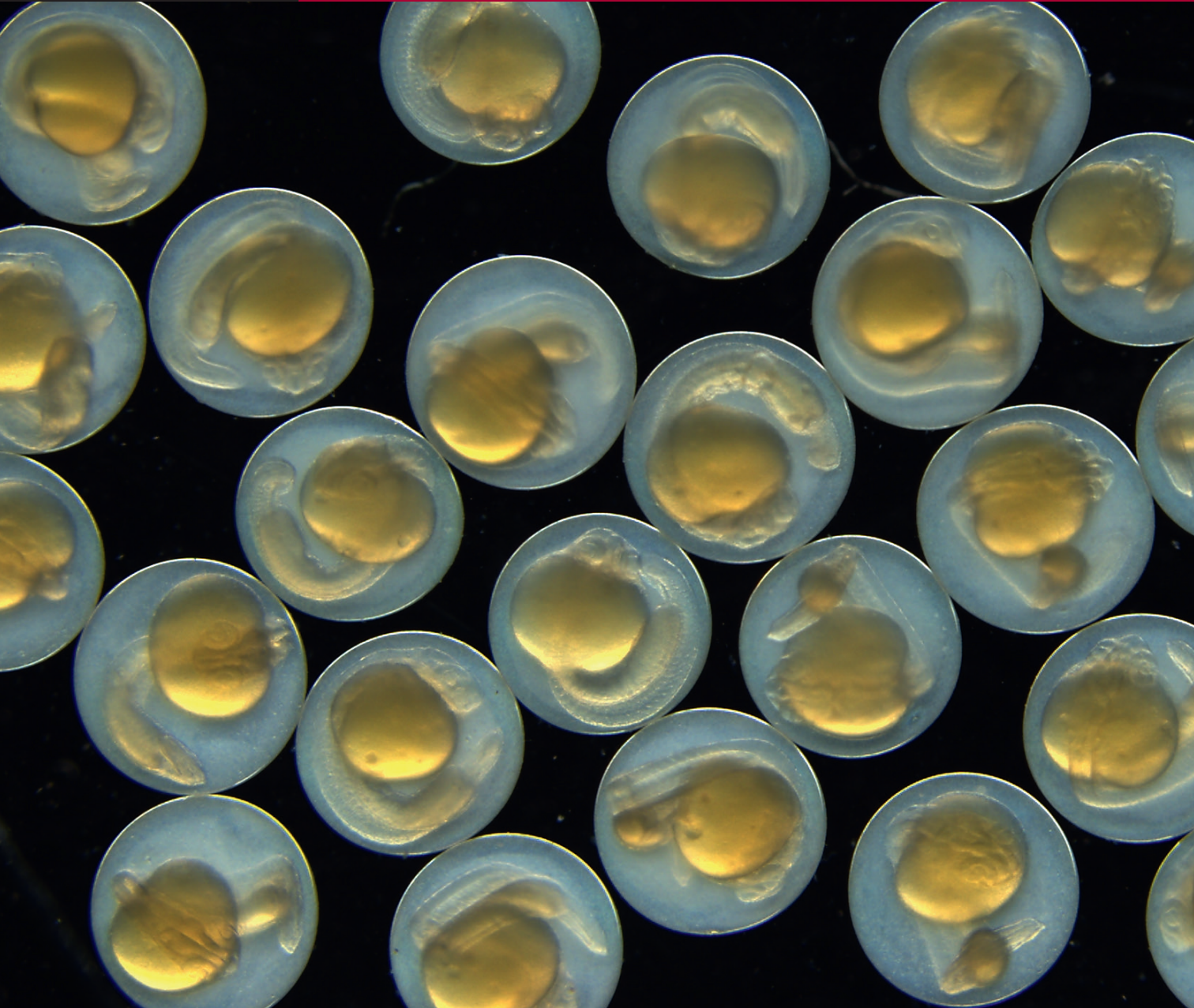


HALÁSZAT – TUDOMÁNY

6. évfolyam | 1. szám | 2020

Alapítva: 2015



› Halakból Magyarországon
kimutatott paraziták jegyzéke.

3. és 8. oldal

› Kisméretű recirkulációs keltetők
felhasználásának lehetősége
Magyarországon

13. oldal

› Hazai ragadozó halfajok sper-
ma mélyhűtésének fejlesztése
és felhasználási lehetőségei a
keltetőházi szaporítás során

19. oldal

HALÁSZAT – TUDOMÁNY

6. évfolyam | 1. szám | 2020

Az Agrárminisztérium tudományos folyóirata

A HALÁSZAT-TUDOMÁNY
elektronikus lap szerkesztőbizottsága

Főszerkesztő:
Dr. Váradi László

Tudományos főszerkesztő-helyettes
Dr. Urbányi Béla

Főszerkesztő-helyettes
Udvari Zsolt

Szerkesztő:
Bozáné Békefi Emese

A szerkesztőbizottság tagjai:

Dr. Bercsényi Miklós
Dr. Bíró Péter
Dr. Farkas Anna
Dr. Hancz Csaba
Dr. Harka Ákos
Hoitsy György
Dr. Jeney Zsigmond
Dr. Molnár Kálmán
Dr. Németh István
Dr. Orbán László
Patakiné Dr. Várkonyi Eszter
Dr. Székely Csaba
Dr. Szűcs István

A folyóirat megjelenését támogatja:
Magyar Akvakultúra és Halászati
Szakmaközi Szervezet

Kiadja:
Herman Ottó Intézet Nonprofit Kft.
1223 Budapest, Park u. 2.
www.hermanottointezet.hu

Felelős kiadó:
Dr. Béres András

HALÁSZAT-TUDOMÁNY
Megjelenik félévenként

Szerkesztőség:
Nemzeti Agrárkutatási és Innovációs
Központ
Halászati Kutatóintézet
5540 Szarvas Anna-liget utca 35.
Telefon: 06 66 515 300
E-mail: info.haki@haki.naik.hu

HU ISSN 0133-1922
Index: 125 372

Címlapkép: Domolykó embrió 48 órával
a termékenyülés után
Fotó: Dr. Csenki-Bakos Zsolt Imre

Tisztelt Olvasó!

A COVID-19 járvány okozta korlátozások a rendezvények szervezésében és az utazásokban előtérbe helyezik a nyomtatott és elektronikus szakmai anyagok fontosságát. Így reméljük, hogy a hazai halászati kutatások iránt érdeklődők ebben a helyzetben még több időt tudnak fordítani a Halászat-Tudomány elektronikus szaklap olvasására, illetve a lapban megjelenhető közlemények írására. A szerkesztőség örömmel ad helyet olyan tudományos közleményeknek, amelyek eredményei, illetve azok alkalmazása segítheti az ágazatot abban, hogy növelje az ellenállóképességét különböző jövőbeni kihívásokkal szemben, mint amilyen például a mostani világválság.

A Halászat-Tudomány elektronikus szaklap 2020. évi első számában folytatjuk a „Halakból Magyarországon kimutatott paraziták jegyzéke” című adatbázisnak és kapcsolódó irodalomjegyzéknek a bemutatását a Métélyek, a Fonálférgék, a Buzogányfejű férgék és a Gyűrűsférgék alfejezetekkel.

Természetes vizeink őshonos halállományának fenntartásához és gazdagításához való hozzájárulás továbbra is kiemelt feladata a halászati kutatásoknak. Az e területen végzett munka eredményeiről számol be a Szent István Egyetem Halgazdálkodási Tanszékének kutatócsoportja „Kisméretű recirkulációs keltetők felhasználásának lehetősége Magyarországon” című cikkében. Megjegyezzük azonban, hogy a kutatómunka eredményei beépíthetők természetes vizek halállományának rehabilitációját magában foglaló nemzetközi projektekre, ami tovább növelheti hazánk elismertségét az édesvízi halászat területén.

Dr. Váradi László
főszerkesztő

TARTALOM CONTENT

Molnár Kálmán

Halakból Magyarországon kimutatott paraziták jegyzéke.

Checklist of parasites found in fish in Hungary

III. Férgék, Worms III/III. Métélyek, Trematodes.....3

Molnár Kálmán

Halakból Magyarországon kimutatott paraziták jegyzéke.

Checklist of parasites found in fish in Hungary

III. Férgék, Worms. III/IV. Fonálférgék, Nematoda; Buzogányfejű férgék, Acanthocephala; Gyűrűsférgék, Annelida. 8

Csorbai Balázs, Urbányi Béla, Bernáth Gergely, Szabó Tamás, Várkonyi Levente, Molnár József, Csenki-Bakos Zsolt Imre, Bokor Zoltán

Kisméretű recirkulációs keltetők felhasználásának lehetősége Magyarországon

Possibilities of the use of small-scale RAS hatcheries in Hungary.....13

Bernáth Gergely, Horváth Ákos, Urbányi Béla, Bokor Zoltán

Hazai ragadozó halfajok sperma mélyhűtésének fejlesztése és felhasználási lehetőségei a keltetőházi szaporítás során

The improvement of sperm cryopreservation native predator fish species and the applicability in hatchery practice in Hungary19

Halakból Magyarországon kimutatott paraziták jegyzéke (*Checklist of parasites found in fish in Hungary*)

III. Férgesek, Worms III/III. Métélyek, Trematodes,

Molnár Kálmán

Agrártudományi Kutatóközpont Állatorvos-tudományi Intézet

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
Lánctalpas férgek Aspidogastrea				
Aspidogastridae				
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	Ru, Ab, Bj, Bb	T, B	I	T3, T4, T7, T8, T10, T15b
Métélyek Digenea				
Bucephalidae				
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827	Sl, El, Zz	T, B, D,	I	T2, T3, T4, T6, T8, T9, T10, T15, T20
<i>B. polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	Cypr	T, B, D	G	T4, T10, T15, T20, T21
<i>Rhipidocotyle illense</i> (Zieglert, 1883)	Sl, El, Zz	T, B, D,	I	T2, T3, T4, T7, T9, T10, T15, T22
<i>R. illense</i> (Zieglert, 1883) (l)	Cypr	T, B, D	G	T4, T10, T15, T21
Sanguinicolidae				
<i>Sanguinicola inermis</i> Plehn, 1905	C, Cn, Cc,	D, T, B, H	Ve	T2, T3, T4, T10, T13, T14, T15
<i>S. armata</i> Plehn, 1905	Ru, Li, Sc	T, B, D	Ve	T4, TT10
<i>S. volgensis</i> (Razin, 1920)	Se, Al, El, Bb	T, D, B	Ve	T4, T7, T10, T15b
Monorchidae				
<i>Asymphylogora immitans</i> (Mühling, 1898)	Cypr	T, D, Ve, B	I	T2, T3, T4, T7, T8, T10, T15, T20, T22
<i>A. tincae</i> (Modeer, 1790)	Tt, cypr	T, B, H	I	T3, T4, T8, T10, T15, T20, T22
<i>A. markewitschi</i> Kulakovskaya, 1947	Se, Cypr	T, D,	I	T3, T4, T7, T8, T10, T22,
<i>A. demeli</i> Markowski, 1935	Gg, Cypr	T	I	T3
<i>A. kubanicum</i> Issaitschikoff, 1923	Cypr	T	I	T3
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	Cypr	T, B, Ve, D	I	T2, T4, T8, T10, T20, T22,
<i>P. unicus</i> Szidat, 1943	Cypr	T	I	T3, T4, T20
Bunoderidae				
<i>Crepidostomum auriculatum</i> (Wedl 1857)	Ac	D, T	I	T3, T4, T8, T10, T20, T22

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
<i>C. metoecus</i> (Braun, 1900)	Sg	T	I	T3
<i>Bunodera luciopercae</i> (Mueller, 1776)	Perci El, Sg	T, D	I	T2, T3, T4, T8, T10, T22,
Gorgoderidae				
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Cypr	T, D, B, Ve,	Ur	T4, T10, T15b, T22
<i>P. folium</i> (Olfers, 1926)	Gc, Zz, Cypr	T	Úr	T3, T4, T10, T20
<i>P. pseudofolium</i> Nybelin, 1926	Ab, Gc	T	Úr	T4, T10
<i>P. angulatum</i> Linstow, 1907	El, Pe, Cypr	T	Ur	T3
Acanthocolpidae				
<i>Skrjabinopsolus acipenseris</i> Ivanov, 1934	Ac	D, T,	I,	T3, T4, T6, T22
<i>S. skrjabini</i> Osmanov, 1940	Hh	T	I	T3
Azygiidae				
<i>Azygia lucii</i> (Müller, 1776)	El, Sg, Zz, Sl,	T, B	I	T2, T3, T4, T18, T20
Orientocreadiidae				
<i>Orientocreadium siluri</i> (Bychowsky et Dubinina, 1954)	Sg	T, B, D, H	I	T4, T10, T15, T22
<i>O. pseudobagri</i> Yamaguti, 1934	Sg	T	I	T3
Allocreadiidae				
<i>Allocreadium isosporum</i> (Looss, 1894)	Sl, Bb	T, D	I	T4, T10, T15b, T20, T23, T22
<i>A. markewitschi</i> Kowal, 1949	Cn Cc	T, D,	I	T3, T4, T8, T10, T22, T23
<i>A. dogieli</i> Kowal, 1950	Bj	T	I	T4
<i>A. baueri</i> Spasskij et Roitman, 1960	Ph	P	I	T10
<i>A. transversale</i> (Rudolphi, 1802)	Mf, Ct, Nb	T	I	T3, T22
Opecoelidae				
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928) syn: <i>Crowcrocoecum skrjabini</i>	cypr, perc	T, B, D,	I	T2, T3, T4, T7, T8, T9, T10, T15, T20, T22, T23,
<i>Plagiporus occidentalis</i> Szidat, 1944	Zz, Pf, Sl	T	I	T3
<i>Sphaerostomum bramae</i> (Mueller, 1776)	cypr	T, D,	I	T3, T4, T22
<i>S. globiporum</i> (Rudolphi, 1802)	cypr	T, D,	I	T3, T4, T8, T10
<i>S. maius</i> Janiszewska, 1949	C, Vi	T	I	T3

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
Diplostomidae				
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819) sl. (l)	cypr, perc,	T, D, B, Ve, K-B	Sze	T3, T4, T7, T10, T11, T13, T14, T15, T15b, T19, T20, T21, T22, T23
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	Perc, Cypr	TD, B, Ve, K-B	Sze	T7, T4, T15, T15b, T19, T21
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Cypr	D,	Iz	T21, *
<i>Mesostephanus appendiculatus</i> (Ciurea, 1916)	Cypr	D	Iz	T21
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	Cypr	T, D, H, K-B,	B	T4, T5, T11, T14, T15b, T19, T20, T21, T22, T23,
<i>P. brevicaudatum</i> (Nordmann, 1832)	Se	Ve	Sz	T10, T21
<i>P. centrarchi</i> (Hoffman 1958)	Lg	B	Hü	T1a
<i>Ornithodiplostomum scardinii</i> (Schulman, 1952) (l) syn: <i>Neodiplostomum pseudoattenuatum</i>	Se	B	A	T6
Strigeidae				
<i>Apharyngostrigea cornu</i> (Zeder, 1800) (l)	Gg, Bb, C	T, H	Hü	T4, T10, T21, T22
<i>Ichthyocotylurus erraticus</i> (Rudolphi, 1809) (l)	Cypr	B	Hü	*
<i>I. pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (l)	cypr, perc	T,	Hü, Sz	T4, T10, T21
<i>I. platycephalus</i> (Creplin, 1852) (l)	Cypr,	D, B	*	T21
<i>I. variegatus</i> (Creplin, 1825) syn: <i>C. percae-fluviatilis</i>	Cypr	T, B	Hü	T4, T10
<i>Tetracotyle echinata</i> Diesing 1858	Gc	B	Hü	T10
<i>Apatemon cobitidis</i> (Linstow, 1880) (l)	Nb, Pm,	T, P	Sh	T4, T10, T21
Ciathocotylidae				
<i>Holostephanus cobitidis</i> Opravilová, 1968 (l)	Ct	D,	Iz, Hü,	T21
<i>Holostephanus</i> sp.	C	HG	Iz	T 18b
Prohemistomatidae				
<i>Paracoenogonimus ovatus</i> Katsurada, 1914 (l)	Vv, Se, Al, Cn	T, D	Iz,	T4, T10, T21

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
Name of parasite	Host	Water-basin	Site	References
Clinostomatidae				
<i>Clinostomum complanatum</i> Rudolphi, 1819 (l)	Bb, Gc, Gs	T, B, D,	B, Iz	T4, T10, T20, T21
Heterophyidae				
<i>Metagonimus romanicus</i> (Chiurea, 1915) (l)	cypr	D	Pi, B34,	T10, T15b, T17, T20, T21
Opisthorchidae				
<i>Metorchis intermedius</i> Heinemann, 1937	Ct, Cypr	D	Iz	T20, T21
<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919) (l)	Perc, Bb	T	U, B,	T4, T11, T14, T15b, T16, T17, T18a, T20, T21, T22
<i>A. muehlingi</i> (Jagerskiöld, 1898)(l)	cypr	T, B, D, Ve	U, B,	T4, T9, T10, T11, T15, T17, T18a, T20, T21, T22
Echinostomatidae				
<i>Echinochasmus perfoliatus</i> (Rátz, 1908)	Cypr	D	Iz	T17
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	Halak	D, T, B, H	K	T10
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	Halak	B, H	Pi	T1, T12
<i>P. exaeretus</i>	Halak	B, H	Pi	T1

Betűjelzések, rövidítések *= Magyarországon biztosan előfordul, de leírásra nem került. l=larval stages

Szakirodalom:

- T1 Cech G., Molnár K., Székely Cs. (2017): Molecular biological studies of adult and metacercarial stages of *Petasiger exaeretus* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). *Acta Vet. Hung.* 65: 198-207.
- T1a Cech G., Sándor D., Molnár K., Paulus P., Papp M., Preiszner B., Vitál Z., Varga Á., Székely C. (2020): New record of metacercariae of the North American *Posthodiplostomum centrarchi* (Digenea, Diplostomidae) in pumpkinseed (*Lepomis gibbosus*) in Hungary. *Acta Vet. Hung.* 68: 20-22.
- T 2 Edelényi, B. (1967): Data to the knowledge of piscicolous parasites on the river Tisza. *Opusc. Zool. Budapest* 6: 267-281.
- T3 Edelényi, B. (1969): A Tisza halaiban élősködő férgek és dinamikus jelentkezésük. *Debreceni Agrártud. Főiskola Tud. Közl.* 3: 13-42.
- T4 Ergens, R., Gussev, A. V., Izyumova, N. A., Molnár, K. (1975): Parasite fauna of fishes of the Tisa River basin. *Rospr. Cescoslov. Acad Ved.* 85: 117 pp.
- T5 Jaczó, I. (1949): Parazitológiai jegyzetek, III. *Hidrobiol. Közl.* 29: 100-102.
- T6 Matskási, I. (1967): Helminthological investigations of fish in Lake Balaton, I. *Annal. Biol. Tihany*, 34: 153-156.
- T7 Matskási, I., Mészáros, F., Murai, É. (1971): A balatoni halak helminthológiai vizsgálatának eredményei. *Állattani Közl.* 58: 71-77.
- T8 Molnár, K (1963): Mono- és digenetikus mótelyek halakból. *Állattani Közl.* 50. 103-107.

- T9 Molnár, K. (1966): Untersuchungen über die jahreszeitlichen Schwankungen in der Parasitenfauna des Kaulbarsches und des Zanders in Balaton mit besonderer Berücksichtigung der Gattung *Proteocephalus*. *Angew. Paras.* 7. 65-77.
- T10 Molnár, K. (1969): Beiträge zur Kenntnis der Fischparasitenfauna Ungarns IV. Trematoden. *Parasit. Hung.* 2. 119-136.
- T11 Molnár, K., Baska, F. (2017): Halbetegségek. MÁOK Kft., Budapest, 167 pp.
- T12 Molnár, K., Gibson, D. I., Cech, G., Papp, M., Deák-Paulus, P., Juhász, L., Tóth, N., Székely, Cs. (2015): The occurrence of metacercariae of *Petasiger* (Digenea: Echinostomatidae) in an unusual site, within the lateral line scales of cyprinid fishes. *Folia Parasitol.* 62: 017.
- T13 Molnár, K., Szokolczai, J. (1973): Halbetegségek. Mezőgazdasági Kiadó. Budapest, 238pp.
- T14 Molnár, K., Szokolczai, J. (1980): Halbetegségek. Mezőgazdasági Kiadó, Budapest, 254pp.
- T15 Molnár, K., Székely, Cs. (1995): Parasitological survey of some important fish species of Lake Balaton. *Parasit. Hung.* 28. 63-82.
- T15b Moravec, F., Konecny, R., Baska, F., Rydlo, M., Scholz, T., Molnár, K., Schiemer, F. (1997): Endohelminth fauna of barbel, *Barbus barbus* under ecological conditions of the Danube basin in Central Europe. Publishing House of the Academy of Sciences of the Czech Republic, Praha. 96pp.
- T16 Mödlinger G. (1934): Beiträge zur Biologie von *Aphallus donicus*. Arbeiten der I. Abt. des Ung. Biol. Forschungsinstitutes. 7: 60-65.
- T17 Prettenhoffer, Z. (1930): Kísérletes vizsgálatok dunai halakban élősködő trematoda-lárvák hazai előfordulásáról. Közlemények az összehasonlító élet- és kórtan köréből Állatorvos-doktori Értekezés, Pátria nyomda, Budapest, 24: 1-17.
- T18 Rátz, I. (1897): A halakban élősködő férgek. In: A Balaton tudományos tanulmányozásának eredményei II. 8: 141-150.
- T18a Sándor D., Molnár K., Gibson D.I., Székely C., Majoros G., Cech G. (2020): An investigation of the host specificity of metacercariae of species of *Aphallus* (Digenea: Heterophyidae) in freshwater fishes using morphological, experimental and molecular methods. *Parasitol. Res.* 17:1-12.
- T18b Sándor D., Gyöngy M., Nyeste K., Czeglédi I., Székely C., Buchmann K., Cech G. (2020): Digenean *Holostephanus* (Trematoda: Digenea: Cyathocotylidae) metacercariae in common carp (*Cyprinus carpio*) muscle: zoonotic potential and sensitivity to physico-chemical treatments. *J. Helminthol.* 94: E117.
- T19 Székely, Cs, Molnár, K. (1996-1997): Preliminary survey of the parasite fauna of some important fish species in the Upper-Reservoir of the Kis-Balaton System. *Parasit. Hung.* 29-30: 45-54
- T20 Vojtek, J. (1959): Príspevek k poznání helmintofauny ryb okolí Komárna. Publ. Fac. Sci. Univ. Brno, *Tshescoslowaguie*, 407: 437-465.
- T21 Vojtek, J. (1974): Metacercariae of fishes in Československa. *Folia. Fac. Sci. Nat. Univ. Purk. Brun. Biol.* 44. 15: 13-51.
- T22 Žitňan, R. (1968): Die Helminthofauna von Fischen in Tscheschoslowakischen abschnitt des Flusses Tisa. Sborn. Vyhodoslov. *Muzea, B.* 9: 83-89 (in Slovakian).
- T23 Žitňan, R. (1969): Zur Helminthenfauna der Fische in der Kleinen Donau. *Helminthologia* 10: 1-4

Munkánkat a MAHOP-2.1.1-2016-2017-00002 (RESEARCHFISH) azonosítójú, „A horgászati- és halgazdálkodás szempontból jelentős halfajok tenyésztését és termelését támogató technológia-, tudástranzfer és innovációs infrastruktúra fejlesztése” című projekt támogatta.

The work was supported by the MAHOP-2.1.1-2016-2017-00002 (RESEARCHFISH) project, called „Development of technology and knowledge transfer as well as innovation infrastructure for the support of breeding and production of fish species for recreational fishing and aquaculture”.

Halakból Magyarországon kimutatott paraziták jegyzéke.

(Checklist of parasites found in fish in Hungary)

III. Férgék, Worms. III/IV. Fonálférgék, Nematoda; Buzogányfejű férgék, Acanthocephala; Gyűrűsférgék, Annelida.

Molnár Kálmán

Agrártudományi Kutatóközpont Állatorvos-tudományi Intézet

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
Fonálférgék. Nematoda				
Anisakidae				
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779)	El	B, D, T, Ve, Fertő	I	N5, N7, N8, N12, N18, N39
<i>R. acus</i> (Bloch, 1779) (I)	Cypr, Pisces	B, D, T, Ve, Fertő	Hh	N8, N12, N18
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1864 (I)	Ab, Bj	B	Hh	N12, N18, N21
<i>Hysterothylacium bidentatum</i> (Linstow, 1899)	Ac	B	T	N7, N14a
Quimperiidae				
<i>Paraquimperia tenerrima</i> (Linstow, 1878)	Aa	B	I	N31
Rhabdochonidae				
<i>Rhabdochona denudata</i> (Dujardin, 1845)	Cypr, Mf, Zs, Lo	B, D, T, Ve	I	N6, N8, N9, N12, N23, N38, N39
<i>R. phoxini</i> Moravec, 1968	Ph	P	I	N8, N12
<i>R. hellichi</i> (Srámek, 1901)	Bb	T	I	N8,
<i>Ascarophis ovotrichuria</i> (Skrjabin, 1924)	Ac	D	I	N12
Camallanidae				
<i>Camallanus lacustris</i> (Zoega, 1776)	Pf, Sl, Gc	B, D, T, Ve	I	N6, N7, N8, N10, N18, N27, N37, N38
<i>C. truncatus</i> (Rudolphi, 1814)	Percid, El, As	B, D, T, Ve	I	N1, N8, N14a, N25, N35, N38
<i>Cucullanus dogieli</i> Krotas, 1959	Bb, Pisces	T, B	I	N8, N12, N14a, N37, N38

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
Spiruridae				
<i>Spiroxis contortus</i> (Rudolphi, 1619) (l)	Uk, Li,	Hh	H	N8, N11, N12
Streptocaridae				
<i>Streptocara crassicauda</i> (Creplin, 1839) (l)	Ph	P	Hü, Hh	N12
Philometridae				
<i>Philometra. ovata</i> (Zeder 1803) syn. <i>P. abdominalis</i> Nybelin, 1928	Gg, Ga, Ph, Sc	P, T	Hü, Hh	N8, N10, N12, N14a
<i>P. cyprinirutili</i> Creplin, 1825 syn. <i>P. ovata</i> in auctores	Ab, Ru, Aba	B, D, T, Ve	Hü, Hh	N8, N10, N12, N18, N38
<i>P. kotlani</i> Molnár, 1969	As	B, T	Hü, Hh	N8 N10, N12, N18
<i>P. obturans</i> (Prenant, 1886)	El	T	K,	N8, N12
<i>P. rishta</i> (Skrjabin, 1917)	Al, Bj, Ab, Se	B, D, T, Ve	Kf	N8, N10, N12, N38, N39
<i>Philometroides cyprini</i> (Ishii, 1931)	C	Pi	H	N13b, N14a
<i>P. sanguinea</i> (Rudolphi, 1819)	Cc, Cg	H, B, P, K-B	U	N7, N12, N14a, N18, N32,
Skrjabillanidae				
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934), syn: <i>Skrjabillanus erythrophthalmi</i> Molnár, 1966	Se	B, T, H	Hü, Hh	N10, N12 , N14a
<i>Sinoichthyonema amuri</i> (Garkavi, 1972)	Ci	H	Hü	N13
<i>Skrjabillanus cyprini</i> Molnár et Moravec, 1997	C	H	Pi	N16, N19
<i>S. scardinii</i> Molnár, 1966	Se	B, T, H	Hü	N10, N12, N37
<i>S. schigini</i> Tikhometova et Rudometova, 1975	Ci	H	Hü	N13
<i>S. tincae</i> Shigin et Shigina, 1958	Ti	H	Hü	N19
<i>Daniconema anguillae</i> Moravec et Koie, 1987	Aa	B	U, Sh	N15, N38
<i>Lucionema balatonense</i> Moravec, Molnár, Székely, 1995	Sl	B	Sh	N24
Anguillicolidae				
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi, Itagati, 1974)	Aa	B, Ve	Uh	N2, N3, N4, N14, N14a, N17, N20, N22, N26, N28, N29, N32, N33, N34, N36
<i>A. crassus</i> (Kuwahara, Niimi, Itagati, 1974) (l)	Pisces	B, Ve	Hü, Sh	N26a, N27a, N28, N29, N30, N35, N35a

Az élősködő latin neve	Gazdahal faja(i)	Vízterület	Előfordulás helye	Szakirodalom
<i>Name of parasite</i>	<i>Host</i>	<i>Water-basin</i>	<i>Site</i>	<i>References</i>
Capillariidae				
<i>Capillaria brevispicula</i> (Linstow, 1873)	Cn	T	I	N7, N8
<i>C. tomentosa</i> (Dujardin, 1843)	Ph	T	I	N7, N8, N37
<i>Schulmanella petruschewskii</i> (Schulman, 1948) <i>syn: Capillaria petruschewskii</i>	C, Ab, Ph	B, T, D H, P	M	N8, N12, N37
Diectophymatidae				
<i>Eustrongylides excisus</i> Jagerskjöld, 1909 (l)	Gc, Sl, Li	B	Hü, Iz	N8, N11, N12
Buzogányfejű férgek. Acanthocephala				
Neoechinorhynchidae				
<i>Neoechinorhynchus rutili</i> (Müller, 1780)	Pisces	T, D	I	N7, N8, N38, N39
Pomphorhynchidae				
<i>Pomphorhynchus laevis</i> (Müller, 1776)	Pisces	T, D, P	I	N6, N7, N8, N10, N12, N23, N38, N39
<i>P. laevis</i> (Müller, 1776) (l)	Pisces	D	Hü	N12
Echinorhynchidae				
<i>Acanthocephalus anguillae</i> (Müller, 1780)	Pisces	T, D, P	I	N7, N8, N12, N23, N37, N38, N39
<i>A. lucii</i> (Müller, 1780)	Pisces	D, T, B, Ve, Fertő	I	N5, N7, N10, N11, N12, N25, N37, N38
<i>Leptorhynchoides plagicephalus</i> (Westrumb, 1821)	Ar	T, D	I	N6, N7, N8, N12
Gyűrűsférgék. Annelida				
Piócák. Hirudinea				
Piscicolidae				
<i>Piscicola geometra</i> Blainville, 1818	Fishes	D, T, B, Ve, K-B	B, K	N6, N10, N12, N18, N32, N38, N39
<i>Cystobranchus fasciatus</i> Kollar, 1842	Sg	T, D	K	N6, N39
Glossiphonidae				
<i>Hemiclepis marginata</i> (Müller, 1774)	C	H	B, K	N12

Betűjelzések, rövidítések. l=larval stages

Szakirodalom:

- N1 Antal, L., Székely, Cs., Molnár, K. (2015): Parasitic infections of two invasive fish species, the Caucasian dwarf goby and the Amur sleeper, in Hungary. *Acta Vet. Hung.* 63: 472–484.
- N2 Békési, L., Hornok, S., Székely, C. (1997): Attempts to analyse *Anguillicola crassus* infection and the humoral host response in eels (*Anguilla anguilla*) of Lake Balaton, Hungary. *Acta. Vet. Hung.* 45: 439-445
- N3 Beregi, A., Molnár, K., Békési, L., Székely, Cs. (1998): Radiodiagnostic method for studying swimbladder inflammation caused by *Anguillicola crassus*. (Nematoda: Dracunculoidea). *Dis. Aquat. Org.* 34: 155-160.
- N4 Csaba, G., Láng, M., Sályi, G. (1993): The nematode *Anguillicola crassus* (Nematoda, Anguillicolidae), and its role in the death of eels in the Lake Balaton during 1991. (in Hungarian with English abstract) *Magyar Állatorvosok Lapja* 48: 11-21.
- N5 Edelényi, B. (1963): Belsőélősködő férgek a Fertő tó halaiból. *Debreceni Agrártudományi Főiskola Tudományos Közleményei.* 253-259.
- N6 Edelényi, B. (1967): Data to the knowledge of piscicolous parasites on the river Tisza. *Opusc. Zool. Budapest* 6: 267-281.
- N7 Edelényi, B. (1969): A Tisza halaiban élősködő férgek és dinamikus jelentkezésük. *Debreceni Agrártud. Főiskola Tud. Közl.* 3: 13-42.
- N8 Ergens, R., Gussev, A. V., Izyumova, N. A., Molnár, K. (1975): Parasite fauna of fishes of the Tisa River basin. *Rospr. Cescoslov. Acad Ved.* 85: 117 pp.
- N9 Ivasik, V.M. (1963): To the knowledge of parasite fauna of cyprinid fishes at the upper section of Tisa River. *Acta Vet. Acad. Sci. Hung.* 13: 364-366.
- N10 Matskási, I., Mészáros, F., Murai, É. (1971): A balatoni halak helminthológiai vizsgálatának eredményei. *Állattani Közl.* 58: 71-77.
- N11 Molnár, K. (1966): Untersuchungen über die jahreszeitlichen Schwankungen in der Parasitenfauna des Kaulbarsches und des Zanders in Balaton mit besonderer Berücksichtigung der Gattung *Proteocephalus*. *Angew. Paras.* 7: 65-77.
- N12 Molnár, K. (1970): Beiträge zur Kenntnis der Fischparasitenfauna Ungarns VI. Cestoda, Nematoda, Acanthocephala, Hirudinea. *Parasit. Hung.* 3: 51-76.
- N13 Molnár, K. (1989): Occurrence of two skrjabillanid nematodes, *Sinoichthyonema amuri* and *Skrjabillanus schigini* in grasscarp (*Ctenopharyngodon idella*) in Hungary. *Parasit. Hung.* 22: 63-66.
- N13b Molnár, K., Baska, F. (2017): Halbetegségek. Kiadó: Magyar Állatorvosi Kamara gazdasági társasága, Budapest, 167 pp.
- N14 Molnár, K., Baska, F., Csaba, Gy., Glávits, R., Székely, Cs. (1993): Pathological and histopathological studies of the swimbladder of eels *Anguilla anguilla* infected by *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea). *Dis. Aquat. Org.* 15, 41-50.
- N14a Molnár K., Buchmann K., Székely C. (2006): Phylum Nematoda. In: Woo (ed.) *Fish Diseases and Disorders. Volume 1: Protozoan and Metazoan Infections.* CABI. pp: 414-440.
- N15 Molnár, K., Moravec, F. (1994): Third-stage larvae of *Daniconema anguillae* (Nematoda: Dracunculoidea) in the subcutaneous tissue of eel *Anguilla anguilla*. *Folia Parasit.* 41. 215-219.
- N16 Molnár, K., Moravec, F. (1997): *Skrjabillanus cyprini* n. sp. (Nematoda: Dracunculoidea) from the scales of common carp *Cyprinus carpio* (Pisces) from Hungary. *Systematic Parasitol.* 38: 147-151.
- N17 Molnár, K., Szakolczai, J., Vetési, F. (1995): Histological changes in the swimbladder wall of eels due to abnormal location of adults and second stage larvae of *Anguillicola crassus*. *Acta Vet. Hung.* 43: 125-137.
- N18 Molnár, K., Székely, Cs. (1995): Parasitological survey of some important fish species of Lake Balaton. *Parasit. Hung.* 28. 63-82.
- N19 Molnár, K., Székely, Cs. (1998): Occurrence of skrjabillanid nematodes in fishes of Hungary and in the intermediate host, *Argulus foliaceus* L. *Acta Vet. Hung.* 46: 451-463.
- N20 Molnár, K., Székely, Cs., Baska, F. (1991): Mass mortality of eel in Lake Balaton due to *Anguillicola crassus* infection. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.* 11: 211-212.
- N21 Molnár, K., Székely, Cs., Baska, F., Müller, T., Zuo, S., Kania, P.W., Nowak, B., Buchmann, K. (2019): Differential survival of 3rd stage larvae of *Contracaecum rudolphii* type B infecting common bream (*Abramis brama*) and common carp (*Cyprinus carpio*) *Parasitol Res.* 118: 2811–2817.
- N22 Molnár, K., Székely, Cs., Perényi, M. (1994): Dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea) infection in eels of Lake Balaton, Hungary. *Folia Parasit.* 41: 193-202.
- N23 Moravec, F., Konecny, R., Baska, F., Rydlo, M., Scholz, T., Molnár, K., Schiemer, F. (1997): Endohelminth fauna of barbel, *Barbus barbus* under ecological conditions of the Danube basin in Central Europe. *Publishing House of the Academy of Sciences of the Czech Republic, Praha*, 96 pp.
- N24 Moravec, F., Molnár, K., Székely, Cs. (1998): *Lucionema balatonense* gen. et sp. n., a new nematode of a new family Lucionematidae fam. n. (Dracunculoidea) from the swimbladder of the European pikeperch, *Stizostedion lucioperca* (Pisces). *Folia Parasit.* 45: 57-61.
- N25 Murai, É., Sulgotowska, T., Matskási, I., Mészáros, F., Molnár, K. (1983): Parasitic helminths of

- vertebrates (fishes, amphibians, reptiles and birds) in the Hortobágy National Park. In: Mahunka ed.: Fauna of the Hortobágy National Park II. Akadémiai Kiadó, Budapest. pp. 15-30
- N26 Palstra, A, Heppener D.F.M., van Ginneken, V, Székely, C, van den Thillart, G.E.E.J.M. (2007): Swimming performance of silver eels is severely impaired by the swim-bladder parasite *Anguillicola crassus*. J. Exper. Biol. 352: 244-256.
- N26a Pazooki J., Székely C. (1994): Survey of the paratenic hosts of *Anguillicola crassus* in Lake Velence, Hungary. Acta Vet. Hung. 42: 87-97.
- N27 Rátz, I. (1897): A halakban élősködő férgek. In: A Balaton tudományos tanulmányozásának eredményei II. 8: 141-150.
- N27a Székely C, Láng M., Csaba G. (1991): First occurrence of *Anguillicola crassus* in Hungary. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol. 11: 162.
- N28 Székely, C. (1994): Paratenic hosts for the parasitic nematode *Anguillicola crassus* in Lake Balaton, Hungary. Dis. Aquat. Org. 18:11-20.
- N29 Székely, C. (1995): Dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea) larval infection in paratenic host fishes of Lake Balaton, Hungary. Acta Vet. Hung. 43: 401-422.
- N30 Székely, C. (1996): Experimental studies on the infectivity of *Anguillicola crassus* third-stage larvae (Nematoda) from paratenic hosts. Folia Parasitol. 43: 305-311.
- N31 Székely, Cs. (2006): First occurrence of the eel parasite *Paraquimperia tenerrima* in Lake Balaton, Hungary. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 26: 166
- N32 Székely, Cs, Molnár, K. (1996-1997): Preliminary survey of the parasite fauna of some important fish species in the Upper-Reservoir of the Kis-Balaton System. Parasit. Hung. 29-30: 45-54
- N33 Székely, Cs. Molnár, K., Rácz, O. (2005): Radiodiagnostic method for studying the dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea) infection and pathological status of the swimbladder in Lake Balaton eels. Dis. Aquat. Org. 64: 53-61.
- N34 Székely, Cs, Palstra, A., Molnár, K., Van Den Thillart, G. (2009): Impact of the swimbladder parasite on health and performance of European eels: CHAPTER 9. In: van den Thillart, G , Dufour, S. , Rankin ,C. (szerk.) Spawning migration of the European eel: Reproduction index, a useful tool for conservation management . 477 p. New York: Springer Verlag, pp. 201-228.
- N35 Székely, Cs., Pazooki, J., Molnár, K. (1996): Host reaction in paratenic fish hosts against 3rd stage larvae of *Anguillicola crassus*. Dis. Aquat. Org. 26: 137-180.
- N35a Székely C., Molnár K., Müller T., Szabó A., Romvári R., Hancz C., Bercsényi M. (2004): Comparative study of X-ray computerised tomography and conventional X-ray methods in diagnosis of swimbladder infection in eels caused by *Anguillicola crassus*. Dis. Aquat. Org. 58: 157-164.
- N36 Vettier, A., Székely, C., Seberty, P. (2003): Are yellow eels from Lake Balaton able to cope with high pressure encountered during migration to the Sargasso sea? The case of energy metabolism. Anim. Biol 53: 329-338.
- N37 Vojtek, J. (1959): Príspevek k poznání helmintofauny ryb okolí Komárna. Publ. Fac. Sci. Univ. Brno, Tshescoslowaguie, 407: 437-465.
- N38 Žitňan, R. (1968): Die Helminthofauna von Fischen in Tshescoslowakischen abschnitt des Flusses Tisa. Sborn. Vyhodoslov. Muzea, B. 9: 83-89 (in Slovakian)
- N39 Žitňan, R. (1969): Zur Helminthenfauna der Fische in der Kleinen Donau. Helminthologia 10: 1-4

Munkánkat a MAHOP-2.1.1-2016-2017-00002 (RESEARCHFISH) azonosítójú, „A horgászati- és halgazdálkodás szempontból jelentős halfajok tenyésztését és termelését támogató technológia-, tudástranzfer és innovációs infrastruktúra fejlesztése” című projekt támogatta.

The work was supported by the MAHOP-2.1.1-2016-2017-00002 (RESEARCHFISH) project, called „Development of technology and knowledge transfer as well as innovation infrastructure for the support of breeding and production of fish species for recreational fishing and aquaculture”.

Kisméretű recirkulációs keltetők felhasználásának lehetősége Magyarországon

Csorbai Balázs, Urbányi Béla, Bernáth Gergely, Szabó Tamás, Várkonyi Levente, Molnár József, Csenki-Bakos Zsolt Imre, Bokor Zoltán

Szent István Egyetem, Mezőgazdaság- és Környezettudományi Kar, Természeti Erőforrások Megőrzése Intézet, Halgazdálkodási Tanszék, 2100 Gödöllő, Páter Károly utca 1.

Összefoglalás

A természetesvízi halállományok pótlásának gyakorlata átalakulóban van. A helyi genetikai változatok és a fiatalabb korosztályok telepítése egyre inkább felértékelődik. Ennek a népesítő anyagnak a megtermeléséhez azonban új termelési szemléletre van szükség. A Szent István Egyetem Halgazdálkodási Tanszékén kialakítottunk egy olyan, három elemből álló kisméretű recirkulációs rendszert, mellyel a természetes vizekből származó anyahalak indukcióját, az ikra inkubálását és az előnevelt ivadékok előállítását is meg lehet valósítani alacsony energia- és vízfelhasználás mellett. Jelen publikációban a domolykó, a jász, a compó, a széles kárász és a márna szaporításának és előnevelésének legfontosabb eredményeit mutatjuk be.

Possibilities of the use of small-scale RAS hatcheries in Hungary

Balázs Csorbai, Béla Urbányi, Gergely Bernáth, Tamás Szabó, Levente Várkonyi, József Molnár, Zsolt Imre Csenki-Bakos, Zoltán Bokor

Department of Aquaculture, Institute for Natural Resources Conservation, Faculty of Agricultural and Environmental Sciences, Szent István University, 1 Páter Károly Str., H-2100 Gödöllő, Hungary

Summary

The practice of the renewal of natural fish populations is under change. Local genetic types and the stocking of younger age groups becoming more valuable recently. But to produce those stocking materials, new production concept is necessary. In the Department of Aquaculture of the Szent István University, a three-elements modular, small-scale recirculation aquaculture system (RAS) was developed where the induced spawning of broodstock originated from natural waters, the incubation of the eggs and the fingerling rearing can be managed with low energy- and water use. In the current publication, results of the breeding and fingerling rearing experiments of chub, ide, tench, Crucian carp and barb is presented.

Bevezetés

A haltenyésztés több, mint kétezer éves múltra tekint vissza, ám egészen a XVIII. század közepéig az ivadékok előállítására természetes íváson alapult. A legkorábbi írásos emlékeink a ponty (*Cyprinus carpio L.*) hatékony szaporításáról kínai szerzőktől származnak. Időszámításunk előtt az V. században Fan Li kínai haltenyésztő már részletes leírást adott a sikeres természetközeli pontyszaporítás feltételeiről. Európában Dubravius cseh szerzetes íratott először sikeresen pontyot a XVI. században. A faj tartásáról, tenyésztéséről szóló latin nyelvű művében a szaporítással kapcsolatban olyan megállapításokat vetett papírra, amelyek még napjainkban is helytállóak (Horváth 2018). Az első faj, melynek a tenyésztése során az ivartermékeket lefejték, majd összekeverték, és az embriót kontrolált környezetben inkubálták, a sebes pisztráng (*Salmo trutta L.*) volt. Stephan Ludwig Jacobi 1767-ben Németországban végezte kísérleteit, melynek során az ikrát és a tejet is vízbe fejte („nedves eljárás”), majd a termékenyült ikrát kicsi fadobozokban patak vizében keltette (Woynárovich 2006). A XIX. századtól a haltenyésztés fejlődése felgyorsult, a halgazdaságok ivadékgénye megnőtt. A pisztrángfajoknál folyamatosan fejlődött az ikra és a tej fejésén alapuló módszerek kidolgozása: Vrásski 1856-ban megalkotta a száraz módszert, mely során a tejet és az ikrát víz nélkül keveri össze, majd csak ez után ad hozzá vizet. Megjelennek a különböző ikrakeltető edények (Parker 2012). Más fajok esetében azonban a szaporítás kevés kivételtől eltekintve a természetes íváson alapult (ilyen például a pontytenyésztésben a Dubits-módszer). Ennek oka elsősorban két tényezőben kereshető, az egyik, hogy az ovuláció csak ideális körülmények között lezajló, általában gyors folyamat, így a termékenyítésre alkalmas ikra csak ritkán elérhető. A másik ok, hogy sok faj esetében az ikra ragadós, és ez megnehezíti az inkubációt. Előbbi leküzdésére az első módszer a hipofizálás volt. Ennek elméleti alapjait egy brazil orvos, Von Ihering (1937) dolgozta ki: megállapította, hogyha a halak agyalapi mirigyének vizes kivonatát íváásra kész ikrás halakba juttatja, ovuláció következik be. A módszer alkalmazását a gyakorlati haltenyésztésben az 1930-as évek végén a Szovjetunióban kezdték meg a tokfélék tenyésztésénél (Gerbilskij

1941). Ezt követően újabb és újabb fajok esetében írták le az indukált szaporítás módszerét (Magyarországon például Jaczó 1955-ben a ponty szaporítására). Igazi áttörésre akkor került sor, mikor az indukált halszaporítás mellett több halfaj esetében is kidolgozták az ikra ragadósságának elvételét, és így megnyílt az út a hatékony ikrakerelés előtt. Napjainkra lényegében szinte minden gazdaságilag fontos halfaj esetében megoldott az indukált halszaporítás, és a halgazdaságok, illetve a természetes vizek népesítőanyagát is jellemzően így termelik meg (Horváth 2000).

Az indukált szaporítás során kiemelten fontos az ikra anyagcseréjének ismerete, hisz az inkubáció során a haltenyésztőnek ezeket biztosítani kell az embrió megfelelő fejlődéséhez (Woynárovich & Horváth 1980). Az ikra az érlelés során szükséges anyagokat, elsősorban oxigént vesz fel a környezetéből és anyagcseretermékeket, CO_2 -ot és különböző nitrogénformákat (ammóniumot/ammóniát: $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$, illetve karbamidot: $\text{CO}(\text{NH}_2)_2$) ad le ugyanoda. A hagyományos keltetés során ezek az anyagok az átfolyó vízzel érkeznek, illetve távoznak (Zimmer et al. 2017). A gyakorlati tapasztalatok azt mutatják, hogy az oxigénigény alapján beállított vízátfolyás elegendő az anyagcseretermékek eltávolítására is. Más a helyzet, ha a keltetés részben vagy egészben recirkulációs rendszerben történik. Ekkor kiemelt jelentősége lesz a különböző anyagcseretermékeknek: elsősorban a két, halak által kiválasztott nitrogénformának ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$, illetve $\text{CO}(\text{NH}_2)_2$). Előbbi önmagában is toxikus lehet, utóbbi a baktériumok ureázenzim aktivitásának köszönhetően áttételesen ammóniává alakulva jelenthet veszélyt. Amíg a takarmányozás vízminőségre gyakorolt hatásáról és ennek kezeléséről nagyszámú irodalom áll rendelkezésünkre (Timmons & Ebeling 2010), addig recirkulációs rendszerben történő ikra inkubációról és annak dinamikájáról lényegesen kevesebbet tudunk. A különböző halfajok erősen eltérő anyagcserét mutatnak, léteznek elsősorban karbamidot kiválasztó (ureotelism) fajok, míg mások jellemzően ammóniát ürítenek (amotelism), végezetül vannak fajok, amelyek a különböző fejlődési fázisaikban különböző stratégiát választanak (Chadwick & Wright 1999; Braun et al. 2009; Zimmer et al. 2014).

Az ikra anyagcseréje erősen összefügg a fehérjeszintézissel, a szik bontásával, illetve az energiatermeléssel (a halembrió energiaforrásként is használja a szik fehérjetartalmát). Óriás laposhalnál (*Hippoglossus hippoglossus* L.) kimérték, hogy az ikra fehérjetartalma az első napokban csökken (a ragadósság kialakulásakor, illetve az ikrahéj megkeményedésekor veszít fehérjét), majd egy plató fázis következik, végezetül a keléssel egyidőben drasztikusan csökken az ikra fehérjetartalma. Az ammóniumion-kibocsátás a fehérjetartalommal párhuzamosan változik: a kezdeti fehérjecsökkenéssel egyidőben is van némi kibocsátás, majd már a kelés előtt is exponenciálisan nő és ez a kibocsátás a kelés után éri

el a maximumát. Az embriónkénti ammónium exkréció értéke 100 nmol körül alakult (Finn et al. 1990). A tőkehal (*Gadus morhua* L.) ammónia kibocsátása nagyon hasonlóan alakul: 0,1 nmol/egyed/nap induláskor, majd lecsökken közel nullára, ezt követően folyamatosan nő 0,6 nmol/egyed/nap értékre keléskor. A csúcs kelés után néhány nappal 0,8 nmol/egyed/nap (Finn et al. 1995). Az ezüst harcsa (*Rhamdia quelen* Cuvier, 1829) ammóniakibocsátása is kezdetben kiugrást (0,2 $\mu\text{g}/\text{h}/1$ g ikra), majd némi csökkenést (0,1 $\mu\text{g}/\text{h}/1$ g ikra), végezetül a kelés utánig intenzív növekedés mutat (Garcia et al. 2012)

A fentiek alapján látható, hogy még a 100%-ban termékenyült ikra nitrogénkibocsátása is nehezen prognosztizálható, mert akár életszakaszonként, akár fajonként komoly eltérések lehetnek, amit tovább bonyolíthat a recirkulációs rendszerben lévő baktériumok tevékenysége (l. ureáz enzim aktivitás). Az esetleges recirkulációs keltetők bioszűrőjének méretezéséhez ezért figyelembe kell venni az összes, potenciálisan a bioszűrőt terhelő forrást. Ehhez legjobb alap az ikra összetételének vizsgálata. A szakirodalmi adatok szerint a legtöbb nitrogént tartalmazó fehérjék mennyisége az ikrában szárazanyagra vetítve a ponty esetében 63-80%, míg tokféléknél 55-63%, lazacféléknél 55%-80%, jászánál 72% körüli, sügérféléknél 41-55%. Az összefoglaló irodalmi források, ha taxonoktól független adatokat adnak meg, az ikra átlagos fehérjetartalmát 66%-ra becsülik. Mivel ez az adat a szárazanyagra vonatkozik, ahhoz, hogy a frissen fejt ikrák nitrogéntartalmát meg tudjuk határozni, szükség van annak víztartalmára is: ez fajtoktól függően 55 és 80 % között változik. Ebből kiszámolható, hogy 1 kg frissen fejt ikra 110-360 g fehérjét tartalmaz. Ez a fehérjék átlagosan 16 %-os nitrogéntartalma mellett azt jelenti, hogy 1 kg száraz ikra 20-60 gramm nitrogént tartalmaz (Kamler 1992).

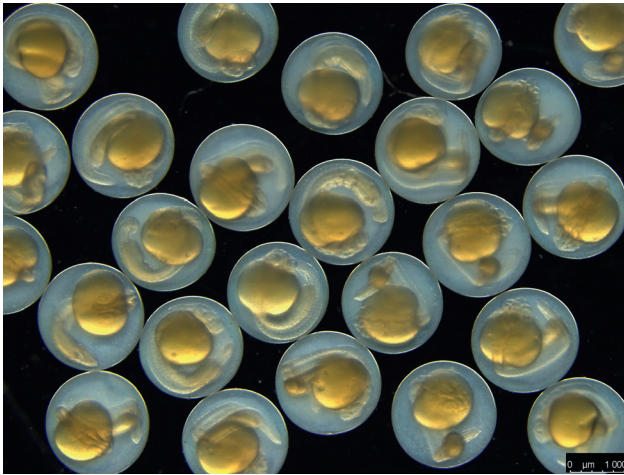
Anyag és módszer

A kísérleteket a Halgazdálkodási Tanszék laboratóriumában végeztük. A rendszerek előtesztelését afrikai harcsán (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) végeztük, majd az alábbi őshonos, természetes vízi szempontból fontos, de a hazai keltetőházakban ritkán szaporított fajok nevelésére alkalmaztuk (1. ábra).

- jász (*Leuciscus idus* L.)
- domolykó (*Squalius cephalus* L.)
- compó (*Tinca tinca* L.)
- széles kárász (*Carassius carassius* L.)
- márna (*Barbus barbus* L.)

A kísérleteinkben három különböző halnevelő egységgel dolgoztunk:

Az elsöben természetes vízből származó anyahalakat tartottuk a hormonindukció ideje alatt. A halakat egy 1 m³-es kádba helyeztük, melynek vize óránként egyszer



1. ábra 48 órás domolykóembriók (fotó: Csenki-Bakos Zsolt Imre)

cserélődött. A használt víz a fenékkifolyón keresztül, gravitációsan folyt egy 500*500 mm-es, 50 mm vastag, TM 35 szűrőszivacsra (sűrűség: 22 kg/m³, cellaméret 1600-2200 μm). Majd innen a 0,125 m³ nettó térfogatú bioszűrőre áramlott, melyben 60 dm³, 800 m²/m³ összfelületű és 500 m²/m³ védett felületű biomedica nyújtott élőhelyet a bioszűrést folytató baktériumoknak (összes felület 48 m² és 30 m² védett felület). A bioszűrőn óránként 750 liter levegő áramlott keresztül. A rendszer részét képezte továbbá egy 40 W teljesítményű UV lámpa, valamint egy 0,5 m³ térfogatú puffertartály. A rendszer napi vízcsereje 10 % (150 dm³) körül alakult.

A második rendszer az ikra inkubációra és az ivadékkori nevelésre alkalmas haltartó egység. A legfontosabb elemei: 7 literes alsó bevezetéses Zuger üveg (maximum 5 darab építhető be egy időben), vagy 100 literes lárwanevelő tartály (maximum 5 darab építhető be egy időben), egy 300 literes állítható mélységű (5-25 cm) nevelő medence. Továbbá a rendszer része egy 500 literes ejtőtartály, egy 300*1000 mm-es 2*50 mm vastag, TM 35 szűrőszivacs (sűrűség: 22 kg/m³, cellaméret 1600-2200 μm), mely a mechanikai szűrést biztosítja, valamint egy 150 dm³-es biológia szűrő, melyben 75 dm³ biomedica található (összes felület 60 m² és 37,5 m² védett felület). A pótvíz mennyisége 150 dm³±20 dm³ volt. Ebben a rendszerben is egy 40 W-os UV lámpa biztosítja a patogének alacsony szintjét.

A lárwanevelési kísérletek hátterét egy harmadik rendszer biztosítja: ebben 30 darab, 10 dm³-es, egyedi vízellátású medence található. A rendszer mechanikai szűrését egy 500*500 mm-es, 50 mm vastag, TM 35 szűrőszivacs (sűrűség: 22 kg/m³, cellaméret 1600-2200 μm), a biológia szűrést egy 40 dm³-es mozgóágyas biológiai szűrő biztosította. Utóbbiban 20 dm³ biomedica található (összes felület 16 m² és védett felület 10 m²). Ennél a rendszernél 150 dm³±10 dm³ volt a napi pótvíz (2. ábra).



2. ábra A 3-as számú nevelőrendszer (fotó: Csorbai Balázs)

Minden rendszer tartalmaz egy hőmérséklet- és oxigénszint mérési pontot (WTW FDO-IQ). A mért értékek egy központi számítógépbe futnak be, mely regisztrálja ezeket az adatokat és a kritikus szintek elérése esetén sms-ben riasztja a kezelőket, valamint távoli elérést biztosít. A hőmérséklet esetében minden rendszer tartalmaz fűtő (500 W) és hűtő berendezést (Aqua Medic Titan Chiller 1500, 375 W), melyeket a vezérlőegység központilag kapcsol. A szobák hőmérséklete és fényklímája (megvilágítás időtartama, erőssége és színhőmérséklet) szintén szabályozható. Az oxigénpótlás egy központi levegőellátó rendszeren keresztül történt, melyben 100 mbar állandó nyomást biztosított a központi vezérlés. A levegő beoldása szabályozatlanul, porlasztó köveken keresztül történt.

Az anyahalak indukcióját Ovopel AUV készítménnyel végeztük. Az ikra inkubációja során az inkubáció időtartamától függően 0-4 (afrikai harcsa-jász) alkalommal gombásodás elleni kezelést végeztünk (Anti Fungi Stop AUV, Sapro Stop AUV). A táplálkozás megkezdését követően a halak takarmányozását élő *Artemia salina* naupliussal, dekapszulált *Artemiaval*, illetve kereskedelemben kapható teljesértékű haltakarmányokkal végeztük (Aller Infa, Aqua Garant Aqua Start, Aqua Garant Uni).

A rendszerek terhelése során az alábbi paramétereiket vizsgáltuk: összes ammónia/ammónium, pH, nitrit, nitrát. A mérést fotometriás tesztekkel (Macherey Nagel PF12 fotométer, Visicolor ECO Ammonium, Nitrite, Nitrat teszt) illetve multiméterrel (WTW MultiLine pH) végeztük.

Eredmények és értékelésük

Az elvégzett 18 szaporítás eredményeiről elmondható, hogy sikerült minden faj esetében jelentős (minimum 10.000 darab) nem táplálkozó lárvát előállítani. Egyes fajoknál az indukció során magas beérési százalékot sikerült elérni (afrikai harcsa, compó, aranykárász, jász), míg a domolykó esetében többszöri ismétlésben is maximum az ikrás halak ~20 %-a adott csak ikrát. A termékenyülés is igen széles skálán mozgott. Domolykónál két esetben 95-97 %-os termékenyülést tapasztaltunk, míg jász esetében 60-65 %, afrikai harcsa esetében egy alkalommal alig 10 %-os termékenyülést is regisztráltunk. Ezek az értékek megfelelnek az irodalmi forrásokban fellelhető adatoknak (Krejszef et al. 2008, Kucharczyk et al 2007; Horváth & Tamás 2011; Pintér 2015). Az ukrainkubáció során két alkalommal (afrikai harcsa és jász) is 1 kg száraz, frissen fejt ikrával teszteltük sikeresen a rendszer teherbírását. Ez az ikramennyiség halfajtól függően 80 000-1 400 000 ikraszemet jelenthet (a két szélsőérték a márna és a compó; Szabó 2000, Rothbard et al. 2010).

Az ikra inkubációja során jellemzően a termékeny ikrák 90-95%-a kikelt. A nemtáplálkozó lárvá fázisról is hasonló eredményekről tudunk beszámolni: jellemzően magas megmaradást tapasztaltunk (80-95 %). Ezek az adatok is megfelelnek az általános, átfolyó vízzel működő keltetőházak gyakorlatának (Horváth & Tamás 2011). Két olyan eset volt, amikor ettől eltérő eredményt kaptunk: a compó esetében a lárvá nagyon apró mérete miatt a lárvevelő edényekben általánosan alkalmazott 300 µm szembőségű hálóbetét helyett 100 µm-t alkalmaztunk és ezen keresztül csak gyenge vízcsere valósult meg, ennek következtében viszont a becsült megmaradás nem érte el az 50 %-ot. A második esetben domolykónál egy ragadozó rák (feltételezhetően egy Harpacticoida rendbe tartozó faj) lényegében 100%-os elhullást okozott (3. ábra).

A táplálkozó lárvá fázisban is több vizsgálatot végeztünk. A kettes számú rendszerben végzett kísérletek esetében csak becsülni tudjuk a megmaradást, de az egyhónapos előnevelés időtartama alatt minden faj esetében magas (jellemzően 60 %-ot jelentősen meghaladó) megmaradást tapasztaltunk. A halak mérete 1-2 cm, a testtö-



3. ábra Ragadozó Copepoda rákok a domolykó lárván (fotó: Csenki Bakos Zsolt Imre)

meg 10-25 mg között alakult szinte minden faj esetében. A hármas számú rendszerben pontos adatokkal rendelkezünk a megmaradásról: itt jász esetében még magas népesítési sűrűség (100 egyed/l) mellett, háromszori ismétlésben is átlagosan 83% volt, míg domolykónál 20 l/egyedsűrűség és dekapszulált *Artemimiva*val történő etetés esetén, a háromszori ismétlés átlagában is 96%-os megmaradást sikerült elérni. A megmaradási eredmények a hagyományos tógazdasági, természetes táplálékforrásra alapozott nevelési technológiánál lényegesen jobbak (Horváth 2000) és megfelelnek az zárt rendszerekben elvárt eredményeknek (Harzevili 2003).

A nevelési kísérletek során a folyamatos online mérések (hőmérséklet, oxigéntartalom), mellett közel 300 fotometriás mérést végeztünk. A víz hőmérsékletet az alacsony pótvíz mennyiségének köszönhetően a kívánt értéken lehetett tartani (átlagosan 12-25 °C-on, az eltérés a kívánt értéktől ±0,5°C). Az oxigénháztartásról elmondható, hogy a rendszerek oxigénszintje telítettség körül alakult. A legalacsonyabb oxigénszinteket az afrikai harcsa 3-as számú rendszerben történő nevelése során mértük, de itt sem csökkent 5 mg/l alá az érték. A pH 7,2 és 8,5 között változott. A teljes ammónia és ammónium mennyiségének maximális értéke 0,6 mg/l volt (0,01 mg/l szabad ammónia). A nitritnél 0,14 volt

Rendszer sorszám	Maximális takarmány-mennyiség (g)	A takarmány „N” tartalma (g)	Maximális ikrá mennyiség (g)	Az ikrá elméleti „N” tartalma (g)	A bioszűrő elméleti „N” feldolgozó képessége (g) ¹
1.	100 g Aqua Garant Uni 4 mm	7,2	-	-	9,6-48
2.	85 g Aqua Granat Aquastart 0,6 mm	8,16	-	-	12-60
2.	-	-	1000	40	12-60
3.	30 g Aqua Garant Aqua Start 0,4 mm	2,88	-	-	3,2-16

1. táblázat: Az egyes halnevelő rendszerek elméleti és gyakorlati „N” terhelése (Timmons és Ebeling, 2010)

ez az érték, míg nitrát esetében 11 mg/l. A bemutatott vízminőségi értékek megfelelnek a recirkulációs halnevelésben elvártaknak (Timmons & Ebeling 2010). A jó vízminőséghez hozzájárult a megfelelő szűrési technológián túl az is, hogy a rendszerek terhelése alatta maradt az elméleti maximumoknak (1. táblázat).

Következtetések

A természetes vizek népesítésének elvei az elmúlt években erősen megváltoztak. Míg korábban a lehető legmagasabb hozam, illetve horgászfogás érdekében az erre a célra szakosodott, központi halgazdaságokból származó hal telepítése volt a leggyakoribb módszer, mára bebizonyosodott, hogy ez sokszor a természetes populációk genetikai variabilitásának csökkenéséhez vezet és a populációk megerősítése is csak ritkán sikeres (Araki & Schmid 2010). Az elvégzett vizsgálatok azt mutatják, hogy az egyes vízrendszerek igen eltérő genetikai adottságú populációknak adnak otthont, ráadásul a halgazdaságokban nevelkedő anyaállományok még ezeknél az állományoknál is nagyobb mértékben térnek el a természetes populációktól („keltető szelekció”). Az őshonos, helyi populációktól eltérő genetikai állományú anyaállomány ivadékaiknak telepítése erős negatív hatást gyakorol a természetes vizek halállományára (Ryman & Laikre 1991, Rhymer & Simberloff 1996, Araki et al. 2007). Másrészt viszont bebizonyosodott az is, hogy az adott vízterületről származó, frissen befogott anyahalak szaporításba vételével elkerülhető a negatív hatások jó része (Ford et al. 2016).

Hazánkban a folyóvízi halak ívási lehetőségei a folyamszabályozásnak, illetve a duzzasztóművek építésének következtében sok helyen beszűkültek, vagy eltűntek. Ezeket a negatív hatásokat van, ahol élőhelyfejlesztési programokkal lehet csökkenteni (Láhn-patak revitalizációja, Tisza menti élőhelyek fejlesztése; Demény 2007, Demény & Keresztessy 2007; Horváth & Palkó 2009), más esetekben valószínűsíthetően az elkövetkező években sem várható pozitív változás (Körösök völgye, Ipoly). Ezeket a területeken szükség lehet az átgondolt, genetikai diverzitást figyelembe vevő telepítési programok kidolgozására. Ennek alapja egy, a helyi genetikai források hasznosításán alapuló, kikapacitású keltető lehet. Az általunk elvégzett vizsgálatok egyértelműen bizonyították, hogy ilyen kisméretű, alacsony vízfelhasználású rendszerekben energiahatékonyan lehet halivadékokat előállítani. A kapott eredmények alapján kijelenthető, hogy halfajtól függően nagy biztonsággal előállítható 50 000 – 200 000 db életerős 1,5-2 cm-es halivadék úgy, hogy a rendszer vízfelhasználása nem haladja meg a napi 150-200 litert, valamint a rendszer energiaigénye sem éri el a 1 kW/h-t.

Köszönetnyilvánítás

A publikáció az EFOP-3.6.1-16-2016-0016 azonosítószámú, „SZIE Szarvasi Campusának kutatási és képzési profiljának specializálása intelligens szakosodással: mezőgazdasági vízgazdálkodás, hidrokultúrás növénytermesztés, alternatív szántóföldi növénytermesztés, ehhez kapcsolódó precíziós gépkezelés fejlesztése” című projektje keretében jött létre. A kutatási infrastruktúra kialakítását a MAHOP-2.1.1-2016-2017-00002 (RESEARCHFISH) projekt támogatta.

Irodalomjegyzék

- Araki H. & Schmid C. 2010. Is hatchery stocking a help or harm? Evidence, limitations and future directions in ecological and genetic surveys, *Aquaculture*, 308, Supplement 1, pp. 2-11.
- Araki, H., Cooper, B. & Blouin, M. S. 2007. Genetic effects of captive breeding cause a rapid, cumulative fitness decline in the wild. *Science*, 318, 100–103.
- Braun, M. H., Steele, S. L., Ekker, M. & Perry, S. F. 2009. Nitrogen excretion in developing zebrafish (*Danio rerio*): a role for Rh proteins and urea transporters. *American Journal of Physiology-Renal Physiology* 296 (5) pp. 994-1005.
- Chadwick, T. D. & Wright, P. A. 1999. Nitrogen excretion and expression of urea cycle enzymes in the Atlantic cod (*Gadus morhua* L.): a comparison of early life stages with adults. *Journal of Experimental Biology* 202, 2653-2662.
- Demény F. & Keresztessy K. 2007. A nagykörii Anyita-tó 2006. évi lehalászásának halfaunisztikai és tájgazdálkodási értékelése. *Pisces Hungarici* 2 pp. 135-139
- Demény F. 2007. közép-tiszai kubikgödör-rendszerek halfaunisztikai kutatása. *Pisces Hungarici* 1 pp. 81-92
- Finn, R.N., Fyhn, H.J. & Evjen, M.S., 1990. Respiration and nitrogen metabolism of Atlantic halibut eggs (*Hippoglossus hippoglossus*). *Marine Biology* 108 pp. 11-19
- Finn, R.N., Fyhn, H.J. & Evjen, M.S., 1995. Physiological energetics of developing embryos and yolk-sac larvae of Atlantic cod (*Gadus morhua*). I. Respiration and nitrogen metabolism. *Marine Biology* 124 pp. 355-369.
- Ford M.J., Murdoch A.R., Hughes M.S., Seamons T.R., & La Hood E.S. (2016.) Broodstock History Strongly Influences Natural Spawning Success in Hatchery Steelhead (*Oncorhynchus mykiss*). *PLOS ONE* 11(10): e0164801
- Garcia L. O., Braun N., Becker A. G., Loro V. L. & Baldisserotto B., 2012. Ammonia excretion at different life stages of silver catfish *Acta Scientiarum*, 34, n. 1, pp. 15-19.

- Gerbil'skij N., 1941.: Metod gipofizornüh injekcii i ego rol v proizvodstve rübnüh zapaszov. Leningrad, Gosudarstvo Universitet. pp. 1-18
- Harzevili, A., De Charleroy, D., Auwerx, J., Vught, I., & Slycken, J. 2003. Larval rearing of chub, *Leuciscus cephalus* (L.), using decapsulated *Artemia* as direct food. *Journal of Applied Ichthyology* 19. 123 - 125.
- Horváth J. & Palkó Cs. 2009. A nyugat-magyarországi Láhn-patakon végzett rehabilitációs munkálatok hatása a halállományra. *Pisces Hungarici* 3 pp. 147-151
- Horváth L. 2018. A ponty szaporodásbiológiája és szaporítása in Csorbai B., Urbányi B. (szerk.) *A ponty (Cyprinus carpio) biológiája és tenyésztése*. Gödöllő, Vármédia Kft. pp. 53-61
- Horváth, L (szerk.), 2000. Halbiológia és haltenyésztés Mezőgazda Kiadó, pp. 270-309
- Horváth, L. & Tamás, G., 2011. Halivadék-nevelés. 2. kiadás, Gödöllő, Vármédia-Print Kft , pp. 48-64.
- Jaczó, I. 1955. A pontyok hipofizálása. *Halászat* 2 (7) pp. 126-127
- Kamler E. (ed) 1992. Early life history of Fish – an energetics approach. Chapman and Hall pp. 58-71
- Krejszeff S., Kucharczyk D., Kupren K., Targońska K., Mamcarz A., Kujawa R., Kaczkowski Z. & Ratajski S. 2008 Reproduction of chub, *Leuciscus cephalus* L., under controlled conditions. *Aquaculture Research* 39 pp. 907-912
- Kucharczyk D., Kujawa R., Mamcarz A., Targońska K., Krejszeff S. & Wyszomirska E. 2007 Artificial spawning of common tench (*Tinca tinca* L.) collected from wild populations. *Polish Journal of Natural Sciences* 22 pp. 37-45.
- Parker, R. O. 2012. *Aquaculture science*. Delmar Cengage Learning, New York, USA. p 9.
- Pintér, K., 2015. Magyarország halai. Mezőgazda Kiadó, pp. 84-86.
- Rhymer, J. M., & Simberloff, D. 1996. Extinction by hybridization and introgression. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 27, 83–109.
- Rothbard, S., Biton, I. & Kulikovski, Z. 2010. Breeding, production and marketing of golden tench (*Tinca tinca* (L.)) in Gan Shmuel Fish Breeding Center, Israel. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 20, pp. 367–373
- Ryman, N., & Laikre, L. 1991. Effects of supportive breeding on the genetically effective population size. *Conservation Biology*, 5, 325–329.
- Szabó T. 2000. A folyóvízi halak szaporítása in Horváth L. (szerk.) *Halbiológia és haltenyésztés Mezőgazda Kiadó* pp. 334-340
- Timmons M. B. & Ebeling J. M 2010 *Recirculating aquaculture Cayuga Aga Ventures* pp. 39-66
- Von Ihering, R. 1937. A method for inducing fish to spawn *The Progressive Fish-Culturist* Volume 4, Issue 34 pp. 15-16
- Woynárovich E. 2006. Hungarikum-e a hazai mesterséges halszaporítás és ivadéknevelés komplex technológiája? *Halászat* 3. p. 99
- Woynarovich, E. & L. Horváth, 1980. The artificial propagation of warm-water finfishes - a manual for extension. *FAO Fish.Tech.Pap.*, (201) pp. 1-183
- Zimmer A. M., Wright P. A. & Wood C. M., 2017. Ammonia and urea handling by early life stages of fishes. *Journal of Experimental Biology* (220) pp. 3843-3855
- Zimmer, A. M., Brauner, C. J. & Wood, C. M. 2014. Ammonia transport across the skin of adult rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) exposed to high environmental ammonia. (HEA). *J. Comp. Physiol. B* 184, pp. 994-1005

Hazai ragadozó halfajok sperma mélyhűtésének fejlesztése és felhasználási lehetőségei a keltetőházi szaporítás során

Bernáth Gergely, Horváth Ákos, Urbányi Béla, Bokor Zoltán

Szent István Egyetem, Mezőgazdaság- és Környezettudományi Kar, Természeti Erőforrások Megőrzése Intézet, Halgazdálkodási Tanszék, 2100 Gödöllő, Páter Károly utca 1.

Összefoglalás

Hazánk őshonos ragadozó halfajai esetében nagy gazdasági jelentőséggel bírhat a spermamélyhűtés, mind a termelés, mind pedig az ökológiai szempontú természetes vízi halgazdálkodás szemszögéből egyaránt. A Szent István Egyetem Halgazdálkodási Tanszéke több mint 10 éves múltra tekint vissza a harcsa (*Silurus glanis*), a csuka (*Esox lucius*), a süllő (*Sander lucioperca*), a kősüllő (*Sander volgensis*) és a sügér (*Perca fluviatilis*) spermamélyhűtési technológiájának fejlesztésében. A harcsa fajban az eljárást sikeresen ültettük át a keltetőházi körülmények közé. A többi halfaj esetében egy jelenleg is zajló szisztematikus kutatómunka révén igyekszünk a spermafagyasztást a gyakorlati halszaporítás lépései közé integrálni. Jelen összefoglaló fajonként kívánja bemutatni az eddig elért eredményeket.

The improvement of sperm cryopreservation in Hungarian predator fish species and the applicability in hatchery practice

Gergely Bernáth, Ákos Horváth, Béla Urbányi, Zoltán Bokor

Department of Aquaculture, Institute for Natural Resources Conservation, Faculty of Agricultural and Environmental Sciences, Szent István University, 1 Páter Károly Str., H-2100 Gödöllő, Hungary

Summary

Sperm cryopreservation could play an important role in the culture of endemic Hungarian predator fish species from the point of view of farm production and the ecological water management as well. The Department of Aquaculture of Szent István University has a tradition of more than 10 years of wels catfish (*Silurus glanis*), northern pike (*Esox lucius*), pikeperch (*Sander lucioperca*), Volga pikeperch (*Sander volgensis*), and Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) sperm cryopreservation. The application of frozen sperm in the hatchery propagation has been carried out already successfully in wels catfish and pikeperch. The improvement of the cryopreservation process in the

other mentioned species will allow its integration to farm production. This review presents the results in all species achieved so far.

Bevezetés

A különböző sejtek (pl. sperma) és szövetek hosszú távú tárolása az igen alacsony hőmérsékleten (-196 °C) történő fagyasztást követően lehetséges. Megfelelően kidolgozott módszer alkalmazása mellett a minták felolvasztást követően megőrzik minőségüket, életképességüket (Agarwal 2011; Bokor et al. 2019; Cabrita et al. 2010). Az eljárás az akvakultúra, a természetvédelem, valamint a rekreációs tevékenységek (horgászat) esetében is számos előnyt kínál (Martínez-Parámo et al. 2017). A spermamélyhűtés: 1. kiküszöböli az esetleges aszinkron ivartermék termelést az ikrás és tejes egyedek esetében, 2. egyszerűsítheti az anyahaltartás körülményeit, 3. lehetővé teszi a hímivar-sejtek szállítását és kereskedelmét, 4. elősegítheti spermabankok létrehozását, 5. támogatja a különböző szelekciós programokat (Cabrita et al. 2010).

A fagyasztás különböző halfajokban történő fejlesztése során nagy jelentőséggel bír az úgynevezett járulékos tudományágak ismerete. A mélyhűtés sikerességét nagymértékben befolyásolja a sperma minősége (Bernáth 2016; Cabrita et al. 2010). A sperma motilitása, sűrűsége, a spermiumok morfológiája, membránjának épsége, a DNS állomány töredezettsége, az ivarsejtek energiakészlete közvetlenül, vagy közvetetten befolyásolják a termékenyítő képességet (Cabrita et al. 2010; Fauvel et al. 2010; Gallego és Asturiano 2018). A különböző spermátételek minősége és a fagyasztással szembeni ellenállóképessége nagy változatosságot mutathat az egyedek között, valamint adott egyed esetében egyaránt. A megfelelő minta kiválasztása, ezáltal a minőség ellenőrzése kulcsszerepet tölt be a fagyasztást megelőzően és a felolvasztást követően (Cabrita et al. 2010).

Halakban az első sikeres spermafagyasztást a hering (*Clupea harengus*) esetében végezték 1953-ban (Blaxter 1953). Napjainkig közel 200 édesvízi és tengeri halfaj esetében dolgoztak ki eredményes mélyhűtési eljárást (Agarwal 2011). A módszereket sok esetben már sikeresen alkalmazták a kutatásban (laboratóriumi körülmények között) és termelő gazdaságok keltetőházaiban egyaránt (Bokor et

al. 2010; Cabrita et al. 2010). A fenntartható akvakultúra (természeti és humán erőforrások optimalizációja), a termelés intenzifikációja új irányt jelent hazai és nemzetközi szinten egyaránt (Bernáth et al. 2016). A spermamélyhűtés a szaporítási technológiák fejlesztését segítheti, javítva a termelés gazdasági hatékonyságát, természetvédelmi, és rekreációs szempontból jelentős halfajaink esetében egyaránt (Bernáth et al. 2016; Bokor et al. 2019).

A mélyhűtött harcsa (*Silurus glanis*) sperma alkalmazása keltetőházi szaporítás során

A harcsa hazánk egy kiemelt gazdasági és horgászati jelentőséggel bíró halfaja. Keltetőházi szaporítása során a klasszikus fejés módszerével csak kis mennyiségű és gyakran rossz minőségű tej nyerhető ki a hím egyedektől. Az általánosan alkalmazott eljárás a here kioperálása, mely azonban a tejesek leölését eredményezi. A sperma fagyasztása optimálisabb sperma felhasználást tesz lehetővé (Bokor et al. 2019).

Az elmúlt 10 évben szisztematikus kutatómunka eredményeként sikeresen dolgoztuk ki a harcsa sperma üzemi méretben (5 és 10 ml sperma) történő fagyasztását (Bokor et al. 2010 és 2019). A mélyhűtött sperma minden esetben megőrizte a mozgási képességét a felolvasztást követően (52-60%). A módszerek minden esetben nagy mennyiségű (200 és 250 g ikra/Zuger üveg) ikra termékenyítése során tesztelésre kerültek, keltetőházi körülmények között. Az eljárások sikerességét mutatta a friss spermához hasonló kelési arány (5 ml: 50-95%, 10 ml: 66%) is (Bokor et al. 2010 és 2019). Vizsgálataink továbbá bizonyították, hogy a fagyasztás nincs negatív hatással a harcsaivadék túlélésére (93-99%) (Bokor et al. 2015), melynek tesztelése laboratóriumi és üzemi körülmények között egyaránt megvalósult.

A csuka (*Esox lucius*) sperma üzemi szintű mélyhűtésének fejlesztése

A csuka keltetőházi szaporítása során a harcsához hasonlóan szükséges a hím egyedek leölése a megfelelő mennyiségű és minőségű sperma kinyeréséhez. A tej hosszú távú tárolásával a korábban már említett előnyök miatt gazdaságosabbá tehető a faj indukált szaporítása (Cejko et al. 2020; Hulak et al. 2008).

A csukasperma üzemi szintű fagyasztásának kidolgozását 3 éve kezdtük meg. A vizsgálatok során lépésről lépésre haladva írtunk le egy teljesen új hígítót (150 mM glükóz, 75 mM NaCl, 30 mM KCl, 1 mM Na₂HPO₄, 1 mM MgCl₂ × 6H₂O, 1 mM CaCl₂ × 2H₂O, 20 mM Tris, and 0,5% BSA, pH: 8, Bernáth et al. 2017). A fagyasztást sikeresen optimalizáltuk laboratóriumi körülmények között (0,5 ml), majd eredményesen ültettük át keltetőházi kísérletek mellett üzemi mennyiségű spermamennyiségre (5-10 ml). A felolvasztást követően minden esetben magas motilitás

értékeket kaptunk (0,5 ml: 45%, 5 ml: 57%, 10 ml: 41%). A módszer keltetőházi alkalmazásának optimalizációja és a mélyhűtésből származó lárvák életképességének vizsgálata jelenleg is zajlik.

A süllő (*Sander lucioperca*) és a kősüllő (*Sander volgensis*) spermamélyhűtésének fejlesztése és alkalmazása keltetőházi körülmények között

A süllő hazánk egyik legértékesebb, legkiválóbb húsminőségű ragadozó hala. A többi tenyésztett ragadozó halfajunk mellett fontos szerepet tölt be a tógazdasági haltermelés során, hiszen ritkítja a jövevény, a ponty számára táplálékkonkurens halfajokat (Bokor et al. 2007 és 2008). A hasonló húsminőségű rokonfaj, a kősüllő esetében a horgászati hasznosítás a jellemzőbb. Természetes populációi csökkenő tendenciát mutatnak (Nagy 2020).

A süllő esetében hatékonyan bizonyult (motilitás: 40% kelés: 41%) a glükóz alapú hígító metanol, mint védőanyag hozzáadása mellett 0,5 ml sperma fagyasztása során (Bokor et al. 2007). A sikeres módszertani fejlesztést követően az eljárást keltetőházi körülmények között alkalmaztuk. A szaporítás során 10, 30, valamint 50 g süllő ikrát termékenyítettünk meg. A mélyhűtött minták 53%-ban tartalmaztak mozgó sejteket. Az eredmények alapján minden esetben magas kelési arányt (10 g: 47%, 30 g: 55%, 50 g: 87%) eredményezett a felolvasztott sperma alkalmazása a termékenyítés folyamán (friss kontroll: 61%) (Bokor et al. 2008). Süllő esetében a keltetőházban történő alkalmazás részleteinek további tesztelése, míg a kősüllő esetében fejlesztett fagyasztási módszerek keltetőházi kidolgozása jelenleg is zajlik.

Üzemi mennyiségű sügér (*Perca fluviatilis*) spermamélyhűtésének fejlesztése

A csapósügér az egyik legígéretesebb hal lehet az édesvízi intenzív akvakultúrában. Számos európai országban már sikeresen alkalmazzák a faj piaci termelés céljából történő indukált szaporítást (Zarski et al 2017). A fenntartható halhús előállítás azonban csak kontrollált körülmények között jöhet létre, melynek alapja az örökítő anyag ivási időszakon belüli és kívüli biztosítása. A spermamélyhűtés a faj esetében kulcsszerepet játszhat az intenzív akvakultúra szempontjából (Bernáth et al. 2016).

Kísérleteink során egységesítettük a sügér sperma fagyasztási technológiáját. Magas motilitási értéket (72%) és termékenyülést (75%) rögzítettünk, mely a módszer sperma kis mennyiségben történő fagyaszthatóságát igazolta (Bernáth et al. 2015a és b). A vizsgálatok következő szakaszában, üzemi mennyiségben fagyasztottuk le a faj spermáját (3 ml, 67 műszalma) az ivási időszakot megelőzően. A termékenyítés során ismét bizonyítást nyert az

eljárás alkalmazhatósága (termékenyülés: 72%) (Bernáth et al. 2016). A mélyhűtési technológia intenzifikálásának következő lépcsőfokát jelenti új, nagyméretű műszalmák és kriocsövek tesztelése (5 ml). A módszerek keltetőházi fejlesztése jelenleg is folyamatban van.

Következtetések

Hazánk őshonos ragadozó halfajai esetében nagy gazdasági jelentőséggel bírhat a spermamélyhűtés, mind a termelés, mind pedig az ökológiai szempontú természetes vízi halgazdálkodás szemszögéből egyaránt. Kísérleteink több mint 10 évre nyúlnak vissza a harcsa, csuka, süllő, kőszüllő, valamint a sügér esetében. Az eredményeink igazolták, teljes mértékben a harcsa és nagyrészt süllő esetében is, hogy a módszer alkalmazható a keltetőházi szaporítás során. A további fajok esetében az éppen zajló kutatás és fejlesztés szintén lehetővé fogja tenni a gyakorlati felhasználást. Az alkalmazott módszerek a fenntartható akvakultúra fejlődésében fontos szerepet tölthetnek be.

Köszönetnyilvánítás

A vizsgálatok elvégzéséhez a GINOP-2.3.2-15-2016-00004, az EUREKA_HU_12-1-2012-0056 (PERCAHATCH), a Halászati Operatív Program III. tengelye ("Európai Halászati Alap: a megújuló halászatért" - az Európai Unió és Magyarország támogatásával), és az EFOP-3.6.3-VEKOP-16-2017-00008 pályázatok járultak hozzá. A projekt az Európai Unió támogatásával, az Európai Szociális Alap társfinanszírozásával valósult meg. A kutatások továbbá Bernáth Gergely Bolyai János Kutatási (BO/00508/18/4) Ösztöndíjának és az Innovációs és Technológiai Minisztérium ÚNKP-19-4 kódszámú Új Nemzeti Kiválóság Programjának szakmai támogatásával készültek el.

Irodalomjegyzék

- Agarwal, N. K. 2011. Cryopreservation of fish semen. In: Thapliyal, M., Thapliyal, A., Bhatt, J.P. (Eds.), Himalayan Aquatic Biodiversity Conservation & New Tools in Biotechnology, Transmedia Publication, pp. 104–127.
- Bernáth, G. 2016. A halsperma minősítési rendszerének gazdasági célú fejlesztése. Doktori értekezés, Szent István Egyetem, Gödöllő, p. 112.
- Bernáth, G., Bokor, Z., Kása, E., Várkonyi, L., Hegyi, Á., Kollár, T., Urbányi, B., Žarski, D., Radóczy Ifj, J., Horváth, Á. 2015a. Comparison of two different methods in the cryopreservation of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) sperm. *Cryobiology* 70, 76–78.
- Bernáth, G., Žarski, D., Krejszef, S., Palińska-Žarska, K., Bokor, Z., Król, J., Kollár, T., Kucharczyk, D., Urbányi, B., Horváth, Á. 2015b. Optimization of conditions for the cryopreservation of Eurasian perch (*Perca fluviatilis* Linnaeus, 1758) sperm. *Journal of Applied Ichthyology*, 94–98.
- Bernáth, G., Bokor, Z., Žarski, D., Várkonyi, L., Hegyi, Á., Staszny, Á., Urbányi, B., Radóczy Ifj, J., Horváth, Á. 2016. Commercial-scale out-of-season cryopreservation of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) sperm and its application for fertilization. *Animal Reproduction Science* 170, 170–177.
- Bernáth, G., Várkonyi, L., Szanati, E., Molnár, J., Kajtár, A., Solymosi, E., Urbányi, B., Bokor, Z. 2017. Practical improvement of pike (*Esox lucius*) sperm cryopreservation Aquaculture Europe, 17-20 in October, Dubrovnik, Croatia.
- Bokor, Z., Müller, T., Bercsényi, M., Horváth, L., Urbányi, B., Horváth, Á. 2007. Cryopreservation of sperm of two European percid species, the Pike perch (*Sander lucioperca*) and the Volga pikeperch (*S. volgensis*). *Acta Biologica Hungarica* 58, 199–207.
- Bokor, Z., Horváth, Á., Horváth, L., Urbányi, B. 2008. Cryopreservation of pike perch sperm in hatchery conditions. *Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh* 60, 168–171.
- Bokor, Z., Urbányi, B., Horváth, L., Horváth, Á. 2010. Commercial-scale cryopreservation of wels catfish (*Silurus glanis*) semen. *Aquaculture Research* 41, 1549–1551.
- Bokor, Z., Ittész, I., Mosonyi, G., Kotrik, L., Müller, T., Urbányi, B., Horváth, Á. 2015. Survival and growth rates of wels catfish (*Silurus glanis* Linnaeus, 1758) larvae originating from fertilization with cryopreserved or fresh sperm. *Journal of Applied Ichthyology* 31, 164–168.
- Bokor, Z., Bernáth, G., Várkonyi, L., Molnár, J., Láng, Z. L., Tarnai-Király, Z., Solymosi, E., Urbányi, B. 2019. The applicability of large-scale sperm cryopreservation in wels catfish (*Silurus glanis*) optimized for hatchery practice. *Aquaculture* 506, 337–340.
- Blaxter, J. H. S. 1953. Sperm Storage and Cross-Fertilization of Spring and Autumn Spawning Herring. *Nature* 172, 1189–1190.
- Cabrera, E., Sarasquete, C., Martínez-Páramo, S., Robles, V., Beirão, J., Pérez-Cerezales, S., Herráez, M. P. 2010. Cryopreservation of fish sperm: applications and perspectives. *Journal of Applied Ichthyology* 26, 623–635.
- Cejko, B.I., Sarosiek, B., Dryl, K., Judycka, S., Szczepkowska, B., Szczepkowski, M., Kowalski, R. K. 2020. The effect of cryopreservation extender on sperm motility and hatch success in northern pike (*Esox lucius*). *Aquaculture* 514, 734482.
- Fauvel, C., Suquet, M., Cosson, J. 2010. Evaluation of fish sperm quality. *Journal of Applied Ichthyology*, 26 (5), 636–643.
- Gallego, V., Asturiano, J. F. 2018. Sperm motility in

- fish: technical applications and perspectives through computer-aided sperm analysis (CASA-Mot) systems. *Reproduction, Fertility and Development*, 30 (6) 820–832.
- Hulak, M., Rodina, M., Alavi, S. M. H., Linhart, O. 2008. Evaluation of semen and urine of pike (*Esox lucius* L.): Ionic compositions and osmolality of the seminal plasma and sperm volume, density and motility. *Cybibium* 32(2), suppl. 189-190.
- Martínez-Páramo, S., Horváth, Á., Labbé, C., Zhang, T., Robles, V., Herráez, P., Suquet, M., Adams, S., Viveiros, A., Tiersch, T. R., Cabrita, E. 2017. Cryobanking of aquatic species. *Aquaculture* 472, 156–177.
- Nagy, B. 2020. A balatoni kősüllő (*Sander volgensis*) állomány hímivarsejt minőségének és mélyhűtésének vizsgálata az indukált szaporítás fejlesztése és a génbanki megőrzés céljából. Diplomadolgozat, Szent István Egyetem, Gödöllő, p. 41.
- Żarski, D., Bernáth, G., Król, J., Cejko, B. I., Bokor, Z., Palińska-Żarska, K., Milla, S., Fontaine, P., Krejszeff, S. 2017. Effects of hCG and salmon gonadolibérine analogue on spermiation in the Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Theriogenology* 104, 179–185.