ISSN 2312-9581 (Online)

ISSN 2075-1508 (Print)

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu>

F S U

FISHERIES SCIENCE OF UKRAINE

Institute of Fisheries
of the National Academy
of Agrarian Sciences
of Ukraine

РИБОГОСПОДАРСЬКА НАУКА УКРАЇНИ

1

Інститут рибного господарства
Національної академії аграрних наук України

2020

РИБОГОСПОДАРСЬКА НАУКА УКРАЇНИ

Науковий журнал «Рибогосподарська наука України» з 2009 року входить до Переліку фахових видань України, в яких можуть публікуватися результати дисертаційних робіт на здобуття ступенів доктора і кандидата наук (біологічні та сільськогосподарські спеціальності — 091, 207), категорія «Б», переатестація від 17.03.2020 (наказ Міністерства освіти і науки України № 409)

Засновник та видавник — Інститут рибного господарства Національної академії аграрних наук України

Свідоцтво про державну реєстрацію КВ № 20934-10734 ПР від 18.08.2014

ГОЛОВНИЙ РЕДАКТОР

Матвієнко Наталія Миколаївна, доктор біол. наук, с. н. с., зав. відділу іхтіопатології, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

ЗАСТУПНИКИ ГОЛОВНОГО РЕДАКТОРА

ГРИЦІНЯК Ігор Іванович, доктор с.-г. наук, професор, академік НААН, директор Інституту рибного господарства НААН, УКРАЇНА

КОЛЕСНИК Наталія Леонідівна, кандидат с.-г. наук, с. н. с., зав. лаб. міжнародного науково-технічного співробітництва та інтелектуальної власності, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

РЕДАКЦІЙНА КОЛЕГІЯ

БІОЛОГІЯ

Патрік Даніель, доктор біол. наук, голова департаменту біології Лабораторії Піренеїв, ФРАНЦУЗЬКА РЕСПУБЛІКА

Бузевич Ігор Юрійович, доктор біол. наук, с. н. с., зав. відділу вивчення біоресурсів водосховищ, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Бучацький Леонід Петрович, доктор біол. наук, академік Російської Академії природничих наук (РАЕН), провідний науковий співробітник лаб. біотехнологій в рибництві, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Діденко Олександр Володимирович, канд. біол. наук, с. н. с., відділ вивчення біоресурсів водосховищ, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Сондак Василь Володимирович, доктор біол. наук, зав. каф. водних біоресурсів, Національний університет водного господарства та природокористування, УКРАЇНА

Рудь Юрій Петрович, канд. біол. наук, с. н. с., зав. лабораторії біотехнологій в рибництві, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Потрохов Олександр Спиридонович, доктор біол. наук, с. н. с., зав. лаб. біології відтворення риб, Інститут гідробіології НАН України, УКРАЇНА

Кутіщев Павло Сергійович, канд. біол. наук, зав. каф. водних біоресурсів та аквакультури, Херсонський державний аграрний університет, УКРАЇНА

Драган Людмила Петрівна, канд. біол. наук, с. н. с., зав. лаб. екологічних досліджень, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Кружиліна Світлана Володимирівна, канд. біол. наук, с. н. с., зав. сектору відділу вивчення біоресурсів водосховищ, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Маренков Олег Сергійович, канд. біол. наук, доцент каф. загальної біології та водних біоресурсів, Дніпровський національний університет імені Олеся Гончара, УКРАЇНА

ВОДНІ БІОРЕСУРСИ ТА АКВАКУЛЬТУРА

Гомельський Борис, доктор біол. наук, професор, Державний Університет Кентуккі, СПОЛУЧЕНІ ШТАТИ АМЕРИКИ
Ху Пао, доктор с.-г. наук, професор, директор Центру прісноводного рибного господарства, КИТАЙСЬКА НАРОДНА РЕСПУБЛІКА

Крупінські Єджей, доктор с.-г. наук, професор, іноземний член Національної академії аграрних наук України, директор, Інститут зоотехнії Польщі, ПОЛЬЩА

Зодапе Гаутам В., доктор біол. наук, професор, декан факультету зоології Державного Університету Шиваджи в Колхатурі, РЕСПУБЛІКА ІНДІЯ

Третьак Олександр Михайлович, доктор с.-г. наук, с. н. с., заступник директора з наукової роботи, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Тарасюк Сергій Іванович, доктор с.-г. наук, професор, член-кор. НААН, Інститут рибного господарства НААН, УКРАЇНА

Бех Віталій Валерійович, доктор с.-г. наук, професор, каф. аквакультури, Національний університет біоресурсів і природокористування, УКРАЇНА

Костенко Олександр Іванович, канд. с.-г. наук, с. н. с., зав. відділу ветеринарної медицини та зоотехнії, Національна академія аграрних наук України, УКРАЇНА

Шарамок Тетяна Сергіївна, канд. с.-г. наук, доцент каф. загальної біології та водних біоресурсів, Дніпровський національний університет імені Олеся Гончара, УКРАЇНА

Чепіль Людмила Василівна, канд. с.-г. наук, доцент каф. біології тварин, Національний університет біоресурсів і природокористування, УКРАЇНА

Жигмонд Женей, доктор с.-г. наук, професор, Паннонський університет, УГОРЩИНА

Бреус Денис Сергійович, канд. с.-г. наук, доцент каф. екології та сталого розвитку імені професора Ю.В. Пилипенка, Херсонський державний аграрний університет, УКРАЇНА

НАУКОВІ РЕДАКТОРИ РОЗДІЛІВ

є штатними працівниками Інституту рибного господарства НААН України: **Тушницька Наталія Йосифівна**, канд. вет. наук, с. н. с., вчений секретар ІРГ НААН; **Тучапський Ярослав Васильович**, канд. с.-г. наук, с. н. с. відділу селекції риб ІРГ НААН; **Залюїло Ольга Василівна**, канд. біол. наук, с. н. с., зав. лаб. молекулярно-генетичних досліджень ІРГ НААН; **Забитівський Юрій Михайлович**, канд. біол. наук, с. н. с. сектору осетрівництва ІРГ НААН; **Мрук Антоніна Іванівна**, зав. лаб. лососівництва ІРГ НААН; **Григоренко Тетяна Володимирівна**, канд. с.-г. наук, зав. лаб. гідробіології та технологій культивування цінних безхребетних ІРГ НААН.

Редакція журналу «Рибогосподарська наука України»: вул. Обухівська, 135, м. Київ-164, 03164

тел. міськ. +38(044) 227-01-86; тел. моб. +38(094) 827-01-86, +38(097) 700-77-25; <http://fsu.ua>; fsu.journal@gmail.com

Підписано до друку 24.02.2020 р. Формат 70×108/16. Друк офсетний. Ум. друк. арк. 7,1. Наклад 500 прим.

Журнал друкується за рішенням вченої ради Інституту рибного господарства НААН (Протокол №2 від 24.02.2020 р.)

Дизайн макету: Колесник Н. Л., Шинкар С. В., Архангельський Є. Ю., Безусий О. Л.

Верстка: Архангельський Є. Ю., Симон М. Ю. **Літературне редагування:** Швець Т. М. **Коректор:** Ковальчук Г. В.

Друкарня ТОВ «ПРО ФОРМАТ», 02166, м. Київ, вул. Маршала Жукова, 45 Б, оф.16, тел.: +38(044) 353-85-58

РИБОГОСПОДАРСЬКА НАУКА УКРАЇНИ

НАУКОВИЙ ЖУРНАЛ

1/2020(51)

Заснований у 2007 р.
Виходить 4 рази на рік

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 1-120
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01>

З М І С Т

АКТУАЛЬНІ ПРОБЛЕМИ ТА ПЕРСПЕКТИВИ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 5-27
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.005>

І. І. Гуциняк, В. О. Гуцин, Ю. М. Ситник

Перспективи аквакультури великоротого окуня (*Micropterus salmoides* Lасерде, 1802) з огляду на адаптацію до зміни клімату, а також розвиток рекреаційного рибальства та міжнародного рибальського туризму (огляд) 5

БІОРЕСУРСИ ТА ЕКОЛОГІЯ ВОДОЙМ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 28-43
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.028>

Ю. М. Худіаши, М. В. Причена, О. С. Потрохов, О. Г. Зінковський, Л. О. Горбатюк, Ю. О. Коваленко, Д. В. Медовник

Вплив екологічних умов окремих озер м. Києва на стан іхтіофауни 28

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 44-52
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.044>

С. М. Снігірьов, Є. Ю. Леончик, С. Г. Бушуєв

Стан промислових запасів коропа (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758), ляща (*Abramis brama* Linnaeus, 1758), тарані (*Rutilus rutilus* Linnaeus, 1758) та судака (*Sander lucioperca* Linnaeus, 1758) у Дністровському лимані в 2000–2019 рр. 44

ТЕХНОЛОГІЇ В АКВАКУЛЬТУРІ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 53-78
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.053>

Н. Л. Колесник, М. Ю. Симон, О. М. Маренков, О. С. Нестеренко

Культивування двокрилих (*Diptera* Linnaeus, 1758) комах — дрозодфіл, личинок мух та хірономід — для годівлі риб (огляд) 53

© Інститут рибного господарства НААН України, 2020

ФІЗІОЛОГІЯ ТА БІОХІМІЯ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 79-94

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.079>*К. Кофонов, О. С. Потрохов, О. Г. Зінковський*Вплив хлориду амонію та монофосфату калію на біохімічні показники молоді краснопірки звичайної (*Scardinius erythrophthalmus* Linnaeus, 1758)

79

КРИТИКА І БІБЛІОГРАФІЯ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 95-108

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.095>*І. Й. Грициняк, Т. М. Швець*

Методи фізіолого-біохімічних досліджень риб. Тематична бібліографія

95

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 109-120

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.109>*П. В. Шекк, Ю. О. Астафуров*Дослідження східної субтропічної прісноводної креветки (*Macrobranchium nipponense* De Naan, 1849). Тематична бібліографія

109

СОДЕРЖАНИЕ

АКТУАЛЬНЫЕ ПРОБЛЕМЫ И ПЕРСПЕКТИВЫ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 5-27
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.005>

И. И. Грициняк, В. А. Гуцин, Ю. М. Сытник

Перспективы аквакультуры большеротого окуня (*Micropterus salmoides* Lacepede, 1802) с учётом адаптации к изменениям климата, а также развития рекреационного рыболовства и международного рыболовного туризма (обзор) 5

БИОРЕСУРСЫ И ЭКОЛОГИЯ ВОДОЕМОВ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 28-43
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.028>

Ю. Н. Худияш, М. В. Причепя, А. С. Потрохов, О. Г. Зиньковский, Л. О. Горбатюк, Ю. А. Коваленко, Д. В. Медовник

Влияние экологических условий отдельных озёр г. Киева на состояние ихтиофауны 28

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 44-52
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.044>

С. М. Снугирев, Е. Ю. Леончик, С. Г. Бушугев

Состояние промысловых запасов карпа (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758), леща (*Abramis brama* Linnaeus, 1758), тарани (*Rutilus rutilus* Linnaeus, 1758) и судака (*Sander lucioperca* Linnaeus, 1758) в Днестровском лимане в 2000–2019 гг. 44

ТЕХНОЛОГИИ В АКВАКУЛЬТУРЕ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 53-78
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.053>

Н. Л. Колесник, М. Ю. Симон, А. Н. Маренков, О. С. Нестеренко

Культивирование двукрылых (*Diptera* Linnaeus, 1758) насекомых — дрозифил, личинок мух и хирономид — для кормления рыб (обзор) 53

ФИЗИОЛОГИЯ И БИОХИМИЯ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 79-94
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.079>

К. Кофонов, А. С. Потрохов, О. Г. Зиньковский

Влияние аммонийного азота и монофосфата калия на биохимические показатели молоди краснопёрки (*Scardinius erythrophthalmus* Linnaeus, 1758) 79

КРИТИКА И БИБЛИОГРАФИЯ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 95-108
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.095>

Ир. И. Грициняк, Т. М. Швец

Методы физиолого-биохимических исследований рыб. Тематическая библиография 95

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 109-120
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.109>

П. В. Шекк, Ю. А. Астафуров

Исследования восточной субтропической пресноводной креветки (*Macrobrachium nipponense* De Naan, 1849). Тематическая библиография 109

CONTENTS

ACTUAL PROBLEMS AND PROSPECTS

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 5-27

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.005>*I. Hrytsyniak, V. Guschin, Yu. Sytnik*Outlooks of largemouth bass (*Micropterus salmoides* Lacepede, 1802) aquaculture taking into account the adaptation to climate change and the development of recreational fishing and international fishing tourism (a review) 5

BIORESOURCES AND ECOLOGY OF WATER BODIES

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 28-43

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.028>*Yu. Hudiyash, M. Prychepa, A. Potrokhov, O. Zin'kovskiy, L. Gorbatyuk, Ju. Kovalenko, D. Medovnyk*

The effect of environmental conditions of some lakes of the city of Kiev on ichthyofauna condition 28

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 44-52

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.044>*S. Snigirev, E. Leonchik, S. Bushuiev*The state of commercial stocks of common carp (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758), bream *Abramis brama* Linnaeus, 1758, roach (*Rutilus rutilus* Linnaeus, 1758) and pikeperch (*Sander lucioperca* Linnaeus, 1758) in the Dniester lagoon in 2000-2019 44

TECHNOLOGIES IN AQUACULTURE

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 53-78

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.053>*N. Kolesnyk, M. Simon, O. Marenkov, O. Nesterenko*Cultivation of dipterous (*Diptera* Linnaeus, 1758) insects, such as fruit flies, synanthropic flies larvae and chironomids larvae for fish feeding (review) 53

PHYSIOLOGY AND BIOCHEMISTRY

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 79-94

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.079>*K. Kofonov, A. Potrokhov, O. Zinkovskiy*The effect of ammonium nitrogen and phosphorus of phosphates on the biochemical parameters of juvenile rudd (*Scardinius erythrophthalmus* Linnaeus, 1758) 79

CRITICISM AND BIBLIOGRAPHY

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 95-108

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.095>*Ir. Hrytsynyak, T. Shvets*

Methods of physiological and biochemical studies of fish. Thematic bibliography 95

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 109-120

DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.109>*P. Shekk, Yu. Astafurov*Study of the Eastern subtropical freshwater shrimp (*Macrobrachium nipponense* De Haan, 1849). A thematic bibliography 109

ПЕРСПЕКТИВИ АКВАКУЛЬТУРИ ВЕЛИКОРОТОГО ОКУНЯ (*MICROPTERUS SALMOIDES* LACEPEDE, 1802) З ОГЛЯДУ НА АДАПТАЦІЮ ДО ЗМІНИ КЛІМАТУ, А ТАКОЖ РОЗВИТОК РЕКРЕАЦІЙНОГО РИБАЛЬСТВА ТА МІЖНАРОДНОГО РИБАЛЬСЬКОГО ТУРИЗМУ (ОГЛЯД)

І. І. Грициняк, hrytsyniak@ukr.net, Інститут рибного господарства НААН України,
м. Київ

В. О. Гущин, guschinv@ukr.net, Державне агентство рибного господарства
України, м. Київ

Ю. М. Ситник, sytnik_yu@ukr.net, Комунальне підприємство «Плесо» Київської
міської державної адміністрації, м. Київ

Мета. Перед сучасним рибним господарством нашої країни постає багато викликів, у тому числі такі, як адаптація до зміни клімату та розвиток рекреаційного рибальства і міжнародного рибальського туризму. Метою адаптації може бути ефективніше здійснення рибогосподарських заходів відповідно до збільшення середньорічних температур та пролонгації періоду активного росту гідробіонтів. Також сьогодні у переважній більшості розвинутих країн спостерігається тенденція зміни світогляду, що виражається у переході від сприйняття риби як продукту харчування до риби як об'єкта надання рекреаційних послуг. Це дозволяє більш ефективно та заощадливо використовувати рибні запаси, майже не зменшуючи їх. До нових об'єктів аквакультури, пристосованіших до вищих річних температур, таякі посідають провідне місце у рекреаційній сфері багатьох країн світу, можна віднести великоротого окуня, або форелеокуня (*Micropterus salmoides*). Даний вид риб, що походить із водойм Північної Америки, на сьогодні активно вирощується в аквакультурі більше ніж 50 країн у всьому світі, в першу чергу, з метою любительського і спортивного рибальства. Діюча методика з відтворення та вирощування великоротого окуня в аквакультурі України сприятиме ефективнішому здійсненню рибогосподарської діяльності та посиленню тенденцій надання послуг рекреаційного рибальства. Це сприятиме збільшенню надходжень до центрального та місцевого бюджетів і більш активному залученню інвестицій.

Результати. Дана робота містить короткі відомості про перспективи відтворення та вирощування великоротого окуня на території України, еколого-рибгосподарські характеристики великоротого окуня з описом середовища існування, живлення, тенденцій росту у різних вікових групах, а також процесу відтворення у межах природного ареалу. Також у статті розглядаються спроби інтродукції форелеокуня у водні об'єкти на території України протягом XIX–XX ст. та можливі причини їх повної або часткової невдачі. Крім того, надано оцінку можливого впливу великоротого окуня на стан іхтіофауни і умови здійснення аквакультури. Також розглядаються заходи щодо недопущення неконтрольованого поширення форелеокуня при здійсненні рибгосподарської діяльності.

© І. І. Грициняк, В. О. Гущин, Ю. М. Ситник, 2020

Практична значимість. Інформація, представлена у зазначеному огляді, може бути у подальшому використана для розробки практичної методики відтворення та вирощування великоротого окуня у вітчизняному рибному господарстві, а також популяризації його як перспективного об'єкта аквакультури.

Ключові слова: великоротий окунь, форелеокунь, *Micropterus salmoides*, рекреація, зміна клімату, аквакультура, любительське рибальство, спортивне рибальство, міжнародний рибальський туризм, інвестиції, стратегія адаптації, перспективний вид.

OUTLOOKS OF LARGEMOUTH BASS (*MICROPTERUS SALMOIDES* LACEPEDE, 1802) AQUACULTURE TAKING INTO ACCOUNT THE ADAPTATION TO CLIMATE CHANGE AND THE DEVELOPMENT OF RECREATIONAL FISHING AND INTERNATIONAL FISHING TOURISM (A REVIEW)

I. Hrytsyniak, hrytsyniak@ukr.net, The Institute of Fisheries of the National Academy of Agrarian Sciences, Kyiv

V. Guschin, guschinv@ukr.net, State Agency of Fisheries of Ukraine, Kyiv

Yu. Sytnik, sytnik_yu@ukr.net, UC «PLESO» KCSA, Kyiv

Purpose. Modern fisheries of Ukraine faces many challenges, among which the adaptation to climate changes as well as the development of recreational fishery and international fishing tourism can be highlighted. The main purpose of the adaptation can be formulated as an improvement of fishery activities due to an increase in average annual temperatures and prolongation of the active growth period of aquatic organisms. Moreover, in the majority of developed countries all around the world, there is a tendency of the transition from perception of fish as a food product to the perception of fish as an object of recreational services. This makes possible to exploit fish stocks more effectively and sparingly, with only a little harm for fish. As a new object of aquaculture that has high adaptive potential to increases in average annual temperatures and takes an important place in recreational fishing across the world, we can consider the largemouth bass (*Micropterus salmoides*). This fish species, which is native to freshwaters of North America, is currently reared in aquaculture in more than 50 countries, mainly for recreational and sport fishing. The development of methodologies for largemouth bass aquaculture in Ukraine could contribute to more effective fisheries management and to development of recreational fishing services. This in turn would result in income growth to local and general budgets and would contribute to more effective investment raising.

Findings. The article contains brief information on the outlooks of reproduction and cultivation of the largemouth bass in Ukrainian aquaculture, ecological and fisheries characteristics of this species with the description of its natural habitats, feeding, growing potential of different age groups, and breeding process in its natural range. Moreover, this review mentions attempts of largemouth bass introduction to Ukrainian water bodies occurred in XIX-XX centuries, and possible reasons of its total and partial failures. Furthermore, this article assesses the potential impact of the largemouth bass on local ichthyofauna and aquaculture conditions, and considers the measures aimed on the prevention of uncontrolled spread of this species during cultivation.

Practical value. Information provided in this review can be further used for development of the methodology of largemouth bass aquaculture in Ukraine as well as for popularization of this species for recreational fishing and the development of international fishing tourism.

Keywords: largemouth bass, *Micropterus salmoides*, recreation, climate change, aquaculture, recreational fishing, sport fishing, international fishing tourism, investments, adaptation strategy, perspective species.

ПЕРСПЕКТИВИ АКВАКУЛЬТУРИ БОЛЬШЕРОТОГО ОКУНЯ (*MICROPTERUS SALMOIDES* LACERPEDE, 1802) С УЧЁТОМ АДАПТАЦИИ К ИЗМЕНЕНИЯМ КЛИМАТА, А ТАКЖЕ РАЗВИТИЯ РЕКРЕАЦИОННОГО РЫБОЛОВСТВА И МЕЖДУНАРОДНОГО РЫБОЛОВНОГО ТУРИЗМА (ОБЗОР)

И. И. Грициняк, hrytsyniak@ukr.net, Институт рыбного хозяйства НААН Украины, г. Киев

В. А. Гушин, guschinv@ukr.net, Государственное агентство рыбного хозяйства Украины, г. Киев

Ю. М. Сытник, sytnik_yu@ukr.net, Коммунальное предприятие «Плѣсо» Киевской городской государственной администрации, г. Киев

Цель. Перед современным рыбным хозяйством нашей страны существует множество вызовов, среди которых можно выделить адаптацию к изменениям климата, а также развитие рекреационного рыболовства и международного рыболовного туризма. Целью адаптации может быть более эффективное осуществление рыбохозяйственной деятельности в соответствии с увеличением среднегодовых температур и пролонгацией периода активного роста гидробионтов. Также в настоящее время в подавляющем большинстве развитых стран наблюдается тенденция изменения мировоззрения, которая выражается в переходе от восприятия рыбы как продукта питания к восприятию рыбы как объекта предоставления рекреационных услуг. Это позволяет более эффективно и экономно использовать рыбные запасы, практически не нанося им ущерба. К новым объектам аквакультуры, более приспособленным к повышенным среднегодовым температурам и занимающим ведущее место в рекреационной сфере многих стран мира, можно отнести большеротого окуня, или форелеокуня (*Micropterus salmoides*). Данный вид рыб, происходящий из пресноводных водоёмов Северной Америки, в настоящее время активно выращивается в аквакультуре более чем 50 стран по всему миру, в первую очередь, с целью любительского и спортивного рыболовства. Действующая методика воспроизводства и выращивания большеротого окуня в аквакультуре Украины будет способствовать более эффективному ведению рыбохозяйственной деятельности и усилению тенденций предоставления услуг рекреационного рыболовства. Это, в свою очередь, будет способствовать увеличению поступлений в центральный и местные бюджеты, а также более эффективному привлечению инвестиций.

Результаты. Данная статья содержит краткую информацию о перспективах воспроизводства и выращивания большеротого окуня на территории Украины, эколого-рыбохозяйственные характеристики большеротого окуня с описанием среды обитания, питания, тенденций роста в разных возрастных группах, а также процесса воспроизводства в пределах естественного ареала. Кроме того, в статье рассматриваются попытки интродукции форелеокуня в водные объекты на территории Украины на протяжении XIX–XX вв., и возможные причины их полной или частичной неудачи. Вместе с тем, приведена оценка возможного влияния большеротого окуня на состояние ихтиофауны и условия ведения аквакультуры. Также рассматриваются мероприятия, направленные на недопущение неконтролируемого распространения форелеокуня при осуществлении рыбохозяйственной деятельности.

Практическая значимость. Информация, представленная в данном обзоре, может быть в дальнейшем использована для разработки практической методики воспроизводства и выращивания большеротого окуня в отечественном рыбном хозяйстве, а также популяризации его в качестве перспективного объекта аквакультуры.

Ключевые слова: большеротый окунь, форелеокунь, *Micropterus salmoides*, рекреация, изменение климата, аквакультура, любительское рыболовство, спортивное рыболовство, международный рыболовный туризм, инвестиции, стратегия адаптации, перспективный вид.

ПОСТАНОВКА ПРОБЛЕМИ. МЕТА РОБОТИ

Відповідно до основних заходів реалізації «Стратегії адаптації до зміни клімату сільського, лісового та рибного господарства України до 2030 року», розробленої на виконання розпорядження Кабінету Міністрів України від 6 грудня 2017 року №878-р «Про затвердження плану заходів щодо виконання Концепції реалізації державної політики у сфері зміни клімату на період до 2030 року», існує необхідність селекції та розведення нових видів риб, а також розширеного впровадження полікультури та збільшення видів культивування у ставових рибних господарствах та індустріальній аквакультурі в садках, басейнах і в установках замкнутого водопостачання. Одним з таких нових та перспективних видів риб для вирощування у тепловодних ставових рибних господарствах може бути великоротий окунь, або форелеокунь (*Micropterus salmoides*), з родини Центрархових. На даний час зазначений вид наявний у ставовій аквакультурі більше ніж 50 країн світу, на всіх континентах, за винятком Антарктиди та Австралії [53]. Популярності великоротого окуня у рибному господарстві багатьох країн світу сприяє низка чинників, які будуть розглянуті нижче.

Перш за все, на даний час форелеокунь є одним з найбільш популярних об'єктів спортивного рибальства у всьому світі, і одним з найбільш інтенсивно вирощуваних видів риб для спортивного рибальства у Північній Америці. Відповідно до Національного дослідження рибальства, полювання та відпочинку на природі, яке проводилося у 2011 р., щороку у США 10,6 мільйонів рибалок витрачають 171 мільйон днів на вилов великоротого окуня, що робить його найбільш популярною прісноводною рибкою для спортивного рибальства у Сполучених Штатах [61]. Також, на півдні Європи, особливо у таких країнах, як Іспанія, Італія та Кіпр, форелеокунь постає одним з основних об'єктів рибальського туризму, завдяки якому зазначені вище країни кожного року відвідують десятки тисяч рибалок, що сприяє збільшенню надходжень до місцевих бюджетів.

Водночас, заслуговують уваги гастрономічні якості форелеокуня. М'ясо великоротого окуня набагато смачніше, ніж у більшості річкових риб. Відповідаючи смаку, воно біле, розсипчасте, з низьким вмістом жирів, що робить його справжнім делікатесом у тому випадку, коли риба була почищена одразу після вилову. І, хоча на даний час у всьому світі надається перевага вирощуванню форелеокуня саме з метою рекреаційного рибальства, існує низка країн, де великоротий окунь вирощується, перш за все, для харчових потреб. До таких, насамперед, відноситься Китай, де аквакультура великоротого окуня складає значну частину рибного господарства. Так, наприклад, у китайській провінції Гуандун середня рибопроодуктивність форелеокуня становить 375 кг/га, що робить його бажаним об'єктом ставового рибництва [17].

Окрім того, великоротий окунь може використовуватися як додатковий об'єкт аквакультури з метою зменшення кількості малоцінних видів риби у ставкових господарствах, які становлять харчову конкуренцію основним об'єктам, та підвищення природної рибопроодуктивності. Так, збільшення природної рибопроодуктивності ставів за спільного вирощування цьоголіток форелеокуня та коропа становить 10% за коропом; при вирощуванні цьоголіток

форелеокуня та дволіток коропа — 20% за коропом; при вирощуванні дволіток форелеокуня та дволіток коропа — 25% за коропом [1]. Також слід зазначити, що великоротий окунь є більш ефективним біомеліоратором, ніж наші аборигенні види. Так, щука звичайна (*Esox lucius*) може завдавати ран товарній рибі, судак звичайний (*Sander lucioperca*) через вузьку пащу може харчуватися тільки рибами, що мають видовжене тіло, а окунь звичайний (*Perca fluviatilis*) може споживати тільки молодь малоцінних видів риби. Ширина розкритої пащі великоротого окуня за розміру 50 мм складає приблизно 3% від його загальної довжини (далі — ЗД), за розміру 140 мм — 10% від його ЗД, та сягає 13% від його ЗД за розміру близько 550 мм, що дозволяє йому споживати здобич більшого розміру, ніж іншим хижим риbam однакової з ним довжини [33]. Незважаючи на те, що великоротий окунь фізично спроможний споживати досить велику здобич, зазвичай він полює на рибу, розмір якої набагато менший, ніж той, що він може проковтнути [31].

Враховуючи наведене, існує необхідність у створенні діючої методики відтворення та вирощування великоротого окуня в аквакультурних господарствах України.

АНАЛІЗ ОСТАННІХ ДОСЛІДЖЕНЬ ТА ПУБЛІКАЦІЙ

Еколого-рибогосподарська характеристика великоротого окуня

Середовище існування. У межах свого природного ареалу великоротий окунь зустрічається від Канади до Мексиканської затоки та від Атлантичного узбережжя до Скелястих гір. Він поширений у природних озерах, водно-болотних угіддях, затоках, затонах, річках із повільною течією і старицях, а також у великих і малих штучно створених водосховищах [63]. У річках він може триматися на різних ділянках із проточною водою, але найчастіше надає перевагу ділянкам з невеликим ухилом та повільною течією; уникає річок з низьким рівнем води. Великоротого окуня досить часто можна знайти вздовж мілких прибережних ділянок з великою кількістю водної рослинності. Також, він надає перевагу місцям, де наявні підводні схованки, наприклад, дерева, що впали у воду, камені, затоплена наземна рослинність [54].

Форелеокунь може витримувати досить широкий діапазон умов навколишнього середовища. Так, він витримує як високу температуру (близько 40 °C), що спостерігається у неглибоких водоймах на півдні його ареалу, так і більш холодні умови навколишнього середовища, що можна спостерігати поблизу північної межі його географічного розповсюдження [19, 41]. Разом з тим цей вид, особливо в нетипових умовах існування, характеризується доволі вузьким температурним оптимумом. Зокрема, тривалі періоди з температурою води <6°C обмежують живлення великоротого окуня і спричиняють підвищення смертності серед його молоді [28].

Досить вибагливим (з точки зору умов лентичних екосистем, які сформовані у переважній більшості рибогосподарських водних об'єктів) великоротий окунь є відносно іншого обмежувального чинника водного середовища — кисневого режиму. Вже за вмісту розчиненого кисню на рівні 4 мг/дм³ спостерігається припинення росту форелеокуня, а зменшення вмісту кисню до 2 мг/дм³ є для нього летальним [45]. Хоча рівень активності та живлення форелеокуня може

змінюватися в залежності від прозорості води, він може успішно існувати у водоймах як з прозорою, так і зкаламутною водою [57]. Рівень рН має більше значення для мальків, ніж для дорослих особин; так, загибель молоді спостерігалася за значення рН менше 5, відповідно до збільшення енергетичних потреб та зменшення живлення [39]. Великоротий окунь, що мешкає у гірлах річок, які впадають до океану, може витримувати, принаймні тимчасово, підвищення солоності води до 8–12‰, при цьому молодь краще витримує підвищення солоності води, ніж дорослі особини [40].

Живлення дорослих особин. Раціон дорослого великоротого окуня може складатися із багатьох харчових об'єктів, що, у свою чергу, частково залежить від географічного розташування конкретної популяції. Окрім риби, відповідно до літературних джерел, дорослий форелеокунь може живитися наземними комахами, водними комахами, молюсками, раками, рептиліями та амфібіями [52]. Однак, основну частину раціону дорослого великоротого окуня, за винятком найменш продуктивних водних систем, складає риба. У водоймах південної частин Сполучених Штатів важливими харчовими рибами для нього є: північна доросома (*Dorosoma cepedianum*), південна доросома (*Dorosoma petenense*), інші представники Центрархових, особливо, сонячний окунь (*Lepomis gibbosus*), різноманітні представники родини коропових (*Cyprinidae*), а також молодь сомів-кішок (*Ictaluridae*), особливо карликового американського сома (*Ameiurus nebulosus*). Слід зазначити, що останні два види є одними з головних об'єктів біологічної інвазії в іхтіокомплексах України, які швидко освоюють екологічні ніші цінних у господарському та природоохоронному відношенні аборигенних видів. Так, за даними ІРГ НААН, карликовий сомик є звичайним видом в більшості малих та середніх водосховищ західного регіону, причому його чисельність майже відповідає такій масових короткоциклічних видів; чисельність сонячного окуня на окремих біотопах в Дніпровському (Запорізькому) водосховищі збільшилась до таких меж, які свідчать про необхідність організації меліоративного вилову.

Великоротий окунь — чудовий біологічний меліоратор у водоймі; він поїдає дрібну, малоцінну рибу, пуголовків, жаб, а у ставових господарствах — і шкідливих водяних комах. Завдяки вказаній корисній особливості він широко використовується в рибних господарствах США у якості риби, яка попереджує перенаселення водойм [5].

За межами свого природного ареалу форелеокунь також надає перевагу невеликим, широко розповсюдженим видам риб. Наприклад, на Кубі інтродукований великоротий окунь живиться в основному декількома видами з родини коропозубих (*Cyprinodontidae*) [55]. У Пуерто-Ріко основну частину раціону вселеного форелеокуня у дорослому віці складають представники інших вселених видів, наприклад, південна доросома, сонячний окунь, тилapia (*Oreochromis mossambicus* і *Coptodon rendalli*) та павичевий окунь (*Cichla ocellaris*) [46]. Враховуючи наведене, великоротий окунь у межах свого природного та інтродукованого ареалів дотримується опортуністичної стратегії живлення, надаючи перевагу рибі у разі її присутності, та легко переключаючись на інші харчові об'єкти у разі необхідності.

Живлення молоді. Як і у більшості інших видів риб, після виходу з ікри

личинки великоротого окуня протягом декількох діб живляться за рахунок свого жовткового мішка. Коли його вміст закінчується, личинки форелеокуня, ЗД яких на цей час складає близько 6 мм, залишають гніздо і починають плавати. У зазначений критичний період вони повинні перейти на зовнішнє живлення. Із самого початку личинки живляться дрібним зоопланктоном, наприклад, коловертками, але, із збільшенням довжини, швидко переходять на більший за розміром зоопланктон, представлений мікроскопічними ракоподібними (науплії копепод, дорослі копеподи та кладоцери), а трохи згодом починають споживати молодь водних комах [50, 65]. Якщо кількість дрібних ракоподібних велика, а личинки великоротого окуня з'явилися раніше, ніж личинки інших видів риб, здатних конкурувати з ними за зоопланктон (наприклад, молодь прісноводних Оселедцевих (*Clupeidae*) або інших Центрархових), вони ростуть досить швидко, до 1,0–1,4 мм на добу [26].

За ЗД близько 25 мм, у тому випадку, коли у водоймі присутня велика кількість дрібнішої риби, мальки великоротого окуня поступово починають полювати на неї, повністю припиняючи споживання зоопланктону за ЗД близько 35 мм [36]. У водоймах південної частини Сполучених Штатів молодь великоротого окуня зазвичай харчується цьоголітками сонячного окуня та різних видів доросом. Перехід мальків форелеокуня від споживання зоопланктону до живлення рибою, який всебічно та інтенсивно вивчався протягом десятиріч, має велике значення як для кожної особини, так і для всього покоління великоротого окуня, що з'явилося у поточному році [44, 66]. Зокрема, мальки, які починають живитися рибою у більш ранньому віці, коли вони ще невеликого розміру, будуть рости набагато швидше, ніж їхні однолітки, що живляться комахами та зоопланктоном, і, наймовірніше збережуть та збільшать такі темпи росту протягом першого сезону та надалі [38].

Мальки великоротого окуня, що з'являються на початку сезону, отримують перевагу у розмірі над тими рибами, які з'явилися у пізніші терміни, та одержують можливість збільшувати таку перевагу протягом першого року життя [37]. Час появи може впливати на здатність молоді великоротого окуня раніше переходити до споживання риби протягом першого теплого сезону та, у підсумку, збільшує її шанси дожити до однорічного віку. Форелеокуні, які досягли більшого розміру протягом свого першого вегетаційного періоду, краще протистоять хижакам та голоду під час зимівлі, ніж їхні менші однолітки [29].

В контексті аквакультури початок споживання риби великоротим окунем є досить важливим моментом, враховуючи той факт, що, як і більшість інших хижих видів риб, він легко переходить до канібалізму. В умовах рибних господарств ступінь канібалізму буде збільшуватися та становити проблему до того моменту, доки не буде проведено сортування на групи відповідно до розміру риби, а також вони не будуть забезпечені достатньою кількістю природного (або штучного) корму [20].

Ріст. В теплих озерах та річках південних штатів США великоротий окунь досягає маси 9–11 кг, на півночі — тільки 5–6 кг. Середня маси промислової риби складає близько 2 кг. На першому році життя форелеокунь іноді досягає маси 1 кг, але зазвичай середня маса цьоголіток у водоймах США становить 120 г [11].

Найбільший великоротий окунь у Канаді був пійманий на території провінції

Онтаріо в 1948 р.: його маса складала 4,7 кг [56].

У ставках Німеччини максимальна довжина даної риби складає 60 см, маса — 2 кг, але, як правило, у ставках вона росте швидше, ніж у природних водоймах [11].

Максимальний вік форелеокуня також залежить від географічної широти та кліматичних умов його ареалу. У північних штатах США, наприклад, Міннесоті і Вісконсині, та на півдні Канади тривалість його життя може сягати 13–16 років, але у Пуерто-Ріко дуже мало окунів живуть більше 3 років [22, 46]. Існують результати досліджень, які дозволяють стверджувати, що, принаймні, у деяких популяціях переважну частину старших осіб складають самки [22]. Найстаріший форелеокунь, вік якого складав 23 або 24 роки, а ЗД становила 584 мм, був пійманий на території штату Нью-Йорк у США [30].

Швидкість росту великоротого окуня дуже відрізняється у різних частинах його ареалу. Так, найбільші темпи його росту спостерігаються у південних широтах [18]. Різниця у швидкості росту переважно залежить від тривалості вегетаційного сезону та ефективних річних температур, які є найсприятливішими у південній частині природного ареалу [25]. Також, на швидкість росту форелеокуня впливає доступність об'єктів живлення у конкретній водоймі [27]. Великоротий окунь зазвичай не росте за температури нижчій ніж 5–10°C, та досягає максимальної швидкості росту за 25–30°C, в залежності від розміру риби. Ріст уповільнюється за температури води понад 30°C, та припиняється за температури води >36°C [59].

Відтворення. Зазвичай, великоротий окунь досягає статевого дозрівання у віці від 1 до 5 років за мінімальної ЗД від 200 до 250 мм. У швидкоростучих популяціях південної частини свого природного ареалу форелеокунь може сягати довжини 250 мм та набувати здатності до розмноження у віці близько одного року [48]. У регіонах з більш холодним кліматом великоротий окунь росте повільніше. Так, самці досягають статевої зрілості у віці 3–5 років, самки — у віці 4–5 років [56].

У ставках Німеччини форелеокунь досягає статевої зрілості на третьому році життя за довжини 18–20 см і маса самців 0,4 кг, самок — 0,3 кг [11].

Великоротий окунь будує свої гнізда на дні неглибоких ділянок озер, річок та заток [16]. Гнізда можуть вириватися на різних субстратах, але найчастіше вони будуються на крупному ґравії або піщаному дні, серед коріння та стебел водяної рослинності [16]. Хоча зустрічається інформація про знаходження гнізд великоротого окуня на глибині понад 5 м, зазвичай, більшість їх будується на міліні, де рівень води становить від 0,5 до 2,0 м [32]. Більшість самців вибирають місце для побудови гнізда неподалік від укриття, де у подальшому ікра та личинки будуть більш захищені від нападів риб, що їх поїдають, та інших хижаків [16]. Зазвичай, відстань між гніздами у водоймах штату Арканзас коливається від 6 до 9 м, що складає приблизно 15 гнізд на 100 м [35]. Відповідно до інших досліджень, щільність розташування гнізд значно менша — від 1 до 3 на 100 м берегової лінії [62].

Яєчники великоротого окуня складаються з двох часток, що мають

видовжену форму та майже круглі при поперечному розтині. Під час нерестового сезону їх маса може становити 10–15% від загальної маси тіла риби [43]. Сім'яники самців складають меншу частину від загальної маси тіла, досягаючи максимум 1,5–2% [21]. Плодючість самки зростає експоненціально відповідно до її розміру, але зазначена величина досить непостійна і може відрізнятися навіть у риб, однакових за віком та розмірами [60]. Згідно з дослідженнями плодючості, які були проведені американськими вченими у різних водоймах США, виявлені яєчники самок великоротого окуня містили від 2000 до 145000 ікринок [22]. Так, самка 3Д 200 мм може відкласти в середньому 2000 ікринок, 3Д 300 мм — 8000 ікринок, 3Д 500 мм — 47000 ікринок.

Діаметр дозрілих ікринок у яєчниках може коливатися від 0,75 до 1,50 мм, після запліднення та набрякання він збільшується до 1,5–2,0 мм [32]. Після того, як вони були запліднені, ікринки осідають на дно гнізда та приклеюються до субстрату. Ікра, що має у верхній частині краплю жиру, набрякає протягом 15 хв. Сперматозоїди форелеокуня мають яйцеподібну голівку довжиною приблизно 0,002 мм та хвіст довжиною 0,02 мм [23]. Після свого вивільнення вони зберігають життєздатність, в середньому, протягом однієї хвилини.

Великороті окуні нерестяться окремими парами. Самці за допомогою рухів хвостової частини тіла виривають круглі, заглиблені гнізда діаметром від 0,5 до 1,0 м [24]. Відстань між гніздами у більшості випадків становить від 3 до 6 м. Самці, зазвичай, охороняють територію діаметром близько 2 м навколо гнізда [16]. Якщо поруч присутні видима гребля або бар'єр, відстань між виритими гніздами зменшується [62].

Коли самка приєднується до самця, вони повільно кружляють навколо гнізда, майже притуляючись боками один до одного. Під час нересту обидві риби притуляються одна до одної задніми частинами таким чином, щоб їх анальні отвори були розташовані максимально близько. Під час вивільнення ікри та молок можна спостерігати одночасне тремтіння самця та самки [32].

Після цього самець займає положення над ікрою та постійно обмахує її своїми плавцями до моменту вилуплення [24]. Потік, що виникає за рахунок обмахування, захищає ікру від мулу та забезпечує її постійний контакт зі свіжою водою. В залежності від температури води, у південній частині США процес вилуплення зазвичай відбувається на 3–4 добу [32]. Самець буде продовжувати охороняти личинок до того моменту, доки вони не залишать гніздо. Догляд за ікрою та личинками може бути менш успішним у тому випадку, коли температура води зменшується нижче позначки 14–15°C. Така температура у більшості випадків змушує самця покинути гніздо [15]. Залишена без вентиляції та захисту ікра може поїдатися іншими хижими рибами або загинути через нестачу кисню. Протягом нерестового періоду самці, відповідно до численних спостережень, не живляться, і особини, які не досягли необхідної маси тіла перед початком нересту, можуть гинути [32].

Історія спроб інтродукції великоротого окуня на території України та Росії

Серед багатьох як науковців, так і пересічних громадян існує думка, що великоротий окунь на території нашої країни відноситься до нових об'єктів аквакультури, але насправді перші спроби його інтродукції та вирощування у

місцевих водоймах мають більше ніж сторічну історію. Так, вперше на територію сучасної України форелеокунь потрапив наприкінці XIX ст. з Німеччини до господарства князя Горчакова у селі Коростишево на Київщині, де були здійснені успішні спроби його розведення для спортивного рибальства [3]. Саме звідти у 1902 р. він був завезений до озера Абрау поблизу Новоросійська, де у майбутньому утворив відносно стабільну популяцію [8].

Активна інтродукція великоротого окуня до деяких водойм колишнього СРСР почалася з 1948 р., коли зазначений вид було заселено до водойм Московської області (стави, водосховища Яхромське, Пяловське, Істринське, озера Біле, Кругле тощо), в Іванківське водосховище, стави Воронезької та Тульської областей, Краснодарського краю, озеро Сєнгілеєвське (Ставропольський край) [2, 6, 8, 10].

Вирощування у ставах в якості додаткового об'єкта аквакультури відбувалося успішно, але натуралізація великоротого окуня у нових водоймах заселення не відмічалася [7, 11].

Український інститут ставкового, озерного та річкового рибного господарства (зараз – Інститут рибного господарства НААН України) у жовтні 1949 р. успішно перевіз на літаку 1840 екз. цього літока великоротого окуня масою 11–14 г з рибного господарства «Нива» (Воронезька область, Росія) у рибне господарство «Пуца-Водиця» Київської області [11]. Щільність посадки становила 6–9 екз./дм³, температура води — 8–10°C, відхід під час перевезення склав близько 2%.

Дисертація Н. С. Ялинської (1953) стала підставою для інтродукції багатьох видів риб в озера Шацької групи, яка проводилася з початку 1950-х до початку 1960-х рр. [13, 14]. Після закінчення наукової роботи та захисту дисертації Н. С. Ялинської почалися роботи щодо інтродукції низки видів іхтіофауни у гідроекосистеми Шацьких озер, тобто практична реалізація проведеного дослідження.

І вже у роботі А. Д. Носаля та Л. Г. Симонової «Рыбное население озёр Волынской и Ровенской областей и промысел рыбы» (1958) [9] серед видового складу риби Шацького поозер'я вказано інтродукований вид — форелеокунь, або великоротий кам'яний окунь (*Micropterus salmoides* Lac.). Слід зазначити, що у подальшому чисельність великоротого окуня у Шацьких озерах значно скоротилася і на даний час випадки його вилову носять епізодичний характер, але, відповідно до інформації із деяких наукових джерел, природна популяція форелеокуня існує у водних об'єктах Шацького національного природного парку і на даний час [4]. Існування популяції великоротого окуня у Шацьких озерах також підтверджує той факт, що під час проведення меліоративного лову риби на затоці Лука озера Світязь у серпні 2018 р. серед інших водних біоресурсів працівниками ШНПП та ІРГ НААН, які на той час перебували у прибережній зоні з метою взяття проб води, серед іншої риби в ятерах було виявлено три особини форелеокуня (*Micropterus salmoides* Lac.) [12]. Риба була передана для подальшого дослідження та вивчення працівникам ІРГ НААН, яким вдалося у живому вигляді доставити її до Інституту рибного господарства НААН України (м. Київ), де було здійснено відповідне морфометричне дослідження [34]. Але, з

огляду на той факт, що випадки вилову форелеокуня не часті та носять, імовірно, випадковий характер, можна зробити висновок, що популяція зазначеної риби у Шацьких озерах є вкрай нечисленною, з вираженою регресивною динамікою відтворення. Таким чином, натуралізацію зазначеного виду не можна вважати успішною.

З причин, які могли призвести до незадовільної адаптації великоротого окуня до умов водних об'єктів на території України та Росії, можна зазначити: невідповідність температурних умов водойм оптимальним для цього виду, конкуренцію з боку місцевих хижаків, недостатню вираженість імунологічних реакцій у зимовий період, а також інбридінг.

ВИДІЛЕННЯ НЕВИРІШЕНИХ РАНІШЕ ЧАСТИН ЗАГАЛЬНОЇ ПРОБЛЕМИ. РЕЗУЛЬТАТИ ДОСЛІДЖЕНЬ ТА ЇХ ОБГОВОРЕННЯ

Вплив біотичних та абіотичних чинників водних об'єктів України на великоротого окуня

Біотичні та абіотичні чинники водних об'єктів України не відносяться до оптимальних для великоротого окуня через низку його особливостей, основними з яких є пристосованість зазначеного виду до більш теплих річних температур та триваліший період активного росту. Форелеокунь зазвичай не росте за температури, нижчої ніж 5–10°C, та досягає максимальної швидкості росту за температурі 25–30°C, в залежності від розміру риби. Температура, за якої спостерігалася найкраща швидкість росту великоротого окуня, становила 27°C для мальків та ~25°C для молоді і дволіток [49, 58]. Враховуючи наведене, повна реалізація потенціалу лінійного і вагового росту цього виду на території України можлива лише в умовах водойм-охолоджувачів енергооб'єктів або за аквакультури з регульованим температурним режимом. За умов останньої, крім рециркуляційних аквакультурних систем, можна застосовувати неглибокі водойми тепловодних ставкових рибних господарств, у яких, завдяки невеликій глибині (до 2 м) та значній площі водної поверхні, за активної інсоляції можливе досягнення необхідної кількості градусо-днів для успішного вирощування форелеокуня. Також бажано, щоб ставове рибне господарство, де планується вирощування форелеокуня, було обладнане зимувальним комплексом з температурою води вище 6°C.

Крім того, великоротий окунь є досить вимогливим до вмісту розчиненого у воді кисню — його комфортний поріг складає 6 мг/дм³. Ріст припиняється при насиченні води киснем на рівні 4 мг/дм³, а зменшення концентрації кисню до 2 мг/дм³ є для нього летальним [45]. Таким чином, у літній період, особливо при підвищенні температури води понад <28°C у замулених, малопроточних водоймах, в тому числі і ставах з каскадною технологією водообміну, можуть спостерігатися явища задухи.

Слід зазначити, що іншим суттєвим чинником, який, безумовно, мав негативний вплив на натуралізацію великоротого окуня у водних об'єктах України, є специфіка періодів вітворення у нього та аборигенних видів хижаків. Так, зазвичай у водних об'єктах нашої країни нерест щуки відбувається наприкінці березня — початку квітня за досягнення температури води +4–6°C; окуня — у квітні при досягненні температури води +7–8°C; нерест судака

відбувається у першій половині травня, при досягненні температури води +12–14°C. Найбільш оптимальною температурою для нересту великоротого окуня є +20–23°C, що свідчить про можливість його нересту на території України не раніше першої декади червня, коли молодь місцевих хижаків, особливо шуки, вже може живитися личинками і мальками інших видів риб, у тому числі і мальками форелеокуня. Враховуючи наведене, а також уповільнений темп росту великоротого окуня у водоймах з природним температурним режимом, очікувані конкурентні відносини молоді цього виду та молоді аборигенних хижих риб не можуть бути оцінені як напружені.

Також до несприятливих чинників для вирощування великоротого окуня на території України можна віднести специфіку періодів відтворення у нього та потенційних об'єктів живлення. Так, нерест більшості представників ряду Коропоподібних (*Cypriniformes*) у нашій кліматичній зоні відбувається у більш ранній період, ніж можливий нерест форелеокуня, і, при переході мальків останнього до споживання риби, що зазвичай відбувається при досягненні ЗД близько 25 мм, розмір їх потенційної здобичі буде більшим, ніж придатний до споживання [36]. Зазначений факт, у свою чергу, буде сприяти переважанню у раціоні молоді великоротого окуня дрібних ракоподібних (*Cladocera*, *Copepoda*), а також личинок комах (*Chironomidae*), що призведе до значного уповільнення швидкості росту. Недостатня кількість риби у раціоні цього літока форелеокуня веде до меншого накопичення ліпідів, що, у свою чергу, призводить до збільшення рівня смертності у зимовий період [42]. Згідно з дослідженнями американських вчених, рівень смертності мальків великоротого окуня протягом зимового періоду залежить від їхнього розміру, і успішно витримують зимівлю лише ті особини, ЗД яких на початок холодного сезону становить більше 100 мм [51].

Оцінка можливого впливу на стан іхтіофауни та умови здійснення аквакультури великоротого окуня

При проведенні оцінки можливого впливу великоротого окуня на стан популяцій місцевих видів водних біоресурсів та умови функціонування водних екосистем за загальноприйнятими критеріями необхідно відмітити наступне.

Великоротий окунь є активним хижаком, тобто він буде справляти безпосередній вплив на кількісні та якісні показники іхтіоценозів. Проте, як свідчать результати досліджень, викладені у доступній науковій літературі, вибіркова здатність цього виду є невисокою — він споживає ті види, які складають основу іхтіофауни на ділянках його нагулу. Кормова база для хижих видів риб у більшості водних об'єктів України характеризується високими кількісними показниками. Насамперед, це зумовлено інтенсивним розвитком масових дрібних видів риби (верховодка, тюлька, гірчак, окунь, бички), а також плітка та сріблястий карась, які займають всі основні еконіші та формують досить високий запас (на рівні 50–70 кг/га), що значно перевищує споживчі можливості існуючого хижого іхтіокомплексу. Тому стверджувати про негативний вплив великоротого окуня на рибне населення природних водойм можливо лише після досягнення високих (понад 10 кг/га) показників іхтіомаси цього виду, що, відповідно до наведених вище термального оптимуму, специфіки періодів відтворення, швидкості росту, а також абіотичних та біотичних чинників у

природних водоймах на території України є неможливим. Наведену інформацію підтверджує той факт, що натуралізація великоротого окуня у нових водоймах заселення на території Росії не відмічалася [7, 11]. Також, враховуючи історію інтродукції великоротого окуня у Шацьких озерах та значне зменшення його чисельності за останні 60 років, можна стверджувати не тільки про відсутність негативного впливу великоротого окуня на місцевих гідробіонтів, але і про негативний вплив представників місцевої іхтіофауни на форелеокуня. Водночас, можна припустити навіть деякий позитивний локальний вплив великоротого окуня на місцеві іхтіоценози як біомеліоратора, що зменшує кількість малоцінних видів риби.

Відсутність негативного впливу з боку великоротого окуня на стан популяцій місцевих видів водних біоресурсів також підтверджується дослідженнями за межами його природного ареалу. Так, на Кубі інтродукований великоротий окунь живиться, в основному, декількома найбільш поширеними видами з родини Коропозубих (*Cyprinodontidae*) [55]. У Пуерто-Ріко основну частину раціону вселеного форелеокуня у дорослому віці складають представники інших вселених видів, наприклад, південна доросома, сонячний окунь, тилapia (*Oreochromis mossambicus* і *Coptodon rendalli*) та павичевий окунь (*Cichla ocellaris*) [46]. У річках Південної Африки раціон дорослих особин форелеокуня у період відпливів складається переважно з бабок (*Odonata*) та інших наземних комах, тоді як під час припливів у його раціоні переважає молодь риби, що заходить з естуаріїв до основного русла [64]. Слід зазначити, що кліматичні умови у наведених вище регіонах акліматизації є більш сприятливими для великоротого окуня, ніж на території України. Таким чином, умови для негативного впливу великоротого окуня на стан популяцій місцевих видів водних біоресурсів та функціонування водних екосистем на території України відсутні.

Заходи для забезпечення недопущення неконтрольованого поширення великоротого окуня в нових місцях перебування

Швидкість росту великоротого окуня дуже відрізняється у різних частинах його ареалу. Так, найбільші темпи його росту спостерігаються у південних широтах [18]. Різниця у швидкості росту переважно залежить від тривалості вегетаційного сезону та ефективних річних температур, які є найбільш сприятливими у південній частині природного ареалу [25]. Тривалі періоди з температурою води $< 6^{\circ}\text{C}$ обмежують живлення великоротого окуня і спричиняють підвищення смертності серед його молоді [28]. Рівень смертності мальків великоротого окуня протягом зимового періоду залежить від їхнього розміру: успішно витримують зимівлю лише ті особини, ЗД яких на початок холодного сезону становить більше 100 мм [51].

Стандартне рівняння взаємозв'язку між масою та довжиною великоротого окуня для особин, ЗД яких становить 25–150 мм, має вигляд $W = 0,000020216 \cdot \text{ЗД}^{3,273}$, де маса зазначається у грамах, а ЗД у міліметрах [47].

Як вже вказувалося раніше, Український інститут ставкового, озерного та річкового рибного господарства у жовтні 1949 р. успішно перевіз на літаку 1840 екз. цього літої масою 11–14 г з рибного господарства «Нива» (Воронезька область, Росія) у рибне господарство «Пуща-Водиця» Київської області [11]. Враховуючи той факт, що кліматичні умови України є несприятливими для

великоротого окуня, а перевезення рибопосадкового матеріалу відбулося у жовтні, тобто, після закінчення сезону активного росту, можна з більшою вірогідністю стверджувати, що маса цьогоріток форелеокуня у наших природних водах буде приблизно такою самою. Підставивши значення маси до формули $W = 0,000020216 \cdot 3D^{3,273}$, ми отримали наступні результати: цьогорітки великоротого окуня масою 11 г мали довжину 81,6 мм, а цьогорітки масою 14 г — 88,5 мм. Таким чином, більша частина молоді великоротого окуня у водних об'єктах України не зможе досягати необхідного для успішної зимівлі розміру, що призведе до її загибелі у холодну пору року. Можна припустити, що деякі особини форелеокуня на першому році життя зможуть досягти необхідної довжини, але їхня кількість, з огляду на досвід Шацьких озер, буде недостатньою для утворення популяції з прогресивною динамікою відтворення.

В рамках реалізації загальноєвропейського підходу до моніторингу процесів інтродукції в іхтіофауні доцільно ввести диференційований підхід до оцінки ризиків, зокрема, на підставі уніфікованої шкали. Для іхтіофауни рівнинних річок та водосховищ України може бути запропонована схема оцінки екологічних ризиків за такими критеріями: природний нерест в Україні (вільний, обмежений, відсутній); характер живлення (хижак, зоопланктофаг/еврифаг, фітофаг), пристосувальна здатність (еврибійонтний лімnofільний, еврибійонтний реofільний, стенобійонтний); життєвий цикл (короткоцикловий, середньоцикловий, довгоцикловий); термін нересту в природних умовах (квітень–травень, червень–липень, відсутній); схильність до ураження паразитами (висока, середня, низька); господарське значення (відсутнє, локальне, високе). Для великоротого окуня сума критеріїв складає 13 балів, що менше граничного показника для віднесення до групи ризику.

Враховуючи наведене, перебування великоротого окуня у природних водних об'єктах на території України може носити виключно локальний та сезонний характер, що не потребує спеціальних заходів для забезпечення його неконтрольованого поширення. Для максимального усунення потрапляння великоротого окуня до природних водойм при вирощуванні у тепловодних ставових рибних господарствах можна порекомендувати не проводити нерест та не тримати цьогоріток у ставах, що мають безпосереднє сполучення із природними водоймами, без відповідного рибозахисного устаткування (решітчасті фільтри, секційні перегородки, дрібнокоміркові металеві решітки, капронові або делеві сітки, рибовловлювачі тощо).

У якості засобу попередження неконтрольованого поширення середніх та старших вікових груп великоротого окуня є здійснення його утримання та вирощування у рибогосподарських водних об'єктах (їх частинах), які відокремлені від загальної гідрографічної мережі бар'єрами, що запобігають вільному виходу в природне середовище (металеві решітки, капронові або делеві сітки, секційні перегородки, садки, рибовловлювачі, інше рибозахисне устаткування), тобто, відповідно до визначення, наведеного в статті 1 Закону України «Про аквакультуру», в закритих умовах аквакультури.

Таким чином, аналіз екологічних, біологічних та рибогосподарських аспектів формування структурно-функціональних показників іхтіофауни внутрішніх водних об'єктів України різного типу дозволяє визначити ризик неконтрольованого розповсюдження великоротого окуня у водних об'єктах

України як невисокий. Враховуючи відсутність негативного впливу на водні екосистеми та очікуване вагоме господарське значення, розведення та вирощування великоротого окуня (форелеокуня) може ефективно і безпечно здійснюватися у тепловодних ставових рибних господарствах та інших закритих умовах аквакультури.

ВИСНОВКИ ТА ПЕРСПЕКТИВИ ПОДАЛЬШОГО РОЗВИТКУ

Великоротий окунь — риба, що походить з водойм Північної Америки — є цінним представником аквакультури у всьому світі, про що свідчить відтворення та вирощування його у більше ніж 50 країнах на всіх континентах, за винятком Антарктиди та Австралії. До переваг зазначеного виду відноситься популярність форелеокуня у всьому світі як об'єкта любительського і спортивного рибальства, високі гастрономічні якості зазначеного виду, а також можливість використання його як біомеліоратора у тепловодних ставових рибних господарствах. Також, до плюсів великоротого окуня можна віднести той факт, що більша частина його молоді не витримує зимівлю у наших природних водоймах та конкуренцію з боку місцевих хижих видів, а ті поодинокі екземпляри, що залишаються, не можуть створювати популяції з прогресивною динамікою відтворення та негативно впливати на стан популяцій місцевих видів водних біоресурсів. Водночас з тим, форелеокуня можна з успіхом вирощувати в умовах водойм-охолоджувачів енергооб'єктів, а також тепловодних ставових рибних господарствах, особливо тих, де присутня велика кількість малоцінних видів риб, що складають харчову конкуренцію товарній рибі і уповільнюють її вирощування. Слід зазначити, що великоротий окунь може більш ефективно зменшувати кількість деяких малоцінних вселених видів риби (чебачок амурський (*Pseudorasbora parva*), сонячний окунь, сріблястий карась (*Carassius gibelio*), ротань-головешка (*Perccottus glenii*), карликовий американський сом), ніж місцеві хижаки. Окрім забезпечення внутрішнього попиту, великоротий окунь є перспективним об'єктом для надання міжнародних послуг рекреаційного рибальства та розвитку інтернаціонального рибальського туризму, а також експорту рибної продукції до інших країн, що може забезпечити додаткові надходження до бюджету України.

Враховуючи наведене, великоротий окунь відноситься до цінних та перспективних об'єктів рибного господарства, який за певних умов може відтворюватися та вирощуватися в аквакультурі України. Зазначений напрямок рибництва потребує подальшого розвитку та дослідження для створення оптимальних схем рибопродуктивності з метою повного розкриття потенціалу великоротого окуня відповідно до кліматичних змін на території нашої країни. Таким чином, введення форелеокуня як нового виду у рибне господарство повністю відповідає «Стратегії адаптації до зміни клімату сільського, лісового та рибного господарства України до 2030 року», розробленої на виконання розпорядження Кабінету Міністрів України від 6 грудня 2017 р. №878-р «Про затвердження плану заходів щодо виконання Концепції реалізації державної політики у сфері зміни клімату на період до 2030 року».

ЛІТЕРАТУРА

1. Анищенко И. А. Добавочные рыбы в прудах (американский большеротый окунь) // Рыбное хозяйство. 1941. № 2.

2. Бурмакин Е. В. Акклиматизация пресноводных рыб в СССР // Известия ГосНИОРХ. 1963. 317 с.
3. Деякі аспекти інтродукції цінних видів риб до рибогосподарських водних об'єктів України / Гушин В. О. та ін. // Перспективи гідроекологічних досліджень в контексті проблем довкілля та соціальних викликів : VIII з'їзд Гідроеколог. тов. України : тези доп. Київ : ІГ НАНУ, 2019. С. 196—198.
4. Євтушенко М. Ю., Дудник С. В., Глебова Ю. А. Акліматизація гідробіонтів. Київ : Аграрна освіта, 2011. 240 с.
5. Ильин Б. С. Ихтиофауна Северной Америки как источник рекрутов для акклиматизации // Труды ВНИРО. 1960. Т. 43, вып. 1.
6. Карпевич А. Ф., Бокова Е. Н. Пересадки рыб и водных беспозвоночных, проведенные в СССР за 1960–1961 гг. // Вопросы ихтиологии. 1963. Т. 3, вып. 2(27). С. 366—395.
7. Крымова Р. В. Биология и техника разведения форелеокуня в прудах // Труды ВНИИПРХ. 1954. Т. 7. С. 74—88.
8. Крымова Р. В. Биология форелеокуня и разведение его в прудах // Труды ВНИИПРХ. 1961. Т. 10. С. 48—136.
9. Носаль А. Д., Симонова Л. Г. Рыбное население озер Волынской и Ровенской областей и промысел рыбы // Труды УкрНИИРХ. 1958. Т. 11. С. 111—131.
10. Поддубный А. Г. Ихтиофауна // Волга и ее жизнь. Ленинград : Наука, 1978. С. 228—247.
11. Рыкова Т. И. Биологическое обоснование акклиматизации большеротого черного окуня в Шапсугском водохранилище // Труды ВНИРО. 1964. Т. 55. С. 159—165.
12. До питання про наслідки інтродукції деяких видів риби у гідроекосистему Шацьких озер: реалії сьогодення / Ситник Ю. та ін. // Фауна України на межі ХХ–ХХІ ст. Стан і біорізноманіття екосистем природоохоронних територій : Міжнар. зоолог. конф. : тези доп. Львів : СПОЛОМ, 2019. С. 149—152.
13. Ретроспективний огляд формування складу іхтіофауни Шацьких озер / Шевченко П. Г. та ін. // Природа Західного Полісся та прилеглих територій. 2013. № 10. С. 149—155.
14. Ялынская Н. С. Биологические основы реконструкции рыбного хозяйства озер Шацкой группы Волынской области / Н. С. Ялынская : автореф. дис. канд. биол. наук. – Львов, 1953. – 15 с.
15. Allan R. C., Romero J. Underwater observations of largemouth bass spawning and survival in Lake Mead // Black Bass Biology and Management. Washington, DC : Sport Fishing Institute, 1975. P. 104—112.
16. Annett C., Hunt J., Dibble E. D. The complete bass: habitat use patterns of all stages of the life cycle of largemouth bass // Multidimensional Approaches to Reservoir Fisheries Management : American Fisheries Society Symposium 16 : proceed. Bethesda, MD, 1996. P. 306—314.
17. Bai J. J., Li S. J., Deng G. C. Farming status and technology of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in China (Section one) // Scientific Fish Farming. 2009. Vol. 6. P. 15—16.
18. Beamesderfer R. C., North J. A. Growth, natural mortality, and predicted response to fishing for largemouth bass and smallmouth bass populations in North America // North American Journal of Fisheries Management. 1995. Vol. 15. P. 688—704.

19. Beitinger T. L., Bennett W. A., McCauley R. W. Temperature tolerances of North American freshwater fishes exposed to dynamic changes in temperature // *Environmental Biology of Fishes*. 2000. Vol. 58. P. 237—275.
20. Bondari K. Training and growth of artificially fed largemouth bass in culture tanks // *Aquaculture Research*. 1983. Vol. 14. P. 145—149.
21. Brown M. L., Murphy B. R. Seasonal dynamics of direct and indirect condition indices in relation to energy allocation in largemouth bass *Micropterus salmoides* (Lacepede) // *Ecology of Freshwater Fish*. 2004. Vol. 13. P. 23—36.
22. Carlander K. D. *Handbook of Freshwater Fishery Biology*. Vol. 2. Ames, IA : The Iowa State University Press, 1977.
23. Carr M. H. The breeding habits, embryology, and larval development of the large-mouthed black bass in Florida // *Proceedings of the New England Zoological Club*. 1942. Vol. 20. P. 43—77.
24. Cooke S. J., McKinley R., Phillip D. P. Physical activity and behavior of a centrarchid fish, *Micropterus salmoides*, during spawning // *Ecology of Freshwater Fish*. 2001. Vol. 10. P. 227—237.
25. Coutant C. C., DeAngelis D. L. Comparative temperature-dependent growth rates of large-mouth and smallmouth bass fry // *Transactions of the American Fisheries Society*. 1983. Vol. 112. P. 416—423.
26. Dorsey L. G. Population dynamics and habitat use of age-0 largemouth bass and spotted bass in Normandy Reservoir, Tennessee : MSc thesis. Cookeville, TN : Tennessee Technological University, 1997.
27. Garvey J. E., Stein R. A. Linking bluegill and gizzard shad prey assemblages to growth of age-0 largemouth bass in reservoirs // *Transactions of the American Fisheries Society*. 1996. Vol. 127. P. 70—83.
28. Garvey J. E., Wright R. A., Stein R. A. Overwinter growth and survival of age-0 largemouth bass (*Micropterus salmoides*): revisiting the role of body size // *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 1998. Vol. 55. P. 2414—2424.
29. Goodgame L. S., Miranda L. E. Early growth and survival of age-0 largemouth bass in relation to parental size and swim-up time // *Transactions of the American Fisheries Society*. 1993. Vol. 122. P. 131—138.
30. Green D. M., Heidinger R. C. Longevity record for largemouth bass // *North American Journal of Fisheries Management*. 1994. Vol. 14. P. 464—465.
31. Hambright K. D. Experimental analysis of prey selection by largemouth bass: role of predator mouth width and prey body depth // *Transactions of the American Fisheries Society*. 1991. Vol. 120. P. 500—508.
32. Heidinger R. C. Life history and biology of largemouth bass // *Black Bass Biology and Management*. Washington, DC : Sport Fishing Institute, 1975. P. 11—20.
33. Prey vulnerability to peacock cichlids and largemouth bass based on predator gape and prey body depth / Hill J. E. et al. // *Proceedings of the Annual Conference Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies*. 2004. Vol. 58. P. 47—56.
34. Morphological characteristic of the Largemouth bass (*Micropterus salmoides*) from the Svitiaz' lake of Shats'ky lake group / Hrytsyniak I. et al. // *Сучасні проблеми теоретичної та практичної іхтіології : XII Міжнар. іхтіологічна наук.-практ. конф., Дніпро, 26-28 вер. 2019 р. : матер. Дніпро : Акцент, 2019. С. 15—18.*
35. Hunt J., Annett C. A. Effects of habitat manipulation on reproductive success of individual largemouth bass in an Ozark reservoir // *North American Journal of Fisheries Management*. 2002. Vol. 22. P. 1201—1208.

36. Huskey S. H., Turnigan R. G. Variation in prey-resource utilization and oral jaw gape between two populations of largemouth bass, *Micropterus salmoides* // Environmental Biology of Fishes. 2001. Vol. 61. P. 185—194.
37. Isely J. J., Noble R. L. Use of daily otolith rings to interpret development of length distributions of young largemouth bass // The Age and Growth of Fish. Ames, LA : The Iowa State University Press, 1987. P. 475—481.
38. Ludsin S. A., DeVries D. R. First-year recruitment of largemouth bass: the interdependency of early life stages // Ecological Applications. 1997. Vol. 7. P. 1024—1038.
39. McCormick J. H., Jensen K. M. Osmoregulatory failure and death of first-year largemouth bass (*Micropterus salmoides*) exposed to low pH and elevated aluminum, at low temperature in soft water // Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 1992. Vol. 49. P. 1189—1197.
40. Meador M. R., Kelso W. E. Growth of largemouth bass in low-salinity environments // Transactions of the American Fisheries Society. 1990. Vol. 119. P. 545—552.
41. Miranda L. E. Changes in latitudes, changes in attitudes // Lakeline. 2014. Vol. 34. P. 28—31.
42. Miranda L. E., Hubbard W. D. Length-dependent winter survival and lipid composition of age-0 largemouth bass in Bay Springs Reservoir, Mississippi // Transactions of the American Fisheries Society. 1994. Vol. 123. P. 80—87.
43. Miranda L. E., Muncy R. J. Recruitment of young-of-year largemouth bass in relation to size structure of parental stock // North American Journal of Fisheries Management. 1987. Vol. 7. P. 131—137.
44. Mittelbach G. G., Persson L. The ontogeny of piscivory and its ecological implications // Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 1998. Vol. 55. P. 1454—1465.
45. Moss D. D., Scott D. C. Dissolved oxygen requirements of three species of fish // Transactions of the American Fisheries Society. 1961. Vol. 90. P. 377—393.
46. Neal J. W., Noble R. L. A bioenergetics-based approach to explain largemouth bass size in tropical reservoirs // Transactions of the American Fisheries Society. 2006. Vol. 135. P. 1535—1545.
47. Neumann R. M., Guy C. S., Willis D. W. Length, weight, and associated indices // Fisheries Techniques. 3rd edn. Bethesda, MD : American Fisheries Society, 2012. P. 637—676.
48. Nieman D. A., Clady M. D., Gebhart G. E. Sexual maturity of small yearling largemouth bass in Oklahoma // Proceedings of the Oklahoma Academy of Sciences. 1979. Vol. 59. P. 51—52.
49. Niimi A. J., Beamish F. W. H. Bioenergetics and growth of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in relation to body weight and temperature // Canadian Journal of Zoology. 1974. Vol. 52. P. 447—456.
50. Parmley D., Alvarado G., Cortez M. Food habits of hatchery-reared Florida largemouth bass // The Progressive Fish-Culturist. 1986. Vol. 48. P. 264—267.
51. Post D. M., Kitchell J. F., Hodgson J. R. Interactions among adult demography, spawning date, growth rate, predation, overwinter mortality, and the recruitment of largemouth bass in a northern lake // Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 1998. Vol. 55. P. 2588—2600.

52. A thirty year diet record of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) from a small north temperate lake / Purdom T. et al. // Bios. 2015. Vol. 86. P. 20—30.
53. Rahel F. J. Biogeographic barriers, connectivity and homogenization of freshwater faunas: it's a small world after all // Freshwater Biology. 2007. Vol. 52. P. 696—710.
54. Winter habitats used by largemouth bass in the Illinois River, a large river-floodplain ecosystem / Raibley P. T. et al. // North American Journal of Fisheries Management. 1997. Vol. 17. P. 401—412.
55. Rivero L. H. The introduced largemouth bass, a predator upon native Cuban fishes // Transactions of the American Fisheries Society. 1937. Vol. 66. P. 367—368.
56. Scott W. B., Crossman E. J. Freshwater Fishes of Canada // Fisheries Research Board of Canada Bulletin. 1973. Vol. 184.
57. Shoup D. E., Wahl D. H. The effects of turbidity on prey selection by piscivorous largemouth bass // Transactions of the American Fisheries Society. 2009. Vol. 138. P. 1018—1027.
58. Strawn K. Growth of largemouth bass fry at various temperatures // Transactions of the American Fisheries Society. 1961. Vol. 90. P. 334—335.
59. Stuber R. J., Gebhart G., Maughan O. E. Habitat suitability index models: largemouth bass : FWS/OBS-82/10.16. Washington, DC : U. S. Fish and Wildlife Service, 1982.
60. Timmons T. J., Shelton W. L., Davies W. D. Gonad development, fecundity, and spawning season of largemouth bass in newly impounded West Point Reservoir, Alabama-Georgia : Technical Paper 100. Washington, DC : U. S. Fish and Wildlife Service, 1980.
61. National survey of fishing, hunting, and wildlife associated recreation. Washington, DC : U. S. Government Printing Office, 2011.
62. Vogeles L. E., Rainwater W. C. Use of brush shelters as cover by spawning black basses (*Micropterus*) in Bull Shoals Reservoir // Transactions of the American Fisheries Society. 1975. Vol. 104. P. 264—269.
63. Warren M. L., Jr. Centrarchid identification and natural history // Centrarchid Fishes: Diversity, Biology and Conservation. Chichester : Wiley-Blackwell, 2009. P. 375—535.
64. Wasserman R. J., Strydom N. A., Weyl O. L. F. Diet of largemouth bass, *Micropterus salmoides* (Centrarchidae) in the lower reaches of an Eastern Cape River, South Africa // African Zoology. 2011. Vol. 46. P. 378—386.
65. Wickstrom G. A., Applegate R. L. Growth and food selection of intensively cultured largemouth bass // The Progressive Fish-Culturist. 1989. Vol. 51. P. 79—82.
66. Size-dependent ontogenetic diet shift to piscivory documented from stable isotope analyses in an introduced population of largemouth bass / Yasuno N. et al. // Environmental Biology of Fishes. 2012. Vol. 93. P. 255—266.

REFERENCES

1. Anishchenko, I. A. (1941). Dobavochnye ryby v prudakh (amerikanskiy bol'sheroty okun'). *Rybnoe khozyaystvo*, 2.
2. Burmakina, E. V. (1963). Akklimatizatsiya presnovodnykh ryb v SSSR. *Izvestiya GosNIOH*, 317.

3. Guschin, V. O., Sytnyk, Yu. M., Mateichyk, V. I., & Sinchuk, M. A. (2019). Deiaki aspekty introduktzii tsinnykh vydiv ryb do rybohospodarskykh vodnykh ob'ektiv Ukrainy. *Perspektyvy hidroekolohichnykh doslidzhen v konteksti problem dovkillia ta sotsialnykh vykykiv. VIII zizd Hidroekoloh. tov. Ukrainy: tezy dop.* Kyiv: IH NANU, 196-198.
4. Yevtushenko, M. Yu., Dudnyk, S. V., & Hliebova, Yu. A. (2011). *Aklimatyzatsiia hidrobiontiv.* Kyiv: Ahrarna osvita.
5. Il'in, B. S. (1960). Ikhtiofauna Severnoy Ameriki kak istochnik rekrutov dlya akklimatizatsii. *Trudy VNIRO*, 43(1).
6. Karpevich, A. F., & Bokova, E. N. (1963). Peresadki ryb i vodnykh bespozvonochnykh, provedennye v SSSR za 1960-1961gg. *Voprosy ikhtiologii*, 3, 2(27), 366-395.
7. Krymova, R. V. (1954). Biologiya i tekhnika razvedeniya foreleokunya v prudakh. *Trudy VNIIPRH*, 7, 74-88.
8. Krymova, R. V. (1961). Biologiya foreleokunya i razvedenie ego v prudakh. *Trudy VNIIPRH*, 10, 48-136.
9. Nosal', A. D., & Simonova, L. G. (1958). Rybnoe naselenie ozer Volynskoy i Rovenskoy oblastey i promysel ryby. *Trudy NIIRH UASHN*, 11, 111-131.
10. Poddubnyy, A. G. (1978). *Ikhtiofauna. Volga i ee zhizn'.* Leningrad: Nauka, 228-247.
11. Rykova, T. I. (1964). Biologicheskoe obosnovanie akklimatizatsii bol'sherotogo chernogo okunya v Shapsugskom vodokhranilishche. *Trudy VNIRO*, 55, 159-165.
12. Sytnik, Yu., Guschin, V., Mateichyk, V., & Sinchuk, M. (2019). Do pytannia pro naslidky introduktzii deiakykh vydiv ryby u hidroekosystemu Shatskykh ozer: realii sohodennia. *Fauna Ukrainy na mezhi XX–XXI st. Stan i bioriznomanittia ekosystem pryrodookhoronnykh terytorii: Mizhnar. zooloh. konferents.: tezy dop.* Lviv: SPOLOM, 149-152.
13. Shevchenko, P. G., Sytnik, Yu. M., Mateichyk, V. I., & Novitskyi, R. O. (2013). Retrospektyvnyi ohliad formuvannia skladu ikhtiofauny Shatskykh ozer. *Pryroda Zakhidnoho Polissia ta prylehlykh terytorii*, 10, 149-155.
14. Jalynskaja, N. S. (1953) Biologicheskie osnovy rekonstrukcii rybnogo hozjajstva ozer Shackoj grupy Volynskoj oblasti. *Candidate's thesis.* L'vov.
15. Allan, R. C., & Romero, J. (1975). Underwater observations of largemouth bass spawning and survival in Lake Mead. *Black Bass Biology and Management.* Washington, DC: Sport Fishing Institute, 104-112.
16. Annett, C., Hunt, J., & Dibble, E. D. (1996). *The complete bass: habitat use patterns of all stages of the life cycle of largemouth bass.* Multidimensional Approaches to Reservoir Fisheries Management. American Fisheries Society, Symposium 16. Bethesda, MD, 306-314.
17. Bai J. J., Li S. J., & Deng G. C. (2009). Farming status and technology of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in China (Section one). *Scientific Fish Farming*, 6, 15-16.
18. Beamesderfer, R. C., & North, J. A. (1995). Growth, natural mortality, and predicted response to fishing for largemouth bass and smallmouth bass populations in North America. *North American Journal of Fisheries Management*, 15, 688-704.
19. Beitinger, T. L., Bennett, W. A., & McCauley, R. W. (2000). Temperature tolerances of North American freshwater fishes exposed to dynamic changes in temperature. *Environmental Biology of Fishes*, 58, 237-275.

20. Bondari, K. (1983). Training and growth of artificially fed largemouth bass in culture tanks. *Aquaculture Research*, 14, 145-149.
21. Brown, M. L., & Murphy, B. R. (2004). Seasonal dynamics of direct and indirect condition indices in relation to energy allocation in largemouth bass *Micropterus salmoides* (Lacepede). *Ecology of Freshwater Fish*, 13, 23-36.
22. Carlander, K. D. (1977) *Handbook of Freshwater Fishery Biology*. (Vol. 2). The Iowa State University Press, Ames, IA.
23. Carr, M. H. (1942). The breeding habits, embryology, and larval development of the large-mouthed black bass in Florida. *Proceedings of the New England Zoological Club*, 20, 43-77.
24. Cooke, S. J., McKinley, R., & Phillip, D. P. (2001). Physical activity and behavior of a centrarchid fish, *Micropterus salmoides*, during spawning. *Ecology of Freshwater Fish*, 10, 227-237.
25. Coutant, C. C., & DeAngelis, D. L. (1983). Comparative temperature-dependent growth rates of large-mouth and smallmouth bass fry. *Transactions of the American Fisheries Society*, 112, 416-423.
26. Dorsey, L. G. (1997). *Population dynamics and habitat use of age-0 largemouth bass and spotted bass in Normandy Reservoir, Tennessee*. MSc thesis. Cookeville, TN: Tennessee Technological University.
27. Garvey, J. E., & Stein, R. A. (1996). Linking bluegill and gizzard shad prey assemblages to growth of age-0 largemouth bass in reservoirs. *Transactions of the American Fisheries Society*, 127, 70-83.
28. Garvey J. E., Wright, R. A., & Stein, R. A. (1998). Overwinter growth and survival of age-0 largemouth bass (*Micropterus salmoides*): revisiting the role of body size. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55, 2414-2424.
29. Goodgame, L. S., & Miranda, L. E. (1993). Early growth and survival of age-0 largemouth bass in relation to parental size and swim-up time. *Transactions of the American Fisheries Society*, 122, 131-138.
30. Green, D. M., & Heidinger, R. C. (1994). Longevity record for largemouth bass. *North American Journal of Fisheries Management*, 14, 464-65.
31. Hambright, K. D. (1991). Experimental analysis of prey selection by largemouth bass: role of predator mouth width and prey body depth. *Transactions of the American Fisheries Society*, 120, 500-508.
32. Heidinger, R. C. (1975). *Life history and biology of largemouth bass*. Black Bass Biology and Management. Washington, DC: Sport Fishing Institute, 11-20.
33. Hill, J. E., Nico, L. G., Cichra, C. E., & Gilbert, C. R. (2004). Prey vulnerability to peacock cichlids and largemouth bass based on predator gape and prey body depth. *Proceedings of the Annual Conference Southeastern Association of Fish and Wildlife Agencies*, 58, 47-56.
34. Hrytsyniak, I., Sytnik, Yu., Guschin, V., Mateichyk, V., & Sinchuk, M. (2019). Morphological characteristic of the Largemouth bass (*Micropterus salmoides*) from the Svitiaz' lake of Shats'ky lake group. *Suchasni problemy teoretychnoi ta praktichnoi ihtologii: XII ihtolog. nauk. -praktich. konf.* Dnipro: DNU, 15-18.
35. Hunt, J., Annett, C. A. (2002). Effects of habitat manipulation on reproductive success of individual largemouth bass in an Ozark reservoir. *North American Journal of Fisheries Management*, 22, 1201-1208.
36. Huskey, S. H., Turnigan R. G. (2001) Variation in prey-resource utilization and oral jaw gape between two populations of largemouth bass, *Micropterus salmoides*. *Environmental Biology of Fishes* 61, 185-194.

37. Isely, J. J., & Noble, R. L. (1987). *Use of daily otolith rings to interpret development of length distributions of young largemouth bass*. The Age and Growth of Fish. Ames, LA: The Iowa State University Press, 475-481.
38. Ludsin, S. A., & DeVries, D. R. (1997). First-year recruitment of largemouth bass: the interdependency of early life stages. *Ecological Applications*, 7, 1024-1038.
39. McCormick, J. H., & Jensen, K. M. (1992). Osmoregulatory failure and death of first-year largemouth bass (*Micropterus salmoides*) exposed to low pH and elevated aluminum, at low temperature in soft water. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 49, 1189-1197.
40. Meador, M. R., & Kelso, W. E. (1990). Growth of largemouth bass in low-salinity environments. *Transactions of the American Fisheries Society*, 119, 545-552.
41. Miranda, L. E. (2014). Changes in latitudes, changes in attitudes. *Lakeline*, 34, 28-31.
42. Miranda, L. E., & Hubbard, W. D. (1994). Length-dependent winter survival and lipid composition of age-0 largemouth bass in Bay Springs Reservoir, Mississippi. *Transactions of the American Fisheries Society*, 123, 80-87.
43. Miranda, L. E., & Muncy, R. J. (1987). Recruitment of young-of-year largemouth bass in relation to size structure of parental stock. *North American Journal of Fisheries Management*, 7, 131-137.
44. Mittelbach, G. G., & Persson, L. (1998). The ontogeny of piscivory and its ecological implications. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55, 1454-1465.
45. Moss, D. D., & Scott, D. C. (1961). Dissolved oxygen requirements of three species of fish. *Transactions of the American Fisheries Society*, 90, 377-393.
46. Neal, J. W., & Noble, R. L. (2006). A bioenergetics-based approach to explain largemouth bass size in tropical reservoirs. *Transactions of the American Fisheries Society*, 135, 1535-1545.
47. Neumann, R. M., Guy, C. S., & Willis, D. W. (2012). *Length, weight, and associated indices*. Fisheries Techniques. 3rd edn. Bethesda, MD: American Fisheries Society, 637-676.
48. Nieman, D. A., Clady, M. D., & Gebhart, G. E. (1979). Sexual maturity of small yearling largemouth bass in Oklahoma. *Proceedings of the Oklahoma Academy of Sciences*, 59, 51-52.
49. Niimi, A. J., & Beamish, F. W. H. (1974). Bioenergetics and growth of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in relation to body weight and temperature. *Canadian Journal of Zoology*, 52, 447-456.
50. Parmley, D., Alvarado, G., & Cortez, M. (1986). Food habits of hatchery-reared Florida largemouth bass. *The Progressive Fish-Culturist*, 48, 264-267.
51. Post, D. M., Kitchell, J. F., & Hodgson, J. R. (1998). Interactions among adult demography, spawning date, growth rate, predation, overwinter mortality, and the recruitment of largemouth bass in a northern lake. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 55, 2588-2600.
52. Purdom, T., Schoofs, A., Hodgson, J. R., Maki, T., & Hodgson, J. Y. (2015). A thirty year diet record of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) from a small north temperate lake. *Bios*, 86, 20-30.
53. Rahel, F. J. (2007). Biogeographic barriers, connectivity and homogenization of freshwater faunas: it's a small world after all. *Freshwater Biology*, 52, 696-710.

54. Raibley, P. T., Irons, K. S., O'Hara, T. M., Blodgett, K. D., & Spark, R. E. (1997). Winter habitats used by largemouth bass in the Illinois River, a large river-floodplain ecosystem. *North American Journal of Fisheries Management*, 17, 401-412.
55. Rivero, L. H. (1937). The introduced largemouth bass, a predator upon native Cuban fishes. *Transactions of the American Fisheries Society*, 66, 367-368.
56. Scott, W. B., & Crossman, E. J. (1973). Freshwater Fishes of Canada. *Fisheries Research Board of Canada Bulletin*, 184.
57. Shoup, D. E., & Wahl, D. H. (2009). The effects of turbidity on prey selection by piscivorous largemouth bass. *Transactions of the American Fisheries Society*, 138, 1018-1027.
58. Strawn, K. (1961). Growth of largemouth bass fry at various temperatures. *Transactions of the American Fisheries Society*, 90, 334-335.
59. Stuber, R. J., Gebhart, G., & Maughan, O. E. (1982). *Habitat suitability index models: largemouth bass*. Washington, DC: U. S. Fish and Wildlife Service.
60. Timmons, T. J., Shelton, W. L., & Davies, W. D. (1980). *Gonad development, fecundity, and spawning season of largemouth bass in newly impounded West Point Reservoir, Alabama-Georgia. Technical Paper 100*. Washington, DC: U. S. Fish and Wildlife Service.
61. USDI (U. S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service and U. S. Department of Commerce, U. S. Census Bureau) (2011). *2011 National survey of fishing, hunting, and wildlife associated recreation*. Washington, DC: U. S. Government Printing Office.
62. Vogeles, L. E., & Rainwater, W. C. (1975). Use of brush shelters as cover by spawning black basses (*Micropterus*) in Bull Shoals Reservoir. *Transactions of the American Fisheries Society*, 104, 264-269.
63. Warren, M. L., Jr. (2009). Centrarchid identification and natural history. *Centrarchid Fishes: Diversity, Biology and Conservation*. Chichester: Wiley-Blackwell, 375-535.
64. Wasserman, R. J., Strydom, N. A., & Weyl, O. L. F. (2011). Diet of largemouth bass, *Micropterus salmoides* (Centrarchidae) in the lower reaches of an Eastern Cape River, South Africa. *African Zoology*, 46, 378-386.
65. Wickstrom, G. A., & Applegate, R. L. (1989). Growth and food selection of intensively cultured largemouth bass. *The Progressive Fish-Culturist*, 51, 79-82.
66. Yasuno, N., Chiba, Y., Shindo, K., Fujimoto, Y., Shimada, T., Shikano, S., & Kikuchi, E. (2012). Size-dependent ontogenetic diet shift to piscivory documented from stable isotope analyses in an introduced population of largemouth bass. *Environmental Biology of Fishes*, 93, 255-266.

БІОРЕСУРСИ ТА ЕКОЛОГІЯ ВОДОЙМ

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 28-43
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.028>
УДК [597.2/5:577.17]:504.05

Received 20.12.2019
Received in revised form 27.01.2020
Accepted 25.02.2020

ВПЛИВ ЕКОЛОГІЧНИХ УМОВ ОКРЕМИХ ОЗЕР М. КИЄВА НА СТАН ІХТІОФАУНИ

Ю. М. Худіаш, yurahud@ukr.net, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
М. В. Причеп, prichepa1987@ukr.net, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
О. С. Потрохов, alport@bigmir.net, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
О. Г. Зіньковський, hydrobiol@igb.ibc.com.ua, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
Л. О. Горбатюк, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
Ю. О. Коваленко, kovalenkoyuliiia888@gmail.com, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
Д. В. Медовник, medovnyk@nas.gov.ua, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ

Мета роботи. Дослідити екологічні умови існування риб та зміни видового складу іхтіофауни озер м. Києва за впливу різного ступеня забруднення водойм.

Методика. У роботі наведені результати визначення гідрохімічного складу води озер м. Києва та структури їх іхтіофауни. Збір та опрацювання іхтіологічного матеріалу виконано у відповідності до загальнодовізнаних методів.

Результати. Було досліджено концентрацію біогенних сполук, зокрема фосфору фосфатів, нітратів, нітритів та амонію, концентрацію нафтопродуктів у воді озер м. Києва. Результати досліджень показали, що найвища концентрація нафтопродуктів та біогенних сполук спостерігалася в оз. Лугове. Зокрема, концентрація нафтопродуктів у воді оз. Лугове становила 0,020–0,206 мг/дм³, оз. Кирилівське — 0,023–0,117, оз. Бабине — 0,0007–0,0520 мг/дм³. Це підтверджує той факт, що оз. Лугове зазнає суттєвого впливу забруднювальних речовин з прилеглих територій. Встановлено, що величина досліджуваних показників істотно варіювала в різні сезони року та на різних ділянках досліджених озер. Це свідчить про залежність цих показників від природних, антропогенних та гідрологічних чинників, які відрізняються на різних ділянках водойми та в різні сезони року. Екологічний стан озер суттєво впливає на видовий склад іхтіофауни та її структуру. Оз. Кирилівське, незважаючи на те, що перебуває під помірним антропогенним навантаженням, має відносно задовільні екологічні умови. На це вказує найбільше видове багатство іхтіофауни відносно інших досліджуваних озер. Найбільша кількість видів риб зафіксована у оз. Кирилівське — 27; у оз. Бабине вона склала 23 види, у оз. Лугове — 10 видів. Встановлено, що наслідком інтенсивного забруднення оз. Лугове стало істотне збіднення видового складу іхтіофауни, зокрема придонного комплексу. Це свідчить про найбільше екологічне навантаження на зазначене озеро з боку токсичних речовин із прилеглих територій. На основі проведених досліджень було показано, що оз. Бабине, завдяки ізольованості від урбанізованої частини міста, виявляє найвищу якість води у різні сезони року. Крім того, у цій водоймі проходять повноцінні процеси сукцесії.

© Ю. М. Худіаш, М. В. Причеп, О. С. Потрохов, О. Г. Зіньковський, Л. О. Горбатюк, Ю. О. Коваленко, Д. В. Медовник, 2020

Наукова новизна. Вперше надано характеристики іхтіофауни озер міста Києва залежно від гідроекологічних умов та пори року. Показано негативні наслідки впливу антропогенного забруднення на структуру іхтіофауни озер.

Практична значимість. Отримані результати необхідні для визначення закономірностей зміни видового складу та його структури в умовах помірного та надмірного антропогенного забруднення водойм. Це дозволяє у подальшому прогнозувати посилення впливу антропогенного забруднення на іхтіофауну відносно чистих водойм.

Ключові слова: іхтіофауна, озеро, антропогенне навантаження, гідрохімічні показники, нафтопродукти, екологічний стан водойми.

THE EFFECT OF ENVIRONMENTAL CONDITIONS OF SOME LAKES OF THE CITY OF KIEV ON ICHTHYOFAUNA CONDITION

Yu. Hudiash, yurahud@ukr.net, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

M. Prychepa, prichepa1987@ukr.net, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

A. Potrokhov, alport@bigmir.net, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

O. Zin'kovskiy, hydrobiol@igb.ibc.com.ua, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

L. Gorbatyuk, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

Ju. Kovalenko, kovalenkoyuliia888@gmail.com, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

D. Medovnyk, medovnyk@nas.gov.ua, Institute of Hydrobiology NANU, Kyiv

Purpose. To study the ecological conditions of fish habitats and changes in species compositions of the ichthyofauna of lakes in the city of Kiev based on the effects of different degrees of the pollution of water bodies.

Methodology. The paper presents the results of the determination of water hydrochemical composition in some lakes of the city of Kiev and the structure of their ichthyofauna. The collection and processing of ichthyological material was carried in accordance with generally accepted methods.

Findings. The concentration of biogenic compounds, in particular phosphorus, phosphates, nitrites and ammonium, the concentration of oil products in water of some lakes of the city Kiev were investigated. The study results show that the highest concentration of oil products and nutrients was observed in the Lake Luhove. In particular, the concentration of oil products in water of the Lake Luhove was 0.020-0.206 mg/dm³, the Lake Kirilivske - 0.023-0.117 mg/dm³, the Lake Babyne 0.0007-0.0520 mg/dm³. This is confirmed by the fact that the Lake Luhove experiences a significant impact of pollutants from surrounding areas. It was found that the magnitude of the studied parameters varied significantly in different seasons of the year and in different parts of the studied lakes. This indicates the dependence of these parameters on natural, anthropogenic and hydrological factors, which differ in different parts of the water body and different seasons. The ecological state of the studied lakes significantly affects fish species composition and its structure. The Lake Kirilivske, despite being under moderate anthropogenic pressure, has relatively satisfactory environmental conditions. This is indicated by the greatest species richness of ichthyofauna compared to other studied lakes. The largest number of fish species was recorded in the Lake Kirilivske (27), in the Lake Babyne - 23 species, in the lake Luhove - 10 species. The consequence of intense pollution of the Lake Luhove is a significant decrease in the species composition of its ichthyofauna, in particular in the bottom complex. This indicates the greatest environmental pressure on this lake from toxic substances from adjacent territories. The performed studies showed that the Lake Babyne, due to its isolation from the urbanized part of the city, had the highest water quality at different times of the year. In addition, sound succession processes occur in this water body.

Originality. The characteristics of the ichthyofauna of some lakes of the city of Kyiv were presented for the first time depending on the hydro-ecological conditions and season. The negative effects of anthropogenic pollution on the structure of the ichthyofauna of these lakes were shown.

Practical value. The results obtained are necessary for determining the patterns of changes in

the species composition and its structure under conditions of moderate and excessive anthropogenic pollution of water bodies. This allows further predicting the increased effect of anthropogenic pollution on the ichthyofauna of relatively clean water bodies.

Key words: *ichthyofauna, lake, anthropogenic load, hydrochemical indicators, petroleum products, ecological status of the water body.*

ВЛИЯНИЕ ЭКОЛОГИЧЕСКИХ УСЛОВИЙ ОТДЕЛЬНЫХ ОЗЕР Г. КИЕВА НА СОСТОЯНИЕ ИХТИОФАУНЫ

Ю. Н. Худияш, yurahud@ukr.net, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

М. В. Причеп, prichepa1987@ukr.net, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

А. С. Потрохов, alport@bigmir.net, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

О. Г. Зиньковский, hydrobiol@igb.ibc.com.ua, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

Л. О. Горбатюк, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

Ю. А. Коваленко, kovalenkoyuliia888@gmail.com, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

Д. В. Медовник, medovnyk@nas.gov.ua, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

Цель работы. Исследовать экологические условия обитания рыб и изменения видового состава ихтиофауны озер г. Киева под воздействием различной степени загрязнения водоемов.

Методика. В работе приведены результаты определения гидрохимического состава воды озер г. Киева и структуры их ихтиофауны. Сбор и обработка ихтиологического материала выполнены в соответствии с общепринятыми методами.

Результаты. Было исследовано концентрацию биогенных соединений, в частности фосфора фосфатов, нитритов и аммония, концентрацию нефтепродуктов в воде озер г. Киева. Результаты исследований показали, что самая высокая концентрация нефтепродуктов и биогенных соединений наблюдалась в оз. Луговое. В частности, концентрация нефтепродуктов в воде оз. Луговое составляла 0,020–0,206 мг/дм³, оз. Кирилловское — 0,023–0,117, оз. Бабье — 0,0007–0,0520 мг/дм³. Это подтверждает тот факт, что оз. Луговое испытывает существенное влияние загрязняющих веществ с прилегающих территорий. Установлено, что величина исследуемых показателей значительно варьировала в различные сезоны года и на разных участках исследованных озер. Это свидетельствует о зависимости этих показателей от природных, антропогенных и гидрологических факторов, которые отличаются на разных участках водоема в разные сезоны года. Экологическое состояние озер существенно влияет на видовой состав ихтиофауны и ее структуру. Оз. Кирилловское, несмотря на то, что находится под умеренной антропогенной нагрузкой, имеет относительно удовлетворительные экологические условия. На это указывает наибольшее видовое богатство ихтиофауны относительно других исследуемых озер. Наибольшее количество видов рыб зафиксировано в оз. Кирилловское — 27; в оз. Бабье оно составило 23 вида, в оз. Луговое — 10 видов. Установлено, что следствием интенсивного загрязнения оз. Луговое стало существенное обеднение видового состава ихтиофауны, в частности придонного комплекса. Это свидетельствует о наибольшей экологической нагрузке на указанное озеро со стороны токсических веществ с прилегающих территорий. На основании проведенных исследований было показано, что оз. Бабье, благодаря изолированности от урбанизированной части города, проявляет высокие показатели качества воды в разные сезоны года. Кроме того, в этом водоеме проходят полноценные процессы сукцессии.

Научная новизна. Впервые представлены характеристики ихтиофауны озер города Киева в зависимости от гидроэкологических условий и времени года. Показаны негативные последствия влияния антропогенного загрязнения на структуру ихтиофауны озер.

Практическая значимость. Полученные результаты необходимы для определения закономерностей изменения видового состава и его структуры в условиях умеренного и чрезмерного антропогенного загрязнения водоемов. Это позволяет в дальнейшем прогнозировать усиление влияния антропогенного загрязнения на ихтиофауну относительно чистых водоемов.

Ключевые слова: ихтиофауна, озеро, антропогенная нагрузка, гидрохимические показатели, нефтепродукты, экологическое состояние водоема.

ПОСТАНОВКА ПРОБЛЕМИ ТА АНАЛІЗ ОСТАННІХ ДОСЛІДЖЕНЬ І ПУБЛІКАЦІЙ

Розбудова будь-якого міста, особливо такого великого, яким є м. Київ, супроводжується швидким та інтенсивним формуванням антропогенно змінених ландшафтів, стан яких є далеким від екологічної рівноваги. На сьогодні вплив урбанізованих територій є однією з найбільш глибоких та комплексних форм антропогенного тиску на водні об'єкти [1, 2]. Цьому сприяє активний розвиток інфраструктури міста, що неминуче призводить до надходження у водойми разом із поверхневим стоком та комунально-побутовими стічними водами хімічних сполук, які негативно впливають на екологічний стан водного середовища [3–6]. При цьому змінюється біологічне розмаїття екосистеми, видовий склад угруповань водяних тварин. Літературні дані щодо озер системи Опечень свідчать, що видове багатство фітопланктону, макрофітів, паразитоценозів характеризуються найменшим розмаїттям [7–9]. Це вказує на наявність негативного впливу токсикантів на розповсюдження різних груп фітопланктону та вищих водяних рослин, риб та їхніх паразитів [9]. Тому дослідження екологічного стану озер м. Києва за показниками вмісту біогенних сполук та нафтопродуктів може надати характеристику якості водного середовища та дозволить прогнозувати можливі негативні наслідки для стану іхтіофауни.

ВИДІЛЕННЯ НЕВИРІШЕНИХ РАНІШЕ ЧАСТИН ЗАГАЛЬНОЇ ПРОБЛЕМИ. МЕТА РОБОТИ

Довготривале нераціональне використання водойм м. Києва призвело до виникнення низки екологічних проблем, які призводять до негативних наслідків для природних комплексів та порушують екологічну рівновагу. Сучасний стан малих водойм міста викликає серйозне занепокоєння: багато з них зазнають значного антропогенного забруднення стічними та поверхневими водами, надмірного рекреаційного навантаження, засмічення тощо. Крім того, водойми міста на сьогодні руйнуються внаслідок забудови, а прибережні смуги захащено несанкціонованими звалищами побутових та будівельних відходів. Наукові праці в цьому напрямку мають несистематичний, розрізнений характер. Більшість міських водойм та водотоків на сьогодні частково або майже повністю трансформовано діяльністю людини, проте вони ще зберігають риси природних і відіграють важливу роль у підтриманні якості міського середовища та біотичного різноманіття в межах урбанізованої екосистеми. Проте на сьогодні потрібні нові дослідження, спрямовані на пошуки мінімізації антропогенного впливу на гідроекосистеми [1]. Це актуально також тому, що окремі водні об'єкти

поступово перетворюються на деградовані водотоки або водойми технічного типу. У них відбувається доочищення дощових стічних вод. Крім того, посилення впливу циклічних змін клімату викликає коливання рівня та температури води. Для озер м. Києва характерне значне антропогенне евтрофування, а за показниками вмісту біогенних речовин більшість із них відноситься до водойм з низькою якістю води [10]. Враховуючи той факт, що антропогенне навантаження продовжує посилюватись, надалі слід очікувати погіршення екологічної ситуації навіть у відносно благополучних водоймах. Це позначиться на зменшенні біорізноманіття на всіх рівнях, втраті продукційних характеристик екосистеми та здатності до самоочищення. Саме тому пошуки та розроблення наукових основ охорони природного різноманіття водних та коловодних екосистем в умовах урбанізованих територій сьогодні є надзвичайно актуальним завданням [1, 3]. Якщо забруднення води не припиниться, відносно чисті водойми, зокрема заплавного типу, можуть перетворитися на техногенно порушені водні об'єкти із суттєвими змінами якості водного середовища. Сезонний моніторинг водойм, що перебувають під різною інтенсивністю антропогенного забруднення, дозволить виявляти зміни, що можуть завдати шкоди рибному населенню водойм.

Метою роботи було дослідження екологічних умов існування риб та зміни видового складу іхтіофауни озер м. Києва за впливу різного ступеня забруднення водойм.

МАТЕРІАЛИ І МЕТОДИКИ ДОСЛІДЖЕННЯ

Дослідження були проведені у 2018–2019 рр. протягом зимового, весняного, літнього та осіннього періодів. Аналіз видового складу іхтіофауни було здійснено згідно з літературними даними та шляхом проведення лову риб на водоймах з 2012 по 2018 рр. Так, зокрема, збір іхтіологічного матеріалу на водоймах у 2012 р. проводили згідно з отриманим дозволом від 31.05.2012 № ДАРТ 024 на здійснення науково-дослідного безквотного лову молоді і дорослих риб. Крім того, у інші періоди відлов риб здійснювали за допомогою гачкових знарядь лову або з використанням сачка. Видову належність риб визначали за допомогою довідника [11]. Для встановлення рівня антропогенного впливу досліджували хімічний склад води озер м. Києва протягом річного моніторингу. Об'єктами наших досліджень було обрано озера Бабине, Лугове і Кирилівське. Відбір проб та визначення концентрації біогенних речовин — азоту нітритного, азоту амонійного та фосфору фосфатів — та концентрації нафтопродуктів визначали за загальноприйнятими методиками [12]. Дані були оброблені статистично за допомогою програми Statistica 5.5.

РЕЗУЛЬТАТИ ДОСЛІДЖЕНЬ ТА ЇХ ОБГОВОРЕННЯ

Характеристика районів дослідження

О. Лугове. Довжина озера досягає 1,1 км, а ширина коливається на різних ділянках в межах 70–120 м, площа водного дзеркала — 11,9 га. Середня глибина озера становить 4,1 м, максимальна глибина — 12,9 м. Функцію заплавних озер воно втратило, і сьогодні це водойма кар'єрного типу, яка фактично виконує роль колектора, який накопичує поверхневий стік [13]. Поряд розташовано такі великі промислові комплекси, як завод лаків і фарб «Лакма», завод залізобетонних конструкцій, пивзавод «Оболонь», а також численні гаражні кооперативи та

автомийки тощо.

Оз. Кирилівське. Озеро знаходиться в південно-західній частині масиву Оболонь. Його довжина становить 760 м, найбільша ширина — 380 м, площа водного дзеркала — 19 га, об'єм — 2,28 млн м³, середня глибина — 12 м, а найбільша — 15 м. Вода характеризується підвищеною мінералізацією, значною концентрацією хлоридів та сульфатів, що свідчить про істотний антропогенний вплив на водойму. Крім того, згідно з результатами проведених досліджень [5], було показано забруднення водойми важкими металами, зокрема йонами свинцю, міді, цинку та мангану. Джерелами забруднення озера є поверхневий стік, зокрема від розташованих поряд автострад та промислових об'єктів, а також р. Сирець, яка приймає стічні води низки промислових підприємств. Також до озера надходять забруднення із ґрунтовими та зливовими водами із житлових масивів Мінський, Оболонь, Сирець, Куренівка. Встановлено, що забруднення водного середовища відбувається, передусім, сполуками Al (III), Fe (II), Cu (II), Mn (II), Zn (II) і Pb (II). Глибоководність та малопротічність водойми сприяють їх накопиченню та переходу із однієї форми в іншу (із зв'язаної — у лабільну або вільну), що може відображатись на життєстійкості гідробіонтів. До того ж, дослідженнями [8] встановлено, що у літній період у придонному шарі істотно знижується концентрація розчиненого кисню, що посилює міграційну здатність металів [5].

Оз. Бабине — природна заплавна водойма, стариця видовженої форми, що знаходиться на території Труханового острова. Через побудову греблі Київської ГЕС, гідрологічний зв'язок озеро має із річкою лише в період великих паводків. Водойма має наступні параметри: площа — 9,5 га, довжина — 1,7 км, ширина — 35–80 м; середня глибина — 2,0 м, максимальна — 5,0 м [2]. За рахунок ізольованості і острівного розміщення водойма не зазнає суттєвого впливу урбанізації (лише рибальство та рекреація). У зв'язку з тим, що водойма знаходиться в районі, де антропогенна діяльність майже не відбувається, а озеро живиться в основному з підземних джерел, його було обрано як контрольну водойму.

Якість водного середовища. До переліку найважливіших хімічних характеристик якості води та стану водної екосистеми відносяться показники концентрації біогенних речовин [14], а саме — сполук азоту та фосфору. Підвищення концентрації цих сполук призводить до евтрофування поверхневих вод, посилення первинного продукування у водоймах та порушає стан екосистем [15]. Забруднення води біогенними сполуками має низку серйозних негативних наслідків, зокрема зменшення прозорості води, інтенсивний розвиток водоростей, у тому числі «цвітіння» синьо-зелених водоростей чи масовий розвиток нитчастих водоростей, дефіцит кисню у придонних шарах тощо [3, 16].

За результатами наших досліджень було встановлено різну динаміку змін концентрації алохтонного азоту і фосфору у дослідних водоймах протягом року. Так, взимку вміст цих сполук у оз. Бабине і оз. Кирилівське був відносно низьким: концентрація амонійного азоту у воді цих водойм була на рівні 0,7 і 1,7 мг N/дм³, нітрит йонів — 0,016 і 0,022 мг N/дм³ і фосфору фосфатів — 0,03 і 0,07 мг P/дм³ (табл. 1). Це певною мірою пояснюється незначними процесами деструкції, оскільки низька температура води не сприяє активному розвитку бактеріопланктону [8].

На відміну від вищезгаданих водойм, у оз. Лугове взимку концентрація нітрит-йонів і фосфору фосфатів була значно вищою і становила в середньому 0,15 мг N/дм³ та 0,2 мг P/дм³. Це свідчить про забруднення цієї водойми стічними водами. Очевидно, в результаті низької активності фітопланктону в цей період року відбувається зростання і накопичення у воді цих сполук.

Табл. 1. Вміст амонійного, нітритного азоту та фосфору фосфатів у воді озер, мг/дм³

Table 1. The content of ammonium nitrogen and phosphorus phosphates in the water of lakes, mg/dm³

Місяць, рік / month, year	оз. Бабине, північна ділянка / Babyne lake, the nothern part	оз. Бабине, південна ділянка / Babyne lake, the southern part	оз. Кирилівське, втік / Kyrylivske lake, escape	оз. Кирилівське, витік / Kyrylivske lake, leacage	оз. Лугове, втік / Lugove lake escape	оз. Лугове, витік / Lugove lake leacage
Амонійний азот / Ammonium Nitrogen						
Грудень 2018 р./ December 2018	0,517	0,913	1,848	1,525	2,244	1,309
Квітень 2019 р./ April 2019	9,225	9,585	11,060	7,534	10,161	10,125
Липень 2019 р./ July 2019	3,863	1,920	6,130	7,210	3,828	2,928
Вересень 2019 р./ September 2019	8,613	3,504	8,217	6,814	3,144	3,504
Нітритний азот / Nitrite Nitrogen /						
Грудень 2018 р./ December 2019	0,016	0,017	0,018	0,027	0,089	0,150
Квітень 2019 р./ April 2019	0	0	0,023	0,033	0,026	0,029
Липень 2019 р./ July 2019.	0	0	0	0	0,004	0
Вересень 2019 р./ September 2019	0	0	0,005	0,006	0,019	0,003
Фосфор фосфатів / Phosphorus phosphates						
Грудень 2018 р./ December 2019	0,032	0,041	0,097	0,056	0,243	0,154
Квітень 2019 р./ April 2019	0,002	0,006	0,132	0,066	0,048	0,037
Липень 2019 р./ July 2019	0,004	0,002	0,080	0,053	0,096	0,362
Вересень 2019 р. / September 2019	0,020	0,007	0,055	0,050	0,130	0,056

Концентрація нітритів свідчить про процеси розкладу органічних речовин та нітрифікацію, а їх підвищений вміст є індикатором внесеного іззовні забруднення водойми [16–18].

Протягом весняного періоду в оз. Бабіне на фоні різкого зростання амонійного азоту у воді до $9,585 \text{ мг N/дм}^3$ нами встановлено значне зниження концентрації нітрит-йонів і фосфору у воді. Це явище, можливо, пояснюється активізацією деструктивних процесів, що призвели до значного збільшення вмісту йонів амонію у воді. Низький вміст нітрит-йонів і фосфору у воді, очевидно, свідчить про інтенсивний розвиток фітопланктону та макрофітів, які використовують в першу чергу ці сполуки.

Оз. Кирилівське у весняний період інтенсивно забруднювалося комунально-побутовими водами, які зазвичай характеризуються високим вмістом амонійного азоту і сполук фосфору. При цьому слід зазначити, що забруднення відбувалося на ділянці витоку в це озеро. Про це свідчить високий рівень амонійного азоту і сполук фосфору на цієї ділянці озера — $11,06 \text{ мг N/дм}^3$ і $0,13 \text{ мг P/дм}^3$, порівняно з концентраціями на витоку з озера — $7,53 \text{ мг N/дм}^3$ і $0,066 \text{ мг P/дм}^3$. Вміст нітрит-йонів був дещо підвищеним, в середньому на рівні $0,023\text{--}0,033 \text{ мг N/дм}^3$.

В оз. Лугове нами спостерігалася картина, аналогічна такій у оз. Бабіне. Так, порівняно із зимовим періодом, навесні концентрація у воді амонійного азоту збільшилась майже в $4,5\text{--}7,7$ раз. При цьому вміст нітритів і фосфору фосфатів значно знизився — в $3,4\text{--}5,2$ і $4,2\text{--}5,1$ раз відповідно. Це може свідчити про активний розвиток водної рослинності в цей період часу та засвоєння нею основних біогенних сполук. Не виключено, що висока концентрація амонійного азоту в цей період року може бути пов'язаною не лише з процесами деструкції органічної речовини, а й також забрудненням води стічними водами з прилеглих територій.

У літній період в оз. Бабіне і оз. Кирилівське нами спостерігалася значне зниження концентрації амонійного азоту і фосфору у воді, що, очевидно, пов'язано з інтенсивним розвитком водної рослинності. При цьому, слід відмітити, що в оз. Кирилівське рівні концентрації амонійного азоту і фосфору фосфатів хоча і знизилися порівняно з весняним періодом у $1,3$ і $1,6$ раз відповідно, але все ж таки були достатньо високими. Це певною мірою може свідчити про забруднення цієї водойми стічними водами.

У оз. Лугове рівні концентрації амонійного азоту і нітритів були майже аналогічними показникам води з оз. Бабіне. Проте, за фосфором значно відрізнялися: його концентрація зросла у $1,3\text{--}9,8$ раз порівняно з весняним періодом, та порівняно з чистим оз. Бабином вона була вищою у $76,3$ раз.

В осінній період встановлено значне зростання концентрації амонійного азоту у воді оз. Бабіне — в $1,8\text{--}2,2$ раз порівняно з літнім періодом, через масове відмирання водної рослинності та інтенсивні процеси деструкції органічної речовини. Підтвердженням цього є також зростання у $3,5\text{--}5,0$ раз концентрації сполук фосфору у воді, порівняно з літнім періодом.

В оз. Кирилівське восени вміст біогенних сполук у воді майже не відрізнявся від такого влітку. У оз. Лугове вміст амонійного азоту також майже не відрізнявся від такого в літній період. Забруднення сполуками фосфору, на відміну від літа, в

цьому озері відбувається на втоці, оскільки рівень концентрації фосфору на витоці був у 2,3 рази нижчим. Аналогічна тенденція змін спостерігалася за вмістом нітрит-йонів в цьому озері: на втоці концентрація їх була в 6,3 рази вищою, ніж на витоці. Очевидно, в осінній період в оз. Лугове фіто- і бактеріопланктон перебувають ще в досить активному стані, інтенсивність процесів денітрифікації і утилізації фосфору ще значна.

Таким чином, найбільш чистим озером серед досліджених водойм є оз. Бабине. У цій водоймі міграція біогенних сполук відбувається відповідно до природної сезонної динаміки. Концентрація сполук алохтонного азоту і фосфору була незначною, і більшою мірою залежала від природних чинників, ніж від антропогенного впливу. Оз. Бабине зберегло гідрохімічний режим, притаманний заплавному водоймам, а сезонна динаміка біогенних сполук у його воді відображала звичайний перебіг сукцесійних процесів поступового наростання трофності [14, 19].

Концентрація сполук азоту і фосфору в оз. Кирилівське і Лугове залежала як від надходження стічних вод, так і від природних чинників. При цьому слід зазначити, що оз. Лугове найбільш підлягало антропогенному впливу; коливання концентрації біогенних речовин в цій водоймі було найбільш істотним. У період активної вегетації фітопланктон та водяна рослинність дещо нівелюють антропогенний вплив, але за зменшення рівня їхнього розвитку концентрація цих сполук у воді значно зростала. Особливо це стосується зимового періоду.

Свідченням погіршення якості води та посиленого антропогенного навантаження може бути наявність розчинних нафтопродуктів у воді. Відомо, що нафтопродукти є одним із найбільш поширених токсикантів серед водойм міст. Як видно з таблиці 2, концентрація нафтопродуктів у воді у всіх досліджених водоймах залежала від сезону року. Найвищий їх вміст встановлено в літній період. У весняний і осінній періоди концентрація нафтопродуктів була значно нижчою. Найбільш забрудненим за цим показником є оз. Лугове, де їх вміст майже у всі сезони року був вищим порівняно з оз. Бабином і Кирилівським. Так, у весняний період вміст розчинних нафтопродуктів у оз. Лугове був вищим у 1,9–6,2 та 3,4 рази порівняно з оз. Бабином і Кирилівським; влітку — у 3,0–4,6 та 1,8–3,0 рази; восени — у 20,0–82,8 та 2,5 рази відповідно. При цьому, знову ж таки, у весняний і літній періоди переважно спостерігалася зменшення концентрації цих сполук як в оз. Кирилівське, так і оз. Лугове, від втоку до витоку. Проте, восени концентрація нафтопродуктів, навпаки, зростала від втоку до витоку. Так, влітку та восени їх вміст на втоці у оз. Лугове був у 1,3 і 2,9 рази вище, ніж на витоці, а навесні та влітку в оз. Кирилівське — у 1,2 і 2,3 рази відповідно.

Крім того, було опрацьовано дані стосовно вмісту токсичних сполук у донних відкладах цих озер. Привертає увагу високий вміст нафтопродуктів у донних відкладах оз. Лугове — 438,4 проти 11,6 мг/кг з оз. Бабине. Це вкотре підтверджує особливо несприятливі екологічні умови для донної фауни озера. Як показано нижче, це добре співвідноситься із низьким розмаїттям риб-бентофагів у цій водоймі. Крім того, згідно з даними досліджень [5, 20] (табл. 3), у оз. Кирилівське та оз. Лугове зафіксовано високі концентрації цинку, свинцю, міді, кадмію як у товщі, так і у придонному шарі води.

Табл. 2. Концентрація розчинних фракцій нафтопродуктів у воді, мг/дм³

Tabl. 2. Concentration of soluble fractions of petroleum products in water, mg/dm³

Місяць, рік / month, year	оз. Бабине, північна ділянка / Babyne Lake, the northern part	оз. Бабине, південна ділянка / Babyne lake, the southern part	оз. Кири- лівське, втік / Kyrylivske lake, the escape	оз. Кири- лівське, витік / Kyrylivske lake, the leacage	оз. Лугове, втік / Lugove lake, the escape	оз. Лугове, витік / Lugove lake, the leacage
Квітень 2019 р. / April 2019	0,024	0,021	0,046	0,038	0,047	0,13
Липень 2019 р./ July 2019	0,046	0,052	0,117	0,052	0,206	0,154
Вересень 2019 р./ September 2019.	0,001	0,0007	0,025	0,023	0,02	0,058

Табл. 3. Вміст токсичних речовин у донних відкладах водойм

Table 3. Content of toxicants in bottom sediments of water body

Токсикант / Toxicant	Назва водойми / The name of the water body		
	Оз. Лугове / Lugove Lake	Оз. Кирилівське / Kyrylivske Lake	Оз. Бабине / Babyne Lake
Pb, мг/кг / mg/kg	142,4	89,5	8,2
Cu, мг/кг / mg/kg	74,5	29,4	3,1
Mn, мг/кг / mg/kg	271,2	175,5	114,2
Cd, мг/кг / mg/kg	6,2	1,4	0,1
Zn, мг/кг / mg/kg	58,4	52,4	1,6
Нафтопродукти нерозчинні, мг/кг Insoluble petroleum products, mg/kg	438,4	63,3	11,6

Примітка. Дані до цієї таблиці було взято [20].

Note. The data in this table was taken [20].

Видовий склад іхтіофауни. Вивчення видового складу іхтіофауни водойм — це частина комплексних екологічних досліджень в умовах антропогенного впливу, що має важливе значення для збереження біорізноманіття водних екосистем. В результаті досліджень встановлено, що найбільше видове розмаїття іхтіофауни спостерігалось у оз. Кирилівське (27 видів). У озерах Лугове та Бабине визначено 10 та 23 види відповідно (табл. 4) [19].

Табл. 4. Видовий склад іхтіофауни досліджених озер

Table 4. Species composition of ichthyofauna of the studied lakes

Назва виду / The species name	Оз. Лугове / Luhove Lake	Оз. Кирилівське / Kyrylivske	Оз. Бабине / Babyne
<i>Rutilus rutilus</i> (L.)	+	+	+
<i>Scardinius erythrophthalmus</i> (L.)	+	+	+
<i>Abramis brama</i> (L.)	+	+	+
<i>Blicca bjoerkna</i> (L.)		+	+
<i>Ballerus ballerus</i> (L.)			+
<i>Tinca tinca</i> (L.)		+	+
<i>Leucaspis delineatus</i> (Heckel)	+	+	+
<i>Alburnus alburnus</i> (L.)	+	+	+
<i>Rhodeus amarus</i> (Bloch)	+	+	+
<i>Carassius auratus</i> (Bloch)	+	+	+
<i>Carassius carassius</i> (L.)			+
<i>Perca fluviatilis</i> (L.)	+	+	+
<i>Sander lucioperca</i> (L.)		+	
<i>Gymnocephalus cernua</i> (L.)		+	
<i>Esox lusius</i> (L.)		+	+
<i>Gasterosteus aculeatus</i> (L.)		+	+
<i>Pungitius platygaster</i> (Kessler)		+	+
<i>Squalius cephalus</i> (L.)		+	+
<i>Idus idus</i> (L.)		+	+
<i>Gobio gobio</i> (L.)		+	
<i>Neogobius fluviatilis</i> (Pallas)		+	+
<i>Proterorhinus marmoratus</i> (Pallas)		+	+
<i>Perccottus glenii</i> (Dybowski)		+	+
<i>Syngnathus abaster</i> (Risso)		+	+
<i>Cyprinus carpio</i> (L.)		+	
<i>Neogobius melanostomus</i> (Pallas)		+	
<i>Misgurnus fossilis</i> (L.)	+	+	+
<i>Cobitis taenia</i> (L.)		+	+
<i>Babka gymnotrachelus</i> (Kessler)		+	+

Склад іхтіофауни в основному був представлений комплексом аборигенних та інвазивних видів, властивих для Середнього Дніпра. Стан іхтіофауни зазвичай оцінюють за показниками якісного складу. На фоні зниження якості води зменшується біологічне розмаїття іхтіофауни. Так, зокрема, істотно змінюється видовий склад риб, що екологічно приурочені до придонного комплексу (рис. 1). Враховуючи той факт, що оз. Лугове інтенсивно забруднюється токсичними сполуками, зокрема, важкими металами та нафтопродуктами, — це істотно

впливає на якість водного середовища існування водяних тварин. Внаслідок цього відбувається погіршення умов для існування придонних видів. На це також вказує видовий склад придонних видів та бентофагів у оз. Лугове (рис. 2).

Рис. 1. Кількість видів у досліджуваних озерах, залежно від перебування у водоймі

Fig. 1. Number of species in the studied lakes depending on the stay in the water body

Також, варто зазначити, що інтенсивне забруднення оз. Лугове впливає і на видовий склад та біомасу організмів зообентосу, що опосередковано відображається на видовому складі та фізіологічному стані риб, що тут мешкають. Оз. Лугове виявилось досить бідним на зообентос у порівнянні з іншими дослідженими озерами [9].

Рис. 2. Кількість видів за типом живлення, залежно від перебування у водоймі

Fig. 2. Number of species by type of feeding depending on the stay in the water body

Видове багатство риб придонного комплексу та бентофагів у оз. Кирилівське може свідчити про достатню кількість та біомасу зообентосу та помірне забруднення водойми, що не має істотного впливу. На противагу цьому, у воді оз. Лугове спостерігалися найменші чисельність та біомаса зообентосу [9], що засвідчує погіршення якості водного середовища за рахунок надходження з прилеглої території токсичних сполук, зокрема нафтопродуктів. Враховуючи той факт, що в'язь та головень є переважно річковими видами, можна припустити, що вони є залишками материнських популяцій, які мешкали до трансформації річки Почайна в озерні системи. Незважаючи на нестабільні екологічні умови, які склались у оз. Кирилівське, у складі його іхтіофауни представлені види, що значно розрізняються рівнем своєї стійкості до токсичного забруднення. Це може вказувати на наявність повноцінного іхтіоценозу, який увібрав у себе представників реофільної та лімнофільної, аборигенної та інвазивної іхтіофауни. Це засвідчує, що тут проходять повноцінні біологічні процеси [21]. Крім того, за таких умов риби періодично зазнають стресу, що посилює їх метаболічні процеси. Згідно з результатами досліджень [22], авторами було встановлено підвищення активності лужної фосфатази та вмісту малонового діальдегіду як фізіолого-біохімічних показників, що є індикаторними щодо хронічного стресу. Оз. Бабине як заплавна водойма, що розташована у долині Дніпра, також відзначається відносно сприятливими екологічними умовами, що визначає високий рівень біологічного розмаїття компонентів екосистеми, зокрема фітопланктону, макрофітів, зообентосу (зокрема, за рахунок молюсків). Це засвідчує, що в цій водоймі проходять повноцінні біологічні процеси. За даними іхтіологічних ловів [19], найчисельнішою із бентофагів є плітка (22,4%), з хижих риб — окунь, на якого припадає 42,6% від загальної чисельності риб. Стосовно біотичної характеристики оз. Лугове, варто згадати про відсутність водяних рослин із листям, яке плаває на поверхні, зокрема глечиків жовтих (*Nuphar lutea* Smith), жабурника (*Hydrocharis morsus-ranae* L.), ряски малої (*Lemna minor* L.), що може вказувати на несприятливі екологічні умови озера [1]. Втрата цих видів у фіторізноманітті водойм є свідченням значного посилення антропогенного евтрофування останніх і переходу їх із категорії мезотрофних до евтрофних.

ВИСНОВКИ ТА ПЕРСПЕКТИВИ ПОДАЛЬШОГО РОЗВИТКУ

Результати наших досліджень показали, що за концентрацією біогенних сполук та нафтопродуктів озера Лугове та Кирилівське характеризуються посиленням антропогенним забрудненням води порівняно з оз. Бабином. Надмірному забрудненню оз. Лугове сприяє безпосереднє розташування озера вздовж урбанізованої ділянки міста в межах промислових районів.

Оз. Кирилівське за досліджуваними показниками якості води посідало проміжне положення між оз. Лугове та Бабином. Так, концентрація розчинних нафтопродуктів у воді оз. Лугове коливалась від 0,02 до 0,206 мг/дм³, оз. Кирилівське — від 0,023 до 0,117, а оз. Бабине — від 0,0007 до 0,0520 мг/дм³, залежно від сезону року та ділянки водойми.

Антропогенне навантаження на озера м. Києва мало істотний вплив на біологічне розмаїття іхтіофауни. Найбільшою біологічною різноманітністю рибного населення характеризувалася помірно забруднена водойма — оз. Кирилівське (27 видів), що також пов'язано з походженням вказаної водойми. 23 види риб зареєстровано у відносно чистій водоймі — оз. Бабине. В оз. Лугове за дії надмірного забруднення води чисельність видів зменшилася до 10-ти.

Залежно від рівня та інтенсивності забруднення, зменшувалося видове розмаїття екологічних груп риб, зокрема хижих та бентофагів. Так, результати досліджень засвідчили наявність у оз. Лугове лише 4 видів бентофагів та 2 хижаків проти 17 та 4 видів відповідно у озері Кирилівське.

Оз. Кирилівське та оз. Бабине відіграють важливе значення для збереження різноманіття іхтіофауни, притаманної середній течії Дніпра.

Для покращення умов існування риб в оз. Лугове необхідно лімітувати скид стічних вод із прилеглих територій та припинити використання водойми як технічної. Це дозволить мінімізувати явища хронічного стресу, спричиненого дією токсичних сполук, покращити фізіологічний стан риб, та поступово сприятиме відновленню біологічного розмаїття.

ЛІТЕРАТУРА

1. Упорядкування водоохоронних зон міських водойм на основі екологічної оцінки якості вод / Панасик І. В. та ін. Київ, 2016. 94 с.
2. Природні та штучні біоплато. Фундаментальні та прикладні аспекти / Романенко та ін. Київ : Наукова думка, 2012. 109 с.
3. Якість води у міських водоймах та характер освоєння водоохоронних зон (на прикладі озер системи «Опечень», м. Київ) / Панасик І. В. та ін. // Екологічна безпека та природокористування. 2015. Вип. 4 (20). С. 63—69.
4. Батог С. В. Еколого-гідрологічна характеристика водойм м. Києва : автореф. дис. на здобуття наук. ступеня канд. геогр. наук. Київ, 2018. 20 с.
5. Жежеря В. А., Линник П. М., Зубенко І. Б. Уміст та форми знаходження металів у озерах системи Опечень (м. Київ) // Наукові праці УкрНДГМІ. 2016. Вип. 269. С. 70—86.
6. Гідрохімічний режим озер системи Опечень (м. Київ) / Линник П. М. та ін. // Наукові праці Українського науково-дослідного гідрометеорологічного інституту. 2016. Вип. 269. С. 59—69.
7. Щербак В. И., Семенюк Н. Е. Разнообразие фитопланктона некоторых водоемов г. Киева // Альгология. 2006. Т. 16, № 4. С. 467—478.
8. Численность бактерий и протеолитическая активность в воде озера, расположенного в городской черте / Якушин В. М. и др. // Гидробиол. журн. 2015. Т. 51, №1. С. 83—92.
9. Вплив антропогенного забруднення водойм на фізіолого-біохімічні показники риб та склад їхніх паразитоценозів / Коваленко Ю. О. та ін. // Рибогосподарська наука України. 2019. № 3(49). С. 72—88.
10. Прокопук М. С., Погорелова Ю. В. Вміст біогенних речовин у водоймах міста Києва // Гідрологія, гідрохімія і гідроекологія. 2016. Т. 3, вип. 42. С. 76—84.
11. Мовчан Ю. В. Риби України (визначник-довідник). Київ : Золоті ворота, 2011. 444 с.
12. Методика екологічної оцінки якості поверхневих вод за відповідними категоріями / Романенко В. Д. та ін. Київ : Символ-Т, 1998. 28 с.
13. Екологічний стан водозбору озер Мінське та Лугове в системі озер Опечень Оболонського району м. Києва / Дьомін М. М. та ін. // Містобудування та терит. планування. — 2004. Вип. 19. С. 89—95.
14. Гончар О. М., Хільчевський В. К. Режим біогенних речовин у поверхневих водах басейну Дністра // Гідрологія, гідрохімія і гідро екологія. 2012. Вип. 26. С. 76—83.

15. Грюк І., Суходольська І. Вміст сполук нітрогену у воді малих річок, як показник рівня антропогенного навантаження // Вісник Львівського університету. 2012. Вип. 60. С. 227—238. (Серія біологічна).
16. Прокопчук М. С., Погорелова Ю. В. Сезонна динаміка вмісту біогенних речовин у водоймах міста Києва // Вісник Запорізького національного університету. 2017. № 1. С. 161—169.
17. Авраменко Н. І. Сезонна мінливість біогенних речовин у річці Ворскла // Вісник Полтавської державної аграрної академії. 2014. № 1. С. 115—120.
18. Хільчевський В., Курило С. Оцінка гідролого-хімічного стану водних об'єктів м. Києва // Вісник Київського університету імені Тараса Шевченка. 1999. № 5–6. С. 61—62.
19. Екологічні проблеми київських водойм і прилеглих територій / Романенко О. В. та ін. Київ : Наукова думка, 2015. 189 с.
20. Оцінка якості води та донних відкладів каскаду озер Опечень (м. Київ) на основі токсикологічних та гідрохімічних досліджень / Гончарова М. Т. та ін. // VIII З'їзд гідроекологічного товариства України, присвячений 110-річчю заснування Дніпровської біологічної станції. Перспективи гідроекологічних досліджень в контексті проблем довкілля та соціальних викликів, 6-8 листопада 2019 р. : матер. Київ, 2019. С. 249—252.
21. Причепя М. В., Медовник Д. В. Сучасний стан іхтіофауни озера Кирилівське // Біологічні дослідження — 2017 : VIII Всеукр. наук.-практ. конф. з міжнар. участю, 14-16 бер. 2017 р. : збірник наукових праць. Житомир : ПП Рута, 2017. С. 97—100.
22. Prychepa M. V., Potrokhov O. S., Zinkovskiy O. G. Peculiarities of biochemical of fish to antropogenic load under condition of urbanization // Hydrobiological journal. 2019. Vol. 55 (3). P. 44—52.

REFERENCES

1. Panasyk, I. V., Tomiltseva, A. I., Skidan, V. V., Skidan, O. V., Zub, L. M., & Borshchevska, N. M. et al. (2016). *Uporiadkuvannya vodookhonnnykh zon miskykh vodoim na osnovi ekolohichnoi otsinky yakosti vod.* Kyiv.
2. Romanenko, V. D., Krot, Yu. H., Kyryzii, T. Ia., & Konovets, I. M., et al. (2012). *Pryrodni ta shtuchni bioplato. Fundamentalni ta prykladni aspekty.* Kyiv: Naukova dumka.
3. Panasuk, I. V., Tomiltseva, A. I., Zub, L. M., & Pohorielova, Yu. V. (2016). Yakist vody u miskykh vodoimakh ta kharakter osvoiennia vodookhonnnykh zon (na prykladi ozer systemy «Opechen», m. Kyiv). *Ekolohichna bezpeka ta pryrodokorystuvannia*, 4, 63-69.
4. Batoh, S. V. (2018). *Ekoloho-hidrolohichna kharakterystyka vodoim m. Kyieva. Extended abstract of candidate's thesis.* Kyiv.
5. Zhezheria, V. A., Lynnyk, P. M., & Zubenko, I. B. (2016). Umist ta formy znakhodzhennia metaliv u ozerakh systemy Opechen (m. Kyiv). *Naukovi pratsi UkrNDHMI*, 269, 70-86.
6. Lynnyk, P. M., Zhezheria, V. A., Zhezheria, T. P., Ivanechko, Ya. S., & Ihnatenko, I. I. (2016). Hidrokhimichniy rezhym ozer systemy Opechen (m. Kyiv). *Naukovi pratsi Ukrainskoho naukovo-doslidnoho hidrometeorolohichnoho instytutu*, 269, 59-69.
7. Shcherbak, V. I., & Semeniuk, N. Ie. (2010). Funktsionalna kharakterystyka fitoplanktonu vodoim mehapolisu. *Naukovi zapysky Ternop. nauk. ped. u-tu im. V.*

- Hnatiuka. Seriiia Biologiia*, 2(43), 556-559.
8. Yakushyn, V. M., Potrokhov, A. S., Zynkovskiy, O. H., Romanysyn, H. M., Kalenychenko, K. P., & Lynchuk, M. Y. (2015). Chyslennost bakteriyi y proteolytycheskaia aktyvnost v vode ozero, raspolozhennoho v horodskoi cherte. *Hydrobiol. zhurn.*, 51, 1, 83-92.
 9. Kovalenko, Yu. O., Shlapak, O. O., Potrokhov, O. S., & Zinkovskiy, O. H. (2019). Vplyv antropohennoho zabrudnennia vodoim na fiziolohe-biokhimichni pokaznyky ryb ta sklad yikhnikh parazytotsenoziv. *Rybohospod. nauka Ukr.*, 3(49), 72-88.
 10. Prokopuk, M. S., & Pohorielova, Yu. V. (2016). Vmist biohennykh rehovyn u vodoimakh mista Kyieva. *Hidrologiia, hidrokimiia i hidroekologiia*, 42, 3, 76-84.
 11. Movchan, Yu. V. (2011). *Ryby Ukrainy (vyznachnyk-dovidnyk)*. Kyiv: Zoloti vorota.
 12. Romaniuk, V. D., Zhukynskiy, V. M., Oksiiuk, O. P., & Yatsyk A. V., et al. (1998). *Metodyka ekolohichnoi otsinky yakosti poverkhnevyykh vod za vidpovidnyimi katehoriiami*. Kyiv: Symvol-T.
 13. Domin, M. M., Nishchuk, V. S., Sinhaievska, O. I., Solukha, B. V., Hrabovska, N. O. & Kalyta, P. I. et al. (2004). Ekolohichni stan vodozboru ozer Minske ta Luhove v systemi ozer Opechen Obolonsoho raionu m. Kyieva. *Mistobuduvannia ta teryt. planuv.*, 19, 89-95.
 14. Honchar, O. M., & Khilchevskiy, V. K. (2012). Rezhym biohennykh rehovyn u poverkhnevyykh vodakh baseinu Dnistra. *Hidrologiia, hidrokimiia i hidroekologiia*, 26, 76-83.
 15. Hriuk, I., & Sukhodolska, I. (2012). Vmist spoluk nitroheny u vodi malykh richok, yak pokaznyk rivnia antropohennoho navantazhennia. *Visnyk Lvivskoho universytetu, seriiia biolohichna*, 60, 227-238.
 16. Prokopchuk, M. S., & Pohorielova, Yu. V. (2017). Sezonna dynamika vmistu biohennykh rehovyn u vodoimakh mista Kyieva. *Visnyk Zaporizkoho natsionalnoho universytetu*, 1, 161-169.
 17. Avramenko, N. I. (2014). Sezonna minlyvist biohennykh rehovyn u richtsi Vorskla. *Visnyk Poltavskoi derzhavnoi ahrarnoi akademii*, 1, 115-120.
 18. Khilchevskiy, V., & Kurylo, S. (1999). Otsinka hidrolohe-khimichnoho stanu vodnykh obiektiv m. Kyieva. *Visnyk Kyivskoho universytetu imeni Tarasa Shevchenka*, 5-6, 61-62.
 19. Romanenko, O. V., Arsan, O. M., Kipnis, L. S., & Sytnyk, Yu. M. (2015). *Ekolohichni problemy kyivskykh vodoim i prylehlykh terytorii*. Kyiv: Naukova dumka.
 20. Honcharova, M. T., Kipnis, L. S., Konovets, I. M., Nezbyrskaya, I. M., & Yarovy, O. M. (2019). Otsinka yakosti vody ta donnykh vidkladiv kaskadu ozer Opechen (m. Kyiv) na osnovi toksykolohichnykh ta hidrokhimichnykh doslidzhen. *VIII Zizd hidroekolohichnoho tovarystva Ukrainy, prysviacheniyi 110-richchiu zasnuvannia Dniprovskoi biolohichnoi stantsii. Perspektyvy hidroekolohichnykh doslidzhen v konteksti problem dovkillia ta sotsialnykh vyklykiv*, 6-8 lystopada: mater. Kyiv, 249-252.
 21. Prychepa, M. V., & Medovnyk, D. V. (2017). Suchasnyi stan ikhtiofauny ozer Kyrylivske. Biolohichni doslidzhennia: Zbirnyk naukovykh prats VIII Vseukrainskoi naukovo-praktychnoi konfneotsii z mizhnarodnoiu uchastiu, 14-16 bereznia 2017. Zhytomyr: PP Ruta.
 22. Prychepa, M. V., Potrokhov, O. S., & Zinkovskiy, O. G. (2019). Peculiarities of biochemical of fish to antropogenic load under condition of urbanization. *Hydrobiological journal*, 55(3), 44-52.

СТАН ПРОМИСЛОВИХ ЗАПАСІВ КОРОПА (*CYPRINUS CARPIO* LINNAEUS, 1758), ЛЯЩА (*ABRAMIS BRAMA* LINNAEUS, 1758), ТАРАНІ (*RUTILUS RUTILUS* LINNAEUS, 1758) ТА СУДАКА (*SANDER LUCIOPERCA* LINNAEUS, 1758) У ДНІСТРОВСЬКОМУ ЛИМАНІ В 2000–2019 РР.

С. М. Снігірьов, snigirev@te.net.ua, Одеський національний університет імені І.І. Мечникова, м. Одеса

Є. Ю. Леончик, leonchik@ukr.net, Одеський національний університет імені І.І. Мечникова, м. Одеса

С. Г. Бушуєв, bsg1956@gmail.com, ДУ «Інститут морської біології НАН України, м. Одеса

Мета. Оцінити стан промислових запасів коропа (сазана) *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758), ляща *Abramis brama* (Linnaeus, 1758), тарані (плітки) *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758) і судака *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758) в Дністровському лимані.

Методика. Відбір іхтіологічних проб проводили в Дністровському лимані, використовуючи стандартні методи, згідно з «Методикою збору і обробки іхтіологічних і гідробіологічних матеріалів з метою визначення лімітів промислового вилову риби з великих водосховищ і лиманів України» (Київ, 1998) та «Методическими указаниями по оценке численности рыб в пресноводных водоемах» (Москва: ВНИИПРХ, 1990). Для лову риби використовували промислові знаряддя: зяброві сітки з розміром вічка 32–60 мм, частикові ятері (вічко 30–40 мм). Для опису стану запасів риби в Дністровському лимані використовували математичну модель BSM (Bayesian State-space Model).

Результати. Проведено аналіз сучасного стану основних промислових видів риби Дністровського лиману. Представлені результати оцінки запасів і їхньої промислової експлуатації. Зазначено, що показники вилову коропа в Дністровському лимані в останні роки мають тенденцію до зростання. Стан його запасу вважається відносно стабільним і значною мірою залежить від зариблення. Прогноз допустимого вилову коропа не повинен перевищувати 40 т. Експлуатація запасу ляща в останні роки була оптимальною; запас знаходиться у відносно задовільному стані. Вилов ляща не повинен перевищувати 120–150 т на рік. Експлуатація промислової частини популяції тарані в останні роки здійснювалася на рівні, близькому до оптимального. Прогноз її допустимого вилову визначено на рівні 45 т. Запас судака Дністровського лиману знаходиться у край неблагополучному стані. Прогноз його допустимого вилову не повинен перевищувати 5 т.

Наукова новизна. За результатами оцінки BSM представлено сучасний стан промислових запасів коропа, ляща, тарані та судака в Дністровському лимані.

Практична значимість. В роботі наведено рекомендовані прогнози допустимого вилову коропа, ляща, тарані і судака Дністровського лиману для оптимальної експлуатації їхніх промислових запасів.

Ключові слова: Дністровський лиман, оцінка запасу, рівень промислової експлуатації, прогноз допустимого вилову.

© С. М. Снігірьов, Є. Ю. Леончик, С. Г. Бушуєв, 2020

THE STATE OF COMMERCIAL STOCKS OF COMMON CARP (*CYPRINUS CARPIO* LINNAEUS, 1758), BREAM (*ABRAMIS BRAMA* LINNAEUS, 1758), ROACH (*RUTILUS RUTILUS* LINNAEUS, 1758) AND PIKEPERCH (*SANDER LUCIOPERCA* LINNAEUS, 1758) IN THE DNIESTER LAGOON IN 2000-2019

S. Snigirev, snigirev@te.net.ua, Odessa National I.I. Mechnikov University, Odessa

E. Leonchik, leonchik@ukr.net, Odessa National I.I. Mechnikov University, Odessa

S. Bushuiev, bsg1956@gmail.com, Institute of Marine Biology, National Academy of Sciences of Ukraine, Odessa

Purpose. Assessment of the commercial stocks of common carp (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758), bream (*Abramis brama* Linnaeus, 1758), roach (*Rutilus rutilus* Linnaeus, 1758) and pikeperch (*Sander lucioperca* Linnaeus, 1758) in the Dniester Lagoon in 2000-2019.

Methodology. Sampling was performed in the Dniester Lagoon using standard ichthyological methods "Metodiki zboru i obrobki ihtiologichnih i gidrobiologichnih materialiv z metoju viznachennja limitiv promislavogo viluchennja ryb z velikih vodoshovishh i limaniv Ukrainy" and «Metodicheskie ukazaniya po ocenke chislennosti ryb v presnovodnyh vodoemah». The fish stocks in the Dniester lagoon were assessed using the BSM (Bayesian State-space Model) module. The main advantage of BSM compared to other implementations of surplus production models is the focus on informative priors and the acceptance of short and incomplete (fragmented) catch-per-unit-of-effort (CPUE) data.

Findings. The paper presents the current state of the main commercial fish species, the results of stock assessment of the common carp, bream, roach and pike perch and their commercial exploitation in the Dniester Lagoon. The catch of common carp in the Dniester Lagoon has a tendency to increase in 2018-2019. The state of its stock is considered relatively stable and depends on artificial restocking. The forecast for the allowable catch of the common carp should not exceed 40 tons. The exploitation of bream stock was optimal within recent years. The stock of this species is in a relatively satisfactory condition. The bream catches should not exceed 120-150 tons per year. The commercial part of the roach population was exploited at a level close to optimal in recent years. The forecast of its allowable catch was determined as 45 tons. The pikeperch stock of the Dniester Lagoon is in extremely poor condition. The forecast for the allowable catch of pikeperch should not exceed 5 tons.

Originality. The presented research paper is an attempt of using the BSM for assessing the current state of the commercial stocks of the common carp, bream, roach and pikeperch in the Dniester Lagoon.

Practical value. This publication provides recommended forecasts of the allowable catch for optimal exploitation of the common carp, bream, roach, and pikeperch stocks of the Dniester Lagoon.

Keywords: Dniester Lagoon, stock assessment, level of commercial exploitation, forecast of allowable catch.

СОСТОЯНИЕ ПРОМЫСЛОВЫХ ЗАПАСОВ КАРПА (*CYPRINUS CARPIO* LINNAEUS, 1758), ЛЕЩА (*ABRAMIS BRAMA* LINNAEUS, 1758), ТАРАНИ (*RUTILUS RUTILUS* LINNAEUS, 1758) И СУДАКА (*SANDER LUCIOPERCA* LINNAEUS, 1758) В ДНЕСТРОВСКОМ ЛИМАНЕ В 2000–2019 ГГ.

С. М. Снигирев, snigirev@te.net.ua, Одесский национальный университет имени И.И. Мечникова, г. Одесса

Е. Ю. Леончик, leonchik@ukr.net, Одесский национальный университет имени И.И. Мечникова, г. Одесса

С. Г. Бушуев, bsg1956@gmail.com, ГУ «Институт морской биологии НАН Украины, г. Одесса

Цель. Оценить состояние промысловых запасов карпа *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758), леща *Abramis brama* (Linnaeus, 1758), тарани *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758) и судака *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758) в Днестровском лимане.

Методика. Отбор ихтиологических проб производили в Днестровском лимане, используя стандартные методы: «Методика збору і обробки іхтіологічних і гідробіологічних матеріалів з метою визначення лімітів промислового вилучення риб з великих водосховищ і лиманів України» (Київ, 1998) и «Методические указания по оценке численности рыб в пресноводных водоемах» (Москва: ВНИИПРХ, 1990). Для лова рыбы использовали промысловые орудия: жаберные сети с размером ячеи 32–60 мм, частиковые вентера (ячея 30–40 мм). Для описания состояния запасов рыб в Днестровском лимане использована математическая модель с программным модулем BSM (Bayesian State-space Model).

Результаты. Проведен анализ современного состояния основных промысловых видов Днестровского лимана. Представлены результаты оценки запасов и их промысловой эксплуатации. Определено, что показатели вылова карпа в Днестровском лимане в последние годы имеют тенденцию к росту. Состояние его запаса считается относительно стабильным и в значительной степени зависит от зарыбления. Прогноз допустимого вылова карпа не должен превышать 40 т. Эксплуатация запаса леща в последние годы была оптимальной; запас находится в относительно удовлетворительном состоянии. Вылов леща не должен превышать 120–150 т. Эксплуатация промысловой части популяции тарани в последние годы осуществлялась на уровне, близком к оптимальному. Прогноз ее допустимого улова определен на уровне 45 т. Запас судака Днестровского лимана находится в крайне неблагоприятном состоянии. Прогноз допустимого улова не должен превышать 5 т.

Научная новизна. По результатам оценки BSM представлено современное состояние промысловых запасов карпа, леща, тарани и судака в Днестровском лимане.

Практическая значимость. В работе приведены рекомендованные прогнозы допустимого улова карпа, леща, тарани и судака Днестровского лимана для оптимальной эксплуатации их промысловых запасов.

Ключевые слова: Днестровский лиман, оценка запаса, уровень промысловой эксплуатации, прогноз допустимого улова.

ПОСТАНОВКА ПРОБЛЕМИ ТА АНАЛІЗ ОСТАННІХ ДОСЛІДЖЕНЬ І ПУБЛІКАЦІЙ

Нижній Дністер і Дністровський лиман належать до числа найбільш вивчених водойм України. В останнє десятиліття дуже ретельно вивчено видовий склад іхтіофауни Нижнього Дністра [2, 12]. Низку публікацій присвячено стану водних біоресурсів і біологічним характеристикам основних промислових видів Нижнього Дністра [2, 6, 7]. За сучасними даними, цінні промислові біоресурси Нижнього Дністра і Дністровського лиману в результаті інтенсивної експлуатації знаходяться в напруженому стані [2, 6, 7, 12]. При цьому спостерігаються фауністичне збіднення і зміна структури іхтіоценозів, викликані зарегулюванням стоку р. Дністер, гідротехнічним перетворенням екосистеми, деградацією нерестовищ, загальним і локальним забрудненням вод, випадковою і цілеспрямованою інтродукцією агресивних видів-вселенців, інтенсифікацією промислу, розширенням нелегального, непідзвітного і нерегульованого рибальства (ННН-рибальства), неефективною системою регулювання рибальства [1, 2, 6, 7, 9]. У таких умовах особливо актуальними стають задачі раціонального

використання водних біоресурсів для їх збереження та відтворення.

ВИДІЛЕННЯ НЕВИРІШЕНИХ РАНІШЕ ЧАСТИН ЗАГАЛЬНОЇ ПРОБЛЕМИ. МЕТА РОБОТИ

Сучасні методи оцінки запасів з використанням математичних моделей дозволяють досить точно оцінити запас і рівень експлуатації рибних ресурсів. До теперішнього часу окремих робіт з дослідження стану запасів основних промислових видів риб у Дністровському лимані з використанням математичної моделі BSM (Bayesian State-space Model) [11] не було проведено.

Метою роботи є аналіз динаміки основних промислових ресурсів Дністровського лиману — оцінка сучасних запасів коропа, ляща, тарані та судака.

МАТЕРІАЛИ ТА МЕТОДИ

Матеріал збирали в Дністровському лимані в ході комплексних іхтіологічних робіт у 2000–2019 рр. Дослідження проводили на базі приватного рибодобувного підприємства «Калкан». Лов риби проводили стандартними ставними зябровими сітками з кроком вічка 32–60 мм, а також частиковими ятерями (вічко 30–40 мм). Біологічний аналіз виловленої риби проводили згідно з класичними іхтіологічними методиками [5]. Вік риби визначали за лускою (у коропових риб), за лускою і спилями грудного плавця (у судака) відповідно до стандартної методики [8]. Для дослідження стану запасів була використана математична модель BSM (Bayesian State-space Model) [10, 11], результатами якої є оцінка MSY (максимального врівноваженого вилову). В основу байєсівської моделі простору станів BSM покладено продукційне рівняння Шефера і стохастичний метод обчислення Монте-Карло. Вхідними даними були величини загальних уловів (за даними офіційної статистики за 2000–2019 рр.). Діапазон для зміни параметра стійкості до промислу (resilience) досліджуваних видів був обраний на підставі рекомендацій FAO [13]. Для побудови моделі також були використані дані з вилову на одне промислове зусилля (CPUE) (середній улов на одне знаряддя лову). Статистичну обробку даних проводили за загальноприйнятими методиками з використанням програм Microsoft Excel 2010.

РЕЗУЛЬТАТИ ДОСЛІДЖЕНЬ ТА ЇХ ОБГОВОРЕННЯ

У сучасних промислових умовах Нижнього Дністра і Дністровського лиману зареєстровано від 16 до 28 видів риб. Основу промислу на Дністровському лимані традиційно складають карась сріблястий, лящ, сазан (короп), тараня (плітка), судак звичайний та деякі інші види. Відповідно до даних офіційної статистики, величина загального вилову водних біоресурсів у період 2000–2019 рр., починаючи з 2013 р. по 2017 р., різко зросла з 547,9 до 2344,3 т за рік, та на даний час залишається високою — 2029,6 т (2018 р.) та 2576,5 т (2019 р.). Загальний вилов риби в період 2015–2019 рр. був більшим, ніж зареєстровані улови за всі попередні роки. В результаті успішного застосування закидних неводів в лимані значно збільшився вилов карася сріблястого, на частку якого припадає 80% від загального вилову риби в лимані. За даними офіційної статистики, у 2000–2019 рр. річний обсяг вилову коропа в Дністровському лимані знаходився в межах 4,7–44,2 т. У 2018–2019 рр., в порівнянні з попередніми, вилов збільшився практично в 1,5 раза. Істотне зростання обсягів вилову пов'язано з певним

збільшенням обсягів зариблення коропа. В уловах 2018–2019 рр. домінували особини коропа у віці 3+ (42,9–45,0% загальної кількості виловлених особин). Річний обсяг видобутку ляща в 2000–2019 рр. знаходився в межах 115,5–186,3 т. У 2018 і 2019 рр. було виловлено 124,7 і 168,7 т відповідно. Коливання обсягів вилову ляща пов'язані, перш за все, з ефективністю його нересту, що, в свою чергу, залежить від ступеня обводнення нерестовищ в басейні Дністра. За даними 2018–2019 рр., в промислових уловах домінували особини ляща у віці 2+ (30,0–35,1%) і 3+ (30,8–34,7%). Величина річного улову тарані у 2000–2019 рр. варіювала від 16,5 до 70,0 т. Обсяг вилову тарані в 2017–2019 рр. коливався в межах 38,6–47,9 т, і був дещо вищим, ніж в попередні 2015–2016 рр. (26,7–28,6 т). У вибірках з промислових уловів в 2018–2019 рр. домінували особини тарані у віці 4+ (до 40,0%). З 2007 р. обсяги вилову судака неухильно знижувалися з 29,7 до 4,1 т у 2018 р. У 2019 р. вилов його дещо збільшився до 8,4 т. Значне скорочення уловів судака в Нижньому Дністрі зумовлено низкою чинників, серед яких найбільш негативний вплив на стан популяції судака справляють ННН-рибальство, посилення промислового навантаження і збільшення масштабів аматорського вилову риби.

Відповідні значення промислової біомаси B_{MSY} та коефіцієнта промислової смертності F_{MSY} , а також поточні значення біомаси B_{2019} та коефіцієнта промислової смертності F_{2019} досліджуваних видів риб наведено у таблиці 1. Ці величини використовуються для оцінки відносного поточного розміру запасу B_{2019}/B_{MSY} і рівня експлуатації F_{2019}/F_{MSY} .

Таблиця 1. Результати оцінки запасу та рівня експлуатації основних промислових видів риб Дністровського лиману за моделлю BSM

Table 1. The results of the assessment of the stock and level of exploitation of the main commercial fish species of the Dniester estuary according to the model BSM

Вид риб / Species of fish	Показники / Indicators						
	MSY, т / MSY, т	B_{2019} , т / B_{2019} , т	B_{MSY} , т / B_{MSY} , т	B_{2019}/B_{MSY}	F_{2019}	F_{MSY}	F_{2019}/F_{MSY}
<i>Cyprinus carpio</i>	27,6	192	135	1,42	0,217	0,204	1,06
<i>Abramis brama</i>	159	1010	1020	0,99	0,167	0,156	1,08
<i>Rutilus rutilus</i>	38,4	265	252	1,05	0,146	0,153	0,95
<i>Sander lucioperca</i>	9,0	23,7	195	0,12	0,355	0,048	30,4

За результатами аналізу BSM у 2000–2019 рр., біомаса запасу B_{2019} коропа Дністровського лиману приблизно у півтора рази перевищувала значення B_{MSY} (табл. 1). Рівень експлуатації тільки у 2018–2019 рр. незначно перевищив оптимальний (рис. 1). Це свідчить про те, що запас знаходиться у відносно стабільному стані лише завдяки збільшенню обсягів зариблення в останні роки. Відповідно до розрахунків, прогноз допустимого вилову коропа не повинен перевищувати 40 т. Вилов ляща впродовж 2000–2019 рр. коливався близько до значення MSY, а улов на зусилля залишався приблизно на однаковому рівні. За результатами BSM, експлуатація запасу ляща була оптимальною. Але, враховуючи, що основу вилову 2018–2019 рр. складали особини ляща, які не

досягли статевої зрілості, експлуатація даного виду в останні роки здійснювалася у край нерациональному режимі. Надмірний вилов нестатевозрілих особин може призвести до зниження чисельності маточного стада ляща та, як наслідок, до зниження ефективності його нересту — зменшення чисельності групи поповнення. Тому можна вважати, що запас знаходиться у відносно задовільному стані (рис. 1). Вилов цього виду риб в Дністровському лимані за оптимальних показників промислового використання не повинен перевищувати 120–150 т.

Рис. 1. Стан запасу коропа, ляща, тарані та судака у Дністровському лимані в 2000–2019 рр.

Fig. 1. The stock status of carp, bream, ram and pike perch in the Dniester estuary in 2000–2019.

Вилов тарані у 2000–2001 рр. значно перевищував оптимальний, що призвело до зниження біомаси. Але з 2002 р. експлуатація здійснювалася на рівні, близькому до оптимального. Внаслідок цього відбулося відновлення популяції. У 2017–2019 рр. спостерігалось як зростання загального вилову, так і улову на зусилля тарані. Прогноз її допустимого вилову визначено на рівні 45 т. Протягом 2005–2013 рр. вилов судака значно перевищував значення MSY. Це призвело до суттєвого скорочення запасу. У наступні роки значно знизився як загальний

вилов, так і улов на одне промислове зусилля. Нині запас судака знаходиться у вкрай неблагополучному стані, оскільки величина біомаси є нижчою, ніж критичне значення $B_{pa} = 0,5 \cdot B_{MSY}$. Враховуючи можливість поповнення промислового запасу судака Дністровського лиману за рахунок особин цього виду риб з р. Дністер та її притоку р. Турунчук, рівень експлуатації судака може бути вище, ніж рекомендовано BSM. Прогноз допустимого вилову судака у лимані не повинен перевищувати 5 т.

ВИСНОВКИ ТА ПЕРСПЕКТИВИ ПОДАЛЬШОГО РОЗВИТКУ

Показники вилову коропа в Дністровському лимані в останні роки мають тенденцію до зростання, але чисельність статевозрілих особин старших вікових груп цього виду в лимані залишається незначною. Відповідно до досліджень, його стан вважається відносно стабільним і значною мірою залежить від зариблення. Прогноз допустимого вилову коропа не повинен перевищувати 40 т. Згідно з проведеними розрахунками, експлуатація запасу ляща останніми роками була оптимальною; його запас знаходиться у відносно задовільному стані. Вилов ляща в Дністровському лимані за оптимальних показників промислового використання не повинен перевищувати 120–150 т. Експлуатація промислової частини популяції тарані останніми роками здійснювалася на рівні, близькому до оптимального. Прогноз її допустимого вилову визначено на рівні 45 т. Щорічне зниження показників вилову судака в період 2007–2018 рр. свідчить, що елімінація внаслідок природної і промислової смертності не компенсується поповненням. Запас судака Дністровського лиману знаходиться у вкрай неблагополучному стані. Прогноз допустимого вилову не повинен перевищувати 5 т.

ПОДЯКА

Автори висловлюють велику вдячність Чернозубу Віктору Васильовичу — керівнику приватного підприємства «Калкан», а також всім рибалкам підприємства за допомогу в проведенні науково-дослідних робіт, зборі іхтіологічного матеріалу, а також за усні повідомлення про стан промислу на Дністровському лимані.

ЛІТЕРАТУРА

1. Предварительная оценка прессинга любительского лова на рыбные запасы Нижнего Днестра / Булат Дн. и др. // Hydropower impact on river ecosystem functioning : Междунар. конф. : матер. Тирасполь, 2019. С. 35—39.
2. Днестр без границ. Результаты проекта «Трансграничное сотрудничество и устойчивое управление в бассейне реки Днестр: Фаза III – Реализация программы действий («Днестр-III») / Бушуев С. Г. и др. // Доклад проекта ЕЭК ООН/ОБСЕ/ЮНЕП. Кишинев : ENVSEC, 2013. 172 с.
3. Методика збору і обробки іхтіологічних і гідробіологічних матеріалів з метою визначення лімітів промислового вилову риб з великих водосховищ і лиманів України / Озінковська С. П. та ін. Київ : ІРГ УААН, 1998. 47 с.
4. Методические указания по оценке численности рыб в пресноводных водоемах / сост. Ю. Т. Сечин. Москва : ВНИИПРХ, 1990. 50 с.

5. Правдин И. Ф. Руководство по изучению рыб (преимущественно пресноводных). Москва : Пищевая промышленность, 1966. 375 с.
6. Снигирев С. М. Динамика уловов и современное состояние запасов карася серебряного *Carassius gibelio* (Bloch, 1782) и леща *Abramis brama* (Linnaeus, 1758) в Днестровском лимане 2004–2014 гг. // Гидробиологический журнал. 2016. Т. 52, № 3. С. 35–44.
7. Снигирев С. М. Динамика уловов судака *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758) и щуки *Esox lucius* Linnaeus, 1758 Нижнего Днестра 2007–2016 гг. // Transboundary Dniester river basin management: platform for cooperation and current challenges : Междунар. конф., 26-27 окт. 2017 г : матер. Тирасполь : Есо-TIRAS, 2017. С. 347–351.
8. Чугунова Н. И. Руководство по изучению возраста и роста рыб. Москва : АН СССР, 1959. 164 с.
9. Шекк П. В. Особенности формирования ихтиофауны Днестровского и Шаболатского лиманов в условиях их антропогенной трансформации // Биоразнообразие и факторы, влияющие на экосистемы бассейна Днестра : Междунар. конф., 16-17 ноября 2018 г. : матер. Тирасполь, 2018. С. 225–230.
10. Generic harvest control rules for European fisheries / Froese R. et al. // Fish Fish. 2011. Vol. 12 (3). P. 340–351.
11. Estimating fisheries reference points from catch and resilience / Froese R. et al. // Fish and Fisheries. 2017. Vol. 18 (3). P. 506–526.
12. Hydrology and parasites: what divides the fish community of the Dniester Estuary into three? / Snigirov S. et al. // Estuarine, Coastal and Shelf Science. 2019. Vol. 217. P. 120–131.
13. FishBase. URL : <http://www.fishbase.org>.

REFERENCES

1. Bulat, Dn., et al. (2019). Predvaritel'naya otsenka pressinga lyubitelskogo lova na ryibnyie zapasyi Nizhnego Dnestra. *Hydropower impact on river ecosystem functioning: materialy mezhdunarodnoy konferentsii, Otktyabr 08-09.2019*. Tiraspol, 35-39.
2. Bushuev, S. G., et al. (2013). Dnestr bez granits. Rezultaty proekta «Transgranichnoe sotrudnichestvo i ustoychivoe upravlenie v bassejne reki Dnestr: Faza III – Realizatsiya programmy deystviy («Dnestr-III»). *Doklad proekta EEK OON/OBSE/YuNEP*. Kishinev: ENVSEC, 172.
3. Ozinkovska, S. P., Erko, V. M., Kohanova, G. D., et al. (1998). *Metodika zboru i obrobki ihtiologichnih i gidrobiologichnih materialiv z metoyu viznachennya limitiv promislavogo viluchennya rib z velikih vodoshovich i limaniv Ukrayini*. Kyiv: IRG UAAN.
4. Sechin, Yu. T., et al. (Comp.). (1990). *Metodicheskie ukazaniya po otsenke chislennosti ryib v presnovodnyih vodoemah*. Moskva: VNIIPRH.
5. Pravdin, I. F. (1966). *Rukovodstvo po izucheniyu ryib (preimuschestvenno presnovodnyih)*. Moskva: Pischevaya promyshlennost.
6. Snigirev, S. M. (2016). Dinamika ulovov i sovremennoe sostoyanie zapasov karasya serebryanogo *Carassius gibelio* (Bloch, 1782) i lescha *Abramis brama* (Linnaeus, 1758) v Dnestrovskom limane 2004-2014 gg. *Gidrobiologicheskij zhurnal*, 52(3), 35-44.

7. Snigirev, S. M. (2017). Dinamika ulovov sudaka Sander lucioperca (Linnaeus, 1758) i schuki *Esox lucius* Linnaeus, 1758 Nizhnego Dnestra 2007-2016 gg. *Transboundary Dniester river basin management: platform for cooperation and current challenges: materialy mezhdunarodnoy konferentsii*, 26-27 oktyabrya 2017 g. Tiraspol: Eco-TIRAS, 347-351.
8. Chugunova, N. I. (1959). *Rukovodstvo po izucheniyu vozrasta i rosta ryib*. Moskva: AN SSSR.
9. Shekk, P. V. (2018). Osobennosti formirovaniya ihtiofaunyi Dnestrovskogo i Shabolatskogo limanov v usloviyah ih antropogennoy transformatsii. *Bioraznoobrazie i faktoryi, vliyayushchie na ekosistemyi basseyna Dnestra: materialy mezhdunarodnoy konferentsii*, Noyabr 16-17.2018. Tiraspol, 225-230.
10. Froese, R., Branch, T.A., Proelß, A., Quaas, M., Sainsbury, K., & Zimmermann, C. (2011). Generic harvest control rules for European fisheries. *Fish Fish.*, 12 (3), 340-351.
11. Froese, R., Demirel, N., Coro, G., Kleisner, K., & Winker, H. (2017). Estimating fisheries reference points from catch and resilience. *Fish and Fisheries*, 18 (3), 506-526.
12. Snigirov, S., Kvach, Iu., Goncharov, Al., Sizo, R., & Sylantyev, S. (2019). Hydrology and parasites: what divides the fish community of the Dniester Estuary into three? *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 217, 120-131.
13. FishBase. *fishbase.org*. Retrieved from <http://www.fishbase.org>.

CULTIVATION OF DIPTEROUS (*DIPTERA* LINNAEUS, 1758) INSECTS, SUCH AS FRUIT FLIES, SYNANTHROPIC FLIES LARVAE AND CHIRONOMIDS LARVAE FOR FISH FEEDING (REVIEW)

N. Kolesnyk, kolenataleo@gmail.com, Institute of Fisheries, NAAS, Kyiv

M. Simon, seemann.sm@gmail.com, Institute of Fisheries, NAAS, Kyiv

O. Marenkov, gidrobions@gmail.com, Oles Honchar Dnipro National University, Dnipro

O. Nesterenko, nefesst@gmail.com, Oles Honchar Dnipro National University, Dnipro

Purpose. To analyze a selection of professional literature and summarize the information on the specifics of cultivation of fruit fly, synanthropic flies larvae (maggots) and Chironomids larvae (bloodworms) for use in fish feeding. To consider the features of their biology, as well as opportunities and prospects for their use as forage objects in aquaculture.

Findings. This work contains a brief review of the main biotechnological steps of cultivation of the above-mentioned dipterous insects for the subsequent fish feeding. The study presents features of the production features of different species of such families as *Drosophila*, synanthropic flies and chironomids. The presented cultivation technologies for these three families, both in small quantities for the needs of private individual and large quantities for the needs of legal entities. The optimal conditions for the development of these insects as well as the basic principles for feeding them to fish are presented. Data on the nutritional value of fruit flies, synanthropic flies and chironomids larvae are presented.

Practical significance. This work gives recommendations on compliance with the veterinary and sanitary requirements for the cultivation of these forage organisms. The summarized information will be useful for researchers who are exploring ways to optimize fish feeding as well as for aquarists. The cultivation technology for fruit flies, synanthropic flies and chironomids larvae optimal both for fish farms of different types of aquaculture and private individuals is presented. Obtaining zoohumus as a valuable cultivation by-product provides the opportunity for additional revenue and integrated development.

Keywords: *Drosophila* (*Drosophilidae*), larvae of synanthropic flies, larvae of chironomids (*Chironomidae*), fish feeding, aquaculture, aquarium, fed organisms, zoohumus.

КУЛЬТИВУВАННЯ ДВОКРИЛИХ (*DIPTERA* LINNAEUS, 1758) КОМАХ — ДРОЗОФІЛ, ЛИЧИНОК МУХ ТА ХІРОНОМІД — ДЛЯ ГОДІВЛІ РИБ (ОГЛЯД)

Н. Л. Колесник, kolenataleo@gmail.com, Інститут рибного господарства НААН України, м. Київ

М. Ю. Симон, seemann.sm@gmail.com, Інститут рибного господарства НААН України, м. Київ

© N. Kolesnyk, M. Simon, O. Marenkov, O. Nesterenko, 2020

О. М. Маренков, gidrobions@gmail.com, Дніпровський національний університет імені Олеся Гончара, м. Дніпро

О. С. Нестеренко, nefesst@gmail.com, Дніпровський національний університет імені Олеся Гончара, м. Дніпро

Мета. Проаналізувати масив спеціальної літератури та узагальнити отриману інформацію щодо специфіки культивування дрозophil (Drosophilidae), личинок синантропних мух (опаришів) та хірономід (мотиля) для використання їх в годівлі риб. Розглянути особливості їхньої біології, а також можливості і перспективи використання в якості кормових об'єктів в аквакультурі.

Результати. Дана робота містить короткий огляд основних біотехнологічних ланок культивування вищезазначених двокрилих комах з метою наступного згодовування рибам. Розглянуто особливості продукційних характеристик різних видів представників родин дрозophil, синантропних мух та хірономід. Представлені технології культивування цих трьох родин як у малих кількостях для потреб фізичних осіб, так і у великих — для потреб юридичних осіб. Викладено оптимальні умови для розвитку даних комах, а також основні засади їх згодовування рибам. Наведено дані стосовно поживної цінності дрозophil, личинок синантропних мух та хірономід. Надано рекомендації стосовно дотримання ветеринарно-санітарних вимог при культивуванні цих кормових організмів.

Практична значимість. Масив узагальненої інформації буде корисним для науковців, які досліджують шляхи оптимізації годівлі риб, та акваріумістів. Представлена технологія культивування дрозophil, личинок синантропних мух та хірономід оптимальна для рибницьких господарств різних типів ведення аквакультури та фізичних осіб. Отримання зоогумусу в якості цінного побічного продукту культивування надає можливість отримання додаткового прибутку та інтегрованого розвитку.

Ключові слова: дрозophil (Drosophilidae), личинки синантропних мух, личинки хірономід (Chironomidae), годівля риб, аквакультура, акваріумістика, кормові організми, зоогумус.

КУЛЬТИВИРОВАНИЕ ДВУКРЫЛЫХ (DIPTERA LINNAEUS, 1758) НАСЕКОМЫХ — ДРОЗОФИЛ, ЛИЧИНОК МУХ И ХИРОНОМИД — ДЛЯ КОРМЛЕНИЯ РЫБ (ОБЗОР)

Н. Л. Колесник, kollesnik@if.org.ua, Інститут рибного господарства НААН України, г. Київ

М. Ю. Симон, seemann.sm@gmail.com, Інститут рибного господарства НААН України, г. Київ

А. Н. Маренков, gidrobions@gmail.com, Днепропетровский национальный университет имени Олеся Гончара, г. Днепр

О. С. Нестеренко, nefesst@gmail.com, Днепропетровский национальный университет имени Олеся Гончара, г. Днепр

Цель. Проанализировать массив специальной литературы и обобщить полученную информацию о специфике культивирования дрозophil (Drosophilidae), личинок синантропных мух (опарышей) и хирономид (мотыля) для использования их в кормлении рыб. Рассмотреть особенности их биологии, а также возможности и перспективы использования в качестве кормовых объектов в аквакультуре.

Результаты. Данная работа содержит краткий обзор основных биотехнологических звеньев культивирования вышеупомянутых двукрылых насекомых с целью последующего скармливания рибам. Рассмотрены особенности продукционных характеристик различных видов представителей семейств дрозophil, синантропных мух и хирономид. Представлены

технологии культивирования этих трех семейств как в малых количествах для нужд физических лиц, так и в больших — для нужд юридических лиц. Изложены оптимальные условия для развития данных насекомых, а также основные принципы их скормливания рыбам. Приведены данные о питательной ценности дрозофил, личинок синантропных мух и хирономид. Даны рекомендации по соблюдению ветеринарно-санитарных требований при культивировании этих кормовых организмов.

Практическая значимость. Массив обобщенной информации будет полезным для ученых, исследующих пути оптимизации кормления рыб и аквариумистов. Представленная технология культивирования дрозофил, личинок синантропных мух и хирономид оптимальна для рыбоводных хозяйств различных типов ведения аквакультуры и физических лиц. Получение зоогуруса в качестве ценного побочного продукта культивирования предоставляет возможность получения дополнительной прибыли и интегрированного развития.

Ключевые слова: дрозофилы (*Drosophilidae*), личинки синантропных мух, личинки хирономид (*Chironomidae*), кормление рыб, аквакультура, аквариумистика, кормовые организмы, зоогурус.

PROBLEM STATEMENT AND ANALYSIS OF LAST ACHIEVEMENTS AND PUBLICATIONS

Dipteran is one of the largest orders of insects, which consists of more than 240 thousand species of mosquitoes, black flies, midges, gadflies, flies, botflies, etc., but only less than a half of them is thoroughly researched by scientists. It should be emphasized that in ecological sense, medical and economic values they are one of the most important groups of insects [1-3]. Important features of an order of Dipteran are the presence of one pair of wings (the second pair of wings are represented by balancer) and complete metamorphosis. Going forward, we will consider the following representatives of this order, which are widely used in aquaculture, due to their high nutritional value (primarily high protein content): fruit flies, flies larvae (maggots) and chironomids larvae (bloodworms).

STUDY RESULTS AND THEIR DISCUSSION

Family of fruit flies (*Drosophilidae*) is well known to mankind, and its members belong to the suborder of brachyceran (*Brachicera*) Dipteran (*Diptera*) insects. Among them the most well-known species, which is widely used in human activities is a common fruit fly or vinegar fly (*Drosophila melanogaster*). It was referred to the genus *Drosophila* morphologically, while modern genetic studies refer it to the genus *Sophophora* [1,4]. *Drosophila funebris* is morphologically close to a common fruit fly. It differs from a common fruit fly in larger size (3–4 mm). In addition to *Drosophila funebris*, surprisingly similar species are *Drosophila histrio* and *Drosophila trivittata* [5, 6]. Common fruit fly is a small gray or yellowish-gray fly, with transverse black rings across the abdomen, with a body length of 1.5 to 3 mm. Its body consists of the head, thorax (prothorax, mesothorax and metathorax) and abdomen [7]. Sexual dimorphism is strongly marked. The female weighs about 1.5 mg, while the male weighs 0.8 mg [5, 7, 8]. *Drosophila melanogaster* in its development passes three stages, common for all *Dipterous* insects: eggs, larvae and imago, that is, it is characterized by a complete metamorphosis [1, 9].

Cultivation of fruit flies is relatively simple and does not require significant costs. Usually, on the Ukrainian market, there are two most common species – *Drosophila*

melanogaster and *Drosophila hydei*, and there may be other above-mentioned species [6, 9, 10]. However, the method of their cultivation is common, and the nutritional value is almost the same (table 1):

Table 1. Nutritional value of fruit flies of species *Drosophila melanogaster* and *Drosophila hydei*

Nutrient	Species	
	<i>D. melanogaster</i>	<i>D. hydei</i>
Humidity, %	74	71
Dry matter, %	1.7	2.1
Chitin, %	3.4	4.3
Protein, %	17.8	18.3
Lipids, %	5.3	6.2
Ash, %	1.7	1.7
kcal	5.12	5.12
The ratio of Ca to total P, %	27.8	49.6
Na, %	0.42	0.42
Mg, %	0.08	0.08
K, %	1.06	1.06
Cu, %	18	18
Fe, ppm	1.38	1.38
Zn, ppm	171	171
Mn, ppm	39	39
Se, ppm	0.07	0.07

The main difference between them is the size of the adult and the duration of the life cycle. *D. hydei* is the biggest one, the size of imago is around 3 mm, whereas *D. melanogaster* reaches a smaller size of about 1.5 mm. *D. melanogaster* passes the way from the egg to the larva and then to the adult fly in about two weeks (depending on the temperature and nutrient medium), and just hatched individuals can be eaten in 24 hours. *D. hydei* develops more slowly, his cycle takes about 30 days [7, 8, 11, 12]. Mostly flightless *Drosophila* are used (wingless forms), which can be bought at reptiles suppliers, in dedicated companies, and in some pet stores. Wingless forms (vestigial) are more convenient for cultivation, because it reduces the chance of their spread around the room, but the winged forms are convenient in that they themselves are able to move from the container for cultivation to the aquarium, where fish eat them. Flightless forms have underdeveloped wings, so these individuals cannot fly, only crawl. However, they can jump and are not afraid of heights. This is a pure line, that is, in future generations will be born only "wingless" fruit flies, however, if wild individual appear in such a culture, its descendants will be winged [13, 14]. In the cultivation of flies, there is a need for their cold treatment (placing container for cultivation in the refrigerator) or ether treatment. Ether treatment is carried out as follows: cotton wool or cloth soaked in it is applied to the hole in the container, which is kept on its side, so that the flies do not fall on the feed, which they can stick to. Tapping on the walls, the flies are poured into the lower part of the container. After that, they are swept away with a

feather into a new container [13–15]. General requirements for any method of cultivation of fruit flies are: optimum temperature is 20–24°C. Elevated temperature (above 30°C) leads to sterility, and at a temperature below 18°C the life cycle slows down; humidity of 70–80%; a constant flow of air; change of lighting (day/night); it is necessary to make sure that the imago is able to sit on the land, because they often drown. For this purpose, a crumpled sheet of paper is perfect; if a black mold appeared in the container with insects, the entire colony should be destroyed. Green or blue mold in small quantities will not harm the colony. Cider vinegar can be used as a mold inhibitor; as the culture matures, small (difficult to see with the naked eye) ticks may appear and cause growth retardation, and subsequently the death of flies. It is recommended to use anti-tick paper, which is usually sold in rolls. The sheet, placed in a container for cultivation should prevent the appearance of ticks; when the producing capacity decreases, the substrate must be added or the temperature and humidity must be adjusted; the culture is replaced with a new one after a few months of cultivation; amount of about 20 flies per a volume of 500 ml is optimal. If placing more, there may be a shortage of food and hatch of abnormally small larvae. For a volume of 3 liters the maximum allowable amount of imago is 3000 [1, 5, 13–16]. Following items can be used as the substrate for the cultivation of fruit flies: pieces of apples, pears, bananas, dried fruits, jams, sweet cereals cooked on water (pearl barley, millet, rice) [7, 10, 11]. In case of preparation of a large amount of substrate, its excess can be frozen and used later if necessary [1]. The main recipes of nutritious (water in all recipes can be effectively replaced by $\frac{1}{4}$ beer, it accelerates the reproduction of fruit flies) substrates are:

1) water — 1 l, wheat farina or wheat flour — 110 g, baker's yeast — 30 g, agar or gelatin — 10 g, sugar or beet juice — 30 g, nipagin or monomycin — 5 ml. The yeast should be stirred in water and slightly boiled, then agar-agar, sugar and cereals should be added. Then the mixture is made dense so that it is not too liquid, but rather easily poured into a container for cultivation. After cooling to 60°C nipagin or monomycin or 100 ml of the alcoholic solution methyl hydroxide is added. Then it is cooled to a gel state and sprayed with a suspension of yeast;

2) water — 1 l, wheat farina or wheat flour — 38 g, baker's yeast — 60 g, raisins — 40 g (or 50 ml of molasses), agar-agar or gelatin — 10–12 m, propionic acid — 0.8 ml. The yeast should be stirred in water and slightly boiled, then all other ingredients are added and simmered for 1.5 hours. The mixture is then cooled to 60°C and propionic acid is added and mixture is poured into a container for cultivation. After hardening, it is necessary to spray it with a spray suspension of yeast;

3) water — 500 ml, carrots — 400 g, honey or sugar — 70 g, baker's yeast — 5 g. Chopped carrots are mixed with other ingredients until smooth. Larvae acquire orange color and improve the color of fish;

4) water — $\frac{1}{2}$ cup; sugar — $\frac{1}{2}$ tablespoon (30 g); milk powder — 1 tablespoon; soluble mashed potatoes — 4–6 tablespoons; baker's yeast — 5–15 granules (Harvey Peterson nutrient substrate). First, dissolve the sugar in warm water. Then pour the milk powder and stir well. Add soluble mashed potatoes, its amount will depend on the level of humidity for the culture, and on its ventilation. If the amount of mashed potatoes is insufficient the environment will be too wet, in this case, it will be difficult to get flies. If adding too much mashed potatoes the environment will dry, the fruit flies will not breed.

5) oat flakes — 100 g, corn flour — 40 g, raisins — 3 tablespoons, sugar — 3 tablespoons. Raisins are chopped in a coffee grinder, mixed with oat flakes. The mixture is boiled in a small amount of water to obtain a mushy mass. When it is cooled, about 25 g of grated yeast or half as dry yeast is added.

6) water — 1 cup, vinegar — 1 cup, solution of mashed potatoes — 1 cup, brewers' yeast — $\frac{1}{2}$ cup, banana — 1, grapefruit juice concentrate — $\frac{1}{2}$ cup, applesauce — 400 ml, honey or molasses — $\frac{1}{8}$ cup. It is necessary to boil, stirring, a banana, concentrate, mashed potatoes and honey or molasses. After cooling the mixture to 60°C, the remaining components are introduced into it: water, vinegar, yeast and applesauce (Power Mix nutrient substrate) [1, 12, 16, 17].

The four main methods of cultivation of flying and non-flying *Drosophila* are following:

1) Cultivation in the jar. A jar of capacity of 2–3 liters, covered with a plastic lid is used. In a lid it is necessary to make an opening with the closing device. The advisable substrate layer should not exceed 1–5 cm. The culture of *Drosophila* is placed there it can be obtained independently. After filling a jar with a substrate it is left open for a while. Usually after 2–3 days it is possible to find adult insects that fly to the smell of rotting fruit. After the culture is placed into the substrate and the jar is closed, 15–20 cm long capron bag is put on its lid, which is tightened on the jar neck with a rubber ring. The mesh size of capron should be no more than 0.5 mm. Humidity in such an incubator should not be excessive, so the device closing the window in the lid should be open. After 5–7 days flies or larvae can be used for fish feeding. For this purpose, the hole on the lid should be opened when capron bag is on the jar neck. Then the incubator is several times shaken, fruit flies fly over the substrate and of the walls and get into the bag. When the required number of flies is in the bag, the opening in the lid is closed. Tapping on the bottom of the bag with a finger, the flies are driven into its upper part, and the lower part of the bag is twisted and removed from the jar. Together with the collected insects, it is placed under cold water and moistened abundantly. They get wet and under the influence of water temperature fall into a temporary stupor. In this form, they are transferred to the aquarium with tweezers. Another way of fish feeding in the cultivation of *Drosophila* in banks provides 2 holes in the lid. One opening necessary for gas exchange should be closed with gauze or nylon fabric with a mesh size of not more than 0.5 mm. In the second hole hose or glass tube is inserted, which opposite end is fixed in the hole in the lid of the aquarium. If this "tunnel" is not very long, fruit flies will constantly crawl into the aquarium through it, and fall to the surface of the water, feeding the fish. Yields from one jar of 3l capacity is 100–300 flies per 2–3 days;

2) cultivation in containers. Small flat containers are used. A cotton swab can be used as a lid. Fabric screen fixed with wire is more suitable for large containers. It is also convenient to use special plastic containers for keeping insects. Such containers are sold with holes covered with thin paper. They are well ventilated and easy to clean, so they can be used several times. Adults lay eggs directly into the nutrition substrate, where the larvae develop. Often the larvae crawl on the inner surface of the lid, and they can be easily shaken out into the aquarium. It should be noted that they fly quickly in different directions when opening a container. After 10–15 days after placing the breeders, harvesting can be begun. If the nutrient substrate is dry, the flies can be simply shaken out of the container. But if it remains liquid, it is necessary to remove the lid of the container, thereby allowing the fruit flies to crawl out of hiding;

3) cultivation in test tubes — glass or plastic test tubes 30–40 mm wide and 100 mm high, closed with cotton and gauze or foam plugs are convenient;

4) cultivation in plastic bottles — their upper part is cut off, and closed with fine-porous nylon mesh [1, 12, 13, 18].

Fish Feeding With Fruit Flies. Many species of aquarium fish eagerly consume insects that have fallen to the surface of the water. For some fish species, such as butterflyfish, or pantodon (*Pantodon buchholzi*) or Banded Archerfish (*Toxotes jaculatrix*), they are the main element of nutrition [8, 11]. Other species for successful spawning require winged insects, for example, the CongoTetra (*Phenacogrammus interruptus*) and long-finned Tetra (*Brycinus longipinnis*) [14, 18]. For some species of fish, this kind of food even stimulates fertility, for example, in representatives of the genus *Carnegiella*. Larvae of *Drosophila* is a favorite food for tropical fish, but as the main feed they cannot be used because in large quantities they cause digestive problems. If the fish do not eat the moving food, the drosophile is put for a few minutes in the freezer, and then added to the aquarium. Uneaten individuals stay on the water surface for 2–3 hours, then get wet and sink to the bottom [4, 6–8].

Synanthropic Flies Larvae (Maggots). The life cycle of flies, which are used for the cultivation of larvae are in general similar to that for all of *Diptera* order insects (tab. 2) [23–25].

Table 2. Life cycle of blow flies (*Calliphoridae* and *Sarcophagidae*) at 27°C and 50% relative humidity

Species	Number of generations	The duration of the development stage						
		hours					days	
		egg	larva			pro pupa	pupa	total to imago
			1	2	3			
<i>Sarcophada cooley</i>	29	—	24	18	48	96	9	16
<i>Sarcophaga shermani</i>	28	—	24	18	48	96	9	16
<i>Sarcophaga bullata</i>	18	—	26	18	54	112	12	17
<i>Phormia regina</i>	23	16	18	11	36	84	6	11
<i>Protophormia terranova</i>	27	15	17	11	34	80	6	11
<i>Lucilia sericata</i>	29	18	20	12	40	90	7	12
<i>Eucalliphora lilaea</i>	27	22	22	14	36	92	6	13
<i>Cynomyopsis cadaverina</i>	17	19	20	16	72	96	9	18
<i>Calliphora vomitoria</i>	5	26	24	48	60	360	14	23
<i>Calliphora vicina</i>	5	24	24	20	48	128	11	18
<i>Calliphora terranova</i>	4	25	28	22	44	144	12	20

Fly larvae or maggots is a popular name for the larvae of synanthropic (found especially comfortable conditions next to the human) flies of the superfamily *Oestroidea* which are used in animal breeding, crop production, and medicine [2, 19, 20]. The representatives of this superfamily are members of *Diptera* order (*Diptera*) of insects from *Brachycera* suborder. More than 12,000 species of them are known and found around the world [1, 3, 21]. Larvae of three families of flies are usually used for

cultivation: flesh fly sarcophagids (*Sarcophagidae*) — larva is up to 25 mm long, trade name is "Gordin"; muscid flies (*Muscidae*), most often it is a house fly (*Musca domestica*); blowflies (*Calliphoridae*) most common among which is: common greenbottle (*Lucilia caesar*). The larva is the smallest among other, pink, brand name is "pinky"; seabirdbluebottle (*Calliphora uralensis*) or *Calliphora terraenovae*. The larva is about 10 mm long, a trade name is "maggot"; bluebottle fly (*Calliphora vomitoria*), larva is 12-15 mm long [11, 14, 22, 23].

Cultivation of synanthropic flies larvae in large (in specialized premises) and small (in conditions close to home) quantities has almost no differences, it uses the process of rotting food residues. It is enough to place several pieces of meat or other food residues in a warm room, where flies are inside, so that in a week it is possible to collect larvae suitable for feeding fish [22, 23, 25]. The main technical requirements for the premises for the cultivation of fly larvae are following: temperature regime: 23–25°C constantly, temperature fluctuations effect negatively on the size of larvae, 30–32°C leads to their adaptation in a number of generations and further reduction (4–5 days) in the duration of biological population development; humidity should be 50–70%; air exchange in the room is necessary, as ammonia, which is released by larvae is toxic and unpleasant; darkened lighting [23, 26]. The quality of fly larvae depends on three factors: food (the best is protein-rich food); stages of development (early stage: the larva is soft and not large, but long stored; optimal: the larva is large and well stored; late: the larvae are dry and pupate quickly); family and species of flies [1, 27, 28]. Laboratory populations of imago survive the whole year without passing diapause (the state of physiological inhibition of metabolism and stopping forming processes). The life span of fertilized imago is 20–25 days. The most intense oviposition they give the first 10–15 days after mating. Nutrition of flies imago includes water, proteins and carbohydrates [1, 29]. Water is placed in a cultivating container in any flat vessel with a relatively large surface, and changed as contamination occurs. It is advisable to use special waterer in the form of glassware with a narrow neck with a wick of filter paper or tissue. Special attention should be paid to the extreme sensitivity of flies to water and feed shortages; in their absence, they quickly die [30, 31]. As adult feed required for the maturation of eggs, any meat, fish, liquid (on cotton swabs) or dry milk, etc is suitable. As a carbohydrate food, flies are fed with sugar (lump or sand), bread or other carbohydrates. Conspicuous is the fact of sharp reduction in the life span of flies when feeding flies with only protein feed, as well as the different nutritional value of different carbohydrates. Data on the life expectancy of flies and their fertility, depending on the different types of food are shown in table 3 and 4 [22–24, 32].

Table 3. Life expectancy of *Calliphoridae* females at different protein meals

Substrate	The number of flies	Life expectancy, days
The proteins of cattle meat and glucose	35	50.3
Blood peptone and glucose	35	24.1
Egg albumin and glucose	35	25
Egg albumin without glucose	35	4.3
Alanine and glucose	35	19.8
Alanine and globulin of cattle meat	35	4.0
Valine and glucose	20	23.7

Table 4. Life expectancy of *Calliphoridae* females at different carbohydrates meals

Substrate	Daily average % of death	Average life expectancy (days)	Average female fertility (number of eggs)	% sterile females
Mannose	0.65	79.0	131	8.7
Maltose	0.86	82.0	140	14.7
Levulose	0.90	56.4	120	17.2
Glucose	1.28	50.3	194	8.4
Sucrose	1.23	41.0	34	51.5
Raffinose	1.54	37.7	62	35.0
Galactose	2.0	18.9	17	76.5
Mannitol	2.0	24.0	15	54.6

Cultivation of synanthropic flies larvae in large quantities is possible in two ways: in special cabinets, the most common way. The larvae is transferred into a special growing cabinets, fed with mince made of organic waste. The larvae are characterized by high energy of growth, they are well fed, growing 300-350 times per day. They have so – called external digestion of food; they secrete juice rich in enzymes on the food substrate, which is digested under the influence of enzymes, and then, like a pump, pass this substrate through themselves. Within 4 days they grow to adulthood. Then they are separated from the substrate, cleaned and placed to the dryer. An empty substrate is placed in tight bags and closed. During the day, under the influence of a large number of anaerobic bacteria, it burns out at a temperature of 60-70°C and turns into a very valuable organic fertilizer, called zoohumus; in cages; this method was first tested on *Calliphora terraenovae* on a variety of organic waste (fish, meat), as well as pig manure and poultry manure; it was developed in the 70s in the State research Institute of animal husbandry [20, 22, 23, 38]. Basic requirements and technical requirements for the cultivation of flies in cages: the volume of the cage is 0.5 m³, height is not more than 50 cm, depth is 60 cm, length is 170 cm; it is necessary to provide a sufficient number of places in the cage at the rate of 2–3 cm² per individual, which is provided by the installation of 10 curtains (made of dense material) in the upper part of the cage at a distance of 10–15 cm from each other, a width of 20 cm each; the duration of life of flies in the cages is 20 days; ratio of sexes is 1:1; density of settlement in cages is 25 cm³ per individual; the average number of eggs from one female during its life is 600; the average number of eggs from one female per day is 30; average egg yield per 1m³ per day is 6 00 000 (60 g) [1–3, 22, 23, 32]. Placing pupas into the cage is carried out in a pencil box 50 cm long, 10 cm wide, 7 cm high. The hole above the pencil box is covered with a lid. After the release of flies pencil box is used to obtain the ovipositions [33, 34]. To prevent flies from crawling under the bait in a pencil box during egg laying, the bait is covered with gauze on top, and flies fly away from it when it is shaken. The bait is fish pieces moistened with Baker's yeast and 2% solution of ammonium carbonate [27, 30, 31]. For watering insects in cages metal or plastic cuvettes are installed (length — 50 cm, width — 10 cm, height — 7 cm), filled with heat-treated sand in 5 cm layer. The sand is covered with double folded gauze. A glass tube with a rubber hose and a pinchcock connected to the vessel filled with water are placed to a cuvette. The flow of water into the cuvette is regulated by the pinchcock [22, 23, 33, 34]. For feeding insects with sugar and dry milk two more cuvettes as large

as waterer are put to the cage; the feed is given once for the entire period of detention of insects (for one fly a day: 2 mg of sugar, 1 mg of milk) [31]. Cultivation of flies in cages is carried out in three cycles with several cages in each. Settling cages with pupae is carried out consistently, on Mondays with calculation of the amount of flies in each cycle within 21 days [22]. The cages of the first cycle are inhabited by pupae. Waterers, curtains, feeders with food are placed there. For the first 7 days, the development of flies, their mating, puberty and laying 1–2 ovipositions occur in cages. From 8 to 15 days inclusively, flies of the first cycle are the most productive and give the most amazing ovipositions. From 15th to 21th day they gradually lose their fertility, and most of them die. So on 21st day all the cages of the first cycle are taken out in the room for disinfection, where the scalding destroys the remains of flies. Cages and their parts are disinfected and prepared for the next pupae settling [22, 32]. Cages of the second cycle are enrolled on the 7th day, and those of the third cycle — on 15th day, after laying cages of the first cycle, on Mondays. Thus, every day in the insectarium there are cages with developing cultures, the most productive and aging flies (tab. 5) [22, 29].

Table 5. The yield of eggs of synanthropic flies daily, in % of the total number of eggs

Cages	Day				
	1–7	8–15	15–21	21–28	28–35
The first cycle	10%	70%	20%	10%	70%
The second cycle	–	10%	70%	20%	10%
The third cycle	–	–	10%	70%	20%

In spring and summer, it is possible to expect an increase in the life expectancy of flies and the timing of intensive egg laying. In this case, it is rational to put into operation the fourth cycle, but also with intermediate settling in 7 days after the third cycle. In general, the settling of cycles should be timed to a certain day of the week [22, 23, 29]. The life duration and fertility of flies largely depend on the conditions of development of the larval phase, so the formation of the stock swarm should begin with the cultivation of larvae. When growing larvae to replenish the stock swarm, they are isolated on the 7–8th day in the pre-pupal stage (that is, larvae that have stopped feeding and prepared for the pupal phase, weighing at least 110 mg). It is not recommended to use larvae grown for commercial purposes to replenish the stock swarm, where the main requirement of the technology is to obtain the maximum biomass of larvae without taking into account their biological maturity and usefulness. For the purpose of reproduction, eggs of flies are placed on fish waste in metal containers 15–18 cm deep with the edges bent on top (inside) at the rate of 150 mg on 1 kg of fish waste. The growth rate of larvae with a sufficient supply of feed and a temperature of 28–30°C are shown in tab. 6 [26, 27, 34, 35].

The cultivation of commercial larvae can be carried out in metal containers, which volume depends on the possibilities of mechanization. However, the working layer (height of the container loading with waste) should not exceed 15 cm. Containers for the cultivation of larvae are placed in a conveyor or rack cultivator, covered with a casing, into the which space warm air is supplied from the heater with simultaneous exhaust ventilation.

Table 6. Growth rates of larvae of synanthropic flies with a sufficient supply of feed and a temperature of 28-30°C

Stage of development	Weight, mg
Egg	0,07–0,1
Larva 1 day	0.13
Larva 2 days	1.12
Larva 3 days	6.3
Larva 4 days	17.6
Larva 5 days	77.0
Larva 6 days	96.0
Larva 7 days	106.0
Larva 8 days	115.0
Prepupa 9 days	97.2
Pupa 10-12 days	76.4

When placing 0.5 g of eggs per 1 kg of fish waste, it is fully processed by the 5th day of larval development and all the contents of containers with larvae is transferred to a mesh or slatted conveyor, through which holes the larvae migrate in the containers or trays that are installed under the conveyor belt [1, 20, 22, 23]. The first 4 days larvae are small, and their need for food is insignificant, so they can be contained in a small bowl with a small amount of food. During this period, the larvae separated from the substrate can be used for feeding fish of the earliest age groups [25, 27, 29, 35]. Starting from the 4th day, the larvae are transferred to permanent cultivation tanks, where the estimated amount of fish or meat waste is laid. The most intensive growth of larvae ends on the 6th day after hatching from egg. In the future, the growth rate is significantly reduced, and feed consumption increases. Unproductive energy use for respiration and metabolism increase. At the age of 5–6 days, the larvae have already formed protein-fat body. The crude protein content in this period is 15–18% in live larvae and 52–60% in dry matter of larvae [28, 36, 37]. With a lack of food, larvae actively migrate from the substrate and can be isolated on a mesh conveyor when illuminated from above by incandescent lamps. Larvae can be transported by a stream of water where they do not die within 30-36 hours. On 7–8th day after the termination of nutrition, the larvae with a substrate are transferred to the net machine, where they can be easily separated from the residues of fish waste, as they crawl down through the holes of the lattice. At this time, they are calculated and placed in separate containers, adding to them a small amount of dry feed or bran, where the transition to the stage of the pupa occurs. Pupae that have reached 3–4 days of age (dark brown) are used for settling cages of the next cycle [1, 22, 23]. To calculate the plant for cultivation of commodity larvae the following control figures can be used: the rate of settling eggs — 0.5 g per 1 kg of fish waste; the temperature in the room for the cultivation of larvae — 28–30°C; biomass yield of larvae — 300 kg per 1 ton of waste; the protein content in the dry matter of the larvae — 50%; period of larvae cultivation — 5 days [22, 23, 29, 30].

Settling containers for obtaining pupae should be carried out two weeks before the expected date of settlement of the cycle. By this time, 9-day larvae develop from eggs, which in the pupa phase will wait for 5 days in a separate bowl, before entering the

cage. Flies will begin to appear from pupae of this age in the cage on the day of their settlement [1, 22, 23]. For settling for the reconstruction of the stock swarm is very important to take the eggs from the most productive and sanitary satisfactory cages, possibly from fresh egg layings. It is best to re-take the ovipositions 2–3 hours after removal of the main ovipositions, which is usually a mixture of ovipositions, accumulated within 24 hours (or 12 hours in the case of double removal of ovipositions). When re-selecting from the ovipositions larvae and pupae develop more similar to each other, which contributes to the simultaneous hatching and mating imago [20, 22, 23, 32]. To calculate the reproduction plant for stock swarm the following control figures can be used: yield of pre-pupae from 1 g of eggs — 10 000 ind.; amount of fish or meat waste for the cultivation of 10,000 prepupae — 7 kg; the height of the layer of fish waste in containers — 15 cm; the output of the flies from the prepupae — 80%; the period of larvae growing up to the matured pupa phase is 14 days [22, 23, 30].

Cultivation of larvae of flies in small quantities is usually carried out in the following 8 ways:

1) on bread. Cut the crust on a fresh loaf of bread and remove the crumb. Then pour a little water with fish or meat blood and leave in a place where flies are gathered for 12 hours. Next, the bread is placed in a plastic bag. After 2–3 days the larva is ready for feeding fish;

2) on a salted fish. The gutted fresh fish is put for 8–10 hours in a saturated solution of table salt, then the fish is wiped, rinsed with clean water and wiped dry with a cloth and left in the place where flies are gathered for 12 hours, necessarily in the shade. Then the fish is removed and put in a bowl with a lid with holes. The closed vessel is left to stand at room temperature. The larva hatches in 2–3 days. It is removed from the vessel, and the fish is thrown away. Larvae are fed with minced fresh salted fish. In 1–2 days the grown-up larvae are removed again, poured with wheat farina or bran mixed with crude sawdust, and placed in a cool place;

3) on buried meat or fish. A piece of meat or fish is buried shallow in the ground. In 5–6 hours, removing the top layer of soil, the largest individuals should be collected with tweezers, rinsed in soapy water and put on the paper. Dried larvae are sprinkled with wheat farina adding cheese and placed in jars. Small holes are made in a lid for access of air;

4) on boiled egg. Egg is boiled, a small piece of a shell with a film is removed from it and placed in a shadow. The rotten egg exudes an aroma, pleasant for flies, so very soon it turns into a miniature "incubator" for larvae. Until the contents of the egg is over, the larvae do not leave the shell. It is only needed to extract, process and move them into the cold;

5) on a raw egg. A hole in each egg is made using thin object; then it is left in an open space, where flies often appear. After a few days a lot of larvae can be obtained from each egg;

6) on fish and sawdust. Sawdust from deciduous breeds of a tree is poured into a container, and a thin layer of bran is placed above. Then the mixture is poured with hot water and all the ingredients mixed. In this container the crude fish with the cut open belly is put and in the morning it is placed there where flies most often appear. In the evening it is placed in a warm place. For 2–3 days larvae begin to appear from eggs laid by flies;

7) in the bottle. Take a clean bottle with a capacity of 2l, gently cut a small holes of

about 3 cm on the top. Chicken guts (intestines, stomach, etc.) or pieces of pork or chicken meat are thrown to the bottom through these holes. It is hung in a sunny area. Then it is left in this position for four days;

8) in liver. Take a small piece of veal or pork liver (not more than 0.5 kg. Make shallow transverse incisions so that blood flows from both sides. Put the liver on a strong hook and hang it at a high distance. Leave for five days, then remove it and put in a deep container with sawdust (bucket with a lid is perfect), and wait a little longer. After 2 days you mature larvae can be collected [1, 8, 11, 20, 30–34].

Colouring of synanthropic flies larvae. It should be noted that larvae can change their color depending on the nutrition. They become white after protein (although this is their main color), from the yolk they acquire yellowness, and become red from a special food dye rhodamine. To add red color, mashed beets or cherry juice is used. Yellow is obtained with carrots, egg white, green color from parsley, mint and other herbs. Larvae acquire a dazzling white color, if they are fed a mixture of chalk and flour. There are special dyes for larvae, that give them different colors and are safe for fish, for example, "Sudan–3 " and "Sudan–4". For coloring larvae only fat-soluble food dyes can be used, safe for fish and humans [1, 32, 33, 38].

Aromatization of synanthropic flies larvae. If adding vanilla sugar, cinnamon, aniseed oil, garlic, mint to the sawdust, the larvae acquire an attractive smell, which is not only more pleasant to fishermen, but also attracts the attention of fish [34, 38].

Feeding fish with synanthropic flies larvae is possible in live (fresh or thawed), boiled and dried states. The nutritional value of larvae and pupae of house flies (*Musca domestica*) in living form is given in table 7 [25, 35–37].

Table 7. Nutritional value of larvae and pupae of house flies (*Musca domestica*) in living state

Indicator	Stage of development	
	Larva	Pupa
Energy, MJ/kg	20.10	20.42
Crude protein, %	60.38	76.23
Crude lipids, %	14.08	14.39
Ash, %	10.68	7.73

The dried flies' larvae are on sale in the form of the whole larvae which swell after soaking or ground, in the form of a brown powder. By its nutritional value, 1 kg of dried fly larvae is equivalent to 3 kg of live flies. The nutritional value of flour from dried fly larvae is shown in the table 8 [23, 25, 29, 37].

Treated by drying the biomass of the larvae is retained for 3–4 years with no loss of useful properties. It is convenient to use it as an additive to feed or a feed. In the dried state, the larvae biomass does not lose most of its original properties. Long-term storage of dried whole larvae, comparing to meat, bone and fish meal, is caused by the fact that fats and other nutrients contained in them are protected from oxidation by the chitin shell. It is convenient to grind dried larvae into flour of the necessary fraction, if needed, before feeding. This flour is a safe source of protein, which can be used to replace other sources of protein, which can increase productivity in the cultivation of fish.

Table 8. Nutritional value of flour from dried synanthropic flies larvae

Nutrient	Content
Moisture,%	10
Crude lipids, %	24.2
Crude protein, %	54.3
Chitin, %	10.0
Melanin,%	8.0
Dietary fibre, %	7.0
Ash, %	5.06
Metabolizable energy, kcal / 100 g	596
Mineral composition	
Fe, mg/kg	30.03
Cu, mg/kg	4.20
Zn, mg/kg	130.07
P, mg/kg	7.03
Ca, mg/kg	18.0
Na, mg/kg	342.0
Mg, mg/kg	158.3
Aminoacid composition	
Lysine, %	4.0
Methionine, %	1.61
Cysteine, %	0.43
Histidine, %	2.1
Arginine, %	3.01
Threonine, %	2.23
Serine, %	2.3
Proline, %	1.5
Glycine, %	3.01
Alanine, %	2.83
Valine, %	2.03
Isoleucine, %	3.35
Leucine, %	4.21
Tyrosine, %	5.05
Phenylalanine, %	4.22
Glutamic acid, %	9.3
Aspartic acid, %	4.37

Storage of synanthropic flies larvae. On 7–8 days they should be fed to fish or stored, otherwise they pupate. It is possible to collect larvae with hands in gloves or to sift a substrate through a sieve. Larvae should be placed in containers with fresh

(necessarily wet) sawdust and placed in the refrigerator. Freeze makes them go into hibernation and their further development rapidly slows. At a temperature of +4 to +2°C, the larva will be stored for about 30 days [1, 31, 32, 38]. Preparation for long-term storage (for more than 2–3 months) involves drying larvae. For this purpose, flour or small sawdust is used. The larvae should be mixed with sawdust, packed in a sealed container and put in the freezer, where the temperature should not be below -5°C. It should be noted that once thawed larvae will not survive after re-freezing. In addition, thawed larvae can "revive" for quite a long time [33–36, 38].

Veterinary and sanitary conditions for the cultivation of synanthropic flies larvae. It should be followed faithfully, because they, like mites and fleas can be dangerous for pets and humans, given that they cause diseases, called miases (parasitic diseases from the group of entomoses in the tissues and cavities of the human and animals' body). Therefore, it is always necessary to follow personal hygiene, wash hands and use gloves [1, 20, 32, 33]. In addition, containers, cages and parts of their equipment (curtains, boxes, feeders, etc.) are periodically treated with boiling water and dried in a separate room. The shelves, where cages are established or cabinets and floors of the insectarium, should be periodically washed with water using a hose. However, it is not allowed to store and use of disinfectants, washing powders, various reagents in the insectarium [8, 11, 33, 34].

Chironomidae larvae or bloodworms are young insects from the superfamily of *Chironomids* or nonbiting midges, or lake flies (*Chironomidae* or *Tendipedidae*) [1, 39]. The chironomids belong to a huge family (over 7046 species), distributed worldwide; the southernmost and northernmost localities of *Diptera* (in Antarctica and Arctic) belong to them. In Arctic, they constitute the dominant group of insects [1, 20, 40]. Like the whole group of *Diptera*, chironomids develop with complete metamorphosis, successively passing the stage of eggs, larvae, pupae and winged insect or imago [40, 41]. As a rule, in the population number of males is 10–15% more than females [1, 2, 42]. Females lay the oviposition in water and it sinks to the bottom or is fixed on plants with the help of a string. In water, the jelly-like mass of the oviposition swells and the eggs are in the mucous membrane. The number of eggs in a laying varies depending on the size of the females; the bigger it is, the more it lays eggs. Egg length is 375 µm; a width is 150 microns on average. Females of *Chironomus thummi* lay about 900 eggs at once, and *Chironomus plumosus* — up to 1200–1500 eggs. Egg laying is a tiny jelly-like formation, with translucent yellow, brown or black oblong eggs [1, 43, 44]. After leaving the eggs, the chironomids larvae remain in the mucous mass of the ovipositions for some time (for example, *Chironomus thummi* for 10–20 hours, and *Chironomus plumosus* for 2–5 days). Leaving a laying, they pass to a pelagic way of life that lasts 3–5 days then settle to a bottom where their further development occurs, up to a stage of a pupa. The chironomids spend most of their lives in the larval stage, from 2 weeks to 2 years. Their larvae are the most important component of aquatic ecosystems [42, 45, 46]. Depending on the living conditions and species, the larvae of chironomids have different sizes; *Chironomus plumosus* reaches a length of 30 mm and a mass of 90 mg before passing to the pupal stage, and *Chironomus thummi* weighs 1.2 mg at the age of 5 days, and 3.5 mg at 10 days. Before beginning the pupal stage (approximate age is 15 days), the average mass of chironomids larvae is about 7 mg [45–48].

Cultivation of chironomids larvae in large quantities or their mass plant breeding

was developed by the O. Konstantinov in the Saratov branch of the Fisheries Research Institute. It requires the use of 2 premises: to create and maintain a swarm of mosquitoes breeders and for the cultivation of larvae. Each of them should not have bright lighting; constant air temperature of 18–20°C, good ventilation and heating, supplied water is necessary. Optimal humidity is about 70% [1, 49, 50]. The initial culture of mosquitoes breeders is cultivated from a small number of eggs or larvae, and then maintained by artificial breeding. Mosquitoes lay eggs in enameled cuvettes, standing on the floor and filled with clean water. The height of the cuvette is 4–5 cm, an area is 0.1 m², a layer of water is 2–3 cm. Mosquito egg layings are replaced from the cuvettes with tweezers and transferred for incubation in faience cups with water (0.5–1 cm). Loading of eggs for incubation is not more than 400–500 units per 1 cm² of the bottom of the cup, which corresponds to about one laying. At a temperature of 18–20°C the development of eggs lasts 50–70 hours [44, 47, 51]. Before the end of incubation, as can be seen from the appearance of the first larvae, 85–90% of egg layings are transferred to another workshop. The remaining 10–15% of ovipositions are left in the first workshop to reproduce the culture of mosquitoes breeders [1, 45, 50]. The substrate for growing larvae can be prepared from fine (without relatively large residues of plants and sand) silt collected in water bodies. First, it is sterilized at a temperature of not less than +56 – +60°C. It can just be treated with boiling water, which is poured away after the silt sets. At the next stage, pure water is added to it in such an amount to achieve the consistency of sour cream [43, 45, 51]. In the second workshop, the eggs are distributed in cuvettes half filled with liquid sludge. Their height is 2.5–3 cm, and the area is 0.25 m². 50–60 thousand eggs are placed per 1 m² of soil surface, which corresponds to 100–150 ovipositions. After their placement, the cuvettes are installed in several tiers, on special frames. The space between them is 3–4 cm. In one frame there are 30–40 cuvettes [40, 41, 50]. Larvae after hatching begin to feed immediately, feeding on the mucus from the oviposition and feed that is placed to the cuvette. The fodder yeast is the best feed; they are put in an amount of 100 g per 1 m² of soil, even before placing in the ovipositions to the cuvettes. Before application, they are soaked in water to obtain a semi-liquid dough, and then thoroughly mixed with silt [1, 50]. On prepared in advance nutrient medium larvae are grown for 10–12 days and only 3–4 days before removal of grown products a second portion of yeast is added, but in dry form, spraying them on the soil surface at the rate of 30–40 g/l. If the air temperature in the room exceeds 18–20°C, it is not advisable to add a large amount of feed, as this will lead to the development of putrefactive processes with the release of methane and hydrogen sulfide. In this case, it is better to add food every 3–4 days, and the dose should be gradually increased according to growth of larvae. Terms and rates of adding fodder yeast are presented in table 9 [44, 50, 51]

Table 9. Terms and rates of adding application of fodder yeast during the cultivation of chironomids larvae

Day after placing oviposition	Amount of yeast, g/m ²
1	5
4	15
7	30
10	45
13	45

Before adding feed, excess water from the soil should be removed, but it should not be allowed to dry. The last feed is added three days before sampling larvae. When the larvae have reached a state close to the pupal stage, the entire contents of the cuvette are moved to a perforated cage mounted in the washing tank. The cage is driven (by motor or manually), so fine silt particles pass through the mesh (0.7–0.8 mm) and settle to the bottom of the tank. When the silt is removed from the cage, the remaining larvae are transferred to a bag of silk mill gauze, washed in clean water, and then fed to fish or frozen. Silt, settled on the bottom of the tank, is used again to fill the cuvettes [1, 2, 39, 44, 50]. The average daily biomass of chironomid larvae is 2–3 kg per 200–300 m² of cultivated area, or 10 g/m². The consumption of yeast by 1 kg of chironomids larvae is 500–700 g. The rest, 10–15% of the ovipositions in the first workshop, are also distributed before hatching the larvae on the cuvettes filled with liquid silt, which are then installed in several tiers, in the frames. Larvae are fed with yeast according to the same standards as in the second workshop. However, before the pupa stage, they are not removed from the soil, but they have an opportunity to turn into pupae, and then into adults. Under favorable conditions, the pupal stage begins on 12–13 days after the hatching and lasts 2–3 days. After its completion, the mosquitoes leave the cuvettes and reach sexual maturity in 20–30 hours, begin to swarm, mate and lay eggs. Each oviposition consists of mucus and eggs (averages to 400–500 pieces). Mosquitoes lay eggs both in the light and in the dark. Therefore, the care of the imago is reduced to maintaining a constant temperature in the room within 18–20°C, to prevent the penetration of foreign odors and smoke, and to keep clean the cuvettes filled with water, which are intended for ovipositions [1, 20, 39, 44, 50, 52].

Cultivation of chironomids larvae in small quantities involves the following sequence of actions: prepare a bucket, plastic barrel or other container of any size. It is very convenient to breed them in a small aquarium, for example with a capacity of 20–30 litres, where larvae are visible through the glass and they will be easier to remove. In addition, barrel with a capacity of 200 would be a good choice; it is possible to collect up to 80 larvae per day. But, if it is black, it can get very hot on the sun and when the weather is hot it should be moved into the shade; a favorable environment for the development of chironomids larvae are algae at the bottom of the barrel or moss; it is very important to fill the container for growing bloodworms, not with tap water, but with rain water or melted snow, in extreme cases with filtered water; after preparing the water, put the container in the sun, so that micro-algae began to grow there, which serve as food for chironomids larvae; wait until the mosquitoes lay a large number of brown eggs, where the larvae will develop in the future in the water of this container; after the appearance of bloodworms in the container, wait until they will have antennae, then they can be fed to the fish [1, 53–56]. It is important to collect larvae in the tank regularly to prevent the development of mosquitoes or their transformation into pupae. The larvae should be caught by net with a fine mesh. For more convenient washing larvae it is possible to use a bucket with water in addition.

Fish feeding with chironomids larvae. It is unacceptable to bury bloodworms into the ground of aquarium, where they die and begin to rot, spoiling the water. Despite the high value and efficiency in the preparation of breeders for spawning, bloodworms should not be used in large amounts. They are very high in calories, so they should not be fed to fish daily, it can lead to obesity, toxicosis, infertility and other diseases. It is best to give it 2–3 times a week, not more often. Early fish fry can be fed with bloodworms, chopped with a sharp blade into small pieces. After feeding all uneaten

bloodworms must be removed from the water, since their residues spoil the water. That is why when feeding chopped chironomids larvae, it is necessary to change water in the aquarium regularly [1, 8, 58, 59]. The nutritional value of chironomids larvae is determined by the high content of proteins, carbohydrates and minerals. Proteins have a complete amino acid profile. Thus, essential amino acids, which are the criterion of feed value of the protein, reach more than 41.17%. The ash residue contains a significant amount of phosphorus and iron, see table 10 [45, 49, 50, 57].

Table 10. The nutritional value of the chironomids larvae per 100 g

Nutrient	Content
Energy, kcal/g	4.5
Ash, %	0.9
Proteins, g	62.5
Lipids, g	2.9
Carbohydrates, g	29.7
Vitamins, mg	
A	0.231
E	0.287
B ₁	0.18
B ₂	0.483
B ₁₂	0.154
Amino acids, % of protein	
Arginine	4.75
Histidine	2.38
Tryptophan	2.06
Methionine	1.48
Cysteine	1.05
Tyrosine	3.16
Lysine	7.95
Alanine	6.9
Valine	3.72
Aspartic acid	10.2
Threonine	5.28
Isoleucine	5.3
Serine	5.29
Leucine	7.19
Glutamic acid	13.35
Proline	6.3
Phenylalanine	6.62
Glycine	5
γ-aminobutyric	2.06

Nutrient	Content
Trace elements, mg/%, wet weight	
Fe	925
Al	460
Cu	185
Mn	121
Ti	60
Ag	0.5

Chironomids larvae are divided into several groups by size (large, medium, small, especially small) and by place of their harvesting (factory, estuaries, rivers) [1, 57]. Chironomids larvae for aquarium fish are very nutritious and quite versatile food, widely used. They are used as food alive, frozen, dried and freeze-dried. Alive and frozen bloodworm has the greatest nutritional value [58, 59]. Freshly caught bloodworms are not used for feeding fish. It is necessary to sustain them for 3–4 days to clean the intestine, which can contain pathogenic flora of the reservoir; during this time the degree of possibility of fish infection decreases significantly. For this purpose, the larvae are placed in a 5% solution of salt for 10 minutes every 3 days. At least 3 days, twice a day it is washed in running water. During this period, the water where the larvae are located must be changed periodically. Also, it is desirable to disinfect them with kanamycin, methylene blue (400 mg/l during 5 min), rivanol, ozone or antibiotics. Before using for feeding or freezing, they are thoroughly washed [1, 14, 57, 60]. When buying chironomids larvae, first of all it is necessary to pay attention to their color: they should be bright red, glossy. Pink or light orange color indicates the immaturity of larvae, they have insufficient hemoglobin in the hemolymph, so they are inactive, not very nutritious and also die quickly. If it is, on the contrary, very dark, burgundy or cherry color, it is a sign of old age, long time of storage, so the larvae will not be stored for a long time, so there is a high probability to poison fish with such larvae. Too light, carrot or dark color and uneven size (ranging from 1–2 to 7 mm) may indicate that the larvae are from estuaries, that is, were collected in salty bays. They are characterized by a very thick chitin cover, which reduces their nutritional value, in addition, there is evidence of a relatively high content of harmful substances in them. In addition, their transportation to other regions of the country for sale, requires a long time and storage in conditions, mostly far from optimal. All this calls into question the suitability of the chironomids larvae from estuary for feeding fish. In addition to color, when buying, attention should be paid to the mobility of larvae: fresh and high-quality chironomids larvae actively fold into rings in response to irritation [1, 3, 8, 61]. Bloodworms are fed to fish by placing them in a floating feeder with the holes in the bottom; they slowly fall into the aquarium through the holes [11]. In addition, poisoning with chironomids larvae extracted from bad water bodies is widespread. Their waters mainly contain high concentrations of highly toxic elements (heavy metals, insecticides, herbicides, fungicides, chlorinated hydrocarbons and many others). Chironomids accumulate in their tissues a significant amount of these substances. Eating larvae, fish absorb toxic compounds. After feeding with such larvae there are signs of acute or chronic poisoning with nonspecific symptoms. Often, along with poisoning, there may be inflammation of the intestine, then fish generally refuse to feed and die [1, 57, 58, 60]. First of all, the

liver is affected, and other vital organs of the fish (intestine, spleen, kidneys, brain, nervous system, sense organs), depending on the composition and concentration. Depending on the type and amount these poisons pose different danger to fish. Often there are chronic poisoning, which weaken the body of fish, and the latter become prone to various diseases. At the same time, the ability of chironomids larvae to absorb toxins from water is used to treat sick fish. For example, to 1 liter of water 2 g of the drug is added (in particular the 10% solution of Concurat), which is used to expel worms and various other parasites found in the intestines of the fish. Chironomids larvae are left in solution until they die from the drug (a few minutes). Then they can be immediately fed the fish to expel parasites or they can be frozen. At the same time, it is worth remembering that the accumulated poison of the drug in the cold is not destroyed, this also applies to all poisons and toxins absorbed by larvae from reservoirs with sewage [1, 46, 54, 55].

Veterinary and sanitary requirements for the cultivation of chironomids larvae: in some countries, it is prohibited to extract or cultivate chironomid larvae, especially in Southeast Asia (Singapore, Malaysia, etc.); cleaning and disinfection of chironomids larvae is a mandatory requirement; use containers where chemicals were not stored to avoid death of fish caused by chironomids; mosquitoes are carriers of diseases dangerous to humans and animals (encephalitis, West Nile virus, malaria, helminths) [1, 52, 58, 61].

CONCLUSION AND PERSPECTIVES OF FURTHER DEVELOPMENT

Representatives of insects from the order of Dipterans (*Diptera*) such as fruit flies (*Drosophilidae*), synanthropic flies and chironomids (*Chironomidae*) larvae are promising forage organisms in aquaculture, in particular in feeding young fish and as additional ingredients in animal feed due to a number of their biological features. They contain amino acids and vitamins necessary for fish, and can also be used for the transfer of veterinary drugs when fed. However, it is worth emphasizing that for their cultivation it is desirable to use the stock cultures obtained in specialized conditions, because when using such organisms obtained from natural reservoirs there is a great risk of poisoning fish with pollutants. Moreover, given their lipid composition, these organisms cannot act as the main feed, but due to the high content of easily digestible protein, they have a positive effect on the growth and development of fish. In addition, for many species of aquarium fish, they are an essential component of the diet. In general, the populations of fruit flies and larvae of synanthropic flies and chironomids are characterized by high producing capacity and tolerance to environmental conditions, which causes the ease and economic feasibility of cultivation. However, the latter requires strict compliance with veterinary and sanitary requirements.

BIBLIOGRAPHY

1. Basics of aquaculture and hydrobiotechnology / Fedonenko O. et al. // WSN. 2017. Vol. 88(1). P. 1—57.
2. Портная Т. В., Салтанов Ю. М. Биотехнология в рыбоводстве. Горки : БГСХА, 2015. 36 с.
3. Спектрова Л. В. Живые корма для рыб и беспозвоночных. Москва : Агропромиздат, 1990. 175 с.
4. Корма для рыб: мушка дрозофила. URL : <http://www.aqualover.ru/fauna/fish-feed-fly-drosophylla.html> (дата обращения : 08.01.2019).

5. Дрозофила. URL : <http://www.pokormiribok.com/blog/fish-feed/405.html> (дата обращения : 08.01.2019).
6. Аквариум. Живые корма. Дрозофила. URL : <http://www.akvalife.info/akva/korm/drozofila.htm> (дата обращения : 08.01.2019).
7. Разведение дрозофил на корм аквариумным рыбкам. URL : <http://aquavitro.org/2010/12/09/razvedenie-drozofil-na-korm-rybkam/> (дата обращения : 08.01.2019).
8. Кормление рыб. URL : <http://our-aquarium.narod.ru/content/ryby/korm/default.htm> (дата обращения : 08.01.2019).
9. Плодовая муха. URL : <https://blog-akvariumista.ru/korm-dlya-rybok/plodovaya-muha.html> (дата обращения : 08.01.2019).
10. Разведение дрозофилы. URL : <http://aquaria2.ru/node/5718> (дата обращения : 08.01.2019).
11. Как самостоятельно разводить живой корм для аквариумных рыбок. URL : <https://pets2.me/bok/1212-kak-samostoyatelno-razvodit-zhivoy-korm-dlya-akvariumnyh-rybok.html> (дата обращения : 08.01.2019).
12. Содержание и разведение дрозофил. URL : <http://aquavitro.org/2010/08/16/soderzhanie-i-razvedenie-drozofil/> (дата обращения : 08.01.2019).
13. Разведение дрозофил. URL : <http://www.aqualover.ru/fauna/breeding-of-drosophylla.html> (дата обращения : 08.01.2019).
14. Кормление аквариумных рыбок. URL : <http://www.petshealth.ru/pets/fish/carefull/food.php#19> (дата обращения : 08.01.2019).
15. Культивирование дрозофилы. URL : <http://arktikfish.com/index.php/vyrashchivanie-ryby/korma/769-korm04> (дата обращения : 08.01.2019).
16. Нелетающая плодовая мушка (*Drosophila melanogaster*). URL : <http://www.tropicarium.ru/drosophila.htm> (дата обращения : 08.01.2019).
17. Содержание и разведение мух-дрозофил. URL : <http://biopractice.ru/drosophila> (дата обращения : 08.01.2019).
18. Корм для аквариумных рыб: дрозофила. URL : <http://gambusia.ru/2012/11/korm-dlya-akvariumnyh-ryb-drozofila/> (дата обращения : 08.01.2019).
19. Фали Л. І. Перспективи використання методики лікування інфікованих ран за допомогою личинок падальних мух родини *Calliphoridae* // Вісник Дніпропетровського університету. 2012. Вип. 3, т. 1. С. 162—166. (Серія : Біологія).
20. Ивлева И. В. Биологические основы и методы массового культивирования кормовых беспозвоночных. Москва : Наука, 1969. 171 с.
21. Андрущенко А. І., Вовк Н. І. Аквакультура штучних водойм. Київ, 2014. 586 с.
22. Коновалова Т. В. Биологическое обоснование массового культивирования отдельных видов синантропных мух (*Musca domestica* L. и *Protophormia Terraenovae* R.-D.) с целью получения кормового белка : дис. ... кандидата биол. наук : 03.00.19. Москва, 1984. 216 с.
23. Массовое разведение комнатной мухи на свином навозе с целью получения корма для рыб / Колтыпин Ю. А. и др. // Интенсификация прудового рыбоводства. Москва : Московский рабочий, 1977. С.149—166.

24. Лобанов А. М. Потенциальная плодовитость, типы созревания и откладки яиц у мух семейства *Fanniidae* и *Calliphoridae* // Двукрылые насекомые. Москва : МГУ, 1984. С. 58—69.
25. Опыт использования муки из личинок комнатной мухи для кормления молоди карпа / Колтыпин Ю. А. и др. // Бюллетень научных работ ВИЖа. 1975. Вып. 4. С. 60—63.
26. Тамарина Н. А., Железова В. Ф. Температурный оптимум активности некоторых видов синантропных мух // Медицинская паразитология. 1962. № 32. С. 593—599.
27. Колтыпин Ю. А., Лавровский В. В. Использование личинок *Musca domestica* L. для кормления молоди рыб // Рыбное хозяйство. 1974. № 1. С. 21—23.
28. Ветеринарно-санитарная оценка личинок мух как белкового корма / Щепилов Н. С. и др. // Труды НСХИ. 1980. С. 17—18.
29. Серебрянский Д. Н., Васильев А. А. Применение и экономическая эффективность использования продуктов на основе биомассы личинок мух в промышленном рыборазведении. Саратов : Саратовский аграрный государственный университет им. Н. И. Вавилова, 2017. 32 с.
30. Культивирование личинок мух, водорослей и ракообразных на свином навозе. URL : <http://fishportal.ru/references/fermer/glava-3/glava-3-2/> (дата обращения : 08.01.2019).
31. Метод выращивания опарыша в домашних условиях. URL : http://honeygarden.ru/animals_and_birds/art68.php (дата обращения : 08.01.2019).
32. Опарыш. URL : <https://zooclub.ru/rybki/kormlenie/oparysh-korm-dlja-ryb.shtml> (дата обращения : 08.01.2019).
33. Опарыш: где взять и как использовать. URL : <http://www.crifish.com.ua/oparyish-gde-vzyat-i-kak-ispolzovat/> (дата обращения : 08.01.2019).
34. Опарыш-корм для речных рыб разведение и хранение. URL : <http://aquarium-fish-home.ru/korm-dlya-ryb/oparysh-korm-dlya-rechnyx-ry/.html> (дата обращения : 08.01.2019).
35. Моисеев Н. Н., Суркова Б. Д., Моружи И. В. Использование муки из личинок мухи для кормления сеголеток карпа // Труды НСХИ. 1979. Т. 124. С. 57—59.
36. Васильев А. А., Кузнецов М. Ю., Серебрянский Д. Н. Перспективы использования личинок мух в кормлении рыб // Рыбное хозяйство. 2017. № 3. С. 95—100.
37. Красникова В. С., Алексеева Г. В., Перковец В. Д. Аминокислотный состав муки из личинок комнатной мухи в зависимости от стадий её развития // Труды НСХИ. 1979. Т. 124. С. 39—40.
38. Как правильно разводить и хранить опарышей? URL : <http://www.zooco.com/0-rib/0-ribi0-04-8.html> (дата обращения : 08.01.2019).
39. Садчиков А. П. Культивирование водных и наземных беспозвоночных (принципы и методы). Москва : МАКС Пресс, 2009. 272 с.
40. Садчиков А. П. Биотехнология культивирования водных беспозвоночных. Москва : МАКС Пресс, 2008. 160 с.
41. Технология культивирования живых кормов / сост. Кияшко В. В. Саратов : Саратовский ГАУ, 2016. 26 с.
42. Балущкина Е. В. Хирономиды как индикаторы степени загрязнения воды // Методы биологического анализа пресных вод. Ленинград : Наука, 1976. С. 106—108.

43. Балущкина Е. В., Панкратова В. Я., Рост личинок хирономид // Методы изучения состояния кормовой базы рыбохозяйственных водоёмов : сборник трудов ГосНИОРХ. Ленинград : ГосНИОРХ, 1983. С. 81—88.
44. Константинов А. С. Биология хирономид и их разведение. Саратов, 1958. 359 с.
45. Константинов А. С. Питание личинок хирономид и некоторые пути повышения кормности водоёмов // Труды VI совещания по проблемам биологии внутренних вод. Москва, 1959. С. 260—269.
46. Graneli W. The influence of *Chironomus plumosus* larvae on the oxygen uptake of sediment // Archiv für Hydrobiologie. 1979. Vol. 87, № 4. P. 385—403.
47. Armitage P. D., Pinder L. C., Cranston P. S. The *Chironomidae*: Biology and ecology of non-biting midges. [S. l.] : Springer Science & Business Media, 2012. 572 p.
48. Калугина Н. С. О некоторых возрастных изменениях в строении и биологии личинок хирономид (*Diptera Chironomidae*) // Труды Всесоюзного гидробиологического общества. 1959. Т. 9. С. 85—107.
49. Константинов А. С. Хирономиды бассейна реки Амур и их роль в питании амурских рыб // Труды Амурской ихтиологической экспедиции 1945—1949 гг. 1950. Т. 1. С. 147—286.
50. Константинов А. С. О разведении личинок хирономид для целей рыбоводства // Труды Саратовского отделения ВНИРО. 1953. Т. 2. С. 194—214.
51. Петров В. В. Темп роста личинок *Chironomus plumosus* при разных условиях питания. Известия ГосНИОРХ. 1973. Т. 84. С. 153—159.
52. Промышленное разведение мотыля. URL : <https://aqa-shop.ru/news/Promyshlennoe-razvedenie-motylya-Kak-razvodit-motyl> (дата обращения : 08.01.2019).
53. Самойлов В., Лещинская В. Водоёмы в саду. Пруды, ручьи и фонтаны. Аделант, 2009. 168 с.
54. Разведение мотыля в домашних условиях. URL : <http://hozyindachi.ru/razvedenie-motylya-v-domashnix-usloviyax-biznes/> (дата обращения : 08.01.2019).
55. Разведение мотыля в домашних условиях. URL : <http://fishxunter.ru/svoimirukami/razvedenie-motylya-v-domashnih-usloviyah/> (дата обращения : 08.01.2019).
56. Разведение мотыля в домашних условиях. URL : <http://aquariumax.ru/drugie/razvedenie-motylya-v-domashnix-usloviyax.html> (дата обращения : 08.01.2019).
57. Корма для аквариумных рыб и кормление. URL : <http://www.zookom.com.ua/korma-dlya-akvariumnyh-ryb-i-kormlenie.html> (дата обращения : 08.01.2019).
58. Хирономиды. URL : <http://ru-ecology.info/term/59002/> (дата обращения : 08.01.2019).
59. Разведение и хранение мотыля. URL : <http://vibormoi.ru/ribki/1100-razvedenie-i-hranenie-motilya.html> (дата обращения : 08.01.2019).
60. Разведение мотыля и способы добычи. URL : <https://posсельхоз.рф/stati/ribovodstvo/razvedenie-motylya.html> (дата обращения : 08.01.2019).
61. Разведение мотыля. URL : <https://blog-akvariumista.ru/korm-dlya-rybok/razvedenie-motylya.html> (дата обращения : 08.01.2019).

REFERENCES

1. Fedonenko, O., Marenkov, O., Sharamok, T., Kolesnik, N., Grygorenko, T., & Symon M. (2017). Basics of aquaculture and hydrobiotechnology. *WSN*, 88(1), 1-57.
2. Portnaya, T. V., & Saltanov, Yu. M. (2015). *Biotekhnologiya v rybovodstve*. Gorki: BGSKhA.
3. Spektrova, L. V. (1990). *Zhivye korma dlya ryb i bespozvonochnykh*. Moskva: Agropromizdat.
4. Korma dlya ryb: mushka drozofila. *aqualover.ru*. Retrieved from <http://www.aqualover.ru/fauna/fish-feed-fly-drosohpylla.html>.
5. Drozofila. *pokormiribok.com*. Retrieved from <http://www.pokormiribok.com/blog/fish-feed/405.html>.
6. Akvarium. Zhivye korma. Drozofila. *akvalife.info*. Retrieved from <http://www.akvalife.info/akva/korm/drozofila.htm>.
7. Razvedenie drozofil na korm akvariumnym rybkam. *aquavitro.org*. Retrieved from <http://aquavitro.org/2010/12/09/razvedenie-drozofil-na-korm-rybkam/>.
8. Kormlenie ryb. *our-aquarium.narod.ru*. Retrieved from <http://our-aquarium.narod.ru/content/ryby/korm/default.htm>.
9. Plodovaya mukha. *blog-akvariumista.ru*. Retrieved from <https://blog-akvariumista.ru/korm-dlya-rybok/plodovaya-muxa.html>.
10. Razvedenie drozofily. *aquaria2.ru*. Retrieved from <http://aquaria2.ru/node/5718>.
11. Kak samostoyatel'no razvodit' zhivoy korm dlya akvariumnykh rybok. *pets2.me*. Retrieved from <https://pets2.me/bok/1212-kak-samostoyatelno-razvodit-zhivoy-korm-dlya-akvariumnykh-rybok.html>.
12. Soderzhanie i razvedenie drozofil. *aquavitro.org*. Retrieved from <http://aquavitro.org/2010/08/16/soderzhanie-i-razvedenie-drozofil/>.
13. Razvedenie drozofil. *aqualover.ru*. Retrieved from <http://www.aqualover.ru/fauna/breeding-of-drosohpylla.html>.
14. Kormlenie akvariumnykh rybok. *petshealth.ru*. Retrieved from <http://www.petshealth.ru/pets/fish/carefull/food.php#19>.
15. Kul'tivirovanie drozofily. *arktifiksh.com*. Retrieved from <http://arktifiksh.com/index.php/vyrashchivanie-ryby/korma/769-korm04>.
16. Neletayushchaya plodovaya mushka (*Drosophila melanogaster*). *tropicarium.ru*. Retrieved from <http://www.tropicarium.ru/drosophila.htm>.
17. Soderzhanie i razvedenie mukh-drozofil. *biopractice.ru*. Retrieved from <http://biopractice.ru/drosophila>.
18. Korm dlya akvariumnykh ryb: drozofila. *gambusia.ru*. Retrieved from <http://gambusia.ru/2012/11/korm-dlya-akvariumnyx-ryb-drozofila>.
19. Faly, L. I. (2012). Perspektivy vykorystannia metodyky likuvannia infikovanykh ran za dopomohoiu lychynok padalnykh mukh rodyny *Calliphoridae*. *Visnyk Dnipropetrovskoho universytetu. Ser.: Biolohiia*, 3, 162-166.
20. Ivleva, I. V. (1969). *Biologicheskie osnovy i metody massovogo kul'tivirovaniya kormovykh bespozvonochnykh*. Moskva: Nauka.
21. Andryushchenko, A. I., & Vovk, N. I. (2014). *Akvakul'tura shtuchnikh vodoym*. Kyiv.
22. Konovalova, T. V. (1984). Biologicheskoe obosnovanie massovogo kul'tivirovaniya otchel'nykh vidov sinantropnykh mukh (*Musca domestica* L. i

- Protophormia Terraenovae* R.-D.) s tsel'yu polucheniya kormovogo belka. *Candidate's thesis*. Moskva: MGU.
23. Koltypin, Yu. A., Erofeeva, T. V., & Sukhova, M. N. (1977). Massovoe razvedenie komnatnoy mukhi na svinom navoze s tsel'yu polucheniya korma dlya ryb. *Intensifikatsiya prудovogo rybovodstva*. Moskva: Moskovskiy rabochiy, 149-166.
 24. Lobanov, A. M. (1984). Potentsial'naya plodovitost', tipy sozrevaniya i otkladki yaits u mukh semeystva *Fanniidae* i *Calliphoridae*. *Dvukrylye nasekomye*. Moskva: MGU, 58-69.
 25. Koltypin, Yu. A., Ivanova, E. F., Privezentsev, Yu. A., & Simonov, V. V. (1975). Opyt ispol'zovaniya muki iz lichinok komnatnoy mukhi dlya kormleniya molodi karpa. *Byulleten nauchnyuh rabot VIZha*, 4, 60-63.
 26. Tamarina, H. A., & Zhelezova V. F. (1962). Temperaturnyy optimum aktivnosti nekotorykh vidov sinantropnykh much. *Medizinskaya parazitologiya*, 32, 593-599.
 27. Koltypin, Yu. A., & Lavrovskiy, V. V. (1974). Ispol'zovanie lichinok *Musca domestica* L., dlya kormleniya molodi ryb. *Rybnoe khozyaystvo*, 1, 21-23.
 28. Shchepilov, N. S., L'vova, G. F., Kazankov, N. G., & Baskak, N. K. (1980). Veterinarno-sanitarnaya otsenka lichinok mukh kak belkovogo korma. *Trydy NSKHI*, 128, 17-18.
 29. Serebryanskiy, D. N., & Vasil'ev, A. A. (2017). *Primenenie i ekonomicheskaya effektivnost' ispol'zovaniya produktov na osnove biomassy lichinok mukh v promyshlennom ryborazvedenii*. Saratovskiy agrarnyy gosudarstvennyy universitet im. N. I. Vavilova.
 30. Kul'tivirovanie lichinok mukh, vodorosley i rakoobraznykh na svinom navoze. *fishportal.ru*. Retrieved from <http://fishportal.ru/references/fermer/glava-3/glava-3-2>.
 31. Metod vyrashchivaniya oparysha v domashnikh usloviyakh. *honeygarden.ru*. Retrieved from http://honeygarden.ru/animals_and_birds/art68.php.
 32. Oparysh. *zooclub.ru*. Retrieved from <https://zooclub.ru/rybki/kormlenie/oparysh-korm-dlja-ryb.shtml>.
 33. Oparysh: gde vzyat' i kak ispol'zovat'. *crifish.com.ua*. Retrieved from <http://www.crifish.com.ua/oparyish-gde-vzyat-i-kak-ispolzovat>.
 34. Moiseev, H. H., Surkova, B. D., & Moruzi, I. V. (1979). Ispol'zovanie muki iz lichinok mukhi dlya kormleniya segoletok karpa. *Trydy NSKHI*, 124, 57-59.
 35. Vasil'ev, A. A., Kuznetsov, M. Yu., & Serebryanskiy, D. N. (2017). Perspektivy ispol'zovaniya lichinok mukh v kormlenii ryb. *Rybnoe khozyaystvo*, 3, 95-100.
 36. Krasnikova, B. C., Alekseeva, G. V., & Perkovets, V. D. (1979). Aminokislotnyy sostav muki iz lichinok komnatnoy mukhi v zavisimosti ot stadiy ee razvitiya. *Trydy NSKHI*, 124, 39-40.
 37. Oparysh-korm dlya rechnykh ryb razvedenie khranenie foto. *aquarium-fish-home.ru*. Retrieved from <http://aquarium-fish-home.ru/korm-dlya-ryb/oparysh-korm-dlya-rechnyx-ryb/.html>.
 38. Kak pravil'no razvodit' i khranit' oparyshey? *zooeco.com*. Retrieved from <http://www.zooeco.com/0-rib/0-ribi0-04-8.html>.
 39. Sadchikov, A. P. (2009). *Kul'tivirovanie vodnykh i nazemnykh bespozvonochnykh (printsipy i metody)*. Moskva: MAKS Press.
 40. Sadchikov, A. P. (2008). *Biotehnologiya kul'tivirovaniya vodnykh bespozvonochnykh*. Moskva: MAKS Press.
 41. Kiyashko, V. V. (2016). *Tekhnologiya kul'tivirovaniya zhivyykh kormov*. Saratov: FGBOU VO Saratovskiy GAU.

42. Balushkina, E. V. (1976). Khironomidy kak indikatorystepeni zagryazneniya vody. *Metody biologicheskogo analiza presnykh vod*. Leningrad: Nauka, 106-108.
43. Balushkina, E. V., & Pankratova, V. Ya. (1983). Rost lichinok khironomid. *Metody izucheniya sostoyaniya kormovoy bazy rybokhozyaystvennykh vodoemov: sbornik trudov* Leningrad: GosNIORKh, 81-88.
44. Konstantinov, A. S. (1958). *Biologiya khironomid i ikh razvedenie*. Saratov.
45. Konstantinov, A. S. (1959). Pitanie lichinok khironomid i nekotorye puti povysheniya kormnosti vodoemov. *Trudy VI soveshchaniya po problemam biologii vnutrennikh vod*, 260-269.
46. Graneli, W. (1979). The influence of *Chironomus plumosus* larvae on the oxygen uptake of sediment. *Archiv für Hydrobiologie*, 87, 385-403.
47. Armitage, P. D., Pinder, L. C., & Cranston, P. S. (2012). *The Chironomidae: Biology and ecology of non-biting midges*. [S. l.]: Springer Science & Business Media.
48. Kalugina, N. S. (1959). O nekotorykh vozrastnykh izmeneniyakh v stroenii i biologii lichinok khironomid (*Diptera Chironomidae*). *Trydy Vsesoyuznogo gidrobiologicheskogo obshchestva*, 9, 85-107.
49. Konstantinov, A. S. (1950). Khironomidy basseyna reki Amur i ikh rol' v pitanii amurskikh ryb. *Trydy Amurskoy ikhtiologicheskoy ekspeditsii 1945–1949 gg.*, 1, 147-286.
50. Konstantinov, A. S. (1953). O razvedenii lichinok khironomid dlya tseley rybovodstva. *Trydy Saratovskogo otdeleniya VNIRO*, 2, 194-214.
51. Petrov, V. V. (1973). Temp rosta lichinok *Chironomus plumosus* pri raznykh usloviyakh pitaniya. *Izvestiya GosNIORKh*, 84, 153-159.
52. Promyshlennoe razvedenie motylya. *aq-a-shop.ru*. Retrieved from <https://aq-a-shop.ru/news/Promyshlennoe-razvedenie-motylya-Kak-razvodit-motyl>.
53. Samoylov, V., & Leshchinskaya, V. (2009). *Vodoemy v sadu. Prudy, ruch'i i fontany*. Adelant.
54. Razvedenie motylya v domashnikh usloviyakh. *hozyindachi.ru*. Retrieved from <http://hozyindachi.ru/razvedenie-motylya-v-domashnix-usloviyax-biznes>.
55. Razvedenie motylya v domashnikh usloviyakh. *fishxunter.ru*. Retrieved from <http://fishxunter.ru/svoimi-rukami/razvedenie-motylya-v-domashnih-usloviyah>.
56. Razvedenie motylya v domashnikh usloviyakh. *aquariumax.ru*. Retrieved from <http://aquariumax.ru/drugie/razvedenie-motylya-v-domashnix-usloviyax.html>.
57. Korma dlya akvariumnykh ryb i kormlenie. *zookom.com.ua*. Retrieved from <http://www.zookom.com.ua/korma-dlya-akvariumnyx-ryb-i-kormlenie.html>.
58. Khironomidy. *ru-ecology.info*. Retrieved from <http://ru-ecology.info/term/59002>.
59. Razvedenie i khranenie motylya. *vibormoi.ru*. Retrieved from <http://vibormoi.ru/ribki/1100-razvedenie-i-hranenie-motilya.html>.
60. Razvedenie motylya i sposoby dobychi. *rossel'khoz.rf*. Retrieved from <https://rossel'khoz.rf/stati/ribovodstvo/razvedenie-motylya.html>.
61. Razvedenie motylya. *blog-akvariumista.ru*. Retrieved from <https://blog-akvariumista.ru/korm-dlya-rybok/razvedenie-motylya.html>.

ВПЛИВ ХЛОРИДУ АМОНІЮ ТА МОНОФОСФАТУ КАЛІЮ НА БІОХІМІЧНІ ПОКАЗНИКИ МОЛОДІ КРАСНОПІРКИ ЗВИЧАЙНОЇ (*SCARDINIUS ERYTHROPHthalmus* LINNAEUS, 1758)

К. Кофонов, kirillkofonov16@gmail.com, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
О. С. Потрохов, alport@bigmir.net, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ
О. Г. Зіньковський, hydrobiol@igb.ibc.com.ua, Інститут гідробіології НАН України, м. Київ

Мета. Дослідити особливості фізіолого-біохімічного стану молоді краснопірки звичайної (*Scardinius erythrophthalmus* L.) за хронічної дії підвищених концентрацій хлориду амонію та монофосфату калію.

Методика. Дослідження проводили на Білоцерківській експериментальній гідробіологічній станції Інституту гідробіології НАН України. В 14-ти добових дослідках використовували хлорид амонію та монофосфат калію. Проведення експериментів відповідало принципами біоетики.

Активність лактатдегідрогенази та лужної фосфатази встановлено за допомогою відповідних тест-наборів. Активність сукцинатдегідрогенази визначали спектрофотометричним методом. Активність глутаматдегідрогенази встановлювали згідно з методом Хохлова. Вміст загального білка у м'язах та зябрах визначали за методом Лоурі, вміст загальних ліпідів — з використанням тест-набору «Загальні ліпіди», вміст глікогену — антроновим методом.

Результати. За впливу йонів амонію посилюється як аеробне, так і анаеробне дихання за показниками активності сукцинатдегідрогенази та лактатдегідрогенази. Напроти, за дії монофосфату калію активність цих ферментів знижується.

За активністю лужної фосфатази встановлено, що процеси дефосфорилування за впливом досліджених сполук послаблюються. За концентрації йонів амонію вище ніж 5,0 мг N/дм³ вони значно зростають. Хлорид амонію змінює активність глутаматдегідрогенази, яка активно задіяна у азотному обміні; ортофосфат-йон в цих процесах не задіяний.

Вміст глікогену за дії хлориду амонію показував тенденції до накопичення за невисоких концентрацій, що, очевидно, пов'язано з активацією процесів глюконеогенезу для забезпечення гомеостазу організму за таких умов. За дії монофосфату калію спостерігалось використання глікогену на забезпечення енергетичних потреб організму. За вищих концентрацій спостерігалось зниження процесів його накопичення, вірогідно, у зв'язку з його використанням на процеси адаптації.

За рахунок ферментативного регулювання обмінних процесів суттєво змінюються величини вмісту ліпідів та білка в тканинах молоді краснопірки за дії досліджених сполук.

Наукова новизна. Отримані дані доповнюють і розширюють наявні наукові знання щодо закономірностей зміни активності ферментів енергетичного, білкового та ензимів процесів дефосфорилування у тканинах молоді коропових видів риб за дії високих концентрацій біогенних елементів, зокрема хлориду амонію та монофосфату калію.

© К. Кофонов, О. С. Потрохов, О. Г. Зіньковський, 2020

Практична значимість. Подібні зміни активності ферментів, вмісту енергоємних речовин (білків, ліпідів, глікогену) потенційно можуть бути використані як біохімічні маркери-індикатори, що вказують на наявність токсичного навантаження у водоймі. До такого навантаження можна віднести підвищені рівні хлориду амонію та монофосфату калію, що може виникати в результаті нераціонального використання амонійних та фосфорних добрив на аграрних площах та змиву з них, стоків з тваринницьких комплексів та скидів з підприємств.

Ключові слова: молодь краснопірки звичайної, активність ферментів, енергоємні сполуки, хлорид амонію, монофосфат калію, токсичний вплив.

THE EFFECT OF AMMONIUM NITROGEN AND PHOSPHORUS OF PHOSPHATES ON THE BIOCHEMICAL PARAMETERS OF JUVENILE RUDD (*SCARDINIUS ERYTHROPHthalmus* LINNAEUS, 1758)

K. Kofonov, kirillkofonov16@gmail.com, Institute of hydrobiology NAS of Ukraine, Kyiv
A. Potrokhov, alport@bigmir.net, Institute of hydrobiology NAS of Ukraine, Kyiv
O. Zinkovskiy, hydrobiol@igb.ibc.com.ua, Institute of hydrobiology NAS of Ukraine, Kyiv

Purpose. To study the physiological and biochemical state of juvenile rudd (*Scardinius erythrophthalmus* L.) under the chronic effect of high concentrations of ammonium nitrogen and phosphorus of phosphates.

Methodology. The study was conducted at the Bila Tserkva Experimental Hydrobiological station of the Institute of Hydrobiology of the NAS of Ukraine. Ammonium chloride and potassium monophosphate were applied in 14-day experiments. During the experiments, we did not violate the bioethics principles.

The activities of lactate dehydrogenase and alkaline phosphatase were determined using appropriate test kits. The succinate dehydrogenase activity was determined by a spectrophotometric method. Glutamate dehydrogenase activity was determined by the Khokhlov. The total protein content in the muscles and gills was determined according to the Lowry method, the total lipid content was determined using the "Total lipids" test kit, and the glycogen content was determined by the anthrone method.

Findings. Ammonium ions enhance both aerobic and anaerobic respiration processes as evidenced by SDH and LDH activities. On the contrary, the activity of these enzymes decreases due to the action of phosphorus of phosphates.

According to ALP activity, it was found that the studied compounds weaken de-phosphorylation processes. These processes significantly increase only at a concentration of ammonium ions above 5.0 mg N/dm³. Only ammonia nitrogen changes the activity of glutamate dehydrogenase, which is actively involved in nitrogen metabolism, orthophosphate ion is not involved in these processes.

The glycogen content due to the action of ammonium nitrogen showed a tendency to accumulate at low concentrations, which is obviously associated with the activation of gluconeogenesis processes to ensure the homeostasis of the body under such conditions. The action of phosphorus of phosphates resulted in the use of glycogen to ensure the energy needs of the body. At higher concentrations, a decrease in the processes of its accumulation was observed, probably as a result of its parallel use for adaptation processes.

As a result of the enzymatic regulation of metabolic processes, the contents of lipids and protein in the tissues of juvenile rudd change significantly due to the actions of the studied compounds.

Originality. The obtained data supplement and expand the existing scientific knowledge on the patterns of changes in enzymatic activities of energy and protein metabolisms as well as dephosphorylation processes in the tissues of juvenile fish species under the effect of high concentrations of nutrients, in particular ammonium nitrogen and phosphorus of phosphates.

Practical value. Similar changes in the amount of enzyme activity and the content of energy-intensive substances (proteins, lipids, glycogen) can be used as a biochemical marker indicating the presence of a toxic load in a water body. It can include elevated levels of ammonium nitrogen and phosphorus of phosphates, which is possible as a result of the irrational use of ammonium and phosphorus fertilizers on agricultural areas and runoff from them, effluents from livestock complexes and valley of discharges from the industry.

Key words: juvenile rudd, enzyme activity, energy-intensive compounds, ammonium nitrogen, phosphorus phosphates, toxic effects.

ВЛИЯНИЕ АММОНИЙНОГО АЗОТА И МОНОФОСФАТА КАЛИЯ НА БИОХИМИЧЕСКИЕ ПОКАЗАТЕЛИ МОЛОДИ КРАСНОПЁРКИ (SCARDINIUS ERYTHROPHthalmus LINNAEUS, 1758)

К. Кофонов, kirillkofonov16@gmail.com, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

А. С. Потрохов, alport@bigmir.net, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

О. Г. Зиньковский, hydrobiol@igb.abc.com.ua, Институт гидробиологии НАН Украины, г. Киев

Цель. Исследовать особенности физиолого-биохимического состояния молоди краснопёрки обыкновенной (*Scardinius erythrophthalmus* L.) при хроническом воздействии повышенных концентраций аммонийного азота и фосфора фосфатов.

Методика. Исследования были проведены на Белоцерковской экспериментальной гидробиологической станции Института гидробиологии НАН Украины. В 14-ти суточных опытах использовали хлорид аммония и монофосфат калия. В ходе экспериментов руководствовались принципами биоэтики.

Активность лактатдегидрогеназы и щелочной фосфатазы определяли с помощью соответствующих тест-наборов. Активность сукцинатдегидрогеназы — спектрофотометрическим методом. Активность глутаматдегидрогеназы — по Хохловым. Содержание общего белка в мышцах и жабрах определяли по методу Лоури, содержание общих липидов — с использованием тест-набора «Общие липиды», содержание гликогена — антроновым методом.

Результаты. Под влиянием ионов аммония усиливается как аэробное, так и анаэробное дыхание по показателям активности сукцинатдегидрогеназы и лактатдегидрогеназы. Напротив, под действием фосфора фосфатов активность этих ферментов снижается.

По активности щелочной фосфатазы установлено, что процессы дефосфорилирования под влиянием исследованных веществ ослабевают. При концентрации ионов аммония выше 5,0 мг N/дм³ они значительно возрастают. Аммонийный азот изменяет активность глутаматдегидрогеназы, активно задействованной в азотистом обмене; ортофосфат-ион в этих процессах не задействован.

Содержание гликогена под действием аммонийного азота демонстрировало тенденцию к накоплению при невысоких концентрациях, что, очевидно, связано с активацией процессов глюконеогенеза для обеспечения гомеостаза организма в таких условиях. Под действием фосфора фосфатов наблюдалось использование гликогена на обеспечение энергетических потребностей организма. При более высоких концентрациях наблюдалось снижение интенсивности процессов его накопления, вероятно, в связи с его использованием на процессы адаптации.

За счет ферментативного регулирования обменных процессов существенно изменяются уровни содержания липидов и белка в тканях молоди краснопёрки при воздействии исследованных соединений.

Научная новизна. Полученные данные дополняют и расширяют имеющиеся научные знания о закономерностях изменения активности ферментов энергетического, белкового обмена и процессов дефосфорилирования в тканях молоди карповых видов рыб под воздействием высоких концентраций биогенных элементов, в частности аммонийного азота и фосфора фосфатов.

Практическая значимость. Подобные изменения в количестве ферментов, их активности, содержании энергоемких веществ (белков, липидов, гликогена) могут быть использованы в качестве биохимических маркеров-индикаторов, указывающих на наличие токсической нагрузки в водоеме. К таковой можно отнести повышенные уровни аммонийного азота и фосфора фосфатов, что возможно в результате нерационального использования аммонийных и фосфорных удобрений на аграрных площадях и смывов с них, стоков с животноводческих комплексов и сбросов предприятий.

Ключевые слова: молодь красноперки, активность ферментов, энергоемкие соединения, аммонийный азот, фосфор фосфатов, токсическое воздействие.

ПОСТАНОВКА ПРОБЛЕМИ ТА АНАЛІЗ ОСТАННІХ ДОСЛІДЖЕНЬ І ПУБЛІКАЦІЙ

Антропогенне навантаження суттєво погіршує екологічний стан навколишнього середовища, в тому числі, знижуючи якість води. Встановлено, що у поверхневих водах басейну р. Дніпро найбільш істотно змінюється концентрація біогенних елементів (фосфат-йонів та неорганічних форм азоту). Азотисті і фосфоровмісні сполуки є основною складовою індустріальних та комунальних стоків і змивів з сільськогосподарських угідь мінеральних добрив та стічних вод тваринницьких комплексів. Також біогени є кінцевим продуктом деградації і подальшої мінералізації органічної речовини відмерлих організмів [1–3]. За високої концентрації азотистих сполук та фосфатів суттєво змінюється рН водного середовища; через токсичність окремих сполук азоту значно знижується життєздатність гідробіонтів [4]. Такі основні особливості вказаних сполук підкреслюють їхню подвійну природу: як біогенних елементів, які стимулюють розвиток первинних продуцентів і підвищують біопродуктивність водойми, а також як чинників негативного впливу — токсикантів широкого спектру дії. При цьому надмірна кількість азотистих сполук та фосфатів у воді погіршує фізіологічний стан водних організмів, і, як наслідок, обмежує біопродуктивний потенціал водних екосистем.

У воді амонійний азот представлений у вигляді: NH_3 — неіонізованої чи молекулярної форми — аміаку, та NH_4^+ — іонізованої — амонію. Амонійний іон має дещо нижчу біологічну проникність, ніж аміак, і поглинається зябрами риб з меншою інтенсивністю [5, 6]. Однак аміак може поглинатися з води рибами, і, переходячи в іон амонію в організмі риб, може викликати пошкодження клітин та тканин риб [7–10].

Питання щодо токсичності неорганічних форм азоту, зокрема найбільш токсичної їх форми — аміаку, для водних тварин, особливо для риб, досить широко досліджено і висвітлено в сучасній літературі [11–17]. Встановлено, що у риб, які знаходилися під дією високих концентрацій аміаку, виявлялися симптоми інтоксикації отрутою нервово-паралітичної та загальної дії. Показано, що концентрація аміаку у воді вище $0,2 \text{ мг/дм}^3$ знижує життєстійкість риб [18]. Але вплив хлориду амонію на фізіолого-біохімічний стан молоді риб, зокрема

краснопірки звичайної, досліджено недостатньо.

Антропогенне забруднення водойм збільшує надходження сполук фосфору, що також призводить до негативних наслідків для водних об'єктів [19–21]. Концентрація сполук фосфору в природних водоймах значною мірою залежить від їх надходження іззовні та інтенсивності використання біотою. Гідробіонти засвоюють фосфор водного середовища у формах ортофосфату та фосфорних ефірів. Однак надмірна кількість фосфору згубно впливає на життєдіяльність гідробіонтів та риб [22–25]. Риби на ранніх стадіях розвитку найбільш чутливі до токсичної дії різноманітних отрут. Молодь риб більш вразлива до шкідливого впливу сполук фосфору [26]. Проте вплив фосфатів на риб, а особливо на їхню молодь, виявлено не було.

ВИДІЛЕННЯ НЕВИРИШЕНИХ РАНІШЕ ЧАСТИН ЗАГАЛЬНОЇ ПРОБЛЕМИ. МЕТА РОБОТИ.

За останні роки з'явилася значна кількість робіт, які засвідчують велике екологічне значення окремих абіотичних та антропогенних чинників для риб: показано вплив різноманітних забруднювачів на інтенсивність перебігу метаболічних процесів, біохімічні зміни органів і тканин в онтогенезі в різні пори річного циклу, за зимівлі, голодування тощо. Проте, незважаючи на актуальність проведених досліджень, вплив хлориду амонію та ортофосфату на фізіолого-біохімічний стан молоді риб вивчений недостатньо.

Тому метою наших досліджень було встановлення закономірностей змін фізіолого-біохімічного стану молоді краснопірки звичайної (*Scardinius erythrophthalmus* L.) за хронічної дії підвищених концентрацій хлориду амонію та монофосфату калію.

МАТЕРІАЛИ ТА МЕТОДИ

Дослідження проводили на Білоцерківській експериментальній гідробіологічній станції Інституту гідробіології НАН України в модельних експериментах. Хронічні токсикологічні досліди з визначення впливу різних концентрацій йонів амонію та ортофосфату на життєздатність і фізіологічний стан молоді риб здійснювали протягом 14 діб у акваріумах ємністю 30 дм³ з розрахунком, щоб об'єм діючих розчинів токсикантів перевищував масу риби у 100–300 разів. Тобто, наявність та життєдіяльність біологічного об'єкта суттєво не впливали на хімічний склад експериментального середовища. В дослідках використовували хлорид амонію в концентрації 1,0–15,0 мг N/дм³ та монофосфат калію в концентрації 0,5–5,0 мг P/дм³. Щоденно проводили заміну 1/3 розчинів препаратів в експериментальних ємностях. В акваріуми поміщали по 30 екз. цьоголіток краснопірки масою 2,7–5,2 г та довжиною 44,5–60,8 мм.

Контрольна група риби знаходилась в аналогічному за об'ємом акваріумі з водою з р. Рось, в якій концентрація амонійного азоту становила 0,21 мг N/дм³, фосфору — 0,06 мг P/дм³, що значно менше, в порівнянні з ГДК_{рибогосп.} [27].

Під час проведення досліджень керувалися принципами біоетики.

Активність лактатдегідрогенази (ЛДГ) та лужної фосфатази (ЛФ) визначали за допомогою тест-наборів «ЛДГ», «Лужна фосфатаза» (ТОВ «НВП Філісіт-Діагностика», Україна). Активність сукцинатдегідрогенази (СДГ) — згідно з

фотометричним методом Єщенко та Вольського [28]. Активність глутаматдегідрогенази (ГДГ) встановлювали за методом Хохлова та ін. [29]. Активність ферментів визначали на спектрофотометрі СФ-26 за довжини хвилі 365, 530 та 420 нм.

Вміст загального білка у м'язах та зябрах визначали згідно з методом Лоурі [30], вміст загальних ліпідів — з використанням тест-набору «Загальні ліпіди» (ТОВ «НВП Філісіт-Діагностика», Україна), вміст глікогену — антроновим методом [31]. Вміст органічних сполук виявляли фотометричним методом на фотоелектроколориметрі КФК-2МП за довжини хвилі 750, 530 та 620 нм.

РЕЗУЛЬТАТИ ДОСЛІДЖЕНЬ ТА ЇХ ОБГОВОРЕННЯ

За результатами токсикологічних дослідів встановлено, що детоксикація та екскреція рибами надлишку амонійного азоту та фосфору потребує збільшення енергетичних витрат з використанням запасних речовин. Важлива роль у енергозабезпеченні пристосування риб до токсичного середовища належить ферментативним системам. Це забезпечує процеси фізіологічної адаптації риб до токсичного водного середовища.

Активність ферментів енергетичного обміну, зокрема ЛДГ та СДГ, свідчить про напрямок та інтенсивність процесів анаеробного або аеробного генерування енергії. Встановлено, що у відповідь на токсичну дію хлориду амонію посилюється активність як ЛДГ, так СДГ в тканинах молоді краснопірки. Так, активність ЛДГ в м'язах при концентрації йонів амонію 1,0–15,0 мг N/дм³ достовірно зростала на 53–65% відносно контролю (рис. 1 / Fig.1). Ще більше зростала активність СДГ у м'язах (у 2,5–3,8 раза). Також підвищилася активність цих ферментів в зябрах на 34,3–70,4% для ЛДГ та у 2,3–6,3 раза для СДГ відносно контролю за концентрації 2,5–15,0 мг N/дм³. Це пояснюється високими енерговитратами в зябрах, спрямованими на процеси знешкодження та екскреції хлориду амонію. Таким чином, у відповідь на токсичний вплив йонів амонію посилюється як анаеробне дихання риб, так і аеробне, яке домінувало в цих процесах.

За впливу ортофосфат-йону активність ЛДГ в м'язах молоді краснопірки при концентрації 0,5–2,5 мг P/дм³ не змінювалася відносно контролю. Проте її активність в зябрах за цих концентрацій знижувалася на 15–33%. Лише за концентрації 5,0 мг P/дм³ активність ЛДГ у зябрових пелюстках зросла на 19,8% порівняно з контролем, що свідчить про посилення гліколізу за цих умов.

Активність СДГ за дії ортофосфат-йону в м'язах та зябрах молоді краснопірки достовірно знижувалася. Так, в м'язах зафіксовано зниження активності цього ферменту за концентрацій 0,5–5,0 мг P/дм³ на 43,1–51,8% відносно контролю, у зябрах — на 16,8–49,7% за вмісту 0,5–5,0 мг P/дм³. Це свідчить про помірну токсичність ортофосфат-йону в досліджених концентраціях на організм краснопірки.

Також було проведено дослідження активності деяких інших маркерних ферментів. Лужна фосфатаза (ЛФ) є власним ферментом плазматичної мембрани і зустрічається практично у всіх типах тваринних клітин. Будь-яка зміна чинників середовища, зокрема високий вміст токсикантів, може впливати на активність лужної фосфатази [32–35].

Рис. 1. Активність ЛДГ, СДГ в тканинах краснопірки за дії хлориду амонію та монофосфату калію

Примітка. Тут і надалі : 1 — м'язи; 2 — зябра; К/С — контроль/control.

Fig. 1. The activity of LDH and SDH in tissues of common rudd effected by ammonium chloride and monopotassium phosphate

Note. Hereinafter referred to as: 1 — muscle; 2 — gills; K/C — control/

В досліді було встановлено, що за впливу концентрації 5,0 мг N/дм³ хлориду амонію активність ЛФ в м'язах молоді краснопірки знизилася на 35,7% відносно контролю, при концентрації 15,0 мг N/дм³ — зросла на 36,3%. Це свідчить про активацію процесів дефосфорилювання за посилених енерговитрат. В тканині зябер зростання активності ЛФ безпосередньо залежало від концентрації токсиканта, а її величина знизилася на 6,3–67,5% відносно контролю (рис. 2). Це вказує на зниження інтенсивності процесів дефосфорилювання у зябрових пелюстках за цих умов.

За впливу ортофосфат-йону в м'язах молоді краснопірки зафіксовано зниження активності ЛФ за концентрацій 0,5–5,0 мг P/дм³ на 22,6–74,1% відносно контролю, у зябрах — на 59,6–4,8% порівняно з контролем. Це також свідчить про зниження інтенсивності процесів дефосфорилювання у відповідь на вплив ортофосфатів.

Інший маркерний фермент — глутаматдегідрогеназа (ГДГ) — фермент білкового обміну. Його основною метаболічною роллю є дезамінування глутамату, в результаті чого утворюється α-кетоглутарат і виділяється аміак [36]. Однак, якщо аміак з організму не виведений і існує необхідність зменшення його кількості та/або збільшення кількості енергетичних субстратів, глутаматдегідрогеназа може діяти в оберненому напрямі. Це проявляється у амінуванні α-кетоглутарату до глутамату за присутності NADH.

Рис. 2. Активність ЛФ, ГДГ в тканинах краснопірки за дії хлориду амонію та монофосфату калію

Fig. 2. The activity of ALP and GLDH in tissues of common rudd effected by ammonium chloride and monopotassium phosphate

Так, за умов нашого дослідження встановлено, що активність ГДГ в м'язах за вмісту хлориду амонію на рівні 1,0 мг N/дм³ знижувалася на 25,8% відносно контролю. Це свідчить про відсутність негативного впливу на білковий обмін цієї концентрації. За вмісту 2,5–15,0 мг N/дм³ активність ферменту зростала в 2–4 рази. Це пов'язано з тим, що за токсичних умов організму необхідно активне зв'язування надлишкового аміаку для подальшого його виведення з організму. В з'ябрах краснопірки за дії концентрації 15,0 мг N/дм³ активність ГДГ була вищою, ніж контрольні значення, на 42,8%, що пов'язано з безпосередньою участю цього ферменту в процесах детоксикації та екскреції аміаку.

За впливу концентрацій ортофосфат-йону 0,5–5,0 мг P/дм³ в м'язах краснопірки зафіксовано зниження активності ГДГ на 30,6–74,6% порівняно з контролем, а в з'ябрах — на 24,4–38,1%. Це вказує на помірний токсичний вплив ортофосфат-йону та зниження активності процесів білкового обміну.

Основним найбільш доступним джерелом енергії в організмі риб є глікоген, який використовується раніше, ніж ліпіди або білки. Значне зниження його вмісту відбувається за підвищення енергетичних потреб у відповідь на токсичний вплив [37–41]. Глікоген забезпечує енергетичне підтримання фізіологічних реакцій на дію стресорів.

Встановлено, що за концентрації хлориду амонію на рівні 1,0–2,5 та 5,0–15,0 мг N/дм³ вміст глікогену був відповідно у 2,3–3,1 раза та на 18,3–6,0% вищим, ніж контрольні значення. За дії монофосфату калію в концентрації 0,5–

5,0 мг Р/дм³ вміст глікогену в м'язах молоді краснопірки знижувався на 18,6–30,2% відносно контролю. Це, вірогідно, пов'язано з активізацією процесів глюконеогенезу за дії токсичного навантаження на організм піддослідних риб, та узгоджується зі зниженням вмісту білків у тканинах молоді. В м'язах та зябрах достовірних змін глікогену не виявлено (рис. 3).

Рис. 3. Вміст глікогену в тканинах краснопірки за дії хлориду амонію та монофосфату калію

Fig. 3. Glycogen content in tissues of common rudd effected by ammonium chloride and monopotassium phosphate

Крім того, для подолання токсичного впливу хлориду амонію чи монофосфату калію залучаються ліпіди. Вони використовуються для поповнення енерговитрат за тривалого впливу токсикантів на організм. Встановлено, що лише за вищих досліджених концентрацій амонію (5,0–15,0 мг N/дм³) вміст ліпідів в м'язах молоді краснопірки знижувався на 12,9 та 26,8% відносно контролю. Ліпіди активно залучалися для енергетичного забезпечення процесів детоксикації та екскреції хлориду амонію з організму. Вміст ліпідів в зябрових пелюстках за концентрацій 2,5–15,0 мг N/дм³ знижувався на 55,6–60,2% відносно контролю. Це пов'язано з посиленими енерговитратами на детоксикацію та екскрецію хлориду амонію зябрами, а, можливо, зі зменшенням вмісту фосфоліпідів у мембранах через пошкодження токсикантом.

За впливу підвищених концентрацій ортофосфат-йону лише при 5,0 мг Р/дм³ вміст ліпідів у м'язах знижувався на 13,6% відносно контролю. В зябрах за концентрації 0,5–2,5 мг Р/дм³ вміст ліпідів достовірно не змінювався, а при 5,0 мг Р/дм³ зріс на 35,7% (рис. 4). Це може бути пов'язаним із ущільненням клітинних мембран для зменшення проникності ортофосфат-йону в організм краснопірки.

За тривалої дії токсикантів на організм можливе істотне використання білків для енергетичного забезпечення процесів протидії їхньому впливу. Відомо, що за дії отруйних речовин вміст білків і ліпідів в м'язах та печінці риб знижується, за рахунок використання їх в процесах глюконеогенезу [42, 43].

За впливу хлориду амонію в м'язах молоді краснопірки зафіксовано деяке зниження вмісту білка на 16,0–20,5% за концентрації амонію на рівні 1,0–15,0 мг N/дм³. За дії ортофосфат-йону в м'язах за концентрації 0,5–1,0 мг Р/дм³ також достовірно зменшувався вміст білка на 7,4 та 12,8%. В зябрах достовірних змін вмісту білка не було відмічено ні за дії підвищених концентрацій амонію, ні ортофосфатів.

Рис. 4. Вміст загальних ліпідів в тканинах краснопірки за дії хлориду амонію та монофосфату калію

Fig. 4. Total lipids content in tissues of common rudd effected by ammonium chloride and monopotassium phosphate

ВИСНОВКИ ТА ПЕРСПЕКТИВИ ПОДАЛЬШОГО РОЗВИТКУ

За результатами хронічних токсикологічних досліджень встановлені особливості біохімічних механізмів адаптації молоді краснопірки звичайної (*Scardinius erythrophthalmus* L.). Встановлено, що під впливом підвищених концентрацій йонів амонію посилюється активність ферментів енергетичного обміну. При цьому активність аеробних процесів (СДГ) підвищується істотно більше — до 3,8 раза вище, порівняно з контролем; активність анаеробних процесів значно менше — до 70,4%. За впливу ортофосфат-йону активність СДГ у м'язах та зябрах молоді краснопірки переважно знижувалася, а така ЛДГ у зябрах підвищувалася лише на 19,8%, порівняно з контролем, за 5,0 мг P/дм³.

Отримані результати вказують на те, що активність процесів дефосфорилювання (ЛФ) у м'язах та зябрах краснопірки за дії йонів амонію знижувалася за концентрації 1,0–5,0 мг N/дм³, а за 15,0 г N/дм³ у м'язах — дещо зростала — до 36,3% порівняно з контролем. Монофосфат калію викликав також зменшення активності ЛФ та процесів дефосфорилювання.

Активність глутаматдегідрогенази (білковий обмін) у тканинах молоді краснопірки за дії підвищеної концентрації хлориду амонію (понад 2,5 мг N/дм³) істотно зростала — до 4,0 разів відносно контролю. Це пов'язано з процесами детоксикації надлишкового аміаку та його екскреції з організму. Цей фермент не був задіяний в процесах пристосування риб до підвищеної концентрації монофосфату калію, його активність в тканинах знижувалася.

Що стосується вмісту енергетичних субстратів у тканинах риб, вміст глікогену у м'язах за дії хлориду амонію зростав. Це, очевидно, пов'язано з активацією процесів глюконеогенезу переважно за рахунок білків, вміст яких знижувався. Проте, підвищені концентрації монофосфату калію викликали активне використання глікогену на забезпечення енергетичних потреб організму, його вміст знижувався до 30,2% порівняно з контролем. Ліпіди використовувалися для підтримання гомеостазу організму лише за значних концентрацій йонів амонію та фосфатів — понад 5,0 мг N/дм³ та 5,0 мг P/дм³.

Таким чином, досліджені показники можна використовувати для оцінки фізіологічного стану молоді краснопірки та якості водного середовища.

ЛІТЕРАТУРА

1. Гідроекологічний стан басейну річки Рось / Хільчевський В. К. та ін. Київ : Ніка-Центр, 2009. 115 с.
2. Булатова А. А., Антропова Н. К. Антропогенное воздействие на окружающую среду и здоровье человека // Новое слово в науке: перспективы развития : VI Междунар. науч.-практ. конф., Чебоксары, 20 нояб. 2015 г. : матер. Чебоксары : ЦНС «Интерактив плюс», 2015. С. 236—237.
3. Randall D. J., Tsui T. K. N. Ammonia toxicity in fish // Marine pollution bulletin. 2002. Vol. 45 (1–12). P. 17—23.
4. Lotter A. F., Anderson N. J. Limnological responses to environmental changes at inter-annual to decadal time-scales // Tracking environmental change using lake sediments. Dordrecht : Springer, 2012. P. 557—578.
5. Camargo J. A., Alonso A. Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: A global assessment // Environ. Int. 2006. Vol. 32 (6). P. 831—849.
6. Ammonia in aquatic systems / Francis-Floyd R. et al. // University of Florida IFAS Extension Publication., 2009. URL: www.researchgate.net/profile/Denise_Petty/publication/241040412_Ammonia_in_Aquatic_Systems1/links/00463536768b96d21b000000.pdf (accessed: 22.12.2019).
7. Aquatic Life Ambient Water Quality Criteria For Ammonia — Freshwater. Washington, DC : U.S. Environmental Protection Agency Office of Water Office of Science and Technology, 2013. URL : <https://www.epa.gov/sites/production/files/2015-08/documents/aquatic-life-ambient-water-quality-criteria-for-ammonia-freshwater-2013.pdf> (accessed : 22.12.2019).
8. Randall D. J., Wright P. A. Ammonia distribution and excretion in fish // Fish Physiology and Biochemistry. 1987. Vol. 3 (3). P. 107—120.
9. Smart G. The effect of ammonia exposure on gill structure of the rainbow trout (*Salmo gairdneri*) // Journal of Fish Biology. 1976. Vol. 8 (6). P. 471—475.
10. Levit S. M. A literature review of effects of ammonia on fish // Center for Science in Public Participation Bozeman, Montana. — 2010. URL : <https://www.conservationgateway.org/ConservationByGeography/NorthAmerica/UnitedStates/alaska/sw/cpa/Documents/L2010ALR122010.pdf>. (accessed : 22.12.2019).
11. Sub-lethal concentrations of ammonia impair performance of the teleost fast-start escape response / McKenzie D. J. et al. // Physiological and Biochemical Zoology. 2008. Vol. 82 (4). P. 353—362.
12. Report on ammonia and inland fisheries. European Island Fisheries Advisory Commission. Working party on water quality criteria for European freshwater fish. Rome : FAO of the UN/EIFAC, 1970. 12 p.
13. Abdalla A., El-Shebly H. A., Gad M. J. Effect of chronic ammonia exposure on growth performance, serum growth hormone (GH) levels and gill histology of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) // Microbiol. Biotech. Res. 2011. Vol. 1 (4). P. 183—197.
14. Boudreaux P. J., Ferrara A. M., Fontenot Q. C. Acute toxicity of ammonia to spotted gar, *Lepisosteus oculatus*, alligator gar, *Atractosteus spatula*, and paddlefish, *Polyodon spathula* // Journal of the World Aquaculture Society. 2007. Vol. 38 (2). P. 322—325.

15. Tilak K. S., Lakshmi S. J., Susan T. A. The toxicity of ammonia, nitrite and nitrate to the fish, *Catla catla* (Hamilton) // Journal of environmental biology. 2002. Vol. 23 (2). P. 147—149.
16. Naidu G. N., Kumar P. P. N. V., Shameem U. Acute and sub-acute toxic effect of ammonia on behavioral and haematological responses of Indian major carp *Labeo rohita* Ham., 1822 // International Journal of Fisheries and Aquatic Studies. 2017. Vol. 5 (2). P. 332—335.
17. Colt J., Tchobanoglous G. Evaluation of the short-term toxicity of nitrogenous compounds to channel catfish, *Ictalurus punctatus* // Aquaculture. 1976. Vol. 8 (3). P. 209—224.
18. Nutrients: Phosphorus, Nitrogen Sources, Impact on Water Quality — A General Overview. URL : <https://www.pca.state.mn.us/sites/default/files/wq-iw3-22.pdf> (accessed : 22.12.2019)
19. Ecological response to hurricane events in the Pamlico Sound system, North Carolina, and implications for assessment and management in a regime of increased frequency / Paerl H. W. et al. // Estuaries and Coasts. 2006. Vol. 29 (6). P. 1033—1045.
20. Ulén B. M., Weyhenmeyer G. A. Adapting regional eutrophication targets for surface waters—influence of the EU Water Framework Directive, national policy and climate change // Environmental Science & Policy. 2007. Vol. 10 (7–8). P. 734—742.
21. A review of the potential impacts of climate change on surface water quality / Whitehead P. G. et al. // Hydrological Sciences Journal. 2009. Vol. 54 (1). P. 101—123.
22. Chukwu L. O., Okpe H. A. Differential response of *Tilapia guineensis* fingerlings to inorganic fertilizer under various salinity regimes // Journal of environmental biology. 2006. Vol. 27 (4). P. 687—690.
23. Molecular diversity of denitrifying genes in continental margin sediments within the oxygen-deficient zone off the Pacific coast of Mexico / Liu X. et al. // Appl. Environ. Microbiol. 2003. Vol. 69 (6). P. 3549—3560.
24. The effect of high ortho-phosphate water levels on growth, feed intake, nutrient utilization and health status of juvenile turbot (*Psetta maxima*) reared in intensive recirculating aquaculture systems (RAS) / Van Bussel C. G. J. et al. // Aquacultural engineering. 2013. Vol. 57. P. 63—70.
25. Effects of Ortho-Phosphate on Growth Performance, Welfare and Product Quality of Juvenile African Catfish (*Clarias gariepinus*) / Strauch S. M. et al. // Fishes. 2019. Vol. 4 (1). P. 1—17.
26. Aquatic Toxicity Assessment of Phosphate Compounds / Kim E. et al. // Environmental Health and Toxicology. 2013. Vol. 28. P. 2—8.
27. СОУ — 05.01.-37-385:2006. Вода рибогосподарських підприємств. Загальні вимоги та норми. Київ : Міністерство аграрної політики України, 2006. 15 с. (Стандарт Мінагрополітики України).
28. Ещенко Н. Д., Вольский Г. Г. Определение активности сукцинатдегидрогеназы // Методы биохимических исследований (липидный и энергетический обмен) Ленинград : Ленингр. ун.-т, 1982. С. 210—212.
29. Способ определения активности глутаматдегидрогеназы в биологических объектах : пат. № 1573419, SU 1573419 Al. 1990 / 1-й Московский Медицинский Институт им. И. М. Сеченова. URL : <http://patents.su/2-1573419-sposob-opredeleniya-aktivnosti-glutamatdegidrogenazy-v-biologicheskikh-obektakh.html> (дата обращения : 22.12.2019).

30. Protein measurement with the folin phenol reagent / Lowry O. H. et al. // J. Biol. Chem. 1951. Vol. 193, № 1. P. 265—275.
31. Шапиро Д. К. Практикум по биологической химии // ред. Вечер А. С. Минск : Вышэйшая школа, 1976. 288 с.
32. Причепа М. В. Особливості адаптації аборигенних окуневих риб до дії екологічних чинників водного середовища : автореф. дис. на здобуття наук. ступеня канд. біол. наук : 03.00.10 «Іхтіологія». Київ, 2016. 24 с.
33. Zutshi B., Noor N., Sreekala G. Assessment of protein assessment of protein, glycogen and activity of phosphatases of *Labeo rohita* in response to physico-chemical parameters of lakes of Bangalore // THE BIOSCAN. 2015. Vol. 10, № 4. P. 1531—1537.
34. Activity levels of phosphatases of the air-breathing catfish *Mystus cavasius* exposed to electroplating industrial effluent chromium / Palanisamy P. et al. // Biology and Medicine. 2012. Vol. 4, № 2. P. 60—64.
35. Activity of Enzymes of Blood Plasma of Carp (*Cyprinus carpio*) under Albendazole Impact / Kurbatova I. M. et al. // Hydrobiological Journal. 2018. Vol. 54, № 4. P. 72—77.
36. Нельсон Д. Л., Кокс М. М., Ленинджер А. Основы биохимии Ленинджера. В 3 т. Т. 2. Биоэнергетика и метаболизм : 3-е изд. Москва : Лаборатория знаний, 2017. С. 588—589.
37. Fatma A. S., Gad M. N. S. Environmental pollution-induced biochemical changes in tissues of *Tilapia zillii*, *Solea vulgaris* and *Mugil carpito* from lake Qarun, Egypt // Global Veterenaria. 2008. Vol. 2 (6). P. 327—336.
38. Cicik B., Engin K. The effects of cadmium on levels of glucose in serum and glycogen reserves in the liver and muscle tissues of *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) // Turk J. vet. 2005. Vol. 29. P. 113—117.
39. Changes in carbohydrate metabolism in the eel *Anguilla anguilla* during short-term exposure to diazinon / Ceron J. J. et al. // Toxicol. Environ. Chem. 1997. Vol. 60. P. 201—210.
40. Jyothi B., Narayan G. Effect of phorate on certain protein profiles of serum in freshwater fish, *Clarias batrachus* // J. Environ. Biol. 1997. Vol. 18. P. 137—140.
41. Neff H. M. Use of biochemical measurement to detect pollutant-mediated damage to fish. ASTM // Spec tech. publ. 1985. Vol. 854. P. 155—183.
42. Bhattacharya H., Lun L., Gomez R. G. D. Biochemical effects to toxicity of CCl₄ on rosy barbs (*Puntius conchoni*) // J. Our Nat. 2005. Vol. 3. P. 10—25.
43. Adamu K. M., Kori-Siakpere O. Effects of sub-lethal concentrations of tobacco (*Nicotiana tobaccum*) leaf dust on some biochemical parameters of hybrid catfish (*Clarias gariepinus* and *Heterobranchus bidorsalis*) // Brazilian Archives of Biology and Technology. 2011. Vol. 54, № 1, P. 183—196.

REFERENCES

1. Khilchevskiy, V. K., Kurylo, S. M., Dubniak, S. S., Savitskiy, V. M., & Zabokrytska, M. R. (2009). *Hidroekolohichniy stan baseinu richky Ros: monohrafiia*. Kyiv: Nika-Tsentr.
2. Bulatova, A. A., & Antropova, N. K. (2015). Antropohennoe vozdeistviye na okruzhaiushchuiu sredy u zdorove cheloveka. *Novoe slovo v nauke: perspektivy razvytiya*, 4, 236-237.

3. Randall, D. J., & Tsui, T. K. N. (2002). Ammonia toxicity in fish. *Marine pollution bulletin*, 45 (1-12), 17-23.
4. Lotter, A. F., & Anderson, N. J. (2012). Limnological responses to environmental changes at inter-annual to decadal time-scales. *Tracking environmental change using lake sediments*. Dordrecht: Springer, 557-578.
5. Camargo, J. A., & Alonso, Á. (2006). Ecological and toxicological effects of inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: a global assessment. *Environment International*, 32 (6), 831-849.
6. Francis-Floyd, R., Watson, C., Petty, D., & Pouder, D. B. (2009). Ammonia in aquatic systems. *University of Florida IFAS Extension Publication# FA-16*.
7. US Environmental Protection Agency. (2013). *Aquatic Life Ambient Water Quality Criteria for Ammonia-Freshwater*.
8. Randall, D. J., & Wright, P. A. (1987). Ammonia distribution and excretion in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 3 (3), 107-120.
9. Smart, G. (1976). The effect of ammonia exposure on gill structure of the rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Journal of Fish Biology*, 8 (6), 471-475.
10. Levit, S. M. (2010). A literature review of effects of ammonia on fish. Center for Science in Public Participation Bozeman, Montana. conservationgateway.org. Retrieved from: <https://www.conservationgateway.org/ConservationByGeography/NorthAmerica/UnitedStates/alaska/sw/cpa/Documents/L2010ALR122010.pdf>.
11. McKenzie, D. J., Shingles, A., Claireaux, G., & Domenici, P. (2008). Sublethal concentrations of ammonia impair performance of the teleost fast-start escape response. *Physiological and Biochemical Zoology*, 82(4), 353-362.
12. European Inland Fisheries Advisory Commission. (1970). Water Quality Criteria for European Freshwater Fish. *Report on ammonia and in land fisheries. EIFAC Tech. Paper, 1, 1*.
13. El-Shebly, A. A., & Gad, H. A. M. (2011). Effect of chronic ammonia exposure on growth performance, serum growth hormone (GH) levels and gill histology of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *J Microbiol Biotechnol Res*, 1(4), 183-197.
14. Boudreaux, P. J., Ferrara, A. M., & Fontenot, Q. C. (2007). Acute toxicity of ammonia to spotted gar, *Lepisosteus oculatus*, alligator gar, *Atractosteus spatula*, and paddlefish, *Polyodon spathula*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 38(2), 322-325.
15. Tilak, K. S., Lakshmi, S. J., & Susan, T. A. (2002). The toxicity of ammonia, nitrite and nitrate to the fish, *Catla catla* (Hamilton). *Journal of environmental biology*, 23(2), 147-149.
16. Kumar, P. V., Naidu, G. N., Satyanarayana, B., & Shameem, U. (2017). Effect of Ammonia Toxicity on the biochemical and enzymatic activity of Indian major carp *Labeo rohita* (Ham, 1822). *Journal of environmental biology*, 23 (2), 147-149.
17. Colt, J., & Tchobanoglous, G. (1976). Evaluation of the short-term toxicity of nitrogenous compounds to channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture*, 8(3), 209-224.
18. *Nutrients: Phosphorus, Nitrogen Sources, Impact on Water Quality — A General Overview* (2008). Minnesota Pollution Control Agency.
19. Paerl, H. W., Valdes, L. M., Joyner, A. R., Peierls, B. L., Piehler, M. F., Riggs, S. R., & Clesceri, E. J. (2006). Ecological response to hurricane events in the Pamlico Sound system, North Carolina, and implications for assessment and management in a regime of increased frequency. *Estuaries and Coasts*, 29(6), 1033-1045.

20. Ulén, B. M., & Weyhenmeyer, G. A. (2007). Adapting regional eutrophication targets for surface waters — influence of the EU Water Framework Directive, national policy and climate change. *Environmental Science & Policy*, 10(7-8), 734-742.
21. Whitehead, P. G., Wilby, R. L., Battarbee, R. W., Kernan, M., & Wade, A. J. (2009). A review of the potential impacts of climate change on surface water quality. *Hydrological sciences journal*, 54(1), 101-123.
22. Chukwu, L. O., & Okpe, H. A. (2006). Differential response of *Tilapia guineensis* fingerlings to inorganic fertilizer under various salinity regimes. *Journal of environmental biology*, 27(4), 687-690.
23. Liu, X., Tiquia, S. M., Holguin, G., Wu, L., Nold, S. C., Devol, A. H., & Zhou, J., et al. (2003). Molecular diversity of denitrifying genes in continental margin sediments within the oxygen-deficient zone off the Pacific coast of Mexico. *Appl. Environ. Microbiol.*, 69(6), 3549-3560.
24. van Bussel, C. G., Mahlmann, L., Kroeckel, S., Schroeder, J. P., & Schulz, C. (2013). The effect of high ortho-phosphate water levels on growth, feed intake, nutrient utilization and health status of juvenile turbot (*Psetta maxima*) reared in intensive recirculating aquaculture systems (RAS). *Aquacultural engineering*, 57, 63-70.
25. Strauch, S. M., Bahr, J., Baßmann, B., Bischoff, A. A., Oster, M., Wasenitz, B., & Palm, H. W. (2019). Effects of Ortho-Phosphate on Growth Performance, Welfare and Product Quality of Juvenile African Catfish (*Clarias gariepinus*). *Fishes*, 4(1), 3.
26. Kim, E., Yoo, S., Ro, H. Y., Han, H. J., Baek, Y. W., Eom, I. C., & Choi, K., et al. (2013). Aquatic toxicity assessment of phosphate compounds. *Environmental health and toxicology*, 28.
27. Voda rybohospodarskykh pidpriemstv. Zahalni vymohy ta normy. (2006). *SOU-05.01.-37-385:2006. Standart minahropolityky Ukrainy*. Kyiv: Ministerstvo ahrarynoi polityky Ukrainy.
28. Eshchenko, N. D., & Volskyi, H. H. (1982). *Opreddenye aktivnosti suksynatdehydrogenazy*. Metody byokhymycheskykh yssledovaniy (lpyydniy y enerhetycheskyi obmen). Prokhorovoi M. Y. (Ed.). Leningrad: Lenynhr. un-t, 210-212.
29. Khokhlov, A. P., Sydorova, N. V., & Alyeva, Kh. K. (1990). Sposob opredeleniya aktivnosti glutamatdehydrogenazy v byolohycheskykh obektakh. Avtorskoe yzobretenye SU 1573419 Al. № 1573419. *patents.su*. Retrieved from <http://patents.su/2-1573419-sposob-opredeleniya-aktivnosti-glutamatdegidrogenazy-v-biologicheskikh-obektakh.html>.
30. Lowry, O. H., Rosebrough, N. J., Farr, A. L., & Randall, R. J. (1951). Protein measurement with the Folin phenol reagent. *Journal of biological chemistry*, 193, 265-275.
31. Shapuro, D. K. (1976). *Praktykum po byolohycheskoi khymyy*. Mynsk: Vyshaia shkola, 169-170.
32. Prychepa, M. V. (2016). Osoblyvosti adaptatsii aboryhennykh okunevykh ryb do dii ekolohichnykh chynnykiv vodnoho seredovyscha. *Extended abstract of candidate's thesis*. Kyiv: In-t hidrobiolohii.
33. Zutshi, B., Noor, N., & Sreekala, G. (2015). Assessment of protein, glycogen and activity of ctivity of phosphatases of *Labeo rohita* in response to physico-chemical parameters of lakes of Bangalore Assessment. *THE BIOSCAN*, 10(4), 1531-1537.

34. Palanisamy, P., Sasikala, G., Mallikaraj, D., Bhuvaneshwari, N., & Natarajan, G. M. (2012). Activity levels of phosphatases of the air-breathing catfish *Mystus cavasius* exposed to electroplating industrial effluent chromium. *Biology and Medicine*, 4(2), 60-64.
35. Kurbatova, I. M., Yevtushenko, M. Y., Zakharenko, M. O., & Chepil, L. V. (2018). Activity of Enzymes of Blood Plasma of Carp (*Cyprinus carpio*) under Albendazole Impact. *Hydrobiological Journal*, 54(4), 72-77.
36. Nelson, D. L., Koks, M. M., & Lenyndzher, A. (2017). *Osnovy byokhymyy Lenyndzhera*, 588-589.
37. Mohamed, F. A. S., & Gad, N. S. (2008). Environmental pollution-induced biochemical changes in tissues of *Tilapia zillii*, *Solea vulgaris* and *Mugil capito* from Lake Qarun, Egypt. *Global Vet*, 2(6), 327-336.
38. Cicik, B., & Engin, K. (2005). The effects of cadmium on levels of glucose in serum and glycogen reserves in the liver and muscle tissues of *Cyprinus carpio* (L., 1758). *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 29(1), 113-117.
39. Ceron, J. J., Sancho, E., Ferrando, M. D., Gutierrez, C., & Andreu, E. (1997). Changes in carbohydrate metabolism in the eel *anguilla anguilla*, during short-term exposure to diazinon. *Toxicological & Environmental Chemistry*, 60(1-4), 201-210.
40. Jyothi, B., & Narayan, G. (1997). Effect of phorate on certain protein profiles of serum in freshwater fish, *Clarias batrachus* (Linn.). *Journal of Environmental Biology*, 18(2), 137-140.
41. Neff, J. M. (1985). Use of biochemical measurements to detect pollutant-mediated damage to fish. *Aquatic toxicology and hazard assessment: seventh symposium. ASTM International*, 155-183.
42. Bhattacharya, H., & Lun, L. (2005). Biochemical effects to toxicity of CCl₄ on rosy barbs (*Puntius conchoni*). *Our Nature*, 3(1), 20-25.
43. Adamu, K. M., & Kori-Siakpere, O. (2011). Effects of sublethal concentrations of tobacco (*Nicotiana tabacum*) leaf dust on some biochemical parameters of Hybrid catfish (*Clarias gariepinus* and *Heterobranchus bidorsalis*). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 54(1), 183-196.

МЕТОДИ ФІЗІОЛОГО-БІОХІМІЧНИХ ДОСЛІДЖЕНЬ РИБ. ТЕМАТИЧНА БІБЛІОГРАФІЯ

І. Й. Грициняк, library@if.org.ua, Інститут рибного господарства НААН, м. Київ
Т. М. Швець, library@if.org.ua, Інститут рибного господарства НААН, м. Київ

Мета. Формування довідкового переліку україно- та російськомовних публікацій з питань розробки та застосування класичних і сучасних методів досліджень у фізіології та біохімії риб.

Методика. Під час системного пошуку у процесі підготовки тематичного переліку було застосовано як цілісний, так і вибірковий методи. Бібліографічне ядро складало виключно україно- та російськомовні наукові видання, наявні у фонді наукової бібліотеки Інституту рибного господарства НААН України.

Результати. Сформовано тематичний бібліографічний перелік публікацій загальною кількістю 92 джерела, що охоплюють часовий інтервал з 1953 по 2016 рр., та присвячені методам досліджень фізіолого-біохімічних показників різних видів та вікових груп риб. Літературні джерела розміщені у алфавітному порядку за автором чи назвою, описані згідно з ДСТУ 8302:2015 «Інформація та документація. Бібліографічне посилання. Загальні положення та правила складання», із урахуванням поправок (код УКНД 01.140.40), а також відповідно до вимог оформлення списку літератури за міжнародним стандартом APA style.

Практична значимість. Підготовлений список публікацій може бути використаний науковцями, практиками, спеціалістами, студентами, до сфери інтересів яких належать питання фізіології, гематології, біохімії риб, іхтіології та рибництва.

Ключові слова: біохімічні показники риб, фізіологія риб, гематологія риб, склад тканин і органів риб, онтогенез риб.

METHODS OF PHYSIOLOGICAL AND BIOCHEMICAL STUDIES OF FISH. THEMATIC BIBLIOGRAPHY

Ir. Hrytsynyak, library@if.org.ua, Institute of Fisheries NAAS, Kyiv
T. Shvets, library@if.org.ua, Institute of Fisheries NAAS, Kyiv

Purpose. Forming a thematic bibliographic list of publications on the development and application of classical and modern research methods in fish physiology and biochemistry.

Methods. The complete and selective methods were applied in the process of the systematic search. The bibliographic core have been formed with the publications exclusively in Ukrainian and Russian from the fund of scientific library of the Institute of Fisheries NAAS of Ukraine.

Results. A thematic list of publications was composed with a total quantity of 92 sources covering the time interval from 1953 to 2016, which concern the research methods for studying physiological and biochemical parameters of various fish species and age groups. The literary sources are arranged in alphabetical order by author or title, and described according to DSTU 8302:2015

© І. Й. Грициняк, Т. М. Швець, 2020

"Information and documentation. Bibliographic reference. General principles and rules of composition", with the amendments (code UKND 01.140.40), as well as in accordance with the requirements of APA style — international standard of references.

Practical value. The list may be useful for scientists, practitioners, specialists, students, whose area of interests covers the problems of fish physiology, hematology and biochemistry, as well as ichthyology and fish farming.

Key words: biochemical parameters of fish, fish physiology, fish hematology, composition of fish tissues and organs, fish ontogenesis.

МЕТОДЫ ФИЗИОЛОГО-БИОХИМИЧЕСКИХ ИССЛЕДОВАНИЙ РЫБ. ТЕМАТИЧЕСКАЯ БИБЛИОГРАФИЯ

Ир. И. Грициняк, library@if.org.ua, Институт рыбного хозяйства НААН, г. Киев

Т. М. Шве́ц, library@if.org.ua, Институт рыбного хозяйства НААН, г. Киев

Цель. Формирование справочного перечня украино- и русскоязычных публикаций по вопросам разработки и применения классических и современных методов исследований в физиологии и биохимии рыб.

Методика. В ходе системного поиска в процессе подготовки тематического перечня были применены как целостный, так и выборочный методы. Библиографическое ядро составляли исключительно украино- и русскоязычные научные издания, имеющиеся в фонде научной библиотеки Института рыбного хозяйства НААН Украины.

Результаты. Сформирован тематический библиографический перечень публикаций в количестве 92 источника, охватывающих временной интервал с 1953 по 2016 гг., и посвященных методам исследований физиолого-биохимических показателей различных видов и возрастных групп рыб. Литературные источники размещены в алфавитном порядке по автору или названию, описаны согласно ДСТУ 8302:2015 «Информация и документация. Библиографическая ссылка. Общие положения и правила составления», с учетом поправок (код УКНД 01.140.40), а также в соответствии с требованиями к оформлению списка литературы по международному стандарту APA style.

Практическая значимость. Подготовленный список публикаций может быть использован учеными, практиками, специалистами, студентами, сфера интересов которых охватывает вопросы физиологии, гематологии, биохимии рыб, ихтиологии и рыбоводства.

Ключевые слова: биохимические показатели рыб, физиология рыб, гематология рыб, состав тканей и органов рыб, онтогенез рыб.

1. Андреев А. Ю., Муханов В. С. Метод прижизненной морфометрии ядерных эритроцитов рыб // Гидробиологический журнал. 2012. Т. 49, № 3. С. 115—120.
2. Андреева А. П. Методика определения теплоустойчивости коллагена в ткани и проколлагена в растворе // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 93—98.
3. Апекин В. С. Исследование методом иммунодиффузии выделений яиц осетровых // Журнал общей биологии. 1969. Т. 30, № 2. С. 234—238.
4. Аршавский Д. С. Усовершенствование методики окраски хрящевых тканей молоди рыб альциановым синим на тотальных препаратах // Сборник научных трудов ГосНИОРХ. 1983. Вып. 194. С. 116.
5. Балахнин И. А. Серологические методы и их применение для исследования

- внутривидовых различий крови рыб : автореф. дис. на соискание уч. степени канд. биол. наук. Киев : Институт биохимии АН УССР, 1965. 17 с.
6. Басалкевич С. П. К методике получения сывороточного альбумина карпа // Рыбное хозяйство. 1974. Вып. 19. С. 68—70.
 7. Бахтеева В. Т., Наточин Ю. В. Методы исследования водно-солевого обмена и функции почек у рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 2. Вильнюс : Мокслас, 1976. С. 110—122.
 8. Белова Н. В. Некоторые методы изучения преднерестового и нерестового периодов жизни самцов рыб // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 58—66.
 9. Бердышев Г. Д., Безруков В. Ф. Количественное определение нуклеиновых кислот в тканях рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 47—57.
 10. Бурковский А. Л., Кулькин С. Г. Ускоренный метод выявления элементов нервной системы рыб (модификация метода Р. Кампоса) // Известия ГосНИОРХ. 1976. Т. 109. С. 138—140.
 11. Веригина И. А., Ланге Н. О., Тимейко В. Н. Методы исследования пищеварительной системы рыб в онтогенезе // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 99—110.
 12. Вихман А. А. О количественном определении лизоцима в слизи кожных покровов рыб с помощью турбидиметрического метода // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1974. Вып. 11. С. 306—315.
 13. Вронский А. А., Николайчук Л. А., Белоусов А. Г. Метод исследования электрической активности осевой мускулатуры и кинематики плавания рыб // Вестник зоологии. 1983. № 6. С. 64—66.
 14. Глазова Т. Н. Методы изучения количественной характеристики эритроцитов, гемоглобина, объема крови и белков плазмы рыб // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 124—138.
 15. Гмыря И. Р. Методы определения витаминов в тканях рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 23—39.
 16. Головин А. Н., Еврейчикова Е. Н. Ускоренный метод определения содержания общего азота в рыбных продуктах // Рыбное хозяйство. 1973. № 9. С. 55—56.
 17. Гулидов М. В., Корде Б. А. Методы исследования развития и дыхания рыб в условиях различного газового режима в эмбриональных период жизни // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 149—184.
 18. Дорофеева Е. А., Викторовский Р. М. Методики изучения хромосом рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 79—83.
 19. Дьяконов Ю. Н. Исследование возможности определения динамики воздействия внешней среды на метаболизм рыб электрокардиографическим методом // Сборник научных трудов ГосНИОРХ. 1981. Вып. 168. С. 184—188.
 20. Дьяконов Ю. Н. К методу записи электрокардиограмм у рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч.

4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 119—127.
21. Житенева Т. С. О методе установления этапов развития в позднем онтогенезе леща (*Abramis brama* L. (*Cyprinidae*)) // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 5. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1985. С. 36—50.
22. Иванова Н. Т. Методика некоторых гематологических исследований рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 83—90.
23. Игнатьева Г. М. Использование метода относительной характеристики продолжительности развития при изучении временных закономерностей эмбриогенеза у лососевидных рыб // Сборник научных трудов ГосНИОРХ. 1991. Вып. 307. С. 86—104.
24. Игумнова Л. В., Крылова В. Д. Экспресс-методы диагностики степени зрелости гонад самок русского осетра // Аквакультура и интегрированные технологии: проблемы и возможности : Междунар. науч.-практ. конф., посвящ. 60-летию Московской рыбоводно-мелиоративной опытной станции и 25-летию ее реорганизации в ГНУ ВНИИР, Москва, 11-13 апр. 2005 г. : матер. Т. 3. Москва, 2005. С. 177—181.
25. Инструкция по физиолого-биохимическим анализам рыб / Лиманский А. А. и др. Москва : ВНИИПРХ, 1984. 59 с.
26. К методике заливки яичников в парафин / Руденко А. П. и др. // Рыбное хозяйство. 1989. Вып. 43. С. 37—39.
27. К методике определения общего количества липидов в тканях карпа / Крутовский С. В. и др. // Гидробиологический журнал. 1985. Т. 21, № 4. С. 87—90.
28. Казаков Р. В. Методика исследования половых продуктов самцов рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 108—118.
29. Калашникова З. М. Исследование морфологического состава крови рыб // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 110—124.
30. Канидьев А. Н. Методы качественной оценки молоди рыб по составу крови (на примере осенней кеты) // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1970. Вып. 5. С. 236—269.
31. Кирсипуу А. Й. Принципы оценки физиологического состояния рыб по данным о белковом составе крови // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 5. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1985. С. 62—68.
32. Кляшторин Л. Б. Определение стандартного обмена у рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 3. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1978. С. 74—82.
33. Козий М. С., Шерман И. М. Перспективы внедрения новых патогистологических методик в биологическом контроле эмбрионального развития рыб // Рыбне господарство. 2009. Вип. 67. С. 97—99.
34. Козій М. С., Шерман І. М., Семенюк С. К. Перспективи використання методики діоксанового зневоднення у гістологічних дослідженнях розвитку

- м'язової тканини риб // Таврійський науковий вісник., 2012. Вип. 79. С. 198—204.
35. Количественное определение жира по методу Рушковского в модификации Сокслета // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 14—15.
 36. Корешкова Н. Д., Паюсова А. Н. О наследовании типов миогенов у рыба, выявленных методом электрофореза // Биологические науки. 1978. № 2. С. 123—126.
 37. Корниенко Г. Г., Бугаев Л. А. Гистологические методы мониторинга гаметогенеза и репродуктивного качества рыб // Методы рыбохозяйственных и природоохранных исследований в Азово-Черноморском бассейне : сборник научно-методических работ. Краснодар : АзНИИРХ, 2005. С. 266—291.
 38. Костомаров А. А., Нейфах А. А. Метод отделения бластодермы у зародышей выюна и возможности его применения // Журнал общей биологии. 1964. Т. 25, № 5. С. 386—388.
 39. Кошелев Б. В. Изучение размножения рыб (гаметогенез, скорость полового созревания, половая цикличность, ритм икрометания и экология нереста) // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 5—16.
 40. Кошелев Б. В. Исследование закономерностей гаметогенеза и половых циклов у рыб в различных частях ареала // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 37—45.
 41. Краухин Б. В. Хроническая фистульная методика и ее применение для изучения физиологии пищеварения рыб. Москва : АН СССР ; Ихтиологическая комиссия, 1956. 52 с.
 42. Кублицкас А. К. Методика изучения жировых запасов, мясистости и весовых соотношений частей тела рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 2. Вильнюс : Мокслас, 1976. С. 104—109.
 43. Кулик П. В. Метод визначення морфологічних параметрів еритроцитів риб // Сучасні проблеми теоретичної та практичної іхтіології : І Міжнар. іхтіол. наук.-практ. конф., Канів, 18-21 вер. 2008 р. : тези. Канів, 2008. С. 94—96.
 44. Лавровский В. В., Белковский Н. М. Методы определения интенсивности общего и азотного обмена непосредственно в производственных рыбоводных бассейнах // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1982. Вып. 34. С. 55—64.
 45. Лиманский В. В., Бекина Е. Н. К методу определения общего белка в сыворотке крови рыб // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1984. Вып. 42. С. 125—130.
 46. Лиманский В. В., Бекина Е. Н. Методы определения углеводов в тканях рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 13—22.
 47. Маляревская А. Я., Билык Т. И. Определение макроэргических соединений в мышцах и печени рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 5. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1985. С. 83—89.
 48. Мартемьянов В. И. Метод определения общей, свободной и связанной

- фракций воды в организме и тканях животных и растений // Физиологические, биохимические и молекулярно-генетические механизмы адаптаций гидробионтов : Всерос. конф. с междунар. участием, Борок, 22-27 сент. 2012 г. : сборник научных трудов. Борок, 2012. С. 242—246.
49. Масленникова Н. В. Определение аминокислотного состава тканей тела рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 40—46.
50. Метальникова К. В. Методика качественной оценки степени развития эмбрионов // Биофизика живой клетки : сборник научных трудов. 2008. Т. 9. С. 90—92.
51. Метод определения липидов в сыворотке крови. Окраска по Свану // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 15—17.
52. Методика определения белка в сыворотке крови // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 12—13.
53. Методические указания по гематологическому обследованию рыб в водной токсикологии. Ленинград : ГосНИОРХ, 1974. 40 с.
54. Методы мониторинга физиологического состояния ихтиофауны / Г. Г. Корниенко и др. // Методы рыбохозяйственных и природоохранных исследований в Азово-Черноморском бассейне : сборник научно-методических работ. Краснодар : АзНИИРХ, 2005. С. 258—265.
55. Методы оценки гематологических характеристик // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 23—39.
56. Методы проведения гистологических исследований органов и тканей рыб (гонады, кровь, печень, селезенка и др.) // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 18—23.
57. Модифицированный метод определения железа в гидробионтах и продуктах из них / Флоринская Т. М. и др. // Рыбное хозяйство. 1985. № 1. С. 72.
58. Нейфах А. А. Использование метода радиационной инактивации ядер для исследования их функции в раннем развитии рыб // Журнал общей биологии. 1959. Т. 20, № 3. С. 202—213.
59. Николаева И. Ф. Методика электронно-микроскопического исследования клеточных элементов крови рыб // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1991. Вып. 65. С. 137—139.
60. Образцов А. Н. Определение концентрации спермиев у радужной форели (*Salmo gairdneri* Rich.) методом центрифугирования // Сборник научных трудов ГосНИОРХ. 1985. Вып. 228. С. 111—116.
61. Определение активности катепсина Д // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 45.

62. Определение активности супероксиддисмутазы (СОД) // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 43—44.
63. Определение белка по методу Лоури // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 9—10.
64. Определение гемоглобина по Сали // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 13—14.
65. Определение микроэлементов в мышечной ткани пресноводных рыб химико-спектральным методом / Девярых Г. Г. и др. // Гидробиологический журнал. 1993. Т. 29, № 6. С. 101—106.
66. Определение содержания жирорастворимых витаминов // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 42—43.
67. Определение содержания цитохромов В5 и Р450 // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 41—42.
68. Определение холестерина по методу Мрскоса и Товарека (в модификации Илья) // Физиолого-биохимические и генетические исследования ихтиофауны Азово-Черноморского бассейна. Методическое руководство / Корниенко Г. Г. и др. Ростов-на-Дону : Эверест, 2005. С. 11—12.
69. Остякова Е. Б., Косвина Л. А. К методике определения химического состава рыб // Рыбное хозяйство. 1976. № 2. С. 60—62.
70. Павлов Д. А. Метод оценки качества спермы рыб // Вопросы ихтиологии. 2006. Т. 46, № 3. С. 384-392.
71. Паюсова А. Н. Методика определения теплоустойчивости изолированной мышечной ткани рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 90—93.
72. Резников В. Ф. Совершенствование методов косвенных измерений роста и обмена объектов рыбоводства // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1980. Вып. 29. С. 88—94.
73. Рекомендации по воспроизводству осетровых рыб в рыбоводных промышленных комплексах с применением инновационных методов / Барулин Н. В. и др. Горки : БГСХА, 2016. 204 с.
74. Ржавская Ф. М., Дубровская Т. А. Методы определения состава полиненасыщенных жирных липидов морских организмов // Рыбное хозяйство. 1973. № 4. С. 71—74.
75. Романенко В. Д., Коцарь Н. И. К методике изучения выделительной функции почек рыб в хроническом эксперименте // Гидробиологический журнал. 1978. Т. 14, № 3. С. 118—120.
76. Романов В. И., Петлина А. П., Бабкина И. Б. Методы исследования пресноводных рыб Сибири : учебное пособие. Томск : Томский государственный университет, 2012. 256 с.

77. Рыкова И. Н. Изучение влияния солености среды на рыб в раннем онтогенезе // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 185—194.
78. Сергеева Н. Т. Методика определения фракционного состава липидов и фосфолипидов в кормах, экскрементах и теле рыб // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1983. Вып. 37. С. 154—172.
79. Сидоров В. С., Лизенко Е. И., Болгова О. М. Методы выделения, тонкослойной и газожидкостной хроматографии липидов рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 58—68.
80. Смирнов Б. П., Кляшторин Л. Б. Особенности количественного учета энергетических потребностей рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 6—12.
81. Смирнов В. С., Божко А. М., Добринская Л. А. Основные требования к сбору и обработке материала по костистым рыбам при использовании метода морфофизиологических индикаторов // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 26—37.
82. Стребкова Т. П. Некоторые методики морфологических и биохимических исследований крови рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 4. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1981. С. 69—75.
83. Стрельцова С. В. Методы определения теплостойкости и холодостойкости у рыб // Известия ВНИОРХ. 1953. Т. 32. С. 223.
84. Тимошина Л. А. Новый метод определения степени дефицитности аминокислот гранулированных кормов для форели по их динамике в сыворотке крови // Известия ГосНИОРХ. 1976. Т. 72. С. 66—74.
85. Хомутова Т. Э. Использование метода истощения холестерина в ткани яичников, инкубированной *in vitro*, для определения гонадотропной активности гипофизов кефалей // Сборник научных трудов ГосНИОРХ. 1988. Вып. 288. С. 53.
86. Черняев Ж. А. Метод бокового микроскопирования с применением вертикальной камеры для прижизненного исследования развития икры рыб // Исследования размножения и развития рыб (методическое пособие). Москва : Наука, 1981. С. 216—221.
87. Чихачев А. С., Хлобыстов В. В. Методика определения содержания и субъединичного состава гемоглобина у рыб // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 5. Вильнюс : Институт зоологии и паразитологии АН Литовской ССР, 1985. С. 78—82.
88. Шатуновский М. И., Шульман Г. Е. Физиолого-биохимические подходы к исследованию продуктивности вида в пределах ареала (на примере рыб) // Типовые методики исследования продуктивности видов рыб в пределах их ареалов. Ч. 1. Вильнюс : Минтис, 1974. С. 123—132.
89. Швыдченко С. С., Зайченко К. И., Василевский В. С. Метод получения желчи у белого амура // Гидробиологический журнал. 1987. Т. 23, № 5. С. 103—107.
90. Эколого-морфологические и эколого-физиологические исследования развития рыб. Москва : Наука, 1978. 160 с.

91. Экспресс-гистологический метод контроля эмбрионального развития осетровых рыб / Козий М. С. и др. // Вопросы рыбного хозяйства Беларуси. 2011. Вып. 27. С. 106—110.
92. Яржомбек А. А., Щербина Т. В. Методика прижизненного изучения у рыб процессов пищеварения и всасывания // Сборник научных трудов ВНИИПРХ. 1979. Вып. 24. С. 226—231.

REFERENCES

1. Andreev, A. Yu., & Mukhanov, V. S. (2012). Metod przhizhnennoy morfometrii yadernykh eritrotsitov ryb. *Gidrobiologicheskii zhurnal*, 49, 3, 115-120.
2. Andreeva, A. P. (1974). Metodika opredeleniya teploustoychivosti kollagena v tkani i prokollagena v rastvore. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 93-98.
3. Apekin, V. S. (1969). Issledovanie metodom immunodiffuzii vydeleniy yait osetrovykh. *Zhurnal obshchey biologii*, 30, 2, 234-238.
4. Arshavskiy, D. S. (1983). Uovershenstvovanie metodiki okraski khryashchevykh tkaney molodi ryb al'tsianovym sinim na total'nykh preparatakh. *Sbornik nauchnykh trudov GosNIORKh*, 194, 116.
5. Balakhnin, I. A. (1965). Serologicheskie metody i ikh primeneniye dlya issledovaniya vnutrividovykh razlichiy krovi ryb. *Extended abstracts of candidate's thesis*. Kiev: Institut biokhimii AN USSR.
6. Basalkevich, S. P. (1974). K metodike polucheniya syvorotochnogo al'bumina karpa. *Rybnoe khozyaystvo*, 19, 68-70.
7. Bakhteeva, B. T., & Natochin, Yu. V. (1976). Metody issledovaniya vodno-solevogo obmena i funktsii pochek u ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 2. Vil'nyus: Mokslas, 110-122.
8. Belova, N. V. (1981). Nekotorye metody izucheniya prednerestovogo i nerestovogo periodov zhizni samtsov ryb. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 58-66.
9. Berdyshev, G. D., & Bezrukov, V. F. (1981). Kolichestvennoe opredelenie nukleinovyykh kislot v tkanyakh ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 47-57.
10. Burkovskiy, A. L., & Kul'kin, S. G. (1976). Uskorennyy metod vyyavleniya elementov nervnoy sistemy ryb (modifikatsiya metoda R. Kamposa). *Izvestiya GosNIORKh*, 109, 138-140.
11. Verigina, I. A., Lange, N. O., & Timeyko, V. N. Metody issledovaniya pishchevaritel'noy sistemy ryb v ontogeneze. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 1981, 99-110.
12. Vikhman, A. A. (1974). O kolichestvennom opredelenii lizotsima v slizi kozhnykh pokrovov ryb s pomoshch'yu turbidimetricheskogo metoda. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 11, 306-315.
13. Vronskiy, A. A., Nikolaychuk, L. A., & Belousov, A. G. (1983). Metod issledovaniya elektricheskoy aktivnosti osevoy muskulatury i kinematiki plavaniya ryb. *Vestnik zoologii*, 6, 64-66.
14. Glazova, T. N. (1981). Metody izucheniya kolichestvennoy kharakteristiki eritrotsitov, gemoglobina, ob"ema krovi i belkov plazmy ryb. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 124-138.

15. Gmyrya, I. R. (1981). Metody opredeleniya vitaminov v tkanyakh ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 23-39.
16. Golovin, A. N., & Evreychikova, E. N. (1973). Uskorennyy metod opredeleniya sodержaniya obshchego azota v rybnykh produktakh. *Rybnoe khozyaystvo*, 9, 55-56.
17. Gulidov, M. V., & Korde, B. A. (1981). Metody issledovaniya razvitiya i dykhaniya ryb v usloviyakh razlichnogo gazovogo rezhima v embrional'nykh period zhizni. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 149-184.
18. Dorofeeva, E. A., & Viktorovskiy, R. M. (1974). Metodiki izucheniya khromosom ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 79-83.
19. D'yakonov, Yu. N. (1981). Issledovanie vozmozhnosti opredeleniya dinamiki vozdeystviya vneshney sredy na metabolism ryb elektrokardiograficheskim metodom. *Sbornik nauchnykh trudov GosNIORKh*, 168, 184-188.
20. D'yakonov, Yu. N. (1981). K metodu zapisi elektrokardiogramm u ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 119-127.
21. Zhiteneva, T. S. (1985). O metode ustanovleniya etapov razvitiya v pozdnem ontogeneze leshcha (*Abramis brama L. (Cyprinidae)*). *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 5. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 36-50.
22. Ivanova, N. T. (1974). Metodika nekotorykh gematologicheskikh issledovaniy ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 83-90.
23. Ignat'eva, G. M. (1991). Ispol'zovanie metoda odnositel'noy kharakteristiki prodolzhitel'nosti razvitiya pri izuchenii vremennykh zakonomernostey embriogeneza u lososevidnykh ryb. *Sbornik nauchnykh trudov GosNIORKh*, 307, 86-104.
24. Igumnova, L. V., & Krylova, V. D. (2005). Ekspress-metody diagnostiki stepeni zrelosti gonad samok russkogo osetra. *Akvakul'tura i integrirovannye tekhnologii: problemy i vozmozhnosti: Mezhdunar. nauch.-prakt. konf., posvyashch. 60-letiyu Moskovskoy rybovodno-meliorativnoy opytной stantsii i 25-letiyu ee reorganizatsii v GNU VNIIR, Moskva, 11-13 apr. 2005 g.: mater.* (Vol. 3). Moskva, 177-181.
25. Limanskiy, A. A., et al. (1984). *Instruktsiya po fiziologo-biokhimicheskim analizam ryb*. Moskva: VNIIPRKh.
26. Rudenko, A. P., et al. (1989). K metodike zalivki yaichnikov v parafin. *Rybnoe khozyaystvo*, 43, 37-39.
27. Krutovskiy, S. V., et al. (1985). K metodike opredeleniya obshchego kolichestva lipidov v tkanyakh karpa. *Gidrobiologicheskij zhurnal*, 21, 4, 87-90.
28. Kazakov, R. V. (1981). Metodika issledovaniya polovykh produktov samtsov ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 108-118.
29. Kalashnikova, Z. M. (1981). Issledovanie morfologicheskogo sostava krovi ryb. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 110-124.
30. Kanid'ev, A. N. (1970). Metody kachestvennoy otsenki molodi ryb po sostavu krovi (na primere osenney kety). *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 5, 236-269.
31. Kirsipuu, A. Y. (1985). Printsipy otsenki fiziologicheskogo sostoyaniya ryb po dannym o belkovom sostave krovi. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti*

- vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 5. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 62-68.
32. Klyashtorin, L. B. (1978). Opredelenie standartnogo obmena u ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 3. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 74-82.
 33. Koziy, M. S., & Sherman, I. M. (2009). Perspektivy vnedreniya novykh patogistologicheskikh metodik v biologicheskom kontrole embrional'nogo razvitiya ryb. *Rybne gospodarstvo*, 67, 97-99.
 34. Koziy, M. S., Sherman, I. M., & Semenyuk, S. K. (2012). Perspektivi vikoristannya metodiki dioksanovogo znevodnennya u gistologichnikh doslidzhennyakh rozvitku m'язovoi tkanyny ryb. *Tavriys'kiy naukoviy visnik*, 79, 198-204.
 35. Kornienko, G. G., et al. (2005). Kolichestvennoe opredelenie zhira po metodu Rushkovskogo v modifikatsii Soksleta. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 2005, 14-15.
 36. Koreschkova, N. D., & Payusova, A. N. (1978). O nasledovanii tipov miogenov u rybtsa, vyyavlennykh metodom elektroforeza. *Biologicheskie nauki*, 2, 123-126.
 37. Kornienko, G. G., & Bugaev, L. A. (2005). Gistologicheskie metody monitoringa gametogeneza i reproduktivnogo kachestva ryb. *Metody rybokhozyaystvennykh i prirodookhrannykh issledovaniy v Azovo-Chernomorskom basseyne: sbornik nauchno-metodicheskikh rabot*. Krasnodar: AzNIIRKh, 266-291.
 38. Kostomarov, A. A., & Neyfakh, A. A. (1964). Metod otdeleniya blastodermy u zarodyshey v'yuna i vozmozhnosti ego primeneniya. *Zhurnal obshchey biologii*, 25, 5, 386-388.
 39. Koshelev, B. V. (1981). Izuchenie razmnozheniya ryb (gametogenez, skorost' polovogo sozrevaniya, polovaya tsiklichnost', ritm ikrometaniya i ekologiya neresta). *Issledovaniya razmnozheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 5-16.
 40. Koshelev, B. V. (1974). Issledovanie zakonomernostey gametogeneza i polovykh tsiklov u ryb v razlichnykh chastyakh areala. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 37-45.
 41. Krayukhin, B. V. (1956). *Khronicheskaya fistul'naya metodika i ee primeneniye dlya izucheniya fiziologii pishchevareniya ryb*. Moskva: AN SSSR; Ikhtologicheskaya komissiya.
 42. Kublitskas, A. K. (1976). Metodika izucheniya zhirovyykh zapasov, myasistosti i vesovykh sootnosheniy chastey tela ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 2. Vil'nyus: Mokslas, 104-109.
 43. Kulik, P. V. (2008). Metod viznachennya morfologichnikh parametriv eritrotsitiv ryb. *Suchasni problemi teoretichnoii ta praktichnoii ikhtiologii: I Mizhnar. ikhtiol. nauk.-prakt. konf.*, Kaniv, 18-21 ver. 2008 r.: tezi. Kaniv, 94-96.
 44. Lavrovskiy, V. V., & Belkovskiy, N. M. (1982). Metody opredeleniya intensivnosti obshchego i azotnogo obmena neposredstvenno v proizvodstvennykh rybovodnykh basseynakh. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 34, 55-64.
 45. Limanskiy, V. V., & Bekina, E. N. (1984). K metodu opredeleniya obshchego belka v syvorotke krovi ryb. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 42, 125-130.
 46. Limanskiy, V. V., & Bekina, E. N. Metody opredeleniya uglevodov v tkanyakh ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 13-22.
 47. Malyarevskaya, A. Ya., & Bilyk, T. I. (1985). Opredelenie makroergicheskikh

- soedineniy v myshtsakh i pecheni ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 5. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 83-89.
48. Martem'yanov, V. I. (2012). Metod opredeleniya obshchey, svobodnoy i svyazannoy fraktsiy vody v organizme i tkanyakh zhivotnykh i rasteniy. *Fiziologicheskie, biokhimicheskie i molekulyarno-geneticheskie mekhanizmy adaptatsiy gidrobiontov: Vseros. konf. s mezhdunar. uchastiem, Borok, 22-27 sent. 2012 g.: sbornik nauchnykh trudov*. Borok, 242-246.
49. Maslennikova, N. V. (1981). Opredelenie aminokislotnogo sostava tkaney tela ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 40-46.
50. Metal'nikova, K. V. (2008). Metodika kachestvennoy otsenki stepeni razvitiya embrionov. *Biofizika zhivoy kletki: sbornik nauchnykh trudov*, 9, 90-92.
51. Kornienko, G. G., et al. (2005). Metod opredeleniya lipidov v syvorotke krovi. Okraska po Svanu. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyne. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 15-17.
52. Kornienko, G. G., et al. (2005). Metodika opredeleniya belka v syvorotke krovi. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyne. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 12-13.
53. *Metodicheskie ukazaniya po gematologicheskomu obsledovaniyu ryb v vodnoy toksikologii*. (1974). Leningrad: GosNIORKh.
54. Kornienko, G. G., et al. (2005). Metody monitoringa fiziologicheskogo sostoyaniya ikhtiofauny. *Metody rybokhozyaystvennykh i prirodoookhrannykh issledovaniy v Azovo-Chernomorskom basseyne: sbornik nauchno-metodicheskikh rabot*. Krasnodar: AzNIIRKh, 258-265.
55. Kornienko, G. G., et al. (2005). Metody otsenki gematologicheskikh kharakteristik. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyne. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 23-39.
56. Kornienko, G. G., et al. (2005). Metody provedeniya gistologicheskikh issledovaniy organov i tkaney ryb (gonady, krov', pechen', selebenka et al.). *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyne. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 18-23.
57. Florinskaya, T. M., et al. (1985). Modifitsirovanny metod opredeleniya zheleza v gidrobiontakh i produktakh iz nikh. *Rybnoe khozyaystvo*, 1, 72.
58. Neyfakh, A. A. (1959). Ispol'zovanie metoda radiatsionnoy inaktivatsii yader dlya issledovaniya ikh funktsii v rannem razvitii ryb. *Zhurnal obshchey biologii*, 20, 3, 202-213.
59. Nikolaeva, I. F. (1991). Metodika elektronno-mikroskopicheskogo issledovaniya kletochnykh elementov krovi ryb. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 65, 137-139.
60. Obratstov, A. N. (1985). Opredelenie kontsentratsii spermiev u raduzhnoy foreli (*Salmo gairdneri* Rich.) metodom tsentrifugirovaniya. *Sbornik nauchnykh trudov GosNIORKh*, 228, 111-116.
61. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie aktivnosti katepsina D. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyne. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 45.

62. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie aktivnosti superoksiddismutazy (SOD). *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 43-44.
63. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie belka po metodu Louri. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 9-10.
64. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie gemoglobina po Sali. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 13-14.
65. Devyatykh, G. G., et al. (1993). Opredelenie mikroelementov v myshechnoy tkani presnovodnykh ryb khimiko-spektral'nym metodom. *Gidrobiologicheskii zhurnal*, 29, 6, 101-106.
66. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie sodержaniya zhirorastvorimykh vitaminov. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 42-43.
67. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie sodержaniya tsitokhromov V5 i R450. *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 41-42.
68. Kornienko, G. G., et al. (2005). Opredelenie kholesterina po metodu Mrskosa i Tovareka (v modifikatsii Il'ka). *Fiziologo-biokhimicheskie i geneticheskie issledovaniya ikhtiofauny Azovo-Chernomorskogo basseyina. Metodicheskoe rukovodstvo*. Rostov-na-Donu: Everest, 11-12.
69. Ostyakova, E. B., & Kosvina, L. A. (1976). K metodike opredeleniya khimicheskogo sostava ryb. *Rybnoe khozyaystvo*, 2, 60-62.
70. Pavlov, D. A. (2006). Metod otsenki kachestva spermy ryb. *Voprosy ikhtiologii*, 46, 3, 384-392.
71. Payusova, A. N. (1974). Metodika opredeleniya teploustoychivosti izolirovannoy myshechnoy tkani ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 90-93.
72. Reznikov, V. F. (1980). Sovershenstvovanie metodov kosvennykh izmereniy rosta i obmena ob'ektov rybovodstva. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 29, 88-94.
73. Barulin, N. V., et al. (2016). *Rekomendatsii po vosпроизводstvu osetrovyykh ryb v rybovodnykh industrial'nykh kompleksakh s primeneniem innovatsionnykh metodov*. Gorki: BGSKhA.
74. Rzhavskaya, F. M., & Dubrovskaya, T. A. (1973). Metody opredeleniya sostava polinenasyshchennykh zhirnykh lipidov morskikh organizmov. *Rybnoe khozyaystvo*, 4, 71-74.
75. Romanenko, V. D., & Kotsar', N. I. (1978). K metodike izucheniya vydelitel'noy funktsii pochek ryb v khronicheskom eksperimente. *Gidrobiologicheskii zhurnal*, 14, 3, 118-120.
76. Romanov, V. I., Petlina, A. P., & Babkina, I. B. (2012). *Metody issledovaniya presnovodnykh ryb Sibiri: uchebnoe posobie*. Tomsk: Tomskiy gosudarstvennyy universitet.
77. Rykova, I. N. (1981). Izuchenie vliyaniya solenosti sredy na ryb v rannem ontogeneze. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 185-194.

78. Sergeeva, N. T. (1983). Metodika opredeleniya fraktsionnogo sostava lipidov i fosfolipidov v kormakh, ekskrementakh i tele ryb. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 37, 154-172.
79. Sidorov, V. S., Lizenko, E. I., & Bolgova, O. M. (1981). Metody vydeleniya, tonkosloynoy i gazozhidkostnoy khromatografii lipidov ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 58-68.
80. Smirnov, B. P., & Klyashtorin, L. B. (1981). Osobennosti kolichestvennogo ucheta energeticheskikh potrebnoyestey ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 6-12.
81. Smirnov, V. S., Bozhko, A. M., & Dobrinskaya, L. A. (1974). Osnovnye trebuvaniya k sboru i obrabotke materiala po kostistym rybam pri ispol'zovanii metoda morfofiziologicheskikh indikatorov. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 26-37.
82. Strebkova, T. P. (1981). Nekotorye metodiki morfologicheskikh i biokhimicheskikh issledovaniy krovi ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 4. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 69-75.
83. Strel'tsova, S. V. (1953). Metody opredeleniya teplostoykosti i kholodostoykosti u ryb. *Izvestiya VNIORKh*, 32, 223.
84. Timoshina, L. A. (1976). Novyy metod opredeleniya stepeni defitsitnosti aminokislot granulirovannykh kormov dlya foreli po ikh dinamike v syvorotke krovi. *Izvestiya GosNIORKh*, 72, 66-74.
85. Khomutova, T. E. (1988). Ispol'zovanie metoda istoshcheniya kholesterina v tkani yaichnikov, inkubirovannoy in vitro, dlya opredeleniya gonadotropnoy aktivnosti gipofizov kefaley. *Sbornik nauchnykh trudov GosNIORKh*, 288, 53.
86. Chernyaev, Zh. A. (1981). Metod bokovogo mikroskopirovaniya s primeneniem vertikal'noy kamery dlya prizhiznennogo issledovaniya razvitiya ikry ryb. *Issledovaniya razmnzheniya i razvitiya ryb (metodicheskoe posobie)*. Moskva: Nauka, 216-221.
87. Chikhachev, A. S., & Khlobystov, V. V. (1985). Metodika opredeleniya soderzhaniya i sub"edinichnogo sostava gemoglobina u ryb. *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 5. Vil'nyus: Institut zoologii i parazitologii AN Litovskoy SSR, 78-82.
88. Shatunovskiy, M. I., & Shul'man, G. E. (1974). Fiziologo-biokhimicheskie podkhody k issledovaniyu produktivnosti vida v predelakh areala (na primere ryb). *Tipovye metodiki issledovaniya produktivnosti vidov ryb v predelakh ikh arealov*. Ch. 1. Vil'nyus: Mintis, 123-132.
89. Shvydchenko, S. S., Zaychenko, K. I., & Vasilevskiy, V. S. (1987). Metod polucheniya zhelchi u belogo amura. *Gidrobiologicheskii zhurnal*, 23, 5, 103-107.
90. *Ekologo-morfologicheskije i ekologo-fiziologicheskije issledovaniya razvitiya ryb*. (1978). Moskva: Nauka.
91. Koziy, M. S., et al. (2011). Ekspres-gistologicheskij metod kontrolya embrional'nogo razvitiya osetrovykh ryb. *Voprosy rybnogo khozyaystva Belarusi*, 27, 106-110.
92. Yarzombek, A. A., & Shcherbina, T. V. (1979). Metodika prizhiznennogo izucheniya u ryb protsessov pishchevareniya i vsasyvaniya. *Sbornik nauchnykh trudov VNIIPRKh*, 24, 226-231.

Ribogospod. nauka Ukr., 2020; 1(51): 109-120
DOI: <https://doi.org/10.15407/fsu2020.01.109>
УДК 561.784.1

Received 10.02.2020
Received in revised form 17.02.2020
Accepted 24.02.2020

ДОСЛІДЖЕННЯ СХІДНОЇ СУБТРОПІЧНОЇ ПРІСНОВОДНОЇ КРЕВЕТКИ (*MACROBRANCHIUM NIPPONENSE* DE HAAN, 1849). ТЕМАТИЧНА БІБЛІОГРАФІЯ

П. В. Шекк, shekk@ukr.net, Одеський державний екологічний університет,
м. Одеса

Ю. О. Астафуров, astafurov.yu@ukr.net, Одеський державний екологічний
університет, м. Одеса

Мета. Формування довідкового переліку україно- та російськомовних публікацій з питань всебічної характеристики інтродуцента — прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849).

Методика. Під час системного пошуку у процесі підготовки тематичного переліку було застосовано як цілісний, так і вибірковий метод. Бібліографічне ядро складало виключно україно- та російськомовні наукові видання.

Результати. Сформовано тематичний бібліографічний перелік публікацій загальною кількістю 79 джерел, що охоплюють часовий інтервал з 1950 по 2019 рр., та присвячені питанням розвитку, вирощування, культивування, годівлі, впливу температури та ареалу поширення східної субтропічної прісноводної креветки. Літературні джерела розміщені у алфавітному порядку за автором чи назвою, описані згідно з ДСТУ 8302:2015 «Інформація та документація. Бібліографічне посилання. Загальні положення та правила складання», із урахуванням поправок (код УКНД 01.140.40), а також відповідно до вимог оформлення списку літератури за міжнародним стандартом APA style.

Практична значимість. Підготовлений список публікацій може бути використаний науковцями, практиками, студентами, до сфери інтересів яких належать питання дослідження розвитку та поширення східної прісноводної креветки *M. nipponense* (De Haan, 1849).

Ключові слова: розвиток, біологія, годівля, поширення східної прісноводної креветки *M. nipponense*.

STUDY OF THE EASTERN SUBTROPICAL FRESHWATER SHRIMP (*MACROBRANCHIUM NIPPONENSE* DE HAAN, 1849). A THEMATIC BIBLIOGRAPHY

P. Shekk, shekk@ukr.net, Odessa State Environmental University, Odessa

Yu. Astafurov, astafurov.yu@ukr.net, Odessa State Environmental University, Odessa

Purpose. Formation of a reference list of Ukrainian and Russian-language publications on the issues of the comprehensive characterization of the introduced freshwater shrimp *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849).

Methodology. During the systematic search, both holistic and selective methods were used in the preparation of the thematic list. The bibliographic core consisted exclusively of Ukrainian and Russian-language scientific publications.

© П. В. Шекк, Ю. О. Астафуров, 2020

Findings. A thematic bibliographic list of publications with the total number of 77 sources covering the time interval from 1950 to 2019 has been formed and devoted to the methods of diagnostics, development, cultivation, rearing, feeding, temperature effects, distribution. Literature sources are listed alphabetically by author or title, described in accordance with DSTU 8302: 2015 "Information and documentation. Bibliographic reference. General Terms and Conditions of Compilation », subject to amendments (CNC code 01.140.40), and according to the requirements of the list of literature according to the international standard APA style.

Practical value. The prepared list of publications can be used by scientists, practitioners, students whose fields of interest include the development, biology, feeding and distribution of the freshwater shrimp *M. nipponense*.

Key words: development, biology, feeding and distribution of *M. nipponense* freshwater shrimp.

ИССЛЕДОВАНИЯ ВОСТОЧНОЙ СУБТРОПИЧЕСКОЙ ПРЭСНОВОДНОЙ КРЕВЕТКИ (*MACROBRANCHIUM NIPPONENSE* DE HAAN, 1849). ТЕМАТИЧЕСКАЯ БИБЛИОГРАФИЯ

П. В. Шекк, shekk@ukr.net, Одесский государственный экологический университет, г. Одесса

Ю. А. Астафуров, astafurov.yu@ukr.net, Одесский государственный экологический университет, г. Одесса

Цель. Формирование справочного перечня украино- и русскоязычных публикаций по вопросам всесторонней характеристики интродуцента пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849).

Методика. Во время системного поиска в процессе подготовки тематического перечня были применены как целостный, так и выборочный методы. Библиографическое ядро составляли исключительно украино- и русскоязычные научные издания.

Результаты. Сформирован тематический библиографический перечень публикаций общим количеством 79 источников, охватывающих временной интервал с 1950 по 2019 гг., и посвященных вопросам развития, выращивания, культивирования и распространения восточной субтропической пресноводной креветки. Литературные источники размещены в алфавитном порядке по автору или названию, описаны по ДСТУ 8302:2015 «Информация и документация. Библиографическая ссылка. Общие положения и правила составления», с учетом поправок (код УКНД 01.140.40), а также в соответствии с требованиями оформления списка литературы по международному стандарту APA style.

Практическая значимость. Подготовленный список публикаций может быть использован учеными, практиками, студентами, в сферу интересов которых входят вопросы развития восточной пресноводной креветки *M. nipponense* (De Haan, 1849).

Ключевые слова: развитие, биология, кормление, распространение восточной пресноводной креветки *M. nipponense*.

1. Алехнович А. В., Кулеш В. Ф. Изменчивость параметров жизненного цикла у креветок рода *Macrobrachium*, Bate (*Crustacea, Palaemonidae*) // Экология. 2001. № 6. С. 454—458.
2. Алехнович А. В. Продукционные возможности пресноводных креветок в составе макрозообентоса рыбоводных прудов на водоеме-охладителе Березовской ГРЭС // Озерные экосистемы: биологические процессы, антропогенная трансформация, качество воды : II Междунар. научн. конф.,

- Минск-Нарочь, 22-26 сент. 2003 г. : матер. Минск : Экология, 2003. С. 393—396.
3. Биология культивирования промысловых видов пресноводных креветок и речных раков на теплых водах : науч. пособие / сост. Кулеш В. Ф. Москва : Новое знание, 2012. 328 с.
 4. Буруковский Р. Н. Методика биологического анализа некоторых тропических и субтропических креветок // Промысловые исследования морских беспозвоночных. Москва : ВНИРО, 1992. С. 77—84.
 5. Веллер Р. Культивирование креветок. Москва : Пищ. пром-сть, 1991. 204 с.
 6. Владимиров М. З. Восточная речная креветка (*Macrobrachium nipponense* De Haan) — новый элемент гидрофауны Кучурганского водохранилища // Известия АН МССР. 1989. № 1. С. 77—78.
 7. Владовская С. А., Мирзоева Л. М., Федорова З. В. Культивирование креветок за рубежом // Рыбное хоз-во : обзор. информ. ВНИЭРХ. 1989. Вып. 2. С. 89. (Серия Марикультура).
 8. Гигиняк Ю. Г. "Биология и условия воспроизводства субтропических и тропических креветок рода *Macrobrachium* // Сырьевые ресурсы и биологические основы рационального использования промысловых беспозвоночных : Всесоюз. совещ., 22-24 нояб. : тезисы докл. Владивосток, 1988. С. 97—98.
 9. Гигиняк Ю. Г. Результаты интродукции субтропической пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в водоем-охладитель Березовской ГРЭС (Беларусь) // VII Всероссийская конференция по промысловым беспозвоночным (памяти Б. Г. Иванова), Мурманск, 9-13 окт. 2006 г. : тезисы докл. Москва : ВНИРО, 2006. С. 276—277.
 10. Гигиняк Ю. Г. Температурная зависимость скорости дыхания, частоты сердцебиения и колебания скафогаптитов у пресноводных креветок // Докл. АН Беларуси. 1994. Т. 38, № 5. С. 88—91.
 11. Гигиняк Ю. Г., Кулеш В. Ф. Разнокачественность пресноводных субтропических креветок в раннем онтогенезе // Динамика зооценозов, проблемы охраны и рационального использования животного мира Беларуссии : 6 зоол. конф., Витебск, 18-21 сент. 1989 г. : тезисы докл. Минск : Институт зоологии АН БССР, 1989. С. 48—49.
 12. Горбатенький Г. Г., Бызгу С. Е. Характеристика основных абиотических факторов экосистемы водохранилища-охладителя Молдавской ГРЭС // Биопродукционные процессы в водохранилищах-охладителях ТЭС. Кишинев : Штиинца. 1988. С. 5—21.
 13. Дубов В. Е., Хорошко А. И. Поликультура «осетровые-креветка» первый опыт Севкаспрыбвода // Рыбоводство и рыболовство. 2002. № 2. С. 12—13.
 14. Жигин А. В. Особенности циркуляционных установок для выращивания креветок и других ракообразных // Сб. науч. тр. ГНУ ВНИИР и РГАУ-МСХА им. К.А. Тимирязева по итогам Междунар. науч.-практ. конф., посв. 60-летию Московской рыбоводно-мелиоративной опытной станции и 25-летию ее реорганизации в ГНУ ВНИИР. Москва, 2005. Т. 3. С. 155—160.
 15. Жигин А. В. Установка с замкнутым циклом водоиспользования для выращивания гигантских пресноводных креветок и других ракообразных // Прибрежное рыболовство и аквакультура : аналит. и реферативн. информ. ВНИЭРХ. 2006. № 1. С. 23—25.

16. Зоология беспозвоночных : учебник для студ-тов / сост. Догель В. А. Москва : Высшая школа, 1981. 606 с.
17. Ковачева Н. П. Искусственное воспроизводство и культивирование морских и пресноводных ракообразных отряда *Decapoda* : автореф. дис. на соискание уч. степени докт. биол. наук. Москва, 2006. С. 53.
18. Кулеш В. Ф. Аквакультура промысловых ракообразных в Беларуси // Современные проблемы естествознания : сб. науч. ст. Минск, 2001. С. 40—44.
19. Кулеш В. Ф. Влияние биотических факторов на рост и выживаемость восточной речной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в тепловодной аквакультуре // Экология. 2009. № 6. С. 429—438.
20. Кулеш В. Ф. Влияние плотности на рост и выживаемость восточной речной креветки в садках на сбросной воде теплоэлектростанции // Весці НАН Беларусі. 2010. № 3. С. 104—109. (Сер. біял. навук).
21. Кулеш В. Ф. Возможности тепловодной аквакультуры промысловых ракообразных в Беларуси // Стратегия развития аквакультуры в условиях ХХІ века : Междун. конф. : матер. Минск : Тонпик, 2004. С. 72—75.
22. Кулеш В. Ф. Выращивание субтропической пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в моно- и поликультуре на отработанной воде теплоэлектростанции // 4-й Всесоюз. конф. по промысловым беспозвоночным : тезисы докл. 1986. Ч. 1. С. 110—111.
23. Кулеш В. Ф. Личиночный рост субтропической пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в условиях водоема-охладителя Березовской ГРЭС // Весці АН БССР. 1982. № 1. С. 112—114. (Сер. біял. навук).
24. Кулеш В. Ф. Особенности личиночного развития промысловых видов пресноводных креветок в экспериментальной аквакультуре // Весці БДПУ. 2009. № 3. С. 26—31.
25. Кулеш В. Ф. Перспективы выращивания субтропической креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в водоемах-охладителях ТЭС // Биологические ресурсы водоемов в условиях антропогенного воздействия. Киев : Наукова думка, 1985. С. 34—36.
26. Кулеш В. Ф. Пищевые потребности личинок пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) // Вопросы экспериментальной зоологии. Минск, 1983. С. 11—18.
27. Кулеш В. Ф. Потенциальные возможности получения товарной продукции пресноводных креветок при ведении тепловодной поликультуры с прудовыми видами рыб // Междунар. научно-практ. конф., посвященная 100-летию МТУ им. А. А. Кулешова, Могилев, 20-22 февр. 2013 г. : материалы конф. Могилев, 2013. С. 492—495.
28. Кулеш В. Ф. Развитие личинок гигантской пресноводной креветки из одной яйцекладки. Минск : БДПУ, 2010. № 1. С. 27—34.
29. Кулеш В. Ф. Состав пищи и пищевая избирательность пресноводных креветок в аквакультуре. Минск : БДПУ, 2010. № 3 (65). С. 21—28.
30. Кулеш В. Ф. Элементы энергетического баланса и эффективность роста восточной речной креветки // Эффективность роста гидробионтов. Гомель : Гомельский гос. университет. 1986. С. 132—142.
31. Кулеш В. Ф., Алехнович А. В. Выживаемость субтропической креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) на ранних этапах онтогенеза //

- Проблемы рационального использования промысловых беспозвоночных : 3-я Всесоюз. конф. : тезисы докл. Калининград, 1982. С. 110—113.
32. Культивируемые беспозвоночные. Пищевые беспозвоночные: устрицы, гребешки, раки и креветки / сост. Супрунович А. В. Киев : Наукова думка. 1990. 261 с.
 33. Лавровская Н. Ф. Разведение креветок : обзор. информ. Москва, 1971. Сер. 1, вып. 6. С. 3—32.
 34. Леонтьев В. В. Локализация пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Naap, 1849) в Заинском водохранилище // Инновации и инвестиции. 2015. № 3. С. 232—234.
 35. Мамонтов Г. А. Пресноводные креветки // Зоология. Киев : Изд-во ВПТУ, 2006. № 20. С. 12—19.
 36. Марикультура. Культивирование креветок : учеб. пособие / сост. Пономарев С. В. Астрахань : АГТУ, 2005. 72 с.
 37. Биоразнообразие ракообразных Узбекистана / Мирабдуллаев И. И. и др. // Узбек. биол. журн. 1997. С. 51—52.
 38. Набиева К. Р. Пресноводные креветки в водоемах Арнасайской системы // Узбек. биол. журн. 1978. № 2. С. 55—57.
 39. Набиева К. Р. Элементы биологии креветок в озерах Арнасайской системы // Всесоюз. научн. конф. по использованию промысловых беспозвоночных на пищевые, кормовые и техн. цели : тезисы докл. Одесса, 1977. С. 51.
 40. Нагорская Л. Л. Минимальные пищевые потребности пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense*, De Naap рассчитанные по дыханию // АН БССР. 1981. № 3. С. 102—103.
 41. Нартыш О. М. Молдавская ГРЭС: дела и люди (Исторический очерк). Днестровск : Типар, 1998. 120 с.
 42. Никитинский В. В. Годовая динамика популяции восточной креветки в теплом сбросном канале Березовской // Озерные экосистемы: биологические процессы, антропогенная трансформация, качество воды : III Междунар. научн. конф., Минск-Нарочь, 17-22 сент. 2007 г. : тезисы докл. Минск : Бел. гос. университет. 2007. С. 241.
 43. Определитель креветок, langустов и омаров / сост. Буруковский Р. Н. Москва : ВНИРО, 1974. 126 с.
 44. Определитель креветок, раков и крабов Дальнего Востока / сост. Виноградов Л. Г. // Изв. Тихоокеанского НИИ рыбного хозяйства и океанографии. СССР. 1950. Т. 33. С. 179—358.
 45. Определитель пресноводных беспозвоночных России и сопредельных территорий. Ракообразные. Санкт-Петербург : ЗИН РАН, 1995. Т. 2. 628 с.
 46. Пресноводные креветки : науч. пособ. / сост. Хмелева Н. Н. Москва : ВНИИР, 1988. 128 с.
 47. Сальников Н. Е. Биология и культивирование пресноводных креветок. Астрахань : АГТУ, 1998. 86 с.
 48. Сальников Н. Е. Культивирование пресноводных креветок: экзотика или реальность // Рыбоводство и рыболовство. Астрахань. 2000. № 4. С. 15—17.
 49. Сальников Н. Е. Пресноводные креветки — перспективный объект аквакультуры прикаспийского и северо-кавказского региона // Зооиндустрия. 2001. № 1. С. 48—52.
 50. Сальников Н. Е. Разведение и выращивание пресноводных креветок на юге России. Астрахань, 2000. 230 с.

51. Свирский В. Г. Результаты вселения пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в водоем-охладитель Приморской ГРЭС // Изв. Тихоок. НИИ рыбн. х-ва и океаногр. 1994. № 113. С. 151—153.
52. Способ выращивания товарной пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan) в умеренной климатической зоне : пат. 11303 Респ. Беларусь, № а20060650 ; заявл. 06.30.06 ; опубл. 05.08.08. Официальный бюллетень, № 5.
53. Степанок Н. А. Восточная речная креветка рода *Macrobrachium* в низовье Днестра // Гидробиологический журнал. 2014. Т. 50, № 2. С. 117—120.
54. Судник С. А. Экологические аспекты репродуктивных стратегий креветок : автореф. дис. на соискание уч. степени канд. биол. наук. Калининград : Калининград, гос. техн. ун-т, 2008. 26 с.
55. Суханова М. Э. Методы выращивания пресноводных креветок в поликультуре // XII науч. конф. проф.-препод. состава, XVIII студ. науч. конф. АГТУ : тезисы докл. Астрахань : АГТУ, 1998. С. 43.
56. Суханова М. Э., Меркулов А. Г., Сальников Н. Е. Перспективы использования пресноводных креветок в поликультуре с рыбами на юге России // Состояние и перспективы научно-практических разработок в области марикультуры России : совещ., : матер. Ростов-на-Дону, 1996. С. 308—312.
57. Сушня Л. М. Интенсивность дыхания ракообразных. Киев : Наукова думка, 1972. 195 с.
58. Тырин Д. В. Влияние температуры воды и типа наполнителя на запуск биофильтра в холодноводных установках с замкнутым циклом водообеспечения для содержания ракообразных // Сборник трудов ВНИРО (к 100-летию со дня рождения профессора А. Ф. Карпевич). 2009. Т. 148. С. 131.
59. Тютеньков С. К. Формирование зообентоса Капчагайского водохранилища // Экология гидробионтов водоемов Казахстана. Алма-Ата, 1973. С. 53—57.
60. Макаров Ю. Н. Десятиногие ракообразные. Киев : Наукова думка, 2004. 430 с. (Фауна Украины ; т. 26, вып. 1/2).
61. Филипенко С. И. О появлении пресноводной восточной креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) в Днестре // Sustainable use and protection of animal world diversity : International Symposium dedicated to 75th anniversary of professor Andrei Munteanu : proceed. Chişinău, 2014. С. 206—207.
62. Хмелёва Н. Н. Закономерности размножения ракообразных. Минск : Наука и техника, 1988. 208 с.
63. Хмелёва Н. Н. Изменение массы и калорийности некоторых ракообразных за период эмбриогенеза // Биология моря (Киев). 1978. Вып. 46. С. 54—60.
64. Хмелёва Н. Н. Продукция кормовых и промысловых ракообразных. Минск : Наука и техника, 1984. 214 с.
65. Хмелева Н. Н. Субтропическая пресноводная креветка — новый элемент фауны водоемов-охладителей. Минск : Институт зоологии АН Беларуси, 1989. № 1. С. 111—112.
66. Хорошко А. И. Перспективы товарного выращивания пресноводной креветки в южных регионах России // Рыбоводство и рыбное хозяйство. 2008. № 2. С. 58—64.
67. Хофштэттер К. В. Креветки и раки в аквариуме. Москва, 2008. 118 с.
68. Червяков Б. В. Разведение пресноводных креветок // Рыбное хозяйство. 1991. № 3. С. 35—39.

69. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Можливість культивування східної субтропічної прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) в умовах нижнього Дністра // Сучасні проблеми теоретичної та практичної іхтіології : XII Міжнар. іхтіол. наук.-практ. конф. : матер. Дніпро, 2019. С. 232—235.
70. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Особливості личинкового розвитку та поширення східної прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) // Сучасні проблеми теоретичної і практичної іхтіології : X Міжнар. іхтіол. наук.-практ. конф. : матер. Херсон, 2017. С. 46—50.
71. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Пищевые предпочтения и рационы восточной пресноводной креветки *Macrobrachium nipponense* разной массы в зависимости от температуры и среды // Сучасні проблеми теоретичної та практичної іхтіології : XII Міжнар. іхтіол. наук.-практ. конф. : матер. Дніпро. 2019. С. 232—236.
72. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Проблема біологічних інвазій, вселення чужорідних видів на прикладі східної прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) // Студентська наукова конференція молодих вчених Одеського державного екологічного університету : збірник матер. Одесса, 2019. № 7. С. 102—103.
73. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Репродуктивні характеристики інтродуцента прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) в пониззі Дністра // Рибогосподарська наука України. 2019. № 4(50). С. 23—36.
74. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Вплив складу раціону і умов вирощування на прояви канібалізму у східної прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) // Рибогосподарська наука України. 2017. № 2. С. 49—59.
75. Шекк П.В. Перспективы развития аквакультуры высших ракообразных в условиях Украины // Сучасні проблеми раціонального використання водних біоресурсів : Міжнар. наук.-практ. конф. : збірник матер. Київ, 2018. С. 8—12.
76. Шекк П. В., Астафуров Ю. О. Акліматизація та перспективи культивування східної прісноводної креветки *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) в умовах нижнього Дністра // 2nd International aquaculture conference recirculating aquaculture systems (RAS): life science and technologies ; 8th general assembly meeting Network of Aquaculture Centres in Central and Eastern Europe (NACEE) : book of abstracts. 2017. С. 46—48.
77. Экология пресноводных креветок / сост. Хмелева Н. Н. и др. Минск : Беларуская навука, 1997. 254 с.
78. Яковлева А. В. Фауна и распространение высших ракообразных в Куйбышевском водохранилище // Сб. статей по результатам итоговой конф. КГУ. Казань : КГУ, 2004. С. 14.
79. Яковлева А. В. Фауна и экология инвазионных видов в донных сообществах верхних плесов Куйбышевского водохранилища : автореф. дис. на соискание уч. степени канд. биол. наук. Казань, 2010. С. 23.

REFERENCES

1. Alekhnovich, A. V., & Kulesh, V. F. (2001). *Izmenchivost' parametrov zhiznennogo tsikla u krevetok roda Macrobrachium, Bate (Crustacea, Palaemonidae)*, 6, 454-458.

2. Alekhnovich, A. V. (2003). Produktsionnye vozmozhnosti presnovodnykh krevetok v sostave makrozoobentosa rybovodnykh prudov na vodoeme-okhladitele Berezovskoy GRES. *Ozernye ekosistemy: biologicheskie protsessy, antropogennaya transformatsiya, kachestvo vody: materialy II Mezhdunar. nauchn. konf., Minsk-Naroch', 22–26 sent. 2003 g.* Minsk: Ekologiya, 393–396.
3. Kulesh, V. F. (2012). *Biologiya kul'tivirovaniya promyslovykh vidov presnovodnykh krevetok i rechnykh rakov na teplykh vodakh.* Moskva: Novoe znanie.
4. Burukovskiy, R. N. (1992). Metodika biologicheskogo analiza nekotorykh tropicheskikh i subtropicheskikh krevetok. *Promyslovye issledovaniya morskikh bespozvonochnykh.* Moskva: VNIRO, 77–84.
5. Veller, R. (1991). *Kul'tivirovaniye krevetok.* Moskva: Pishch. prom-st'.
6. Vladimirov, M. Z. (1989). Vostochnaya rechnaya krevetka (*Macrobrachium nipponense* De Haan) – novyy element gidrofauny Kuchurganskogo vodokhranilishcha. *Izvestiya AN MSSR, I,* 77–78.
7. Vladovskaya, S. A., Mirzoeva, L. M., & Fedorova, Z. V. (1989). Kul'tivirovaniye krevetok za rubezhom. *Rybnoe khoz-vo: ser. Marikul'tura: Obzor. Inform. VNIERKh, 2,* 89.
8. Giginyak, Yu. G. (1988). Biologiya i usloviya vosproizvodstva subtropicheskikh i tropicheskikh krevetok roda *Macrobrachium*. *Syr'evye resursy i biologicheskie osnovy ratsional'nogo ispol'zovaniya promyslovykh bespozvonochnykh: tez. dokl. Vses. soveshch., 22–24 noyabrya.* Vladivostok, 97–98.
9. Giginyak, Yu. G. (2006). Rezul'taty introduktsii subtropicheskoy presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v vodoem-okhladitel' Berezovskoy GRES (Belarus'). *VII Vserossiyskaya konferentsiya po promyslovym bespozvonochnym (pamyati B. G. Ivanova): tezisy dokl., Murmansk, 9–13 oktyabrya 2006 g.,* 276–277.
10. Giginyak, Yu. G. (1994). Temperaturnaya zavisimost' skorosti dykhaniya, chastoty serdtsebieniya i kolebaniya skafognatitov u presnovodnykh krevetok. *Dokl. AN Belarusi, 38, 5,* 88–91.
11. Giginyak, Yu. G., & Kulesh, V. F. (1989). Raznokachestvennost' presnovodnykh subtropicheskikh krevetok v rannem ontogeneze. *Dinamika zootsenozov, problemy okhrany i ratsional'nogo ispol'zovaniya zhivotnogo mira Belarussii: tez. dokl. b zool. konf., Vitebsk, 18–21 sentyabrya, 1989.* Minsk, 48–49.
12. Gorbaten'kiy, G. G., & Byzgu, S. E. (1988). Kharakteristika osnovnykh abioticheskikh faktorov ekosistemy vodokhranilishcha-okhladitelya Moldavskoy GRES. *Bioproduktsionnye protsessy v vodokhranilishchakh-okhladitelyakh TES.* Kishinev: Shtiintsa, 5–21.
13. Dubov, V. E., & Khoroshko, A. I. (2002). Polikul'tura «osetrovye-krevetka» pervyy opyt Sevkasprybvoda. *Rybovodstvo i rybolovstvo, 2,* 12–13.
14. Zhigin, A. V. (2005). Osobennosti tsirkulyatsionnykh ustanovok dlya vyrashchivaniya krevetok i drugikh rakoobraznykh. *Sb. nauch.tr. GNU VNIIR i RGAU-MSKhA im. K.A. Timiryazeva po itogam mezhdunar. Nauch.-prakt. konf., posv. 60-letiyu Moskovskoy rybovodno-meliorativnoy opytnoy stantsii i 25-letiyu ee reorganizatsii v GNU VNIIR. (Vol. 3).* Moskva, 155–160.
15. Zhigin, A. V. (2006). Ustanovka s zamknutym tsiklom vodoispol'zovaniya dlya vyrashchivaniya gigantyskikh presnovodnykh krevetok i drugikh rakoobraznykh. *Pribezhrnoe rybolovstvo i akvakul'tura: Analit. i referativn. inform. VNIERKh., 1,* 23–25.

16. Dogel', V. A. (Comp.). (1981). *Zoologiya bespozvonochnykh: uchebnik dlya studentov*. Moskva: Vysshaya shkola.
17. Kovacheva, N. P. (2006). *Iskusstvennoe vosпроизvodstvo i kul'tivirovaniye morskikh i presnovodnykh rakoobraznykh otryada Decapoda. Extended abstract of candidate's thesis*. Moskva.
18. Kulesh, V. F. (2001). Akvakul'tura promyslovykh rakoobraznykh v Belarusi. *Sovremennyye problemy estestvoznaniya: sb. nauch. st.* Minsk, 40-44.
19. Kulesh, V. F. (2009). Vliyanie bioticheskikh faktorov na rost i vyzhivaemost' vostochnoy rechnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v teplovodnoy akvakul'ture. *Ekologiya*, 6, 429-438.
20. Kulesh, V. F. (2010). Vliyanie plotnosti na rost i vyzhivaemost' vostochnoy rechnoy krevetki v sadkakh na sbrosnoy vode teploelektrostantsii. *NAN Belarusi*, 3, 104-109.
21. Kulesh, V. F. (2004). Vozmozhnosti teplovodnoy akvakul'tury promyslovykh rakoobraznykh v Belarusi. *Strategiya razvitiya akvakul'tury v usloviyakh XXI veka: materialy Mezhdun. konf.* Minsk: Tonpik, 72-75.
22. Kulesh, V. F. (1986). Vyrashchivaniye subtropicheskoy presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v mono i polikul'ture na otrabotannoy vode teploelektrostantsii. *Tez. Dokl. 4-y Vsesoyuz. konf. po promyslovym bespozvonochnym. (Part I)*, 110-111.
23. Kulesh, V. F. (1982). Lichinochnyy rost subtropicheskoy presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v usloviyakh vodoema-okhladitelya Berezovskoy GRES. *AN BSSR*, 1, 112-114.
24. Kulesh, V. F. (2009). *Osobennosti lichinochnogo razvitiya promyslovykh vidov presnovodnykh krevetok v eksperimental'noy akvakul'ture*, 3, 26-31.
25. Kulesh, V. F. (1985). Perspektivy vyrashchivaniya subtropicheskoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v vodoemakh-okhladitelyakh TES. *Biologicheskie resursy vodoemov v usloviyakh antropogennogo vozdeystviya*. Kiev: Naukova dumka, 34-36.
26. Kulesh, V. F. (1983). Pishchevye potrebnosti lichinok presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan). *Voprosy eksperimental'noy zoologii*, 11-18.
27. Kulesh, V. F. (2013). Potentsial'nye vozmozhnosti polucheniya tovarnoy produktsii presnovodnykh krevetok pri vedenii teplovodnoy polikul'tury s prudovymi vidami ryb. *Mezhdunar. nauchno-prakt. konf., posvyashchennaya 100-letiyu MTU im. A. A. Kuleshova: materialy konf.*, Mogilev, 20-22 fevralya 2013 g. Mogilev, 492-495.
28. Kulesh, V. F. (2010). *Razvitie lichinok gigantskoy presnovodnoy krevetki iz odnoy yaytsekladki*. Minsk: BDPU, 27-34.
29. Kulesh, V. F. (2010). *Sostav pishchi i pishchevaya izbiratel'nost' presnovodnykh krevetok v akvakul'ture*. Minsk: BDPU, 3 (65), 21-28.
30. Kulesh, V. F. (1986). Elementy energeticheskogo balansa i effektivnost' rosta vostochnoy rechnoy krevetki. *Effektivnost' rosta gidrobiontov*. Gomel': Gomel'skiy gos. universitet, 132-142.
31. Kulesh, V. F., & Alekhovich, A. V. (1982). Vyzhivaemost' subtropicheskoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) na rannikh etapakh ontogeneza. *Problemy ratsional'nogo ispol'zovaniya promyslovykh bespozvonochnykh: tez. 3-y Vsesoyuz. konf.* Kaliningrad, 110-113.
32. Suprunovich, A. V. (Comp.). (1990). *Kul'tiviruemye bespozvonochnye. Pishchevye bespozvonochnye: ustritsy, grebeshki, raki i krevetki*. Kiev: Naukova dumka.

33. Lavrovskaya, N. F. (1971). *Razvedenie krevetok: Obzor. Inform. TsNIITEIRKh*. Moskva, 6, 3-32.
34. Leont'ev, V. V. (2015). Lokalizatsiya presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) v Zainskom vodokhranilishche. *Innovatsii i investitsii*, 3, 232-234.
35. Mamontov, G. A. (2006). Presnovodnye krevetki. *Zoologiya*, 20, 12-19.
36. Ponomarev, S. V. (Comp.). (2005). *Marikul'tura. Kul'tivirovanie krevetok: ucheb. posobie*. Astrakhan'.
37. Mirabdullaev, I. I., Rakhmatullaeva, G. M., Kuzmetov, A. R., Turemuratova, G. I., Belozub, L. G., & Bazarova, N. N. (1997). *Bioraznoobrazie rakoobraznykh Uzbekistana. Uzbek, biol. zh.*, 51-52.
38. Nabieva, K. R. (1978). Presnovodnye krevetki v vodoemakh Arnasayskoy sistemy. *Uzb. biol. zh.*, 2, 55-57.
39. Nabieva, K. R. (1977). Elementy biologii krevetok v ozerakh Arnosayskoy sistemy. *Tez. dokl. Vsesoyuzn. nauchn. konf. po ispol'zovaniyu promyslovyykh bespozvonochnykh na pishchevye, kormovye i tekhn. tseli*. Odessa, 51.
40. Nagorskaya, L. L. (1981). Minimal'nye pishchevye potrebnosti presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense*, De Haan rasschitannye po dykhaniyu. *AN BSSR*, 3, 102-103.
41. Nartysh, O. M. (1998). *Moldavskaya GRES: dela i lyudi (Istoricheskiy ocherk)*. Dnestrovsk: Tipar.
42. Nikitinskiy, V. V. (2007). Godovaya dinamika populyatsii vostochnoy krevetki v teplom sbrosnom kanale Berezovskoy. *Ozernye ekosistemy: biologicheskie protsessy, antropogennaya transformatsiya, kachestvo vody: materialy III Mezhdunar. nauchn. konf.; Minsk-Naroch', 17-22 sent. 2007 g.* Minsk, 241.
43. Burukovskiy, R. N. (Comp.). (1974). *Opredelitel' krevetok, langustov i omarov*. Moskva.
44. Vinogradov, L. G. (1950). Opredelitel' krevetok, rakov i krabov Dal'nego Vostoka. *Izv. Tikhookeanskogo NII rybnogo khozyaystva i okeanografii SSSR*, 33, 179-358.
45. *Opredelitel' presnovodnykh bespozvonochnykh Rossii i sopredel'nykh territoriy. Rakoobraznye*. (1995). (Vol. 2). Sankt-Peterburg: ZIN RAN.
46. Khmeleva, N. N. (Comp.). (1988). *Presnovodnye krevetki: nauch. posob.* Moskva: VNIIR.
47. Sal'nikov, N. E. (1998). *Biologiya i kul'tivirovanie presnovodnykh krevetok*. Astrakhan': AGTU.
48. Sal'nikov, N. E. (2000). Kul'tivirovanie presnovodnykh krevetok: ekzotika ili real'nost'. *Rybovodstvo i rybolovstvo*, 4, 15-17.
49. Sal'nikov, N. E. (2001). Presnovodnye krevetki – perspektivnyy ob'ekt akvakul'tury prikaspiyskogo i severo-kavkazskogo regiona. *Zooindustriya*, 1, 48-52.
50. Sal'nikov, N. E. (2000). *Razvedenie i vyrashchivanie presnovodnykh krevetok na yuge Rossii*. Astrakhan'.
51. Svirskiy, V. G. (1994). Rezul'taty vseleniya presnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan) v vodoem-okhladitel' Primorskoy GRES. *Izv. Tikhook. NII rybn. kh-va i okeanogr*, 113, 151-153.
52. Kulesh, V. F., & Alekhnovich, A. V. (2006). *Sposob vyrashchivaniya tovarnoy presnovodnoy krevetki Macrobrachium nipponense (De Haan) v umerennoy klimaticheskoy zone*. Patent of Respublika Belarus'. №11303.

53. Stepanok, N. A. (2014). Vostochnaya rechnaya krevetka roda *Macrobrachium* v nizov'e Dnestra. *Gidrobiologicheskiiy zhurnal*, 50, 2, 117-120.
54. Sudnik, S. A. (2008). Ekologicheskie aspekty reproductivnykh strategiy krevetok. *Extended abstract of candidate's thesis*. Kaliningrad: Kaliningrad. gos. tekhn. un-t.
55. Sukhanova, M. E. (1998). Metody vyrashchivaniya presnovodnykh krevetok v polikul'ture. *Tez. dokl. XII nauch. konf. prof.-prepod. sostava, XVIII stud. nauch. konf. AGTU*. Astrakhan': AGTU, 43.
56. Sukhanova, M. E., Merkulov, A. G., & Sal'nikov, N. E. (1996). Perspektivy ispol'zovaniya presnovodnykh krevetok v polikul'ture s rybami na yuge Rossii. *Sostoyanie i perspektivy nauchno-prakticheskikh razrabotok v oblasti marikul'tury Rossii: mater. soveshch.* Rostov-na-Donu, 308-312.
57. Sushchenya, L. M. (1972). *Intensivnost' dykhaniya rakoobraznykh*. Kiev: Naukova dumka.
58. Tyrin, D. V. (2009). Vliyanie temperatury vody i tipa napolnitelya na zapusk biofil'tra v kholodnovodnykh ustanovkakh s zamknutym tsiklom vodoobespecheniya dlya sodержaniya rakoobraznykh. *Sbornik trudov VNIRO k 100-letiyu so dnya rozhdeniya professora A.F. Karpevich*, 148, 131.
59. Tyuten'kov, S. K. (1973). Formirovanie zoobentosa Kapchagayskogo vodokhranilishcha. *Ekologiya gidrobiontov vodoemov Kazakhstana*. Alma-Ata, 53-57.
60. Makarov, Yu. N. (2004). *Fauna Ukrainy. Desyatinogie rakoobraznye*. Kiev: Naukova dumka.
61. Filipenko, S. I. (2014). O poyavlenii presnovodnoy vostochnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) v Dnestre. *Sustainable use and protection of animal world diversity: International Symposium dedicated to 75th anniversary of professor Andrei Munteanu*. Chişinău, 206-207.
62. Khmeleva, N. N. (1988). *Zakonomernosti razmnozheniya rakoobraznykh*. Minsk: Nauka i Tekhnika.
63. Khmeleva, N. N. (1978). Izmenenie massy i kaloriynosti nekotorykh rakoobraznykh za period embriogeneza. *Biologiya morya*, 46, 54-60.
64. Khmeleva, N. N. (1984). *Produktsiya kormovykh i promyslovykh rakoobraznykh*. Minsk.
65. Khmeleva, N. N. (1989). Subtropicheskaya presnovodnaya krevetka - novyy element fauny vodoemov-okhladiteley. *Institut zoologii AN Belarusi*, 1, 111-112.
66. Khoroshko, A. I. (2008). Perspektivy tovarnogo vyrashchivaniya presnovodnoy krevetki v yuzhnykh regionakh Rossii. *Rybovodstvo i rybnoe khozyaystvo*, 2, 58-64.
67. Khofstetter, K. V. (2008). *Krevetki i raki v akvariume*. Moskva.
68. Chervyakov, B. V. (1991). Razvedenie presnovodnykh krevetok. *Rybnoe khozyaystvo*, 3, 35-39.
69. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2019). Mozhliviet' kul'tivuvannya skhidnoi subtropichnoi prisnovodnoi krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) v umovakh nizhn'ogo Dnistra. *Suchasni problemi teoretychnoi ta praktichnoi ikhtiologii: Materialy XII mizhnarodnoi ikhtiologichnoi naukovo-praktichnoi konferentsii*. Dnipro, 232-235.
70. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2017). Osoblivosti lichinkovogo rozvitku ta poshirennya skhidnoi prisnovodnoi krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849). *Suchasni problemi teoretichnoi i praktichnoi ikhtiologii: Materialy X mizhnarodnoi ikhtiologichnoi naukovo-praktichnoi konferentsii*. Kherson, 46-50.

71. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2019). Pishchevye predpochteniya i ratsiony vostochnoy prsnovodnoy krevetki *Macrobrachium nipponense* raznoy massy v zavisimosti ot temperaturi i sredy. *Suchasni problemy teoretichnoi ta praktichnoi ikhtiologii: materialy XII ikhtologichnoi nauk.-prakt. konf.* Dnipro, 232-236.
72. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2019). Problema biologichnikhinvaziy, vselennya chuzhoridnikh vydiv na prikladi skhidnoi prsnovodnoi krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849). *Students'ka naukova konferentsiia molodykh vchenykh Odes'kogo derzhavnogo ekologichnogo universitetu: zbirnyk tez.* Odessa, 7, 102-103.
73. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2019). Reproduktyvni kharakterystiki introdutsenta prsnovodnoi krevetki *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849) v ponizzi dnistra. *Rybogospod. nauka Ukr.*, 4 (50), 23-36.
74. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2017). Vpliv skladu ratsionu i umov viroshchuvannya na proyavi kanibalizmu u skhidnoi prsnovodnoi krevetky *Macrobrachium nipponense* (De Haan, 1849). *Rybogospod. nauka Ukr.*, 2, 49-59.
75. Shekk, P. V. (2018). Perspektivy razvitiya akvakul'tury vysshikh rakoobraznykh v usloviyakh Ukrainy. *Suchasni problemi ratsional'nogo vikoristannya vodnykh bioresursiv: zbirnik materialiv naukovo-praktichnoi konferentsii*, 8-12.
76. Shekk, P. V., & Astafurov, Yu. O. (2017). Aklimatizatsiya ta perspektivi kul'tivuvannya skhidnoi prsnovodnoi krevetky *Macrobrachium nipponense* (De Haan 1849) v umovakh nizhn'ogo Dnistra. *2nd International aquaculture conference recirculating aquaculture systems (RAS): life science and technologies; 8th general assembly meeting Network of Aquaculture Centres in Central and Eastern Europe (NACEE): book of abstracts*, 46-48.
77. Khmeleva, N. N., Kulesh, V. F., Alekhovich, A. V., & Giginyak, Yu. G. (Comp.). (1997). *Ekologiya prsnovodnykh krevetok*. Minsk: Belaruskaya navuka.
78. Yakovleva, A. V. (2004). Fauna i rasprostraneniemysshikh rakoobraznykh v Kuybyshevskom vodokhranilishche. *Sb. statey po rezul'tatam itogovoy konf. KGU.* Kazan': KGU, 14.
79. Yakovleva, A. V. (2010). Fauna i ekologiya invazionnykh vidov v donnykh soobshchestvakh verkhnykh plesov Kuybyshevskogo vodokhranilishcha. *Extended abstract of candidate's thesis.* Kazan'.

FISHERIES SCIENCE OF UKRAINE

“Fisheries Science of Ukraine” — a scientific journal, has been published in Ukraine since 2007. “Fisheries Science of Ukraine” included in the List of Specialized Publications of Ukraine, which can be used for publishing results of doctor’s and candidate’s thesis (biological and agricultural subject specialism – 091, 207), recertification of 17.03.2020 (decision of Ministry of Education and Science of Ukraine №409)

Founder and publisher of the journal — Institute of Fisheries of the National Academy of Agrarian Sciences of Ukraine

State registration certificate KB № 20934-10734 PR of 18.08.2014

EDITOR-IN-CHIEF

Natalia Matvienko, Doctor of Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Department of Ichthyopathology, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

DEPUTY EDITORS-IN-CHIEF

Ihor Hrytsyniak, Doctor of Agricultural Sciences, Professor, Academician of the NAAS of Ukraine, Director, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Natalia Kolesnyk, Candidate of Agricultural Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Laboratory of International Scientific and Technical Cooperation and Intellectual Property, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

EDITORIAL BOARD

BIOLOGY

Daniel Patrick, Doctor of Biological Sciences, Head of Biology Department Laboratories of the Pyrenees and Landes, FRENCH REPUBLIC

Ihor Buzevych, Doctor of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Department of Study Reservoirs Bioresources, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Leonid Buchatskyi, Doctor of Biological Sciences, Academician of the Russian Academy of Natural Sciences, Leading Research Scientist of the Laboratory of Biotechnologies in Aquaculture, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Oleksandr Didenko, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Department of Study Reservoirs Bioresources, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Vasyl Sondak, Doctor of Biological Sciences, Head of the Water Bioresources Department, National University of Water and Environmental Engineering, UKRAINE

Yuriy Rud’, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Laboratory of Bio-technology in Aquaculture, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Oleksandr Potrokhov, Doctor of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Laboratory of Biology of reproduction of fish, Institute of Hydrobiology NAS of Ukraine, UKRAINE

Pavlo Kutishchev, Candidate of Biological Sciences, Associate Professor, Head of the Department of Aquatic Bioresources and Aquaculture, Kherson State Agricultural University, UKRAINE

Liudmyla Dragan, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Laboratory of Ecological Studies Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Kruzhilina Svetlana, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the section of Study Reservoirs Bioresources, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Oleh Marenkov, Candidate of Biological Sciences, Assistant professor in the Department of General Biology and Water Bioresources, Oles Honchar Dnipro National University, UKRAINE

AQUATIC BIORESOURCES & AQUACULTURE

Boris Gomelsky, Doctor of Biological Sciences, Professor, Kentucky State University, UNITED STATES OF AMERICA

XU Pao, Doctor, Professor, Director of Freshwater Fisheries Research Center, PEOPLE’S REPUBLIC OF CHINA

Jedrzej Krupinski, Doctor of Sciences, Foreign Member of the National Academy of Agrarian Sciences of Ukraine, Director, National Research Institute of Animal Production, POLAND

Gautam V. Zodape, Doctor of Biological Sciences, Professor, Head of the Department of Zoology of Shivaji University Kolhapur, REPUBLIC OF INDIA

Oleksandr Tretiak, Doctor of Agricultural Sciences, Senior Research Scientist, Deputy Director in scientific works, Institute of Fisheries of the NAAS, UKRAINE

Serhiy Tarasiuk, Doctor of Agricultural Sciences, Professor, Corresponding Member of the National Academy of Agrarian Sciences, UKRAINE

Vitaliy Bekh, Doctor of Agricultural Sciences, Aquaculture Department, National University of Life and Environmental Sciences, UKRAINE

Oleksandr Kostenko, Candidate of Agricultural Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Veterinary Medicine and Zootechnics Department, National Academy of Agrarian Sciences of Ukraine, UKRAINE

Tetiana Sharamok, Candidate of Agricultural Sciences, Assistant professor in the Department of General Biology and Water Bioresources, Oles Honchar Dnipro National University, UKRAINE

Liudmyla Chepil, Candidate of Agricultural Sciences, Assistant professor in the Department of Animal Biology, National University of Life and Environmental Sciences, UKRAINE

Zsigmond Jeney, Doctor of Sciences, Honorary Professor of Pannon University, HUNGARY

Denys Breus, Candidate of Agricultural Sciences, Assistant professor in the Department of Ecology and Sustainable Development named after Professor Yu.V. Pilipenko, Kherson State Agrarian University, UKRAINE

SCIENTIFIC EDITORS OF SECTIONS

are staff employees of the Institute of Fisheries of the NAAS of Ukraine: **Natalia Tushnytska**, Candidate of Veterinary Sciences, Senior Research Scientist, Scientific Secretary of the Institute of Fisheries of the NAAS; **Yaroslav Tuchapskyi**, Candidate of Agricultural Sciences, Head of the Carp Breeding Laboratory of the Institute of Fisheries of the NAAS; **Olha Zaloilo**, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist, Head of the Laboratory of Molecular-Genetic Studies of the Institute of Fisheries of the NAAS; **Yuriy Zabytvskyi**, Candidate of Biological Sciences, Senior Research Scientist of Section of Sturgeon of the Institute of Fisheries of the NAAS; **Antonina Mruk**, Head of the Laboratory Salmonids Culture of the Institute of Fisheries of the NAAS; **Tetiana Hryhorenko**, Candidate of Agricultural Sciences, Head of the Laboratory of Hydrobiology and Technology of Invertebrates Cultivation of the Institute of Fisheries of the NAAS.

Editorial board of the Journal “Fisheries Science of Ukraine”: Institute of Fisheries NAAS, 135, Obukhivska St, Kiev-164, Ukraine, 03164; tel.: +38 (044) 223-84-34; tel/fax: +38 (044) 423-74-62. <http://fsu.ua>, info@fsu.ua

Layout design: Natalia Kolesnik, Serhiy Shinkar, Yevheniy Arkhanhelskyi, Oleksandr Bezusi; **Making-up:** Yevheniy Arkhanhelskyi, Maria Simon; **Literature editing:** Tetiana Shvets; **Corrector:** Hanna Kovalchuk

Postal address:

Editorial board of the Journal "Fisheries Science of Ukraine",
Institute of Fisheries NAAS,
135, Obukhivska St, Kiev-164, Ukraine, 03164

Phone mobile: +38(094) 827-01-86

Web-site: <http://fsu.ua>

E-mail: fsu.journal@gmail.com