宽 Body width/cm	体质量 Body mass/g
快速生长组 Rapid growth group	20	0.56±0.07	0.19±0.04	0.02±0.00
	30	1.16±0.17	0.39±0.04	0.05±0.00
	35	1.60±0.08	0.59±0.02	0.11±0.01
	40	1.94±0.05	0.77±0.55	0.14±0.01
	45	2.23±0.14	0.86±0.06	0.30±0.02
	50	2.71±0.14	0.99±0.03	0.44±0.06
慢速生长组 Slow growth group	20	0.90±0.07	0.30±0.00	0.02±0.00
	30	1.46±0.06	0.50±0.00	0.05±0.00
	35	1.86±0.08	0.71±0.06	0.13±0.00
	40	2.23±0.13	0.93±0.04	0.17±0.01
	45	2.62±0.16	1.05±0.09	0.36±0.03
	50	3.12±0.17	1.13±0.06	0.60±0.06



(柱子表示平均值±标准差(n=15)。Vertical bars represent the mean±SD (n=15). *P<0.05, ***P < 0.001, **** P < 0.000 1.)

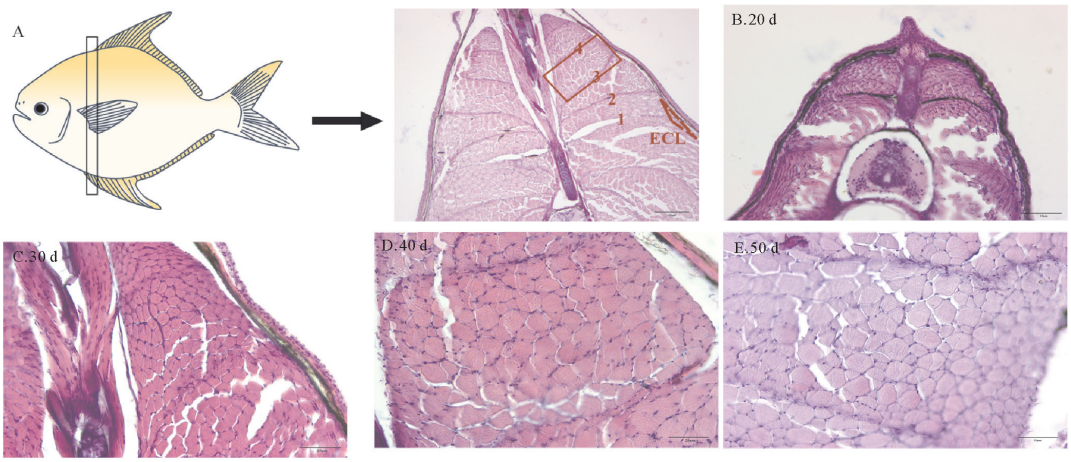
图 1　卵形鲳鲹幼鱼时期受精后 20～50 d 快、慢速生长组生长性状统计

Fig. 1　Statistics of growth traits of rapid growth group and slow growth group at 20～50 days post fertilization during juvenile stage of *T. ovatus*

2.2 卵形鲳鲹幼鱼阶段肌纤维形态学观察

对受精后 20～50 d 的卵形鲳鲹进行石蜡包埋及 HE 染色，并以 ECL 区为参照点，对向背侧数第三和四个肌隔内的全部肌纤维进行拍照并统计(见图 2)。根据切片结果可看出，卵形鲳鲹肌纤维呈圆形或多边形，且细胞核位于肌纤维的边缘。进一步对比受精后 20～50 d 卵形鲳鲹同一位置切片发现：受精后 30 d 卵形鲳鲹肌肉组织相比受精后 20 d 的明显增大(见图 2B 和

C)；受精后 40 和 50 d 卵形鲳鲹同一肌节内的肌纤维数目进一步增多，横截面积增大，肌纤维的直径也增粗（见图 2D 和 E)；在受精后 50 d 的卵形鲳鲹中可观察到明显增多的较小肌纤维（见图 2E)。



（A. 卵形鲳鲹切片位置及肌纤维统计区域；B—E. 受精后 20、30、40 和 50 d 鱼肌纤维横切示意图。黑色实线框标注切片位置，红色实线标注肌纤维统计范围，红色虚线标注 ECL 区。标尺＝25 μm。A. The position of the sliced and the statistical area of *T. ovatus* muscle fibers. B—E. The cross-section diagram of muscle fibers of 20, 30, 40 and 50 days post fertilization. The black solid line marks the position of slice. The red solid line marks the statistical range of muscle fibers. The red dashed line marks the ECL region. Scale bar＝25 μm.）

图 2 卵形鲳鲹受精后 20～50 d 肌纤维横切图

Fig. 2 The cross-section diagram of muscle fibers of 20～50 days post fertilization of *T. ovatus*

2.3 卵形鲳鲹幼鱼时期肌纤维统计学分析

在卵形鲳鲹受精后 20～50 d 的每个时间节点，分别选取快、慢速生长组各三尾鱼进行组织切片处理，然后选取统一位置（见图 2A 红色实线框标注）进行拍照，并统计肌纤维数目、直径和总面积，从而计算出每个时期肌纤维的肥大面积和增生面积。相关统计数据如表 2 所示，结果显示：随着天数的增加，卵形鲳鲹肌纤维数目增多，总面积和直径也呈增大趋势，且肥大面积要明显多于增生面积。具体而言，慢速生长组中，肌纤维数目由（67.50±14.50）条增加到（123.72±22.07）条，肌纤维直径由（2.47±0.91）μm 增加到（7.70±0.51）μm，肌纤维总面积由（319.54±157.53）μm^2 增加到（5 492.03±264.99）μm^2。快速生长组中，肌纤维数目由（91.67±9.10）条增加到（189.33±19.55）条，肌纤维直径由（3.85±0.32）μm 增加到（10.86±0.78）μm，肌纤维总面积由（1 137.45±280.52）μm^2 增加到（21 604.03±2 937.60）μm^2。

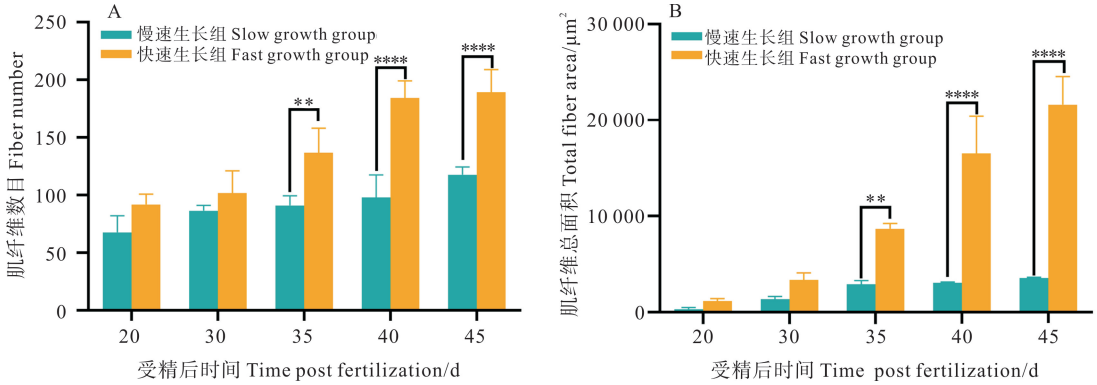
表 2 卵形鲳鲹幼鱼时期受精后 20～50 d 肌纤维统计相关数据

Table 2 Statistical data of 20～50 days post fertilization muscle fibers in juvenile *T. ovatus*

组别①	受精后天数②/d	肌纤维总数③	肌纤维直径④/μm	肌纤维总面积⑤/μm^2	增生面积⑥/μm^2	肥大面积⑦/μm^2
慢速生长组⑧	20	67.50±14.50	2.47±0.91	319.54±157.53		
	30	86.33±4.67	4.27±0.36	1 325.79±303.58	24.32±3.61	865.41±279.26
	35	91.00±8.33	5.41±0.35	2 921.23±378.11	10.51±1.50	1 575.94±370.61
	40	97.83±19.50	5.82±0.12	3 065.49±63.23	43.87±0.45	656.89±106.27
	45	117.50±6.83	6.59±1.03	3 537.55±98.09	97.29±54.87	374.77±43.21
	50	123.72±22.07	7.70±0.51	5 492.03±264.99	55.03±2.99	1 899.45±293.02
快速生长组⑨	20	91.67±9.10	3.85±0.32	1 137.45±280.52		
	30	101.61±19.39	5.86±1.39	3 333.96±751.82	81.36±17.53	2 114.89±755.27
	35	136.75±21.25	7.93±0.85	8 690.13±550.79	425.34±150.57	4 930.83±400.22
	40	184.00±15.15	9.17±0.44	16 538.72±3 870.66	751.57±77.16	7 097.03±481.68
	45	189.33±19.55	10.86±0.78	21 604.03±2 937.60	19.76±1.14	5 045.56±646.27

注：①Group；②Days after fertilization；③Yotal number of muscle fibers；④Diameter；⑤Total area of muscle fibers；⑥Area of hyperplasia；⑦Area of hypertrophy；⑧Slow growth group；⑨Rapid growth group.

为了探究同一时期卵形鲳鲹体型差异较大的原因，本研究对受精后 20～45 d 卵形鲳鲹幼鱼阶段进行了快速生长组和慢速生长组肌纤维变化的显著性分析。结果如图 3 所示，卵形鲳鲹在受精后 20 和 30 d，快、慢速生长组之间的肌纤维数目和总面积并无明显差异，而自受精后 35 d 开始，出现了显著性差异，且差异逐渐显著，并随后差异达到极显著。

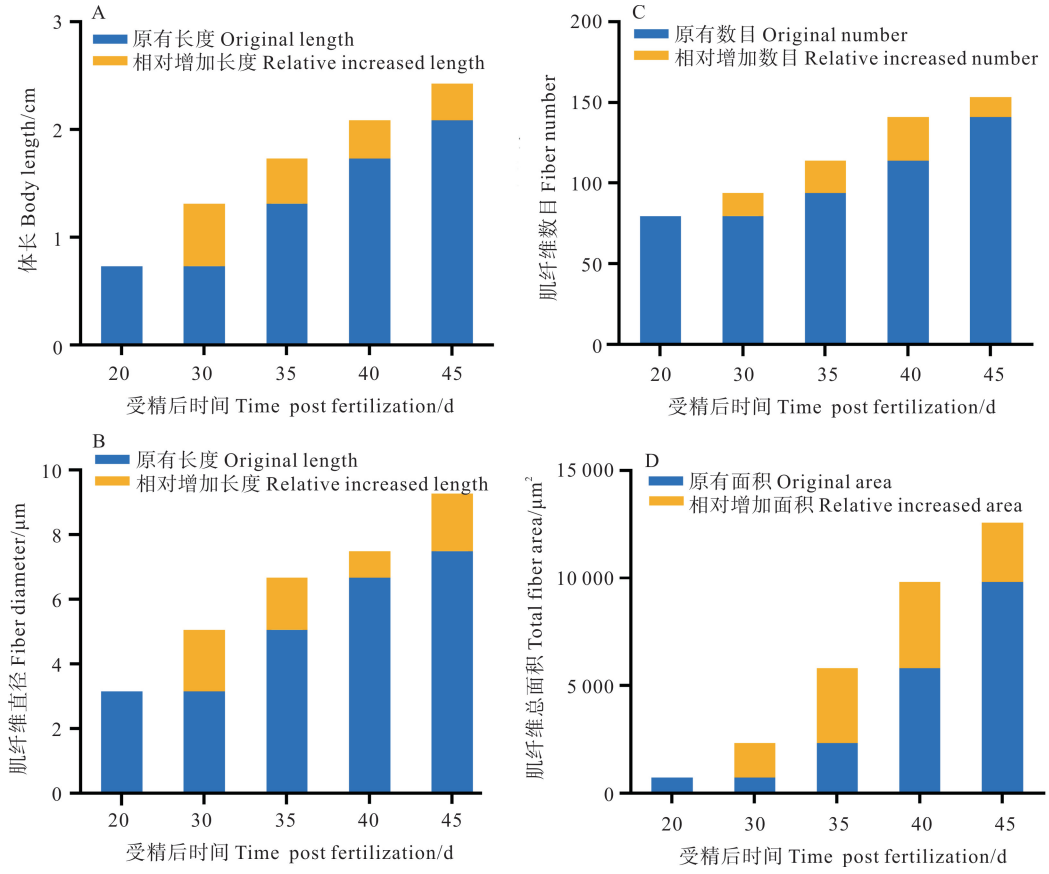


（柱子表示平均值±标准差（n = 3）。Vertical bars represent the mean±SD（n =3）. ** P < 0.01，**** P < 0.000 1）

图 3　卵形鲳鲹幼鱼时期受精后 20～45 d 快速生长组和慢速生长组肌纤维数目和肌纤维总面积分析

Fig. 3　Analysis of the number and total area of muscle fibers in rapid growth group and slow growth group during the 20～45 days post fertilization of *T. ovatus*

选取受精后 20～45 d 快速生长组和慢速生长组的幼鱼，将其生长性状和肌纤维相关数据合并，并求其平均值，然后进行分析。结果如图 4 所示，受精后 30 d 卵形鲳鲹的体长和肌纤维直径的相对增加长度最多。而肌纤维数目和总面积的相对增加量在受精后 20～40 d 均呈现上升的趋势，并在受精后 40 d 达到峰值，随后开始有所下降。这表明在卵形鲳鲹受精后 30～40 d，其肌纤维呈现一个快速增长的趋势。



（柱子表示平均值±标准差（n = 3）。Vertical bars represent the mean±SD（n =3）.）

图 4　卵形鲳鲹幼鱼时期受精后 20～45 d 体长、肌纤维数目、肌纤维直径和肌纤维总面积变化趋势

Fig. 4　Trends of body length, number muscle fibers, diameter of muscle fibers, and total muscle fiber area of *T. ovatus* juveniles at 20～45 days post fertilization

最后，计算两组幼鱼每个时期的增生面积和肥大面积的平均值，并绘制了肌纤维增生和肥大对每个时期肌肉生长的相对贡献率折线图（见图5）：受精后30～50 d卵形鲳鲹的肌纤维肥大对肌肉生长的相对贡献比例基本保持在90%以上，明显高于肌纤维增生；在受精后30～45 d，肌纤维增生的贡献率由3.2%上升到10.5%，随后开始下降，这表明该阶段卵形鲳鲹肌纤维增生生长呈上升趋势。

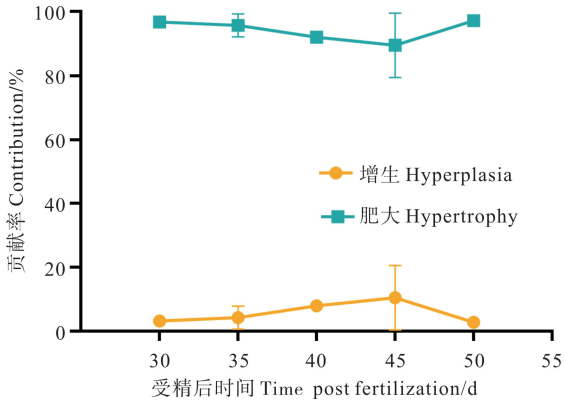


图5 卵形鲳鲹受精后30～50 d肌纤维肥大和增生对肌肉生长的贡献率

Fig. 5 Relative contribution of hypertrophic and proliferative to muscle growth of 30～50 days post fertilization in *T. ovatus*

3 讨论

骨骼肌质量是大多数鱼类体质量的主要部分，鱼类体型的大小很可能受到骨骼肌生长的限制[29]。研究表明，鱼类新形成的肌纤维尺寸相对较小，这些纤维的横截面积通过肥大生长而增大[30-32]。由于增生与小尺寸肌纤维有关，而肥大与较大尺寸的肌纤维有关，因此单个肌纤维的大小可用于评估不同时期的肌肉生长[29]。本文通过对20～50 d卵形鲳鲹肌肉生长发育的研究发现，随着发育的进行，其肌纤维数目增多，直径增粗，面积增大。此外，在不同的发育时期的快、慢速生长组间，体长、体宽和体质量方面均有极显著差异，即两组在同一时期的体型具有明显差异。增生和肥大的作用似乎取决于鱼的种类和最终体细胞的大小[14-16,29]。在小体型鱼类的相关报道中发现，通常增生在发育早期停止，孵化后的生长主要归因于肥大[29]。例如，斑马鱼幼鱼阶段的肌肉生长仅依靠肌纤维的肥大[18,33]。同样作为小体型鱼类的孔雀花鳉（*Poecilia reticulata*），其白肌的生长主要通过肥大的方式实现，即使在电子显微镜水平，也未能在白肌中发现可以产生新肌纤维的肌卫星细胞或成肌细胞[16]。相反，在能够获得较大体型的鱼种中，增生仍然是胚后及成年期肌肉生长的重要因素[29]。本文对大型硬骨鱼卵形鲳鲹肌肉生长的研究同样支持了这一观点，即在受精后20～50 d幼鱼阶段，其肌肉生长主要以肌纤维的肥大为主，但同时也伴随有肌纤维的增生。在白鲈（*Atractoscion nobilis*）的研究中也发现：随着鱼体的增大，肌纤维平均横截面积从150 μm^2 增加到4 300 μm^2，表明肥大在生长过程中起着重要作用；在此过程中，尽管增生纤维的补充不断减少，但在不小于91.8 cm的白鲈仍可观察到肌纤维的增生[29]。此外，在出生后30～100 d的许氏平鲉中，肌纤维的肥大对于肌肉生长的贡献明显高于增生，但新增生的肌纤维存在于各个年龄的鱼体中，包括性成熟个体[28]。

肌纤维增生和肥大在大型鱼类肌肉生长过程中的贡献率会因其发育阶段不同而有所差异[16]。例如，在研究许氏平鲉成鱼的肌肉中发现，1龄时新生肌纤维所占比例最大，表明此阶段肌纤维的募集能力最强；但这种能力会随着生长而逐渐减弱[28]。类似的，在细鳞鲑（*Piaractus mesopotamicus*）幼鱼阶段观察到大量直径小于20 mm的肌纤维，这证实了该阶段肌纤维的生长包括增生；而在成鱼中，大多数肌纤维直径超过50 mm，这表明成鱼中肌纤维肥大成为主导[34]。在本研究中发现，尽管卵形鲳鲹幼鱼阶段各个发育时期的肌肉生长模式均以肥大生长为主，但肌纤维增生在不同发育时期也表现出一定的差异。研究结果表明，在受精后30～45 d这一阶段，卵形鲳鲹肌纤维的增生呈上升趋势，随后开始下降。此外，在此阶段，同一时期快速生长组的肌纤维数目和总面积都要显著大于慢速生长组。因此推测受精后30～40 d很可能是卵形鲳鲹幼鱼阶段的一个快速生长期。在此过程中，肌纤维增生可能发挥了重要作用。

总之，本文探究了卵形鲳鲹幼鱼时期的肌肉生长发育规律。研究结果表明，其受精后20～50 d的幼鱼肌肉生长是以肌纤维肥大为主、增生为辅。且肌纤维增生和肥大在决定体型大小差异方面发挥着至关重要的作用。此外，在卵形鲳鲹受精后30～40 d的快速生长阶段，其肌纤维增生能力不断增强，也进一步证实了增生对于决定鱼类体型大小的重要性。本研究结果将为探究大型鱼类的肌肉生长模式提供理论基础。

参考文献：

[1] Bone Q, Hoar W, Randall D. Locomotor muscle[J]. Fish Physiology, 1978, 7: 361-424.

[2] Lepper C, Conway S J, Fan C M. Adult satellite cells and embryonic muscle progenitors have distinct genetic requirements[J]. Nature, 2009, 460(7255): 627-631.

[3] Patruno M, Radaelli G, Mascarello F, et al. Muscle growth in response to changing demands of functions in the teleost *Sparus au-*

rata (L.) during development from hatching to juvenile[J]. Anatomy and Embryology(Berl), 1998, 198(6): 487-504.

[4] Xu Y, Tan Q, Kong F, et al. Fish growth in response to different feeding regimes and the related molecular mechanism on the changes in skeletal muscle growth in grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*)[J]. Aquaculture, 2019, 512: 734295.

[5] Manneken J D, Dauer M V P, Currie P D. Dynamics of muscle growth and regeneration: Lessons from the teleost[J]. Experimental Cell Research, 2022, 411: 112991.

[6] Stoiber W, Sänger A M. An electron microscopic investigation into the possible source of new muscle fibres in teleost fish[J]. Anatomy and Embryology, 1996, 194: 569-579.

[7] Koumans J T M, Akster H A, Dulos G J, et al. Myosatellite cells of *Cyprinus carpio* (Teleostei) *in vitro*: Isolation, recognition and differentiation[J]. Cell and Tissue Research, 1990, 261(1): 173-181.

[8] Weatherley A H, Gill H S, Lobo A F. Recruitment and maximal diameter of axial muscle fibres in teleosts and their relationship to somatic growth and ultimate size[J]. Journal of Fish Biology, 1988, 33(6): 851-859.

[9] Priester C, Morton L C, Kinsey S T, et al. Growth patterns and nuclear distribution in white muscle fibers from black sea bass, *Centropristis striata*: Evidence for the influence of diffusion[J]. Journal of Experimental Biology, 2011, 214(8): 1230-1239.

[10] Johansen K A, Overturf K. Quantitative expression analysis of genes affecting muscle growth during development of rainbow trout(*Oncorhynchus mykiss*)[J]. Marine Biotechnology, 2005, 7(6): 576-587.

[11] Johnston I A, Abercromby M, Vieira V L, et al. Rapid evolution of muscle fibre number in post-glacial populations of Arctic charr *Salvelinus alpinus*[J]. Journal of Experimental Biology, 2004, 207(25): 4343-4360.

[12] Rescan P Y. Muscle growth patterns and regulation during fish ontogeny[J]. General and Comparative Endocrinology, 2005, 142(1-2): 111-116.

[13] Rowlerson A, Radaelli G, Mascarello F, et al. Regeneration of skeletal muscle in two teleost fish: *Sparus aurata* and *Brachydanio rerio*[J]. Cell and Tissue Research, 1997, 289(2): 311-322.

[14] Alami-Durante H, Fauconneau B, Rouel M, et al. Growth and multiplication of white skeletal muscle fibres in carp larvae in relation to somatic growth rate[J]. Journal of Fish Biology, 1997, 50(6): 1285-1302.

[15] Lee B, Lee B J, Lee Y, et al. Muscle fiber growth in olive flounder, *Paralichthys olivaceus*: Fiber hyperplasia at a specific body weight period and continuous hypertrophy[J]. Journal of the World Aquaculture Society, 2019, 50(3): 593-603.

[16] Mascarello F, Rowlerson A, Scapolo P A, et al. Muscle growth and myosin isoform transitions during development of a small teleost fish, *Poecilia reticulata* (Peters) (Atheriniformes, Poeciliidae): A histochemical, immunohistochemical, ultrastructural and morphometric study[J]. Anatomy and Embryology, 1993, 187(4): 353-361.

[17] Johnston I A. Environment and plasticity of myogenesis in teleost fish[J]. Journal of Experimental Biology, 2006, 209(12): 2249-2264.

[18] Biga P R, Goetz F W. Zebrafish and giant danio as models for muscle growth: Determinate vs. indeterminate growth as determined by morphometric analysis[J]. AJP-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 2006, 291(291): 1327-1337.

[19] Chisada S I, Okamoto H, Taniguchi Y, et al. Myostatin-deficient medaka exhibit a double-muscling phenotype with hyperplasia and hypertrophy, which occur sequentially during post-hatch development[J]. Developmental Biology, 2011, 359(1): 82-94.

[20] Weatherley A H, Gill H S, Rogers S C. Growth dynamics of muscle fibres, dry weight, and condition in relation to somatic growth rate in yearling rainbow trout (*Salmo gairdneri*)[J]. Canadian Journal of Zoology, 1979, 57(12): 2385-2392.

[21] Rowlerson A, Mascarello F, Radaelli G, et al. Differentiation and growth of muscle in the fish *Sparus aurata* (L): Ⅱ. Hyperplastic and hypertrophic growth of lateral muscle from hatching to adult[J]. Journal of Muscle Research and Cell Motility, 1995, 16: 223-236.

[22] Veggetti A, Mascarello F, Scapolo P A, et al. Hyperplastic and hypertrophic growth of lateral muscle in *Dicentrarchus labrax* (L.). An ultrastructural and morphometric study[J]. Anatomy and Embryology, 1990, 182: 1-10.

[23] 蔡文超，区又君，李加儿，等. 卵形鲳鲹免疫器官的早期发育[J]. 南方水产科学，2012，8(5)：39-45.
Cai W C, Qv Y J, Li J E, et al. Development of immune organs at early stages of *Trachinotus ovatus*[J]. South China Fisheries Science, 2012, 8(5): 39-45.

[24] 杨其彬，马振华，程大川，等. 卵形鲳鲹仔稚鱼异速生长的研究[J]. 水产科学，2017，36(3)：259-266.
Yang Q B, Ma Z H, Cheng D C, et al. Allometric growth in larva and juvenile golden pompano *Trachinotus ovatus*[J]. Fisheries Science, 2017, 36(3): 259-266.

[25] Liang Y, Pan J M, Zhu K C, et al. Genome-wide identification of *Trachinotus ovatus* antimicrobial peptides and their immune response against two pathogen challenges[J]. Marine Drugs, 2023, 21(10): 505.

[26] 王丹，吴反修. 中国渔业统计年鉴[M]. 北京：中国农业出版社，2022.
Wang D, Wu F X. China Fishery Statistical Yearbook[M]. Beijing: China Agriculture Press, 2022.

[27] Shen L Y, Zhang S H, Wu Z H, et al. The influence of satellite cells on meat quality and its differential regulation[J]. Hereditas (Beijing), 2014, 35(9): 1081-1086.

[28] 王梦娅，金超凡，张奉燕，等. 许氏平鲉肌肉生长发育的初步研究[J]. 中国海洋大学学报(自然科学版)，2021，51：44-50.
Wang M Y, Jin C F, Zhang F Y, et al. Preliminary study on the muscle growth and development of black rockfish(*Sebastes schlegelii*)[J]. Periodical of Ocean University of China, 2021, 51: 44-50.

[29] Zimmerman A M, Lowery M S. Hyperplastic development and hypertrophic growth of muscle fibers in the white seabass(*Atractoscion nobilis*)[J]. Journal of Experimental Zoology, 1999, 284(3): 299-308.

[30] Schmalbruch H, Hellhammer U. The number of satellite cells in normal human muscle[J]. The Anatomical Record, 1976, 185(3): 279-287.

[31] Steven J, Gauvry, Laurent, et al. Small-diameter white myotomal muscle fibres associated with growth hyperplasia in the carp (*Cyprinus carpio*) express a distinct myosin heavy chain gene [J]. Journal of Experimental Biology, 1995, 198(7): 1603-1611.

[32] Stickland N C. Growth and development of muscle fibres in the rainbow trout(*Salmo gairdneri*)[J]. Journal of Anatomy, 1983, 137(2): 323-333.

[33] Alexander M S, Kawahara G, Kho A T, et al. Isolation and transcriptome analysis of adult zebrafish cells enriched for skeletal muscle progenitors[J]. Muscle Nerve, 2011, 43(5): 741-750.

[34] Almeida F L A D, Carvalho R F, Pinhal D, et al. Differential expression of myogenic regulatory factor MyoD in pacu skeletal muscle(*Piaractus mesopotamicus* Holmberg 1887: Serrasalminae, Characidae, Teleostei) during juvenile and adult growth phases[J]. Micron, 2008, 39(8): 1306-1311.

Investigation of the Muscle Growth Patterns in Juvenile Golden Pompano *Trachinotus ovatus*

Sun Liying[1], Liu Xiaotong[1], Sun Minmin[1], Wang Na[1], Qi Jie[1,2], He Yan[1,2]

(1. Key Laboratory of Marine Genetics and Breeding, Ministry of Education, Ocean University of China, Qingdao 266003, China; 2. Key Laboratory of Tropical Aquatic Germplasm of Hainan Province, Sanya Oceanographic Institution, Ocean University of China, Sanya 572024, China)

Abstract: The regulatory mechanisms of muscle growth in fish vary depending on the species, with large fish achieving indefinite growth through hyperplasia and hypertrophy of muscle fibers. The research on muscle growth in *Trachinotus ovatus*, a fast-growing large economic fish species, is still insufficient. In order to explore it's developmental pattern of muscle growth, this study conducted histological observations of muscle tissues in juvenile *T. ovatus* using paraffin sectioning and HE staining methods, and statistically analyzed the characteristics of muscle fibers, including fiber number, diameter, and area. The results showed that under the conditions of 25 ～28 ℃, the body length of juvenile *T. ovatus* increased from (0.78±0.17) cm to (2.98±0.25) cm ($P<0.000\ 1$) between 20～50 days post fertilization; body width increased from (0.26±0.05) cm to (1.04±0.08) cm ($P<0.000\ 1$); body mass increased from 0.015 g to (0.53±0.10) g ($P<0.000\ 1$); particularly, a rapid growth period was observed between 30～40 d. The statistical results of muscle fibers at various stages of juvenile *T. ovatus* indicated a significant increase in fiber number and diameter, as well as enlargement of fiber area, suggesting that hypertrophy is the main mode of muscle growth in juvenile *T. ovatus*, accompanied by hyperplasia. It is noteworthy that the number of muscle fibers and total fiber area in the fast growth group of *T. ovatus* were significantly greater than those in the slow growth group during the same period, indicating that both hyperplasia and hypertrophy of muscle fibers contribute to the differences in muscle growth among juvenile fish during the same period. These findings not only deepen our understanding of the muscle growth mechanism of large economic fish, but also have potential application value and theoretical basis for improving muscle yield.

Key words: *Trachinotus ovatus*; juvenile; muscle growth; muscle fibre hyperplasia; muscle fibre hypertrophy

责任编辑 高 蓓