

HALÁSZAT – TUDOMÁNY

11. évfolyam | 1. szám | 2025

Alapítva: 2015



› Ponty (*Cyprinus carpio*) ivadék takarmányozása fekete katonalég (Hermetia illucens) lárvá liszt alkalmazásával

› A Balaton halaiban kimutatott parazita fajok táblázatos áttekintése

HALÁSZAT – TUDOMÁNY

11. évfolyam | 1. szám | 2025

Az Agrárminisztérium tudományos folyóirata

A HALÁSZAT-TUDOMÁNY
elektronikus lap szerkesztőbizottsága

Főszerkesztő:
Dr. Urbányi Béla

Tudományos főszerkesztő-helyettes,
szerkesztő:
Dr. Bozánné Dr. Békefi Emese

A szerkesztőbizottság tagjai:

Dr. Bercsényi Miklós
Dr. Farkas Anna
Dr. Hancz Csaba
Dr. Harka Ákos

Dr. Jeney Zsigmond
Dr. Molnár Kálmán
Dr. Németh István
Dr. Orbán László

Patakiné Dr. Várkonyi Eszter

Dr. Székely Csaba
Dr. Szűcs István
Dr. Váradi László

A folyóirat megjelenését támogatja:
az Agrárminisztérium megbízásából a
Magyar Akvakultúra és Halászati
Szakmaközi
Szervezet

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

Felelős kiadó:
Füredi Kornél

HALÁSZAT-TUDOMÁNY
Megjelenik félévenként

Szerkesztőség:
Magyar Agrár- és Élettudományi
Egyetem
Akvakultúra és Környezetbiztonsági
Intézet
Halászati Kutatóközpont (HAKI)
5540 Szarvas Anna-liget utca 35.
Telefon: 06 66 515 300
E-mail:
bozanne.bekefi.emese@uni-mate.hu

A Halászat-tudomány című online
kiadvány ISSN azonosítója:
ISSN 3003-9797 (Online)

Címlapfotó:
Pontyivadék egészségi állapotának
vizsgálata sztereomikroszkóp
segítségével
Készítette: Dr. Molnár József

Tisztelt Olvasók, Kollégák és a Halászat Tudománya iránt érdeklődők!

Örömmel köszöntöm Önöket a *Halászat-Tudomány* legfrissebb számában, amely ezúttal is két olyan tanulmányt közöl, amelyek közös nevezője a halgazdálkodás és a halegészségügy aktuális kérdéseinek tudományos igényű feldolgozása.

Az első közlemény a fenntartható haltermelés egyik kulcskérdésével, a takarmányozással foglalkozik. A szerzők a ponty (*Cyprinus carpio*) ivadékok táplálásában vizsgálták a fekete katonalégy (*Hermetia illucens*) lárvaliszt alkalmazásának lehetőségeit. A tanulmány kísérleti eredményekkel támasztja alá, hogy ez az alternatív fehérjeforrás nem csupán környezetbarát, de a halnővekedés és a takarmányhasznosítás szempontjából is ígéretes. A cikk hozzájárul a körforgásos gazdaság és a hazai akvakultúra fejlődéséhez.

Második tanulmányunk a Balaton halfaunáját vizsgálja egy kevésbé ismert, mégis ökológiai és gazdasági szempontból is jelentős nézőpontból: a paraziták jelenléte és elterjedtsége alapján. A szerzők átfogó, táblázatos formában rendszerezik a Balatonból kimutatott parazita fajokat, gazdafajonként és taxonómiai kategóriák szerint. Ez a munka nemcsak a halegészségügy számára szolgál hasznos adatokkal, hanem hozzájárul a tó ökoszisztémájának komplexebb megértéséhez is.

Bízunk benne, hogy e két tanulmány elgondolkodtató és hasznos olvasmány lesz minden kutató, szakember és érdeklődő számára, aki a halgazdálkodás, az akvakultúra vagy a természetes vizeink ökológiája iránt elkötelezett.

Kívánok mindenkinek tartalmas olvasást és sikeres szakmai munkát!

Dr. Urbányi Béla MTA doktora
Halászat-Tudomány főszerkesztő

TARTALOM CONTENT

<https://doi.org/10.62397/HALTUD.2025.1.3>

Bartucz Tamás, Csókás Endre, Nagy Borbála, Bokor Zoltán, Bartos István, Ádám Róbert, Petényi Róbert, Berzi-Nagy László, Urbányi Béla, Csorbai Balázs, Bernáth Gergely

Ponty (*Cyprinus carpio*) ivadék takarmányozása fekete katonalégy (*Hermetia illucens*) lárva liszt alkalmazásával 3

<https://doi.org/10.62397/HALTUD.2025.1.10>

Molnár Kálmán, Selleyi Boglárka, Székely Csaba

A Balaton halaiban kimutatott parazita fajok táblázatos áttekintése Checklist of fish parasites in Lake Balaton, Hungary 10

Ponty (*Cyprinus carpio*) ivadék takarmányozása fekete katonalégy (*Hermetia illucens*) lárv liszt alkalmazásával

Feeding of carp (*Cyprinus carpio*) fry using black soldier fly (*Hermetia illucens*) larval meal

Bartucz Tamás¹, Csókás Endre¹, Nagy Borbála¹, Bokor Zoltán³, Bartos István¹, Ádám Róbert¹, Petényi Róbert¹, Berzi-Nagy László², Urbányi Béla^{3,4}, Csorbai Balázs¹, Bernáth Gergely¹

¹Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem, Akvakultúra és Környezetbiztonsági Intézet, Halgazdálkodási Tanszék, 2100 Gödöllő, Páter K. utca 1.

²Agroloop Hungary Kft, 7285 Törökkoppány, Dózsa György utca 21.

³Agrárközgazdasági Intézet, Akvakultúra és Halászati Elemző Osztály, 1093 Budapest, Zsil u. 3-5,

⁴Széchenyi István Egyetem, Albert Kázmér Mosonmagyaróvári Kar, Állattudományi Tanszék, 9200 Mosonmagyaróvár, Vár tér 2.

E-mail: Bartucz.Tamas@phd.uni-mate.hu

Összefoglalás

A teljesértékű haltakarmányok felhasználása a hazai tógazdaságokban folyamatosan növekszik. Ezen takarmányok fő fehérjehordozója a halliszt, aminek előállítása hosszútávon nem fenntartható. Egyre sürgetőbbé válik az akvakultúrában is alkalmazható, fenntartható fehérjeforrás bevonása a termelésbe. Jelen kísérletben egy komplex ivadéknvelő takarmányt, illetve olyan keveréket etettünk, melyben a takarmány 33, 66, illetve 100%-át helyettesítettük zsírtalanított fekete katonalégy (*Hermetia illucens*) lárv liszttel ponty (*Cyprinus carpio*) ivadéknvelése során. A csoportok elnevezése: Kontroll, BSF33, BSF66 és BSF100. A BSF33 csoport átlagos testtömege szignifikánsan nagyobb volt, mint a kontroll csoporté. A BSF66 csoportnál mind a kontroll, mind a BSF33 csoporttól rosszabb megmaradást és statisztikailag igazolhatóan kevesebb medencénkénti biomasszát mértünk. A BSF100 csoport hasonló megmaradás mellett szignifikánsan kisebb átlagméretet ért el, mint a kontroll és a BSF33 csoport, azonban a medencénkénti biomassa esetében nem volt statisztikailag igazolható különbség az egyes csoportok között. Jelen kísérletben a BSF33 csoportban a mért paraméterek minden esetben elérték vagy meghaladták a kontroll csoportokban mért eredményeket. Következtetésül vonható le, hogy a 33%-os rovarliszt kiegészítés alkalmas lehet egy jövőbeni fenntartható pontytakarmány kidolgozására.

Summary

The use of complete fish feed in pond farms is constantly increasing. The main protein source of these feeds is fishmeal, the production of which is not sustainable in the long term. There is a growing demand for a sustainable

source of protein that can be used in aquaculture. In the present experiment, we fed the complex fry feed and a mixture in which 33, 66 and 100% of the feed was replaced with defatted black soldier fly (*Hermetia illucens*) larval meal during the fry rearing of carp (*Cyprinus carpio*). The groups were named Control, BSF33, BSF66 and BSF100. The mean body weight of the BSF33 group was significantly higher than that of the control group. For the BSF66 group, worse survival and statistically proven lower biomass per tank than both the control and BSF33 groups was measured. The BSF100 group achieved a significantly smaller mean size than the control and BSF33 groups with similar survival, but this difference in biomass per tank was not statistically proven. In the present experiment, the parameters measured in the BSF33 group were all equal to or higher than those measured in the control groups. It can be concluded that the 33% insect meal supplementation can be suitable for the development of a sustainable complex carp feed in the future.

Bevezetés

Hazánkban a 2024-as évben összesen hozzávetőlegesen 18.381 tonna pontyot (*Cyprinus carpio*) halásztak le az Agrárközgazdasági Intézet (AKI) Lehalászási Jelentése szerint. Ezzel a mennyiséggel a ponty a legnagyobb mennyiségben előállított halfaj Magyarországon. Az egyre gyakoribb aszályok és a vízhiány okozta termeléseszkénésre lehet megoldás az intenzív, formulált, komplex takarmányok alkalmazása nem csak az intenzív (átfolyóvízes, recirkulációs) rendszerekben, hanem az extenzív tógazdaságokban egyaránt. Az AKI legfrissebb statisztikája azt mutatja, hogy a tógazdaságban felhasznált pelletált takarmányok mennyisége 2019 és 2024 közt a háromszorosára nőtt (Kiss, 2024). A formázott takarmányok magas fehérje

tartalmát és ideális aminosav összetételét a gyártók sok esetben halliszttal biztosítják (Mézes és Bódis, 2015). Mivel egy tonna halliszt előállításához 4-5 tonna, jellemzően természetesvízi fogásból származó hal felhasználása szükséges (Olsen és Hasan, 2012; Miles és Chapman, 2012). Ugyan a felhasznált halliszt aránya folyamatosan csökken belátható, hogy a halászatból történő halliszt előállítás hosszútávon nem fenntartható (Glencross és mtsai., 2024). Kísérletünk során célul tűztük ki egy komplex ivadéknevelő takarmány helyettesítését fekete katonalégy (*Hermetia illucens*) (black soldier fly-BSF) lárvával, így hozzájárulva egy hosszútávon fenntartható takarmányozási rendszer kidolgozásához. Célunk továbbá egy új, korábban a gyakorlatban nem használt takarmány beépítése a ponty termelés technológiájába.

Hipotézisünk szerint az ivadéknevelő takarmány részben vagy egészben kiváltható fekete katonalégy lárvával zsírtalanított lisztjével a ponty ivadéknevelése során.

Irodalmi áttekintés

Az elmúlt években számos alternatív fehérjeforrás alkalmazására történt kísérlet a haltakarmányozásban. A halliszt kiváltására eredményesen alkalmaztak szójalisztet (Chou és mtsai., 2004), különböző baromfifeldolgozásból származó melléktermékeket (Hassan és mtsai., 1997; Hodar és mtsai., 2020), és számos mikrobiálisan előállított, úgynevezett egysejtfehérjéket (Single-Cell Protein), mint például különböző algákat (Øverland és mtsai., 2010) és élesztőgombákat (Tacon, 2014).

Napjainkban egyre több kutatás fókuszál a különböző rovar eredetű fehérjeforrások felhasználására. Jelenleg 16 elismert rovar fajt alkalmazhatnak a gyártók az akvakultúrás felhasználásra szánt takarmányelőállítás során. Ezek közül a leggyakrabban alkalmazott fajok a selyemhernyó (*Bombyx mori*), a fekete katonalégy (*Hermetia illucens*), a házilégy (*Musca domestica*), a közönséges lisztbogár (*Tenebrio molitor*), az alombogár (*Alphitobius diaperinus*), a házi tücsök (*Acheta domestica*), a trópusi házi tücsök (*Gryllosigillatus*) és a jamaikai mezei tücsök (*Gryllus assimilis*). Ez a nyolc faj napjainkban a legjobban kutatott alternatíva a halliszt helyettesítésére. Ezen taxonok tápláléértéke ismert, illetve a takarmánygyártásban ezen rovarok felhasználása engedélyezett az Európai Unióban (Alfiko és mtsai., 2022). A 8 faj közül aminosav összetétel és fenntarthatóság szempontjából is kiemelkedik a fekete katonalégy lárvával (Tran és mtsai., 2015). Fehérje- és zsírsavösszetételéről általánosságban elmondható, hogy kedvező, azonban nagyban függ a nevelő közeg (szubsztrát) összetételétől, emiatt az állandó minőségű biomassa előállítása és standardizálása is nehéz (Fuso és mtsai., 2021; Marco és mtsai., 2021). A fekete katonalégy lárvával liszt alkalmazhatóságát a haltakarmányozásban számos kísérlet bizonyította, azonban ezekben a kutatásokban

elsősorban a takarmányok halliszt tartalmát helyettesítették (Talamuk, 2016; Hu és mtsai., 2017; Fawole és mtsai., 2020). Mivel tudomásunk szerint rovarliszt alkalmazhatóságát még nem vizsgálták pontylárván esetében az idősebb korosztályokon végzett kutatásokat érdemes figyelembe venni. Xu és munkatársai (2020) kísérletük során fekete katonalégyből készült lisztet építettek a fiatal pontyok étrendjébe. A kihelyezett halak átlagosan 13 grammosak voltak. A népesítés során 270 egyed osztozott 5 egyenlő csoportra. Az 5 kezelési csoportban a takarmány halliszt tartalmát 0, 25, 50, 75 illetve 100 %-ban váltották ki zsírtalanított fekete katonalégy lárvával. A halak a kísérleti takarmányt 8 hétig fogyasztották. A testtömeggyarapodást, illetve a halak megmaradását tekintve a csoportok között szignifikáns eltérés nem mutatkozott (Xu és mtsai., 2020). Dogan és Turan (2021) kísérletükben a halliszt fekete katonalégy lárvával való kiváltását tűzték ki célul ponty takarmányozása során. A kísérlet 75 napig tartott, a vizsgált állomány testtömege átlagosan 1 gramm volt. A kísérlet során csoportonként 50 egyedet népesítettek 12 medencébe. Négy különböző kezelési csoport került kialakításra. Az első csoport hagyományos ivadéknevelő takarmányt fogyasztott, melynek halliszt tartalma 20% volt. A három kezelt csoportban a takarmány halliszt tartalmát 50, 65, és 75%-ban fekete katonalégy lárvával cserélték. Testtömeggyarapodásban szignifikáns különbség nem volt megfigyelhető a csoportok között (Dogan és Turan, 2021). Hasonló eredményre jutottak Linh és munkatársai (2024) is, ahol szintén a takarmány halliszt tartalmának 100%-át váltották ki fekete katonalégy lárvával lisztrel $20 \pm 0,2$ grammos koi (*Cyprinus carpio* var. *koi*) esetében. Az általuk alkalmazott receptúra is 20% hallisztet tartalmazott. (Linh és mtsai., 2024). A Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem Halgazdálkodási Tanszékén a korábbi kísérleti beállításoktól eltérően, a saját ivadéknevelő kísérleteink során nem a takarmányban megtalálható hallisztet váltottuk ki zsírtalanított fekete katonalégy lárvával, hanem a komplex ivadéknevelő takarmányt. Ezen kísérletek során kutatócsoportunk igazolta, hogy afrikai harcsa (*Clarias gariepinus*) esetében a komplex ivadéknevelő takarmány akár 66%-ban, szivárványos pisztráng (*Oncorhynchus mykiss*) esetében az ivadéknevelő takarmány akár teljes egészében kiváltható zsírtalanított fekete katonalégy lárvával lisztrel anélkül, hogy az negatív hatással lenne az ivadék legfontosabb gazdasági mutatóira (Bartucz és mtsai., 2023).

Anyag és módszer

Az elvégzett vizsgálatokat a MATE-SZIC/1745-1/2022 iktatószámú „Indukált halszaporítási és lárvanevelési vizsgálatok a MATE-AKI Szent István Campuson található halnevelő egységben” című állatkísérleti igazolás jóváhagyásával hajtottuk végre.

Kísérlet beállítása

A kísérlet során használt ivadékok indukált szaporításból származottak. Az anyákat az oltás előtt fenoxi-etanol vizes oldatában (2,5 ml/l) bódítottuk (Popoola, 2016). Az oltás 2 dózisban történt. Az előadag 0,1 Ovopel AUV pellet/testtömegkilogramm a döntőadag pedig 0,9 Ovopel AUV pellet/testtömegkilogramm volt (Internet 1.). A két oltás közt 12 óra telt el. A fejés az előadag injektálása után 24 órával történt (Horváth és mtsai., 1997). Az anyaállományt 23 ± 1 °C-on tartottuk a beérési idő során. A lefejt ikrát szárazon termékenyítettük. A duzzasztás Woynárovich-oldatban (40g só, 30g karbamid, 10l víz) történt, majd az ikrák ragadoóságának végleges elvételére tanninos oldatot használtunk, 10 l vízben 5 g tannint oldottunk fel. A cseresavas kezelés először 30, majd 20 és végül 10 másodpercig tartott (Woynárovich, 1962; Woynárovich és Woynárovich, 1980). Az ikrák inkubációja a Halgazdálkodási Tanszék intenzív rendszerében történt 24 °C-on, 7 l-es Zuger üvegekben (Woynárovich, 1962). A táplálkozni kezdő lárvát az első 7 napon ad libitum takarmányoztuk dekapszulált artemia petével.

A keléstől számított 7. napon a lárvát áthelyeztük a Halgazdálkodási Tanszék kísérleti rendszerébe. A kikelt lárvákat az ivadéknevelő rendszer 10 literes medencéibe helyeztük ki (50 db/l~500 db). A medencék egy azonos vízminőséget biztosító recirkulációs rendszer részét képezték. A rendszer része volt egy mozgóágyas biológiai szűrő, valamint egy UV szűrő, ami a csíraszám csökkentésért felelt. A fizikai szűrés szivacs-szűrővel történt. A rendszer hőmérsékletét egy Eheim Jäger 300 fűtőbetét és a 18 °C-os pótvíz segítségével szabályoztuk. A kísérlet során a víz hőmérséklet 24 ± 1 °C, míg az oldott oxigén tartalom $7 \pm 0,5$ mg/l volt (WTW FTO 700 IQ optikai szenzor). A rendszerben lévő víz teljes térfogata kb. 0,5 m³. A vízcsera mértéke napi 100 l (20%) volt, mely a nap 24 órájában folyamatosan történt.

A 20 db kísérleti medencét véletlenszerűen 4 csoportra osztottuk, így minden kezelési csoportban 5 ismétléssel dolgoztunk. A kontroll csoport kizárólag 0,3-0,6 mm-es Aller Infa ivadéknevelő takarmányt fogyasztott. A kezelt csoportokban az ivadéknevelő takarmány egy részét zsírtalanított fekete katonalégy lárvára lisztrel váltottuk ki. A BSF33 csoportban a kontroll táp 33%-át, a BSF66 csoportban a kontroll táp 66%-át váltottuk ki azonos szemcseméretű rovar lisztrel. Az utolsó, BSF100 kezelés volt a negatív kontroll, ezekben a medencékben kizárólag fekete katonalégy lárvára lisztet etettünk. A takarmányozás napi 4 alkalommal történt, az etetések közt 3 óra telt el. Minden csoport egységesen 6 testtömeg-százaléknyi takarmányt kapott naponta. A kísérlet 28 napig tartott, ami a lárvanevelési periódust öleli fel (Bartucz és mtsai., 2023).

Testtömeg mérés

A kísérlet beállításakor 50 halat, a kísérlet zárásakor 20-20 halat mértünk medencénként. A nedves testtömeg mérést minden esetben egy Mettler Toledo AB-204-S típusú analitikai mérleggel, milligramm (mg) pontossággal végeztük. A lárvát ezután OECD szabvány szerint (Internet 2.) 60 °C-on szárítószekrénybe helyeztük, majd 24 óra múlva megmértük a légszáraz testtömegüket is.

Testhossz mérés

A testhossz méréshez a halakat milliméterpapírra helyeztük, majd nagyfelbontású kamerával lefényképeztük őket. A képet ImageJ program (Rasband, W.S., ImageJ, U. S. National Institutes of Health, Bethesda, Maryland, Egyesült Államok, <https://imagej.net/ij/>, 1997-2024, verziószám: 1.52) alkalmazásban megnyitottuk, ahol megmérhető a halak és a milliméterpapír osztása pixelben kifejezve. Az 1 mm és a halak hosszának pixelben való ismerete után egy egyenes arányossággal könnyen kiszámítható volt a halak hossza mm-ben kifejezve.

Fontosabb gazdasági paraméterek meghatározása

Az egy medencében megtermelt biomasszákat a következőképpel számoltuk ki:

$$\text{biomassza (g)} = \text{záráskori darabszám} \cdot \text{záráskori testtömeg (g)}$$

A kezdeti és a végső mérések közötti időszakra kiszámítottuk a fajlagos növekedési rátát (specific growth rate- SGR) %/nap mértékegységben megadva és a takarmánykonverziós arányt (feed conversion rate-FCR) g/g-ban kifejezve.

Az említett értékek kiszámítása a következőképpen történt:

$$\text{SGR} = \frac{\ln(W_z) - \ln(W_0) \cdot 100}{t}$$

Ahol a W_z záráskori testtömeg, a W_0 az induláskor testtömeg, a t pedig az eltelt idő, napban kifejezve.

$$\text{FCR} = \frac{M}{(W_z \cdot N_z) - W_0 \cdot N_0}$$

Ahol a W_z záráskori testtömeg, a W_0 az induláskor testtömeg, a N_z a záráskori darabszám a medencében, a N_0 induláskor darabszám M pedig a feletett takarmány mennyisége.

A kísérlet során az elhullást minden nap feljegyeztük, illetve a kísérlet végén megszámláltuk a medencében található halakat, ebből számoltuk ki a medencénk és a csoportok megmaradását.

Statisztikai értékelés

A statisztikai értékeléshez GraphPad Prism 4.0 (for Windows, GraphPad Software, Boston, Massachusetts Egyesült Államok, www.graphpad.com) szoftvert használtunk. Az eredmények értékelését egyedi minták esetében az állomány nem természetes eloszlása, a medenceszintű paraméterek (biomassza, SGR, FCR, megmaradás) az alacsony elemszám miatt nemparaméteres próbával, Kruskal-Wallis teszttel végeztük. Az egyes csoportok összehasonlításához Dunn-tesztet alkalmaztunk. Minden esetben 95%-os szignifikancia szintet alkalmaztunk.

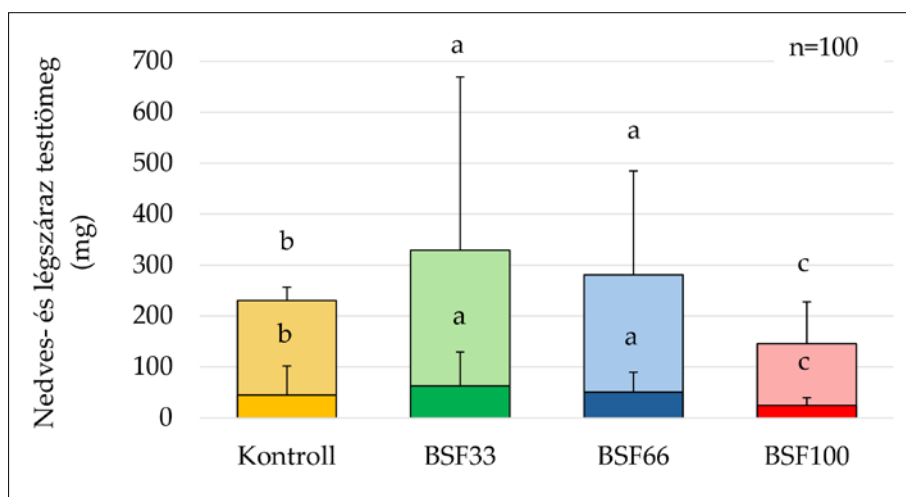
Eredmények és értékelésük

A BSF33 átlagos nedves testtömege $329,3 \pm 340$ mg, míg légszáraz testtömege $62,82 \pm 66,6$ mg, a BSF66 csoport átlagos nedves testtömege $281 \pm 203,8$ mg, a légszáraz testtömege pedig $50,6 \pm 39,19$ mg volt. A BSF33 és a BSF66 csoport között nem figyeltünk meg szignifikáns különbséget. A kontroll csoport esetében $230,7 \pm 25,8$ mg-os nedves testtömeget, és $44,96 \pm 56,99$ mg-os légszáraz testtömeget mértünk, amely szignifikánsan kisebb, mint a BSF33, illetve a BSF66 csoport, azonban statisztikailag igazolhatóan nagyobb, mint a BSF100 csoport esetében. A BSF100 csoportban a pontyivadék átlagos nedves testtömege $145,6 \pm 82,16$ mg, a légszáraz testtömege $24,44 \pm 15,24$ mg volt. Ez statisztikailag igazolhatóan kisebb, mint a többi három csoport esetében. Mivel a kontroll csoport esetében magasabb volt a megmaradás az egy egyedre jutó, felvehető takarmány mennyiség kevesebb volt, mint azoknál a csoportoknál, ahol nagyobb mértékű volt az elhullás. Ennek tudható be, hogy a kontroll csoport átlagos testtömege kisebb volt (1. ábra).

A megmaradás és az egyedi testtömegben jelentkező különbségek sok esetben kompen-

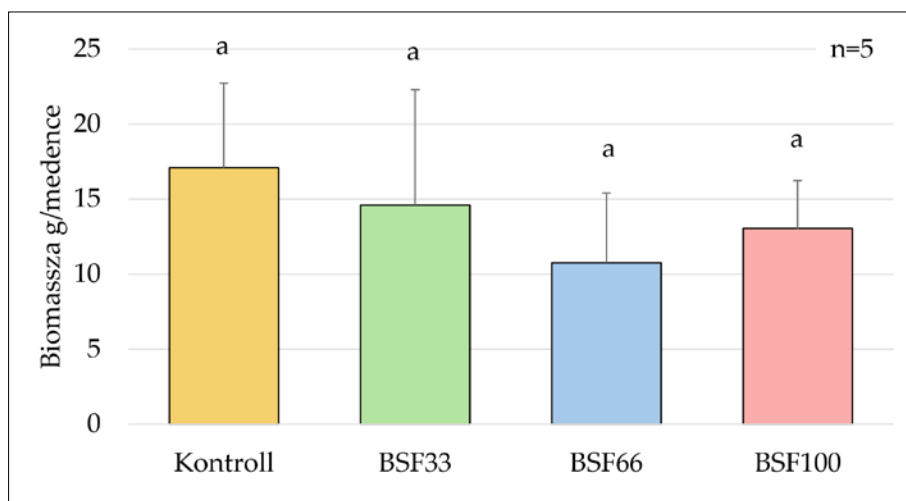
zálják egymást: magas megmaradás mellett, alacsony lesz az egyedi testtömeg és fordítva. Éppen ezért fontos, hogy megnézzük, az egy medencére jutó biomassa mennyiségét. Az átlagos biomassa a kontroll csoport esetében $17,09 \pm 5,63$ g a BSF33 csoport esetében $14,6 \pm 7,70$ g, a BSF100 csoport esetében $13,05 \pm 3,19$ g, míg a BSF66 csoport esetében $10,76 \pm 4,64$ g volt. Mivel a nagyobb átlagos biomasszával rendelkező csoportokban a szórás is nagyobb volt a csoportok között statisztikailag igazolható különbség nem volt kimutatható (2. ábra).

A megmaradás a kontroll csoportban $71 \pm 12,22\%$ volt. A BSF100 csoportnak $61,4 \pm 9,89\%$, a BSF33 csoportnak



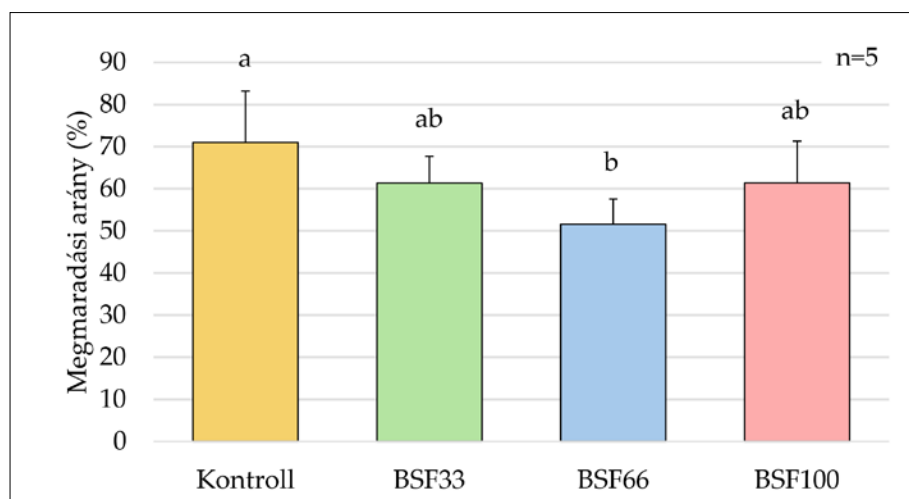
1. ábra: Átlagos nedves- (világos szín) és légszáraz (sötétebb szín) testtömeg értékek a különböző kezelési csoportokban. Az ábrán átlagértékek és a hozzájuk tartozó szórások láthatók. A különböző betűk a csoportok közötti szignifikáns eltérést jelölik ($P < 0,05$).

Figure 1. Wet (light colours) and air-dry (dark colours) body weight measurements in the different treatment groups. The figure presents mean and standard deviation. Different letters indicate significant difference between each columns ($P < 0,05$).



2. ábra: Egy medencére jutó átlagos biomassa a különböző kezelési csoportokban. Az ábrán átlagértékek és a hozzájuk tartozó szórások láthatók.

Figure 2. Biomass per tank in the different treatment groups. The figure presents mean and standard deviation.



3. ábra: Átlagos megmaradási arány a különböző kezelési csoportokban. Az ábrán átlagértékek és a hozzájuk tartozó szórások láthatók. A különböző betűk a csoportok közötti szignifikáns eltérést jelölik ($P < 0,05$).

Figure 3. The average survival rate in the different treatment groups. The figure presents mean and standard deviation. Different letters indicate significant difference between each columns ($P < 0,05$).

61,36±6,34% volt az átlagos megmaradása. Ezen csoportok közt nem volt statisztikailag igazolható különbség, azonban a BSF66 csoport megmaradása 51,6±5,96% volt, ami szignifikánsan alacsonyabb, mint a kontroll csoporté (3. ábra).

Az SGR tekintetében a legmagasabb értéket a kontroll csoportnál kaptuk, ahol az 15,25±0,77% volt. A BSF100 csoportban ez az érték 15,11±1,07%, a BSF33 csoportban 15,01±1,49% míg a BSF66 csoportban 14,85±1,15% volt. A csoportok között szignifikáns eltérést ebben az esetben sem figyeltünk meg.

A legmagasabb FCR értéket a BSF66 csoportban kaptuk, amely 1,09±0,39 g/g volt. Ezt követte a BSF33 csoport 0,93±0,60 g/g-mal, majd a BSF100 csoport 0,8±0,21 g/g-mal, míg a kontroll csoportnál 0,63±0,23 g/g volt a takarmányértékesítés. A négy takarmányozási csoport takarmánykonverziós arányai között nem volt statisztikailag igazolható az eltérés (1. táblázat).

1. táblázat: Nedves testtömeg, légszáraz testtömeg, biomassa, megmaradás, FCR és SGR átlag értékek összesítése a különböző csoportokban

Table 1: Summary of average values for wet body weight, air-dry body weight, biomass, survival rate, FCR, and SGR across different groups

	Kontroll	BSF33	BSF66	BSF100
Nedves testtömeg (mg)	230,7±25,8 ^b	329,3±340 ^a	281±203,8 ^a	145,6±82,16 ^c
Légszáraz testtömeg (mg)	44,96±56,99 ^b	62,82±66,6 ^a	50,6±39,19 ^a	24,44±15,24 ^c
Biomassa (g/medence)	17,09±5,63 ^a	14,6±7,70 ^a	10,76±4,64 ^a	13,05±3,19 ^a
Megmaradás (%)	71±12,22 ^a	61,36±6,34 ^{ab}	51,6±5,96 ^b	61,4±9,89 ^{ab}
FCR (g/g)	0,63±0,23 ^a	0,93±0,60 ^a	1,09±0,39 ^a	0,8±0,21 ^a
SGR (%/nap)	15,25±0,77 ^a	15,01±1,49 ^a	14,85±1,15 ^a	15,11±1,07 ^a

Következtetések, javaslatok

A jelen kísérletben kapott eredményeket érdemes több szempontból is megvizsgálni és összevetni a korábbi irodalmi adatokkal. A kísérletünk beállítása megegyezett a korábban bemutatott, a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem Halgazdálkodási Tanszékén afrikai harcsával és pisztrággal is elvégzett kísérletekével. Szívárványos pisztráng esetében a komplex ivadéknevelő takarmány 100%-át, míg afrikai harcsa esetében 66%-át váltottuk ki lárvá liszttel anélkül, hogy az a fontosabb gazdasági mutatókat (megmaradás, testtömeg, biomassa, ta-

karmányértékesítés) negatívan befolyásolta volna. Jelen kísérletben a BSF33 csoportban, ahol a komplex ivadéknevelő takarmány 33%-át helyettesítettük zsírtalanított fekete katonalégy lárvá liszttel nem tapasztaltunk statisztikailag igazolható negatív hatást egyik vizsgált paraméter esetében sem. Azokban a csoportokban, ahol a halak 33%-nál nagyobb mennyiségben fogyasztották a fekete katonalégy lisztet (BSF66, BSF100) megfigyelhető volt szignifikáns különbség a megmaradás, az átlagos testtömeg vagy a medencénkénti átlagos biomassa esetében, ami megkérdőjelezi az adott bekeverési arány alkalmazhatóságát. A korábban nagyobb méretű halakkal végzett kísérletekkel összevetve azonban a teljes takarmánymennyiség 33%-ának sikeres kiváltása egy új és minden tekintetben pozitív eredmény. A korábban bemutatott kísérletek során a pontytakarmány halliszt tartalmának 100%-át tudták sikeresen helyettesíteni, azonban a takarmánykeverék 1

kilogrammja a korábbi kísérletek (Dogan és Turan, 2021; Linh és mtsai., 2024) esetében is maximum 200 gramm hallisztet tartalmazott. Ez azt jelenti, hogy az általuk alkalmazott kísérleti takarmány rovarliszt tartalma még a 100%-os csoport esetében is csak 20% volt a takarmány teljes tömegére vetítve.

Az általunk végzett kísérletek nem csak egy korábban nem vizsgált korosztály esetében bizonyította egy rovar eredetű fehérjeforrás alkalmazásának lehetőségét, de azt is bebizonyította, hogy a fekete katonalégy lárvá zsírtalanított lisztje az eddigi ismereteinknél akár nagyobb mértékben is beépíthető a ponty takarmányozásába. Fontos azt is megemlíteni, hogy a kapott megmaradási eredmények valamennyi kezelési csoportban magasabbak, mint a tógazdasági gyakorlatban (30-60%) tapasztalt értékek. A kísérlet zárásakor mért testtömegek elérik az 1 hónapig halastavi körülmények közt nevelt ivadék méretét (0,1-0,3 g) (Horváth és mtsai. 2011).

Kísérletünkéből kiderül, hogy a fekete katonalégy lárvá liszt a jövőben alapul szolgálhat egy fajspecifikus indító-takarmány megalkotásához. A további kutatások választ adhatnak arra, hogy az ivadéknevelés mely szakaszában és milyen mennyiségben érdemes bevezetni a rovarlisztet a ponty takarmányozásába. Mivel a különböző rovarlisztek táplálóanyag tartalma nagyban függenek a lárvá nevelési közegétől (Fuso és mtsai., 2021; Marco és mtsai., 2021), ezért javasoljuk a különböző szubsztrátokon termelt, eltérő táplálóanyag tartalmú fekete katonalégy lárvá lisztek összehasonlítását. A nevelő szubsztrát optimalizálásával elérhető lehet a halak igényeinek jobban megfelelő aminosav- és zsírsavprofil kialakítása. Mivel a rovarliszttel kiegészített formázott takarmányokkal történő nevelési eredmények biztatóak fontos lenne azok kipróbálása tógazdasági körülmények között is.

Köszönetnyilvánítás

Ezt a kutatást az Kulturális és Innovációs Minisztérium által meghirdetett Nemzeti Tehetség Program NTP-SZKOLL-24 azonosítójú és a MATE Egyetemi Kutatói Ösztöndíj Program EKÖP-24-IV/MATE-53 azonosítójú pályázat támogatta. „A Projekt a Kulturális és Innovációs Minisztérium Nemzeti Kutatási, Fejlesztési és Innovációs Alapból nyújtott támogatásával, a Nemzeti Kutatási, Fejlesztési és Innovációs Hivatal által kibocsátott támogatói okirat alapján valósult meg. A projekt azonosítója: 2022-1.2.6-TÉT-IPARI-TR-2022-00002. A kutatás a Magyar Agrár- és Élettudományi Egyetem Kutatási Kiválósági Programjának és a Kiemelt Kutatócsoportok Programjának támogatásával készült. A kutatást „Zárt akvakultúra rendszerek input és output paramétereinek környezeti és gazdasági szempontú fejlesztése” (pályázati azonosító: 2018-1.3.1-VKE-2018-00012) című pályázat támogatta.

Felhasznált irodalmak

- Alfiko, Y., Xie, D., Astuti, R.T., Wong, J., & Wang, L., 2022.: Insects as a feed ingredient for fish culture: Status and trends. *Aquaculture and fisheries*, 7. 2. . pp. 166-178.
- Bartucz, T.; Csókás, E.; Nagy, B.; Gyurcsák, M.P.; Bokor, Z.; Bernáth, G.; Molnár, J.; Urbányi, B.; Csorbai, B., 2023.: Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) Meal as Direct Replacement of Complex Fish Feed for Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) and African Catfish (*Clarias gariepinus*). *Life*, 13, 1978.
- Chou, R. L., Her, B. Y., Su, M. S., Hwang, G., Wu, Y. H., Chen, H. Y., 2004.: Substituting fish meal with soybean meal in diets of juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture*, 229(1-4), 325-333.
- Dogan, H., Turan, F., 2021.: The Usage of Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) Larvae Meal as Alternative Protein Source in Carp Diets (*Cyprinus carpio*). *Acta Aquatica Turcica* 17 (4), 508-514.
- Fawole, F.J., Adeoye, A.A., Tiamiyu, L.O., Ajala, K.I., Obadara, S.O., and Ganiyu, I.O. 2020.: Substituting fishmeal with *Hermetia illucens* in the diets of African catfish (*Clarias gariepinus*): Effects on growth, nutrient utilization, haemato-physiological response, and oxidative stress biomarker. *Aquaculture*. 518, pp. 734-849.
- Fuso, A., Barbi, S., Macavei, L.I., Luparelli, A.V., Maistrello, L., Montorsi, M., Sforza, S., Caligiani, A., 2021.: Effect of the Rearing Substrate on Total Protein and Amino Acid Composition in Black Soldier Fly. *Foods*, 10, 1773
- Glencross, B., Ling, X., Gatlin, D., Kaushik S., Øverlandf, M., Newton, R., Valente, L. M. P., 2024.: A SWOT Analysis of the Use of Marine, Grain, Terrestrial-Animal and Novel Protein Ingredients in Aquaculture Feeds. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*. 32 (3) pp. 396-434.
- Hassan, M.R., Haq, M.S., Das, P.M., Mowlah, G., 1997.: Evaluation of poultry-feather meal as a dietary protein source for Indian major carp, *Labeo rohita* fry. *Aquaculture* 151 (1-4) pp. 47-54.
- Hodar, A. R., Vasava, R. J., Mahavadiya, D. R. & Joshi, N. H., 2020.: Fish meal and fish oil replacement for aquafeed formulation by using alternative source.: a. *J. Exp. Zool. India* Vol. 23, No. 1, pp. 13-21.
- Horváth, L., Szabó, T., Burke, J., 1997.: Hatchery testing of GnRH analogue-containing pellets on ovulation four cyprinid species. *Polish Archives of Hydrobiology*. 44: 219-224.
- Horváth, L., Szabó, T., Burke, J., 1997.: Hatchery testing of GnRH analogue-containing pellets on ovulation in four Cyprinid species. *Polish Archives of Hydrobiology*. 44: 219-224.
- Hu, J. R., Wang, G. X., Huang, Y. H., Sun, Y. P., He, F., Zhao, H. X., Li, N., 2017.: Effects of substitution of fish meal with Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) larvae meal, in Yellow catfish (*Pelteobagrus fulvidraco*) diets. *Israeli Journal of Aquaculture* Bamidgheh. 69. p. 1382.

- Kiss, G., 2024.: Lehalászás jelentés 2023. év. XXIX. 1. pp.13-19.
- Linh, N.V., Wannavijit, S., Tayyatham, K., Dinh-Hung, N., Nititanarapee, T., Sumon, M. A. A., Srinual, O., Permpoonpattana, P., Doan, H.V., Brown, C.L., 2024.: Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) Larvae Meal: A Sustainable Alternative to Fish Meal Proven to Promote Growth and Immunity in Koi Carp (*Cyprinus carpio* var. *koi*). *Fishes*, 9, 53.
- Marco, A., Ramzy, R. R., Ji, H., 2021.: Influence of substrate inclusion of quail manure on the growth performance, body composition, fatty acid and amino acid profiles of black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*). *Science of the Total Environment*, 772, 145528.
- Mézes M, Bódis M., 2015.: Takarmányozási rendszerek és takarmányok. in Csorbai, B., Péteri A., Urbányi B. (szerk.), Intenzív haltenyésztés. Gödöllő, Vármédia-Print Kft pp.78-86.
- Miles, R.D., Chapman, F.A., 2012.: The benefits of fish meal in aquaculture diets. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Florida. pp. 1-7.
- Olsen, R. G. & Hasan, M. R., 2012.: A limited supply of fishmeal: Impact on future increases in global aquaculture production. *Trends in Food Science & Trends*, 27. évf. 2. sz. pp. 120-128.
- Øverland, M., Tauson, A. H., Shearer K, Skrede A. 2010.: Evaluation of methane-utilising bacteria products as feed ingredients for monogastric animals. *Archives of Animal Nutrition*. 64. pp. 171-89.
- Pauly, D. & Christensen, V., 1995.: Primary production required to sustain global fisheries. *Nature*. 374. pp. 255-257.
- Popoola, O., M., 2016.: Comparative Effects of Clove Oil and 2-phenoxy ethanol on the Anaesthetic and Haematological Properties of *Clarias gariepinus* juveniles. *Applied Tropical Agriculture*, 21, 3, pp. 215-222.
- Tacon, P. 2014.: Understanding yeast, in *Aquafeed*. Aqua feed international, United Kingdom, pp. 13-16.
- Talamuk, R., 2016.: Comparisons of growth performance of African catfish (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) fingerlings fed different inclusion levels of black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae meal diets. Stellenbosch University. Doktori disszertáció. pp. 25-53.
- Tran, G., Heuz'e, V., Makkar, H., 2015.: Insects in fish diets. *Animal frontiers*, 5(2015), 37-44.
- Woynárovich E., 1962.: Hatching of Carp eggs in Zug glas and breeding of carp larvae until an age of 10 days. *Bamidgeh*, 14.2: 38-46. p.
- Woynárovich, E., Woynárovich, A., 1980.: Modified technology for elimination of stickiness of common carp, *Cyprinus carpio* eggs. *Aquacult. Hung.* 2, 19-21.
- Xu, X., Ji, H., Yu, H., Zhou, J., 2020.: Influence of dietary black soldier fly (*Hermetia illucens* Linnaeus) pulp on growth performance, antioxidant capacity and intestinal health of juvenile mirror carp (*Cyprinus carpio* var. *specularis*). *Aquaculture Nutrition*, pp. 432-443.
- Internet 1. Ovipel, <http://ovipel.hu/en/user-manual/> [Hozzáférés dátuma: 18.09.2024].
- Internet 2. OECD, https://www.oecd-ilibrary.org/environment/test-no-210-fish-early-life-stage-toxicity-test_9789264070103-en [Hozzáférés dátuma: 07.09.2024].

A Balaton halaiban kimutatott parazita fajok táblázatos áttekintése

Checklist of fish parasites in Lake Balaton, Hungary

Molnár Kálmán, Sellyei Boglárka, Székely Csaba

HUN-REN Állatorvostudományi Kutatóintézet, 1143 Budapest, Hungária krt. 21.

A Balaton Közép-Európa legnagyobb tava, közel 600 km² területű, átlagos mélysége 3,35 méter. Magyarországon a legkedveltebb üdülő- és horgászterület. A tóból ez ideig 42 halfajt mutattak ki, közülük azonban csak 16 nevezhető gyakornak. A balatoni halak parazitafaunája Magyarország egyéb tavaiban élő halfajok parazitáihoz képest viszonylag jól tanulmányozott. A féreafaunát elsőként Rátz (1898) vizsgálta a „Balaton Tudományos Tanulmányozásának Eredményei Program” keretében. Az elkövetkező évtizedekben, főként a rákfélék közé tartozó élősködők (Crustacea) vizsgálata folyt, melynek eredményeit Ponyi és Molnár (1969) foglalta össze és egészítette ki. Az 1940-es években Jaczó (1940, 1941, 1949) ismerte fel a balatoni halak élősködőivel foglalkozó tanulmányok alacsony számát, és igyekezett vizsgálataival ezeket pótolni. A szisztematikus kutatás Magyarország tenyésztett és természetes vízi halainak parazita faunáját illetően 1960-ban kezdődött a Magyar Tudományos Akadémia Állategészségügyi Kutatóintézetében, illetve folytatódott annak jogutódaiban. A táblázatokban szereplő adatok főképpen a fenti intézet Halkórtan és Parazitológia Kutatócsoportjának munkáin alapulnak.

Balaton is the largest freshwater lake in Central Europe. This almost 600 km² large, shallow lake with an average depth of 3.35 metres is a popular recreational and fishing area in Hungary. The presence of 42 fish species has been recorded in the lake, of them, however only 16 species are considered common. The parasite fauna of Balaton fishes is relatively well studied. The first parasitological survey on fish parasites of the lake was carried out by Rátz (1898), in the program of “The results of the Scientific Study of Lake Balaton”. Rátz examined the intestinal helminth fauna of Balaton fishes. In the following decades, mainly piscine parasitic crustaceans were investigated. These results were summarized and completed by Ponyi and Molnár (1969). Jaczó (1940, 1941, 1949) recognized the small amount of knowledge about parasites of Balaton fish, so he tried to fill the gaps with his investigations. Systematic research on the parasite fauna of cultured and wild fishes, including those of the Lake Balaton, started in the Veterinary Medical Research Institute of the Hungarian Academy of Sciences in 1960. Results in the checklist are based on research of the Fish Pathological and Parasitological Team of the above institute.

Anyag és Módszer

A közleményben szereplő paraziták listája több éves (1961-2022) kórtani vizsgálaton alapul, melynek során a Balatonból ismert 42 halfajból (30 faj visszatérő), teljes parasitológiai boncolására került sor. Az évek során, a gazdaságilag fontosabb és könnyen halászható halakból 100-nál több példány vizsgálatára történt meg, míg a ritkán előforduló és nehezen fogható halak közül csak kevesebb példányt volt módunkban tanulmányozni.

A halakat többségét részben a Balatoni Halgazdálkodási Nonprofit Zrt. hajóiról, közvetlenül azok kifogása után válogattuk ki, részben pedig a Sió-zsilipnél a vízleeresztések során a halcsapdákból gyűjtöttük. Esetenként a Tihanyi Limnológiai Kutatóintézet munkatársainak segítségével fogtunk halakat. Saját gyűjtéseink során, főként egy 8 méter hosszú húzóhálót használtunk. A parti sávban elektromos halászberendezést is igénybe vettünk. A halakat a helyszínen válogattuk, és a vizsgálatra szánt példányokat oxigénnel dúsított vízben, műanyag zsákokban szállítottuk a halkórtani laboratóriumba, ahol levegőztetéssel ellátott akváriumban, vagy átfolyó vizes betonmedencében tartottuk. Az egyedek vizsgálatát igyekeztük legalább három, legfeljebb öt nap alatt elvégezni. A halakon teljes parasitológiai vizsgálatot végeztünk, esetenként azonban egy-egy élősködő fejlődési ciklusának tanulmányozása, vagy új, ismeretlen fajok leírása végett, nagyobb számú halon célirányos vizsgálatokra is sor került. A már tanulmányozott, jól ismert paraziták esetében feljegyeztük az élősködők előfordulását, míg az ismeretlen, vagy Magyarországról nem ismert fajok esetében részletes morfológiai és kórtani vizsgálatot végeztünk. A boncolási eredményeket szükség esetén a paraziták megfestésével, szövettani és molekuláris technikák igénybevételével egészítettük ki. Az általunk alkalmazott eljárásokról a csatolt szakirodalom ad részletes módszertani tájékoztatást.

Material and Methods

Most of the examined fish were selected, directly after catching from the stock on the board of the Balaton Fish Management Company's fishing boats, and in part - from the fish traps at the estuary of River Sió during the seasonal water draining with a sluice gate. Occasionally, we obtained them with the help of the staff

of the Balaton Limnological Research Institute. During our own sample collection, we used an 8-meter-long drag net or an electric fishing equipment in the shallow water along the shoreline. The fish were sorted on the spot, and the specimens intended for examination were transported in plastic bags with oxygenated water to the lab of Fish Pathology and Parasitology. In the laboratory, we kept them in an aerated aquarium or in a concrete pool with through-flowing water. The examination of the individuals was carried out in three to five days. The fish were subjected to a complete general parasitological

investigation, but in some cases, targeted examinations were also carried out on a larger number of fish to study the development of parasites or to describe new, unknown species. When finding well-known parasites or those already studied, we only recorded their presence, but discovering unknown or species undetected previously in Hungary, we performed a complete parasitological characterization, using microscopic examination of native and/or stained preparations, or histological and molecular techniques. Detailed methodological descriptions can be found in the referred literature.

1. Táblázat

A balatoni halfajokból kimutatott élősködők listája (a testtáji megtelepedés helyének megjelölésével), a halgazdák és a paraziták rendszertani besorolásának megfelelő csoportosításban. (a rövidítések magyarázata a táblázat végén található)

The list of parasites recorded in fish species of Balaton (with the indication of predilection site, PS) clustered according fish host and taxonomic classification of parasites. (explanation of abbreviations are in the footnote of this table)

	PS	Ref.
Angolna (<i>Anguilla anguilla</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma granulosum</i> Laveran et Mesnil, 1909	Bv	+
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, S	+
<i>Dermocystidium anguillae</i> Spangenberg, 1975	G	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavier, 1936	I	63
Coccidia		
<i>Eimeria anguillae</i> Leger et Hollande, 1922	I	63
Nyálkaspóráások (Myxozoa)		
<i>Myxidium giardi</i> Cepede, 1906	L	63
<i>Hoferellus gilsoni</i> (Debaissieux, 1925)	Ur	30
<i>Myxobolus kotlani</i> Molnár, Lom, Malik, 1986	S	88
<i>M. portucalensis</i> Saraiva et Mol- nár, 1990	F	13, 14, 63
Csáklyásférgek (Monogenea - Monopisthocotylea)		
<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i> (Yin et Sproston, 1948)	G	63
<i>P. bini</i> (Kikuchi, 1929)	G	63
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nikolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	33

	PS	Ref.
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Bothriocephalus claviceps</i> (Goeze, 1782)	I	33, 42, 63
<i>Proteocephalus macrocephalus</i> (Creplin, 1825)	I	33, 63
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Paraquimperia tenerrima</i> (Linstow, 1878)	As, Sb	93
<i>Daniconema anguillae</i> Moravec et Koie, 1987	F	64
<i>D. anguillae</i> Moravec et Koie, 1987 (I)	F	63
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974)	Sb	2, 3, 4, 5, 52, 57, 71, 76, 81, 90, 91, 92, 96, 98, 103, 104, 105, 106, 108
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Acanthocephalus anguillae</i> (Müller, 1780)	I	42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus gibbus</i> Nordmann, 1832	G	63, 84
Vágó csík (<i>Cobitis elongatoides</i>)		
Csáklyásférgek (Monogenea - Monopisthocotylea)		

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
<i>Gyrodactylus cobitis</i> Bychowsky, 1934	F	40
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Ligula colymbi</i> Zeder, 1803 (l) described as <i>L. intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)	Ac	27
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Neoechinorhynchus rutili</i> (Müller, 1780)	I	35
Ponty (<i>Cyprinus carpio</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma danilewskyi</i> Laveran et Mesnil, 1904	Bv	100
<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	G	+
<i>Ichthyobodo necator</i> (Henneguy, 1884)	G, S, F	+
<i>Hemiphrys branchiarum</i> (Weinrich, 1824)	G	++
<i>Tetrahymena pyriformis</i> (Ehrenberg, 1830)	G, S	+
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S, F	35
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Dermocystidium koi</i> Hoshina et Sahara, 1950	S	+
<i>Trichodina</i> spp.	G, S, F	+
Coccidia		
<i>Goussia carpelli</i> Léger and Stankovitch, 1921	I	82, 100
<i>G. subepithelialis</i> Moroff et Fiebiger, 1906	I	82
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Sphaerospora dykova</i> (Lom et Dykova, 1982) syn. <i>S. renicola</i> Lom et Dykova, 1982	K	12
<i>Myxobolus balatonicus</i> Székely, Molnár, Cech, 2015	G	101
<i>M. basilamellaris</i> Lom et Molnár, 1983	G	+
<i>M. cyprini</i> Doflein, 1898	M	16, 59, 100
<i>M. cyprinicola</i> Reuss, 1906	I	50
<i>M. dispar</i> Thélohan, 1895	G	100

	PS	Ref.
<i>M. intrachondrealis</i> Molnár, 2000	G	49
<i>Hoferellus cyprini</i> (Doflein, 1898)	K	+
<i>Thelohanellus nikolskii</i> Achmerov, 1955	F	110
Csákllyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus anchoratus</i> Dujardin, 1845	G	36
<i>D. minutus</i> Kulwiec, 1927	G	36
<i>D. extensus</i> Mueller et van Cleave, 1932	G	32, 33, 63, 100
<i>D. molnari</i> Ergens et Dulmaa, 1969	G	+
<i>Gyrodactylus medius</i> Katheriner, 1893	G	+
<i>Eudiplozoon nipponicum</i> (Goto, 1891)	G	100
<i>Pseudocolpenteron pavlovskii</i> Bychowsky et Gussev, 1955	S	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1895	I	31, 63
<i>Sanguinicola inermis</i> Plehn, 1905	Bv	63
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	31, 33, 100
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Ur	41
<i>Asymphyiodora imitans</i> (Mühling, 1898)	I	+
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	+
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	S, F	87
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Caryophyllaeus fimbriceps</i> Annenkova-Chlopina, 1919	I	63
<i>C. laticeps</i> (Pallas, 1781)	I	37, 79
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Anguillicoloides crassus</i> (l) (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac	+
<i>Skrjabillanus cyprini</i> Molnár et Moravec, 1997	Sc	+
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964 (l)	I, Se	72

	PS	Ref.
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Acanthocephalus anguillae</i> (Mueller, 1780)	I	+
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	F	86
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	27, 63, 84
<i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)	F, S	25
Széles kárász (Carassius carassius)		
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus intermedius</i> Wegener, 1910	G	31,32
<i>D. wegneri</i> Kulwiec, 1927	G	31, 32
<i>Gyrodactylus longiradix</i> Malmberg, 1957	G	31, 32
Mételyek (Trematoda)		
<i>Asymphylodora markewitschi</i> Kulakowskaya, 1947	I	33
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	33
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	31
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)(l)	Ac	27
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Philometroides sanguineus</i> (Rudolphi, 1819)	F	33, 34
Rákok (Crustacea)		
<i>Lernaea cyprinacea</i> Linnaeus, 1758	S	23
Ezüstkárász (Carassius auratus gibelio)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma danilewskyi</i> Laveran et Mesnil, 1904	Bv	100
<i>Ichthyobodo necator</i> (Henneguy, 1884)	G, S, F	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavie, 1936	I	63

	PS	Ref.
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S, F	+
<i>Apiosoma piscicola</i> Blanchard, 1885	S,F	+
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Dermocystidium</i> sp.	E	+
<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	G	+
Coccidia		
<i>Goussia bohemica</i> Lukes, 1994	I	+
<i>G. hupehensis</i> Chen and Hsieh, 1964	I	63
<i>G. leucisci</i> Shulman et Zaika, 1964	K	63
Nyálkaspórák (Myxozoa)		
<i>Hoferellus carassii</i> Akhmerov, 1960	K	+
<i>Myxobolus diversus</i> Nie et Li, 1973	G	+
<i>Myxobolus lentisuturalis</i> Dyková, Fiala, Nie, 2002	M	89
<i>Sphaerospora carassii</i> Kudo, 1919	G	+
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus anchoratus</i> Dujardin, 1845	G	+
<i>D. formosus</i> Kulwiec, 1927	G	+
<i>D. inexpectatus</i> Izjumova, 1955	G	+
<i>D. intermedius</i> Wegener, 1910	G	+
<i>Gyrodactylus shulmani</i> Ling, 1962	G	+
<i>Diplozoön paradoxum</i> Nordmann, 1832	G	100
Mételyek (Trematoda)		+
<i>Sanguinicola inermis</i> Plehn, 1905	G, Bv	63
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	Sc, F	63, 87
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	E	63
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	Sc	60
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Gb	63, 80

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Philometroides sanguineus</i> (Rudolphi, 1819)	F	42, 63, 100
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	63
Fehér busa (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	+
Coccidia		
<i>Goussia sinensis</i> (Chen, 1956)	I	63
Nyálkaspórások (Myxosporea)		
<i>Myxobolus drjagini</i> (Akhmerov, 1954)	Head	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819) (I)	E	63
Amur (<i>Ctenopharyngodon idella</i>)		
Mételyek (Trematoda)		
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819) (I)	E	+
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	+
Compó (<i>Tinca tinca</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma tincae</i> Laveran and Mesnil, 1904	Bv	43
<i>Trypanoplasma keitsseletzi</i> (Minchin, 1909)	Bv	+
<i>Ichthyobodo necator</i> (Henneguy, 1884)	G	+
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
Nyálkaspórások (Myxosporea)		
<i>Thelohanellus pyriformis</i> (Thelohan, 1892)	G	23

	PS	Ref.
Mételyek (Trematoda)		
<i>Asymphyiodora tincae</i> (Modeer, 1790)	I	86, 41, 63
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	S	41, 87
<i>Echinochasmus</i> sp. (I)	G	+
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (I)	Sc	57
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (I)	Ac	27, 86
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (I)	As	+
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	22, 27, 63, 84
Kagylólárvák (Bivalvia)		
<i>Anodonta</i> sp.	G, F	+
Szivárványos ökle (<i>Rhodeus amarus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, S	+
<i>Apiosoma</i> sp.	F	+
<i>Trichodina</i> sp.	F	+
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Myxidium pfeifferi</i> Auerbach, 1908	Gb	+
<i>M. rhodei</i> Léger, 1905	K	+
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus bicornis</i> Malewitszkaja, 1941	G	
Mételyek (Trematoda)		
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (I)	F	+
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	F	87
<i>Echinochasmus</i> sp. (I)	G	+
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (I)	Sc	60

	PS	Ref.
Dunai küllő (<i>Gobio obtusirostris</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	+
Coccidia		
<i>Goussia bohemia</i> Lukes, 1994	I	+
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus cryptomeres</i> Bychowsky, 1934	G	35, 36, 37
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	41
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	F	41, 87
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (I)	As	42
<i>Rhabdochona denudata</i> (Dujardin, 1845)	I	42
Halványfoltú küllő (<i>Romanogobio albipinnatus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S	+
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus finitimus</i> Gussev, 1966	G	40
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
Razbóra (<i>Pseudorasbora parva</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	G	+
<i>Trichodina</i> sp.	F	+
Coccidia		
<i>Goussia</i> sp.	I	+
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	+

	PS	Ref.
Csáklyásférgek (Monogenea - Monopisthocotylea)		
<i>Dactylogyrus squameus</i> Gussev, 1955	G	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	F	87
Balin (<i>Leuciscus aspius</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	27
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
Coccidia		
<i>Goussia</i> sp.	I	+
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Sphaerospora</i> sp.	G	
<i>Myxobolus heterocapsulatus</i> Jaczó, 1940	G	26
<i>Myxobilatus legeri</i> (Cepede, 1905)	Ur	+
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus tuba</i> Linstow, 1878	G	32, 33, 36, 37
<i>D. sphyryna</i> Linstow, 1878	G	+
<i>D. bicornis</i> Malewitszkaja, 1941	G	+
<i>Paradiplozoon pavlovskii</i> (Bychowsky et Nagibina, 1959)	G	33, 63
<i>Diplozoon paradoxum</i> Nordmann, 1832	G	27
Mételyek (Trematoda)		
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (I)	F	+
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	F	87
<i>Echinochasmus</i> sp. (I)	G	+
<i>Petasisiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (I)	Sc	60
<i>Nikolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	33

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1886)	I	42, 33, 63
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> Rudolphi, 1814	I	35
<i>C. truncatus</i> Rudolphi, 1814	I	34
<i>Philometra kotlani</i> (Molnár, 1969)	Ac	33, 63
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	Ac	33
<i>Skrjabillanus scardinii</i> Molnár, 1966	Ac, Sb	36, 34
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (I)	Se	+
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (I)	Se, As	+
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Neoechinorhynchus rutili</i> (Müller, 1780)	I	42
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	42
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	S, F	27
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	27
<i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)	F, S	27
Dévérkeszeg (Abramis brama)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma danilewskyi</i> Laveran et Mesnil, 1904	Bv	63, 100
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F Sc	27, 45
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavie, 1936	I	63

	PS	Ref.
Coccidia		
<i>Goussia cyprinorum</i> Stankovitch, 1921	I	+
<i>G. leucisci</i> Shulman et Zaika, 1964	K	63, 100
<i>G. balatonica</i> Molnár, 1989	I	45
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	45, 63, 100
<i>G. stankovitchi</i> (Stankovitch, 1820)	I	63
<i>G. siliculiformis</i> Shulman et Zaika, 1962	Se	+
<i>Eimeria rutili</i> Dogiel et Bychowsky, 1938	K	63
Nyálkaspórák (Myxozoa)		
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Chloromyxum</i> sp.	Gb	+
<i>Myxobolus legeri</i> (Cépède, 1905)	Ur	+
<i>Myxidium rhodei</i> Léger, 1905	K	63
<i>Sphaerospora abrami</i> Patra, Bartošová- Sojková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	G	+
<i>Myxobolus brahami</i> Reuss, 1906	G	1, 14, 17, 18, 29, 63
<i>M. dogieli</i> Bykhovskaya-Pavlovskaya et Bykhovsky, 1940	He	54
<i>M. hungaricus</i> Jaczó, 1940	G	26, 51, 68
<i>M. impressus</i> Miroshnichenko, 1980	G	17, 68
<i>M. macrocapsularis</i> Reuss, 1906	G	16, 17, 18, 68, 107
<i>M. pseudodispar</i> Gorbunova, 1936	M	1, 19, 59, 63
<i>M. rotundus</i> Nemeczek, 1911	G	17, 74, 97
<i>M. variabilis</i> Jaczó, 1940	G	26
<i>M. squamaphilus</i> Molnár, 1997	G	47
Csákyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus auriculatus</i> (Nordmann, 1832)	G	32, 33, 35, 36, 37, 63, 100
<i>D. chraniłowi</i> Bychowsky, 1931	G	63, 32
<i>D. falcatus</i> (Wedl, 1857)	G	33, 35, 37
<i>D. nanus</i> Dogiel et Bychowsky, 1934	G	35, 36
<i>D. wunderi</i> Bychowsky, 1931	G	32, 33, 35, 36, 37, 63, 64
<i>D. zandti</i> Bychowsky 1933	G	32, 33, 35, 36, 37, 63

	PS	Ref.
<i>Gyrodactylus medius</i> Kathariner, 1893	G	27
<i>G. elegans</i> Nordmann, 1832	G	40
<i>Diplozoon paradoxum</i> Nordmann, 1832	G	27, 33, 40, 63
Mételyek (Trematoda)		
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	I	31, 33, 41
<i>Asymphylogora imitans</i> (Mühling, 1898)	I	31, 33, 35, 36, 41, 63
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	41
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Ur	41
<i>Nicolla skrjabini</i> Iwanitzky, 1928)	I	41
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	G, M	41
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845) (l)	G	63
<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> Rudolphi, (1802) (l)	He, Ac	41
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	31, 41, 33, 63, 75
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 31, 33
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	F, S	41, 63, 87
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	M	41
<i>Ichthyocotylurus</i> sp. (l)	He	63
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Caryophyllaeus laticeps</i> (Pallas, 1781)	I	33, 42, 63, 86
<i>Ligula intestinalis</i> Linnaeus, 1758) (l)	Ac	27, 28, 42, 53, 70, 86
<i>Digramma interrupta</i> (Rudolphi, 1810) (l)	Ac	42, 70
<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1786	I	42, 86,
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Ac	63, 80
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (l)	Se	42,
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964 (l)	I, Se	42, 63, 72
<i>Philometra cyprinirutili</i> Creplin, 1825 syn. <i>P. ovata</i> in auctores	Ac, Sb	31, 33, 42, 63, 86
<i>Schulmanella petruschewskii</i> (Shulman, 1948)	L	42

	PS	Ref.
<i>Anguicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi, Itagaki, 1974) (l)	Se	+
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	Ac	33
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Neoechinorhynchus rutili</i> (Müller, 1780)	I	42
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	42
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	S,F	27, 42, 63
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	22, 27, 63, 84
<i>Tracheliaestes maculatus</i> Kollar, 1836	S	84, 41, 21, 99
Kagylólárvák (Bivalvia)		
<i>Anodonta</i> sp.	G	+
Garda (Pelecus cultratus)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Hemiphrys branchiarum</i> (Weinrich, 1924)	G	+
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Myxobolus cultrati</i> Borzák, Molnár, Cech, Papp, Deák-Paulus, Székely, 2016	E	6
<i>M. pelec</i> Borzák, Molnár, Cech, Papp, Deák-Paulus, Székely, 2016	G	6
<i>Myxobolus legeri</i> (Cépéde, 1905)	Ur	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Asymphylogora imitans</i> (Mühling, 1998)	I	35, 36, 41
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	41
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	31, 41, 63
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	M	41

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	F, S	41
<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (l)	Ac, He	87
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1786)	I	86
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Ac	+
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi, Itagaki, 1974) (l)	Sb	41
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	Se, Ac	+
<i>Skrjabillanus</i> sp.	Sb	67
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	S, F	42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	41, 84
Küsz (<i>Alburnus alburnus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, Sc, F	100
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Trichodina urinaria</i> Dogiel, 1940	Ur	+
<i>Trichodina</i> sp.	G	+
Coccidia		
<i>Goussia cylindrospora</i> Stankovitch, 1921	I	82, 100
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	+
<i>G. siliculiformis</i> Schulman et Zaika, 1962	K, Se	82
<i>Eimeria nemethi</i> Molnár, 1978	K	+
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Sphaerospora</i> sp.	K	
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Chloromyxum cristatum</i> Léger, 1906	Gb	+

	PS	Ref.
<i>C. fluviatile</i> Thélohan, 1892	Gb	+
<i>Myxobilatus</i> sp.	Ur	+
<i>Myxobolus obesus</i> Gurley, 1893	F	+
<i>M. margitae</i> Molnár, 2000	G	+
<i>M. shaharomae</i> Molnár, Eszterbauer, Marton, Cech, Székely, 2009	L, K	29, 58, 94
<i>M. susanlimae</i> Molnár, Cech, Székely, 2008	G	55
<i>M. ergensi</i> Lom, 1969	M	+
<i>M. pseudodispar</i> Gorbunova, 1936	M	19
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus alatus</i> Linstow, 1878	G	35, 36, 37
<i>D. fraternus</i> Wegener, 1910	G	35, 36, 37
<i>D. minor</i> Wagener, 1857	G	35, 36, 37
<i>D. parvus</i> Wegener, 1909	G	35, 36, 37
<i>Gyrodactylus decorus</i> Malmberg, 1957	G, F	40
<i>G. wagneri</i> Malmberg, 1957	G, F	40
<i>G. medius</i> Kathariner, 1895	G	27
<i>Paradiplozoon alburni</i> Khotenovsky, 1982	G	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Asymphyiodora imitans</i> (Mühling, 1998)	I	+
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	+
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	41
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Ur	41
<i>Sphaerostomum globiporum</i> (Rudolphi, 1802)	I	+
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	G, F	41
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845) (l)	G, F	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	S, F	41, 87
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	M	41
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	+
<i>Sanguinicola</i> sp.	Bv	+
Galandférgek (Cestoda)		

	PS	Ref.
<i>Caryophyllaeus laticeps</i> (Pallas, 1781)	I	86, 42
<i>Caryophyllaeides fennica</i> (Schneider, 1902)	I	42
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (I)	Sb	86, 42, 70
<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1786)	I	86, 42
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) (I)	I	42
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (I)	Sb	+
<i>Philometra rischta</i> Skrjabin, 1923	Sb	34, 39
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (I)	Se, As	35, 42
<i>Rhabdochona denudata</i> (Dujardin, 1845)	I	42,
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964 (I)	I	42
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	Sk, F	27, 42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	+
<i>Argulus foliaceus</i> Linnaeus, 1758	S, F	27
Bodorka (<i>Rutilus rutilus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, S	27, 100
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Trichodina urinaria</i> Dogiel, 1940	Ur	+
<i>Capriniana piscium</i> (Bütschli, 1889)	G	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavier, 1936	I	+
<i>Apiosoma</i> sp.	G	+
<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	G	+
Coccidia		
<i>Eimeria rutili</i> Dogiel et Bykhovsky, 1939	K, L	+
<i>Goussia balatonica</i> Molnár, 1989	I	+

	PS	Ref.
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	+
<i>G. leucisci</i> Shulman et Zaika, 1964	I	+
<i>G. legeri</i> (Stankovich, 1920)	I	+
Nyálkaspóráások (Myxozoa)		
<i>Sphaerospora rutili</i> Patra, Bartošová- Sojková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	K	+
<i>Myxidium rhodei</i> Léger, 1905	K	+
<i>M. pfeifferi</i> Auerbach, 1908	Gb	+
<i>Chloromyxum rutili</i> Jaczó, 1940	Gb	26
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Myxobilatus legeri</i> (Cepede, 1905)	Ur	43, 44
<i>Myxobolus diversicapsularis</i> Slukhai, 1984	G	62
<i>M. feisti</i> Molnár, Cech, Székely, 2008	G	55, 62
<i>M. fundamentalis</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	G	7, 62, 94
<i>M. impressus</i> Miroshnichenko, 1980	G	+
<i>M. intimus</i> Zaika, 1965	G	62, 85
<i>M. pseudodispar</i> Gorbunova, 1936	M	1, 15, 19, 59, 62, 100, 102, 104
<i>M. rutili</i> Donec et Tozzyakova, 1962	G	62
<i>M. sommervillae</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	G	62
<i>M. wootteni</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	F	62
<i>M. cycloides</i> Gurley, 1893	G	+
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus crucifer</i> Wagener, 1857	G	32, 33, 35, 36, 37, 100
<i>D. fallax</i> Wagener, 1857	G	32, 33, 35, 36, 37
<i>D. nanus</i> Dogiel et Bychowsky, 1934	G	35, 36, 37
<i>D. rutili</i> Gläser, 1965	G	40
<i>D. similis</i> (Wegener, 1909)	G	40
<i>D. sphyryna</i> Linstow, 1878	G	37
<i>D. vistulae</i> Prost, 1957	G	100
<i>Gyrodactylus decorus</i> Malmberg, 1957	G, F	40
<i>Paradiplozoon homoion</i> (Bychowsky et Nagibina, 1959)	G	33, 100

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
Mételyek (Trematoda)		
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	I	33, 35, 36, 41
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	G, M	36, 41
<i>Rhytidocotyle campanula</i> (Zieglert, 1883 (l)	G, M	36, 41
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Ur	41
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	36, 41
<i>Sanguinicola</i> sp.	Bv	41
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41, 35, 37, 100
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 35, 37, 100
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	F, Sc	41, 87
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	M	28, 41
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	+
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	Sc	60
<i>P. exaeretus</i> Dietz, 1909 (l)	Sc	8
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Ac	+
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (l)	Ac	27, 42, 53, 70
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Se, Gb	+
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Philometra cyprinirutili</i> Creplin, 1825, syn. <i>P. ovata</i> in auctores	Sb	33, 34, 42
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itegaki, 1974) (l)	Se, Ac, I	42
<i>Camallanus lacustris</i> Zoega, 1776	I	86
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Pomphorhynchus laevis</i> (Mueller, 1776)	I	37
Piócák (Annelida, Hirudinea)		

	PS	Ref.
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	S, F	42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	22, 27, 84
Vörösszárnyú keszeg (<i>Scardinius erythrophthalmus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, Sc	100
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Trypanoplasma</i> sp.	Bv	+
<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	G	+
Coccidia		
<i>Goussia balatonica</i> Molnár, 1989	I	+
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	+
<i>G. pigra</i> Léger et Bory, 1931	I	+
<i>G. legeri</i> (Stankovich, 1920)	I	+
<i>G. siliculiformis</i> Schulman et Zaika, 1962	Se	82
Nyálkaspórások (Myxozoa)		
<i>Sphaerospora dentata</i> Patra, Bartošová- Sojková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	K	+
<i>Myxidium lieberkuehni</i> Bütschli, 1882	K	+
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Myxobilatus legeri</i> (Cepede, 1905)	Ur	44
<i>M. erythrophthalmi</i> Molnár, Eszterbauer, Marton, Cech, Székely, 2009	L, K	29, 58, 94
<i>M. scardinii</i> Reuss, 1906	G	+
<i>M. pseudodispar</i> Gorbunova, 1936	M	17, 19, 100
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus difformis</i> Wagener, 1857	G	32, 33, 35, 36, 37
<i>D. difformoides</i> Glaeser et Gussev, 1967	G	+
<i>Gyrodactylus decorus</i> Malmberg, 1957	G, F	40
<i>G. elegans</i> Nordmann, 1832	G,	+
<i>G. wagneri</i> Malmberg, 1957	G	+

	PS	Ref.
<i>Paradiplozoon homoion</i> (Bychowsky et Nagibina, 1959)	G	100
Mételyek (Trematoda)		
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	I	+
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	G, M	36, 41
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845) (l)	G, M	41
<i>Sanguinicola armata</i> Plehn, 1905	Bv	+
<i>Sanguinicola</i> sp.	E, He	33, 41
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	Ur	41
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	41
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41, 100
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	+
<i>Paracoenogonimus ovatus</i> (Katsurada 1914) (l)	Ac	41
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	F, S	41, 87
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (l)	M	41, 100
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+
<i>Hysteromorpha triloba</i> (l) (Rudolphi, 1819)	Ac	+
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	+
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	Sc	60
<i>Asymphyllodora markewitschi</i> Kulakowskaya, 1947	I	33
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1786)	I	42
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (l)	Ac	27
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	Ac	33, 42, 100
<i>Skrjabillanus scardinii</i> Molnár, 1966	Sb	33, 34, 42, 67, 100
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac	+

	PS	Ref.
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	22, 84
Kagylólárvák (Bivalvia)		
<i>Anodonta</i> sp.	F	+
Karikakeszeg (<i>Blicca bjoerkna</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, S	100
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavier, 1936	I	+
Coccidia		
<i>Goussia balatonica</i> Molnár, 1989	I	45
<i>G. pannonica</i> Molnár, 1989	I	45
<i>G. leucisci</i> Shulman et Zaika, 1964	K	+
<i>Eimeria rutili</i> Dogiel et Bykhovsky, 1939	K, Bv	+
Nyálkaspórák (Myxozoa)		
<i>Sphaerospora bliccae</i> Patra, Bartošová- Sojková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	K	+
<i>Myxobilatus legeri</i> (Cépède, 1905)	K, Ur	44
<i>Myxidium lieberkuehni</i> Bütschli, 1882	K	+
<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Gb	+
<i>Myxobolus bliccae</i> Donec et Toziyakova, 1984	G	56
<i>M. bjoerknae</i> Molnár, Székely, Guti, Eszterbauer, 2014	G	73
<i>M. lamellobasis</i> Molnár, Székely, Guti, Eszterbauer, 2014	G	73
<i>M. sitjae</i> Cech, Molnár, Székely, 2012	G	10
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus cornoides</i> Glaeser et Gussev, 1967	G	+
<i>D. cornu</i> Linstow, 1878	G	32, 33, 35, 36, 37
<i>D. distinguendus</i> Nybelin, 1937	G	32, 33
<i>D. sphyrna</i> Linstow, 1878	G	35, 36, 37

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
<i>Paradiplozoon bliccae</i> (Reichenbach-Klinke, 1961) syn: <i>D. gussevi</i> (Gläser et Gläser, 1964)	G	40, 100
<i>Gyrodactylus</i> sp.	G, F	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	I	41
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	G, M	41
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845) (l)	G, M	41
<i>Asymphylogaster imitans</i> (Mühling, 1898)	I	35, 36, 33 41
<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	I	41
<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	U	41
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	41
<i>Sanguinicola</i> sp. Plenn, 1905	E	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41, 100
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	+
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> Nordmann, 1832 (l)	M	28, 41
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (l)	F, S	41, 87
<i>Ichthyocotylurus</i> spp (l)	Ac, He	63
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	Sc	60
Galandférgék (Cestoda)		
<i>Caryophyllaeus laticeps</i> (Pallas, 1781)	I	42
<i>Caryophyllaeides fennica</i> (Schneider, 1902)	I	33, 42
<i>Ligula intestinalis</i> Linnaeus, 1758) (l)	Ac	42
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Gb, Se	42, 80
Fonálférgék (Nematoda)		
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (l)	Se	42
<i>Rhabdochona denudata</i> (Dujardin, 1845)	I	42
<i>Philometra rischta</i> Skrjabin, 1923	O, Sb	33, 34

	PS	Ref.
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	F, S	22, 42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	84
Harcsa (<i>Silurus glanis</i>)		
Csákyásférgék (Monogenea - Monopisthocotylea)		
<i>Thaparhocoloides vistulensis</i> (Siwak, 1932)	G	40
Mételyek (Trematoda)		
<i>Orientocreadium siluri</i> Bychovsky et Dubinina, 1954	I	63
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	E	63
<i>Nikolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	33
Galandférgék (Cestoda)		
<i>Proteocephalus osculatus</i> (Goeze, 1782)	I	33, 42, 83
<i>Silurotaenia siluri</i> (Batsch, 1786)	I	33, 42
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Gb	28, 80
Fonálférgék (Nematoda)		
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	I, Ac	63
Buzogányfejű férgék (Acanthocephala)		
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	42
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola fasciata</i> Kollar, 1842	Oc	85
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	63, 84
Törpeharcsa (<i>Ameiurus nebulosus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		

	PS	Ref.
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S, F	+
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Cleidodiscus pricei</i> (Mueller, 1936)	G	36
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	+
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) (l)	I	+
Fekete törpeharcsa (<i>Ameiurus melas</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	+
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Cleidodiscus pricei</i> (Mueller, 1936)	G	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	+
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) (l)	I	+
Csuka (<i>Esox lucius</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma remaki</i> Laveran et Mesnil, 1901	Bv	43
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S	+
<i>Spironucleus elegans</i> Lavier, 1936	I	+
Nyálkaspórák (Myxozoa)		

	PS	Ref.
<i>Myxidium lieberkuehni</i> Bütschli, 1882	K	+
<i>Myxobolus anurus</i> Cohn, 1895	G	100
<i>Heneguya psorospermica</i> Thélohan, 1895	G	95
<i>H. oviperda</i> (Cohn, 1895)	G	100
Csáklásférgek (Monogenea)		
<i>Tetraonchus monenteron</i> (Wagener, 1857)	G	32, 33, 40, 100
<i>Gyrodactylus lucii</i> Kulakowskaja, 1952	F	40
Mételyek (Trematoda)		
<i>Azygia lucii</i> (Mueller, 1776)	I	31, 33, 86
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Triaenophorus nodulosus</i> (Pallas, 1781)	I	33, 42, 86
<i>T. nodulosus</i> (Pallas, 1781)	L	33
<i>Proteocephalus cernuae</i> (Gmelin, 1790)	I	86
<i>P. percae</i> (Müller, 1780)	I	86
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Gb	28, 80
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779)	I	42
<i>Camallanus lacustris</i> (Zoega, 1776)	I	86
<i>C. truncatus</i> Rudolphi, 1814	I	34
Buzogányfejű férgek (<i>Acanthocephala</i>)		
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	42, 86
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	S, F	42, 100
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	84
Folyami géb (<i>Neogobius fluviatilis</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
<i>Hemiophrys branchiarum</i> (Weinrich, 1924)	G	+
<i>Trichodina</i> sp.	G, F	+
Coccidia		
<i>Goussia kessleri</i> Molnár, 2000	I	+
<i>G. szekelyi</i> Molnár, 2006	I	+
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Gyrodactylus</i> sp.	G, F	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	+
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	I	+
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Ligula pavlovskii</i> Dubinina, 1959 (l)	Ac	63, 109
<i>Proteocephalus</i> sp. scolex	I	+
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> (Zoega, 1776)	I	+
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac	63
<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	Ac	+
<i>Skrjabillanus</i> sp.	Ac	67
<i>Eustrongylides</i> sp. (l)	Ac	+
Kagylólárvák (Bivalvia)		
<i>Anodonta</i> sp.		+
Naphal (<i>Lepomis gibbosus</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	+
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
Coccidia		
<i>Goussia</i> sp.	I	+
Nyálkaspóráások (Myxozoa)		
<i>Myxobolus dechtiari</i> Cone and Anderson, 1977	G	24

	PS	Ref.
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Onchocleidus similis</i> (Mueller, 1936)	G	+
<i>O. dispar</i> (Mueller, 1936)	G	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	41
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (l)	G	60
<i>Posthodiplostomum centrarchi</i> Hoffman, 1958	L, Ac	9
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac	+
Piócák (Annelida, Hirudinea)		
<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	F	42
Sügér (<i>Perca fluviatilis</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	+
<i>Dermocystidium percae</i> Reichenbach-Klinke, 1950	F	60
Coccidia		
<i>Goussia laurelea</i> (Molnár et Fernando, 1974)	I	+
Nyálkaspóráások (Myxozoa)		
<i>Henneguya jaczoi</i> Székely, Borzák, Molnár, 2018	Oc	95
<i>H. texta</i> (Cohn, 1895)	G	95
<i>Myxobolus tihanyensis</i> Colunga-Ramirez, Syafiqah, Cech, Molnár, Székely, Sellyei, 2024	M	11
Csáklyásférgek (Monogenea)		
<i>Ancyrocephalus percae</i> Ergens, 1966	G	40
<i>Gyrodactylus longiradix</i> Malmberg, 1957	F	40
<i>Gyrodactylus</i> sp.	G	+
Mételyek (Trematoda)		
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41

	PS	Ref.
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 100
<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (l)	Ac	41
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> Nordmann, 1832 (l)	M	41
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+
<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919) (l)	F, S	41, 87
<i>Azygia lucii</i> (Mueller, 1776)	I	31, 33
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Triaenophorus nodulosus</i> (Pallas, 1781) (l)	L	33
<i>Proteocephalus percae</i> (Müller, 1780)	I	42, 85
<i>Ligula intestinalis</i> Linnaeus, 1758) (l)	Ac	27
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> (Zoega, 1776)	I	42, 34, 86
<i>C. truncatus</i> (Rudolphi, 1814)	I	33, 34, 86
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	35, 42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	27
Vágó durbincs (Gymnocephalus cernua)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G	27
<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	G	+
<i>Capriniana piscium</i> (Bütschli, 1889)	G	+
Coccidia		
<i>Goussia acerinae</i> Pellérdy et Molnár, 1971	I	83
Csákyásférgek (Monogenea)		
<i>Dactylogyrus amphibothrium</i> Wagener, 1857	G	35, 36, 63

	PS	Ref.
<i>D. hemiamphibothrium</i> Ergens, 1956	G	35, 36, 63
<i>Gyrodactylus cernuae</i> (Malmberg, 1957)	G	40
<i>G. longiradix</i> Malmberg, 1957	F	40
Mételyek (Trematoda)		
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	33, 35, 36, 41
<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (l)	Ac	41
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41, 100
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 100
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> Nordmann, 1832 (l)	M	+
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> (Creplin, 1852) (l)	Ac	+
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	61
<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919) (l)	F, Sk	87
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Proteocephalus cernuae</i> (Gmelin, 1790)	I	38, 42, 63, 86
<i>P. percae</i> (Müller, 1780)	I	38, 42, 86
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> Zoega, 1776		35, 42
<i>C. truncatus</i> Rudolphi, 1814		63
<i>Eustrongylides excisus</i> Jägersköld, 1909	M	42
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac	63
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)		
<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	I	42
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	21, 27, 84
Selymes durbics (Gymnocephalus schraetzer)		
Galandférgek		
<i>Proteocephalus cernuae</i> (Gmelin, 1790)	I	86

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	PS	Ref.
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> Zoega, 1776	I	86
Süllő (<i>Sander lucioperca</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma luciopercae</i> Nikitin, 1929	Bv	+
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, S	63
<i>Dermocystidium percae</i> Reichenbach-Klinke, 1950	F	63
<i>Capriniana piscium</i> Bütschli, 1889	G	+
<i>Hemiphrys branchiarum</i> (Weinrich, 1824)	G	+
Coccidia		
<i>Goussia desseri</i> Molnár, 1996	I	46
Nyálkaspórák (Myxozoa)		
<i>Myxobolus sandrae</i> Reuss, 1906	M	11, 43, 63
<i>Henneguya creplini</i> (Gurley, 1894)	G	48, 63, 77
<i>Sphaerospora danubialis</i> Molnár, 1991	K	+
Csákyásférgek (Monogenea)		
<i>Ancyrocephalus paradoxus</i> Creplin, 1839	G	35, 36, 40, 77
<i>Gyrodactylus luciopercae</i> Gussev, 1962	F	32, 33, 40, 63
Mételyek (Trematoda)		
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827	I	31, 33, 35, 41, 63
<i>B. polymorphus</i> Baer, 1827 (l)	F	35, 41, 63, 77
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845)	I	31, 41, 63
<i>R. campanula</i> (Zieglert, 1883 (l))	F	33, 41, 63,
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	31, 33, 41, 63
<i>Tetracotyle echinata</i> Diesing, 1858 (l)	Ac	+
<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> Rudolphi, (1802) (l)	Ac	+
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	+
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 63
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (l)	M	+

	PS	Ref.
<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919)	F, S	41, 63, 87
<i>Ichthyocotylurus</i> spp	He, Ac	63, 77, 100
<i>Echinochasmus</i> sp	G	+
<i>Azygia lucii</i> (Mueller, 1776)	I	86
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Trianenophorus nodulosus</i> (Pallas, 1781) (l)	L	33, 42, 63, 86
<i>Proteocephalus cernuae</i> Gmelin, 1790)	I	42, 100
<i>P. percae</i> (Müller, 1780)	I	38, 41, 63, 77, 86
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (l)	Ac	86
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus truncatus</i> Rudolphi, 1814	I	34, 63, 77
<i>C. lacustris</i> (Zoega, 1776)	I	42, 34, 86
<i>Lucionema balatonense</i> Moravec, Molnár et Székely, 1998	Ac	78
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Se	63, 87
<i>Eustrongylides excisus</i> Jägersköld, 1909 (l)	M	+
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	20, 27, 63, 84, 87
<i>Achtheres percarum</i> Nordmann, 1832	G	20, 84, 63, 65, 87
<i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)	S	63, 87
Kőszüllő (<i>Sander volgensis</i>)		
Egysejtűek (Protozoa)		
<i>Trypanosoma luciopercae</i> Nikitin, 1929	Bv	+
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	G, F, S	+
<i>Dermocystidium percae</i> Reichenbach-Klinke, 1950	F	+
<i>Capriniana piscium</i> (Bütschli, 1889)	G	+
<i>Hemiphrys branchiarum</i> (Weinrich, 1824)	G	+
Coccidia		
<i>Goussia desseri</i> Molnár, 1996	I	46
Nyálkaspórák (Myxozoa)		

	PS	Ref.
<i>Sphaerospora danubialis</i> Molnár, 1991	K	+
<i>Myxobolus sandrae</i> Reuss, 1906	M	+
<i>Henneguya creplini</i> (Gurley, 1894)	G	48
Csákyásférgek (Monogenea)		
<i>Ancyrocephalus paradoxus</i> Creplin, 1839	G	40, 63
<i>Gyrodactylus luciopercae</i> Gussev, 1962	F	63
Mételyek (Trematoda)		
<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827	I	31, 35, 41, 63
<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845)	I	31, 41, 63
<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	I	31, 33, 35, 41
<i>Diplostomum spathaceum</i> Rudolphi, 1819 (l)	E	41
<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (l)	E	41, 63
<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919)	F, S	41, 87
<i>Ichthyocotylurus</i> spp	Ac	63
<i>Echinochasmus</i> sp. (l)	G	+

	PS	Ref.
Galandférgek (Cestoda)		
<i>Proteocephalus percae</i> (Müller, 1780)	I	63
Fonálférgek (Nematoda)		
<i>Camallanus lacustris</i> Zoega, 1776	I	35, 42
<i>C. truncatus</i> Rudolphi, 1814	I	34, 63
<i>Rhaphidascaris acus</i> (Bloch, 1779) (l)	Ac, Se	63
<i>Lucionema balatonense</i> Moravec, Molnár, Székely, 1998	Ac	78
<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Ac, Se	63, 98
<i>Eustrongylides excisus</i> Jägersköld, 1909 (l)	M	+
Rákok (Crustacea)		
<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	G	22, 27, 63, 84
<i>Achtheres percarum</i> Nordmann, 1832	G	22, 63, 84
<i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)	Sc, F	63

Fertőzött szervek (predilection sites): Ac = abdominal cavity (hasüreg); As = abdominal serosa (hashártya), B = brain (agy), Bv = blood vessels (vérerek), C = cartilage (porc); E = eyes (szem); F = fin (úszók); G = gills (kopolytű); Gb = gall bladder (epehólyag); He = heart (szív); I = intestine (bél); K = kidney (vese); L = liver (máj); M = muscle (izom); O = operculum (kopolytűfedő); Oc = oral cavity (szájüreg); S = skin (bőr); Sb = swim bladder (úszóhólyag); Sc = scales (pikkely); Se = serous membranes (savóshártyák); Ub = urinary bladder (húgyhólyag); Ur = ureter (húgyvezeték).

+ = a balatoni halak vizsgálata során általunk kimutatott paraziták, melyekről közlemény nem jelent meg

Megjegyzések az 1. táblázatban lévő szavakhoz és rövidítésekhez.

1/ Az első oszlopban található paraziták tudományos neve esetében, ha a faj leírójának (vagy leírójának) neve és a leírás éve nincs zárójelben, akkor az a faj eredeti és most is elfogadott neve. Ellenkező esetben a fajt az eredeti nemzetségből egy újabb genusba sorolták át.

2/ Ha a hal fertőzöttségét jelölve csak a genus név szerepel, akkor a talált élősködő fáját a vizsgálatok során nem sikerült megállapítani. (Pl. *Sanguinicola* sp.)

3/ Az előbbi formában megjelenő *Trichodina* vagy *Apiosoma* nevek nem felelnek meg a genus fogalmának. Ezek a Peritricha osztály azon fajaira utalnak, melyeknek nagyszámú képviselője élősködik halakon, de faji meghatározásuk bizonytalan, és esetenként több genus egyedeit jelenthetik, pl. *Trichodina*, *Tripartiella*, *Trichodinella*.

4/ Mételyek, galandférgek, illetve fonálférgek madarakban, emlősökben és ragadozó halakban élő fajainak lárvastádiumai (metacerkáriák, cysticercusok) igen gyakran békés halakban (esetleg a ragadozó halak más szervében)

élősködnek. Ilyenkor az imágó stádiumoktól való elkülönítésre a faj után zárójelben található „l” (lárva)-jel utal.

5/ Az egysejtűek közül elkülönítettük a coccidiumokat, mivel ezek valószínűleg a vörös algákból redukált mikroszervezetek. Ezek egy része morfológiailag megfelel a melegvérű állatokat fertőző *Eimeria* fajoknak, de többségük a halakra jellemző *Goussia* fajokhoz tartozik.

6/ A folyami és a tavi kagylók lárvalakjai, a glochidiumok, nem állandó paraziták, de ezek a halak hámszámban alakulnak át kicsiny kagylóvá, és vitetik magukkal más területre. Magyarországon két nagyobb csoportjuk, az *Anodonta* és az *Unio* fajok élnek ezzel a lehetőséggel. Vizsgálataink során ezekre a glochidiumokra kevés figyelmet fordítottunk. Valószínű, hogy az *Anodonta* névvel jelölt minták között az *Unio* fajok lárvái is megtalálhatók voltak.

7/ Az általunk ismertett paraziták fajok korábban kiadott könyvekben és megjelent cikkekben más néven is szerepelhetnek. Mi a jelenleg általánosan elfogadott fajneveket használjuk, s a korábbi, esetenként több szinonim nevet csak indokolt esetben tüntetjük fel.

8/ A második oszlopban a parazitákkal fertőzött szerv vagy szervek szerepelnek a szerv angol nevének rövidítésével.

9/ A harmadik oszlopban az irodalomjegyzékben szereplő hivatkozások sorszámai találhatóak. Az irodalomjegyzék azokat a munkákat tartalmazza, amelyekben a szerzők balatoni halakból mutattak ki élősködőket.

10/ A táblázatban „+” jellel jelöltük azokat a parazitákat, melyeket témacsoportunk a balatoni halak vizsgálata során ugyan kimutatott, és róluk feljegyzéseink vannak, de előfordulásukat nem publikálta.

2. Táblázat.

A balatoni halakban talált élősködők nagyobb rendszertani csoportok szerinti osztályozása a fertőzött gazda halfajok megjelölésével (a rövidítések magyarázata a táblázat végén található)

Parasites from fishes of Lake Balaton classified by taxonomic categories with the indication of the abbreviation of hostnames (explanation of abbreviations are in the footnote of this table)

	Parasite	Infected fish hosts
Egysejtűek (Mesomycetozoa)	<i>Dermocystidium</i> sp.	Cg
	<i>Dermocystidium anguillae</i> Spangenberg, 1975	Aa
	<i>Dermocystidium koi</i> Hoshina et Sahara, 1950	C
	<i>Dermocystidium percae</i> Reichenbach-Klinke, 1950	Pf, Sl, Sv
Egysejtűek (Protozoa)	<i>Apiosoma</i> sp.	Rh, Ru
	<i>Apiosoma piscicola</i> Blanchard, 1885	Cg
	<i>Capriniana piscium</i> (Bütschli, 1889)	Ru, Gc, Sl, Sv
	<i>Chilodonella cyprini</i> (Moroff, 1902)	C, Cg, Tt, La, Ab, Al, Ru, Se, Bb, An, Am, Lg, Gc
	<i>Cryptobia branchialis</i> Nie, 1956	C, Cg, Ps, Ru, Se
	<i>Hemiphrys branchiarum</i> Weinrich, 1824	C, Pc, Nf, Sl, Sv
	<i>Ichthyobodo necator</i> (Henneguy, 1884)	C, Cg, Tt
	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> Fouquet, 1876	Aa, C, Cg, Hm, Rh, Go, Ra, La, Ab, Al, Ru, Se, Bb, An, Am, El, Lg, Pf, Gc, Sl, Sv
	<i>Spironucleus elegans</i> Lavier, 1936	Aa, Cg, Ab, Ru, Bb, El
	<i>Tetrahymena pyriformis</i> (Ehrenberg, 1830)	C
	<i>Trichodina</i> sp.	C, Rh, Ps, Nf
	<i>Trichodina urinaria</i> Dogiel, 1940	Al, Ru
	<i>Trypanoplasma</i> sp.	Al, Se

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Trypanoplasma keitsseletzi</i> (Minchin, 1909)	Tt
	<i>Trypanosoma danilewskyi</i> Laveran et Mesnil, 1904	C, Cg, Ab
	<i>Trypanosoma granulolum</i> Laveran et Mesnil, 1909	Aa
	<i>Trypanosoma luciopercae</i> Nikitin, 1929	Sl, Sv
	<i>Trypanosoma remaki</i> Laveran et Mesnil, 1901	El
	<i>Trypanosoma tincae</i> Laveran and Mesnil, 1904	Tt
Coccidia	<i>Eimeria anguillae</i> Leger et Hollande, 1922	Aa,
	<i>Eimeria nemethi</i> Molnár, 1978	Al
	<i>Eimeria rutili</i> Dogiel et Bychovsky, 1938	Ab, Ru, Se, Bb
	<i>Goussia</i> sp.	Ps, La
	<i>Goussia acerinae</i> Pellérdy et Molnár, 1971	Gc
	<i>Goussia balatonica</i> Molnár, 1989	Ab, Ru, Se, Bb
	<i>Goussia bohémica</i> Lukes, 1994	Cg, Go
	<i>Goussia carpelli</i> (Léger and Stankovitch, 1921)	C
	<i>Goussia cylindrospora</i> Stankovitch, 1921	Ab, Al
	<i>Goussia cyprinorum</i> Stankovitch, 1921	Ab
	<i>Goussia desseri</i> Molnár, 1996	Sl, Sv
	<i>Goussia hupehensis</i> Chen and Hsieh, 1964	Cg
	<i>Goussia kessleri</i> Molnár, 2000	Nf
	<i>Goussia laurelea</i> (Molnár et Fernando, 1974)	Pf

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Goussia legeri</i> (Stankovich, 1920)	Ru, Se
	<i>Goussia leucisci</i> (Shulman et Zaika, 1964)	Cg, Ab, Ru, Bb
	<i>Goussia pannonica</i> Molnár, 1989	Ps, Ab, Al, Ru, Se, Bb
	<i>Goussia pigra</i> Léger et Bory, 1931	Se
	<i>Goussia siliculiformis</i> Schulman et Zaika, 1962	Ab, Al, Se
	<i>Goussia sinensis</i> (Chen, 1956)	Hm
	<i>Goussia stankovitchi</i> (Stankovitch, 1820)	Ab
	<i>Goussia subepithelialis</i> Moroff et Fiebigier, 1906	C
	<i>Goussia szekelyi</i> Molnár, 2006	Nf
Nyálka-spórások (Myxozoa)	<i>Chloromyxum</i> sp.	Ab
	<i>Chloromyxum fluviatile</i> Thélohan, 1892	Al
	<i>Chloromyxum cristatum</i> Léger, 1906	Al
	<i>Chloromyxum rutili</i> Jaczó, 1940	Ru
	<i>Henneguya creplini</i> (Gurley, 1894)	Sl, Sv
	<i>Henneguya jaczoi</i> Székely, Borzák, Molnár, 2018	Pf
	<i>Henneguya oviperda</i> (Cohn, 1895)	El
	<i>Henneguya psorospermica</i> Thélohan, 1895	El
	<i>Henneguya texta</i> (Cohn, 1895)	Pf
	<i>Hoferellus carassii</i> Akhmerov, 1960	Cg
	<i>Hoferellus cyprini</i> (Doflein, 1898)	C
	<i>Hoferellus gilsoni</i> (Debaisieux, 1925)	Aa,
	<i>Myxidium giardi</i> Cepede, 1906	Aa
	<i>Myxidium lieberkuhni</i> Bütschli, 1882	Se, Bb, El
	<i>Myxidium pfeifferi</i> Auerbach, 1908	Rh, Ru
	<i>Myxidium rhodei</i> Léger, 1905	Rh, Ab, Ru
	<i>Myxobilatus</i> sp.	Al

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Myxobilatus legeri</i> (Cepede, 1905)	La, Ab, Pc, Ru, Se, Bb
	<i>Myxobolus anurus</i> Cohn, 1895	El
	<i>Myxobolus balatonicus</i> Székely, Molnár, Cech, 2015	C
	<i>Myxobolus basilamellaris</i> Lom et Molnár, 1983	C
	<i>Myxobolus bjoerknae</i> Molnár, Székely, Guti, Eszterbauer, 2014	Bb
	<i>Myxobolus bliccae</i> Donec et Toziyakova, 1984	Bb
	<i>Myxobolus bramae</i> Reuss, 1906	Ab
	<i>Myxobolus cultrati</i> Borzák, Molnár, Cech, Papp, Deák-Paulus, Székely, 2016	Pc
	<i>Myxobolus cycloides</i> Gurley, 1893	Ru
	<i>Myxobolus cyprini</i> Doflein, 1898	C
	<i>Myxobolus cyprinicola</i> Reuss, 1906	C
	<i>Myxobolus dechtiari</i> Cone and Anderson, 1977	Lg
	<i>Myxobolus dispar</i> Thélohan, 1895	C
	<i>Myxobolus diversicapsularis</i> Slukhai, 1984	Ru
	<i>Myxobolus diversus</i> Nie et Li, 1973	Cg
	<i>Myxobolus dogieli</i> Bykhovskaya-Pavlovskaya et Bykhovsky, 1940	Ab
	<i>Myxobolus drjagini</i> (Akhmerov, 1954)	Hm
	<i>Myxobolus erythrophthalmi</i> Molnár, Eszterbauer, Marton, Cech, Székely, 2009	Se
	<i>Myxobolus ergensi</i> Lom, 1969	Al
	<i>Myxobolus feisti</i> Molnár, Cech, Székely, 2008	Ru
	<i>Myxobolus fundamentalis</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	Ru
	<i>Myxobolus heterocapsulatus</i> Jaczó, 1940	La
	<i>Myxobolus hungaricus</i> Jaczó, 1940	Ab

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Myxobolus impressus</i> Miroshnichenko, 1980	Ab, Ru
	<i>Myxobolus intimus</i> Zaika, 1965	Ru
	<i>Myxobolus intrachondrealis</i> Molnár, 2000	C
	<i>Myxobolus kotlani</i> Molnár, Lom, Malik, 1986	Aa
	<i>Myxobolus lamellobasis</i> Molnár, Székely, Gutí, Eszterbauer, 2014	Bb
	<i>Myxobolus lentisuturalis</i> Dyková, Fiala et Nie, 2002	Cg
	<i>Myxobolus macrocapsularis</i> Reuss, 1906	Ab
	<i>Myxobolus margitae</i> Molnár, 2000	Al
	<i>Myxobolus obesus</i> Gurley, 1893	Al
	<i>Myxobolus peleci</i> Borzák, Molnár, Cech, Papp, Deák-Paulus, Székely, 2016	Pc
	<i>Myxobolus portucalensis</i> Saraiva et Molnár, 1990	Aa
	<i>Myxobolus pseudodispar</i> Gorbunova, 1936	Ab, Al, Ru, Se
	<i>Myxobolus rotundus</i> Nemeček, 1911	Ab
	<i>Myxobolus rutili</i> Donec et Tozzyakova, 1962	Ru
	<i>Myxobolus sandrae</i> Reuss, 1906	Sl, Sv
	<i>Myxobolus scardinii</i> Reuss, 1906	Se
	<i>Myxobolus shaharomae</i> Molnár, Eszterbauer, Marton, Cech, Székely, 2009	Al
	<i>Myxobolus sitjae</i> Cech, Molnár, Székely, 2012	Bb
	<i>Myxobolus sommervillae</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	Ru
	<i>Myxobolus squamaphilus</i> Molnár, 1997	Ab
	<i>Myxobolus susanlimae</i> Molnár, Cech, Székely, 2008	Al
	<i>Myxobolus tihanyensis</i> Colunga-Ramirez, Syafiqah, Cech, Molnár, Székely, Sellyei, 2024	Pf
	<i>Myxobolus variabilis</i> Jaczó, 1940	Ab

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Myxobolus wootteni</i> Molnár, Marton, Székely, Eszterbauer, 2010	Ru
	<i>Sphaerospora</i> sp.	La, Al
	<i>Sphaerospora abrami</i> Patra, , Bartošová-Sojtková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	Ab
	<i>Sphaerospora bliccae</i> Patra, Bartošová-Sojtková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	Bb
	<i>Sphaerospora carassii</i> Kudo, 1919	Cg
	<i>Sphaerospora danubialis</i> Molnár, 1991	Sl, Sv
	<i>Sphaerospora dentata</i> Patra, Bartošová-Sojtková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	Se
	<i>Sphaerospora dykova</i> (Lom et Dykova, 1982) syn. <i>S. renicola</i> Lom et Dykova, 1982	C
	<i>Sphaerospora rutili</i> Patra, Bartošová-Sojtková, Pecková, Fiala, Eszterbauer, Holzer, 2018	Ru
	<i>Thelohanellus nikolskii</i> Achmerov, 1955	C
	<i>Thelohanellus pyriformis</i> (Thelohan, 1892)	Tt
	<i>Zschokkella nova</i> Klokacewa, 1914	Rh, La, Ab, La, Ru, Se, Bb
Csákyás-férgek *	<i>Thaparhocleidus vistulensis</i> (Siwak, 1932)	Sg
	<i>Ancyrocephalus paradoxus</i> Creplin, 1839	Sl, Sv
	<i>Ancyrocephalus percae</i> Ergens, 1966	Pf
	<i>Cleidodiscus pricei</i> (Mueller, 1936)	An, Am
	<i>Dactylogyrus alatus</i> Linstow, 1878	Al
	<i>Dactylogyrus amphibothrium</i> Wagener, 1857	Gc
	<i>Dactylogyrus anchoratus</i> (Dujardin, 1845)	C, Cg
	<i>Dactylogyrus auriculatus</i> (Nordmann, 1832)	Ab
	<i>Dactylogyrus bicornis</i> Malewitszkaja, 1941	Rh, La

* (Monogenea - Monopisthocotylea et Polyopisthocotylea)

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Dactylogyrus chranilowi</i> Bychowsky, 1931	Ab
	<i>Dactylogyrus cornoides</i> Gläser et Gussev, 1967	Bb
	<i>Dactylogyrus cornu</i> Linstow, 1878	Bb
	<i>Dactylogyrus crucifer</i> Wagener, 1857	Ru
	<i>Dactylogyrus cryptomeres</i> Bychowsky, 1934	Go
	<i>Dactylogyrus difformis</i> Wagener, 1857	Se
	<i>Dactylogyrus difformoides</i> Gläser et Gussev, 1967	Se
	<i>Dactylogyrus distinguendus</i> Nybelin, 1937	Bb
	<i>Dactylogyrus extensus</i> Mueller et van Cleave, 1932	C
	<i>Dactylogyrus falcatus</i> (Wedl, 1857)	Ab
	<i>Dactylogyrus fallax</i> Wagener, 1857	Ru
	<i>Dactylogyrus finitimus</i> Gussev, 1966	Ra
	<i>Dactylogyrus formosus</i> Kulwiec, 1927	Cg
	<i>Dactylogyrus fraternus</i> Wegener, 1910	Al
	<i>Dactylogyrus hemiamphibothrium</i> Ergens, 1956	Gc
	<i>Dactylogyrus intermedius</i> Wegener, 1910	Cc, Cg
	<i>Dactylogyrus inexpectatus</i> Izjumova, 1955	Cg
	<i>Dactylogyrus minor</i> Wagener, 1857	Al
	<i>Dactylogyrus minutus</i> Kulwiec, 1927	C
	<i>Dactylogyrus molnari</i> Ergens et Dulmaa, 1969	C
	<i>Dactylogyrus nanus</i> Dogiel et Bychowsky, 1934	Ab, Ru
	<i>Dactylogyrus parvus</i> Wegener, 1909	Al
	<i>Dactylogyrus rutili</i> Gläser, 1965	Ru
	<i>Dactylogyrus similis</i> Wegener, 1909	Ru
	<i>Dactylogyrus sphyrna</i> Linstow, 1878	La, Ru, Bb
	<i>Dactylogyrus squameus</i> Gussev, 1955	Ps

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Dactylogyrus tuba</i> Linstow, 1878	La
	<i>Dactylogyrus vistulae</i> Prost, 1957	Ru
	<i>Dactylogyrus wegneri</i> Kulwiec, 1927	Cc
	<i>Dactylogyrus wunderi</i> Bychowsky, 1931	Ab
	<i>Dactylogyrus zandti</i> Bychowsky 1933	Ab
	<i>Diplozoon paradoxum</i> Nordmann, 1832	Cg, La, Ab
	<i>Eudiplozoon nipponicum</i> (Goto, 1891)	C
	<i>Gyrodactylus</i> sp.	Bb, Nf, Pf
	<i>Gyrodactylus cernuae</i> Malmberg, 1957	Gc
	<i>Gyrodactylus cobitis</i> Bychowsky, 1933	Co
	<i>Gyrodactylus decorus</i> Malmberg, 1957	Al, Ru, Se
	<i>Gyrodactylus elegans</i> Nordmann, 1832	Ab, Se
	<i>Gyrodactylus longiradix</i> Malmberg, 1957	Cc, Pf, Gc
	<i>Gyrodactylus lucii</i> Kulakowskaja, 1952	El
	<i>Gyrodactylus luciopercae</i> Gussev, 1962	Sl, Sv
	<i>Gyrodactylus medius</i> Kathariner, 1893	C, Ab, Al
	<i>Gyrodactylus shulmani</i> Ling, 1962	Cg
	<i>Gyrodactylus wageneri</i> Malmberg, 1957	Al, Se
	<i>Onchocleidus dispar</i> (Mueller, 1936)	Lg
	<i>Onchocleidus similis</i> (Mueller, 1936)	Lg
	<i>Paradiplozoon bliccae</i> (Rechenbach-Klinke, 1961) syn: <i>D. gussevi</i> (Gläser et Gläser, 1964)	Bb
	<i>Paradiplozoon alburni</i> Khotenovsky, 1982	Al
	<i>Paradiplozoon homoion</i> (Bychowsky et Nagibina, 1959)	Ru, Se
	<i>Paradiplozoon pavlovskii</i> (Bychowsky et Nagibina, 1959)	La
	<i>Pseudaccolpenteron pavlovskii</i> Bychowsky et Gussev, 1955	C

HALÁSZAT-TUDOMÁNY

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i> (Yin et Sproston, 1948)	Aa
	<i>Pseudodactylogyrus bini</i> (Kikuchi, 1929)	Aa
	<i>Tetraonchus monenteron</i> (Wagener, 1857)	El
Mételyek (Trematoda)	<i>Apophallus donicus</i> (Skrjabin et Lindtrop, 1919)	Pf, Gc, Sl, Sv
	<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1898) (I)	C, Cg, Tt, Rh, Go, Ps, La, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb
	<i>Aspidogaster limacoides</i> Diesing, 1835	C, Ab, Ru, Se, Bb
	<i>Asymphyllodora imitans</i> (Mühling, 1898)	C, Ab, Pc, Al, Bb
	<i>Asymphyllodora markewitschi</i> Kulakowskaya, 1947	Cc, Se
	<i>Asymphyllodora tincae</i> (Modeer, 1790)	Tt
	<i>Azygia lucii</i> (Mueller, 1776)	El, Pf, Sl
	<i>Bucephalus polymorphus</i> Baer, 1827 (I)	Rh, La, Ab, Al, Ru, Se, Bb, Nf, Sl, Sv
	<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1819) (I)	Ru, Se, Bb, El, Lg, Pf, Sl
	<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (I)	Ab, Pf, Gc, Sl
	<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rudolphi, 1819)	C, Cc, Cg, Hm, Ct, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb, Sg, An, Pf, Gc, Sl, Sv
	<i>Echinochasmus</i> sp	Tt, Rh, La, Al, Ru, Se, Nf, Gc, Sl, Sv
	<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) (I)	Ru, Se
	<i>Ichthyocotylurus</i> sp	Ab, Bb, Sl, Sv
	<i>Ichthyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802) (I)	Pc
	<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> (Creplin, 1825) (I)	Gc

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Nicolla skrjabini</i> (Iwanitzky, 1928)	Aa, Cc, Cg, Go, Ra, Ps, La, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb, Sg, An, Am, Gc, Sl, Sv
	<i>Orientocreadium siluri</i> (Bychowsky et Dubinina, 1954)	Sg
	<i>Palaeorchis incognitus</i> Szidat, 1943	C, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb
	<i>Paracoenogonimus ovatus</i> Katsurada 1914 (I)	Se
	<i>Petasiger exaeretus</i> Dietz, 1909 (I)	Ru
	<i>Petasiger phalacrocoracis</i> (Yamaguti, 1939) (I)	Cg, Tt, Rh, La, Ru, Se, Bb, Lg
	<i>Phyllodistomum elongatum</i> Nybelin, 1926	C, Ab, Al, Ru, Se, Bb
	<i>Posthodiplostomum centrarchi</i> Hoffman, 1958	Lg
	<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) (I)	Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb, Pf, Gc
	<i>Rhipidocotyle campanula</i> (Dujardin, 1845) (I)	Ru, Bb, Sl, Sv
	<i>Sanguinicola</i> sp.	Al, Ru, Se, Bb
	<i>Sanguinicola armata</i> Plehn, 1905	Se
	<i>Sanguinicola inermis</i> Plehn, 1905	C, Cg
	<i>Sphaerostoma globiporum</i> (Rudolphi, 1802)	Al
	<i>Tetracotyle echinata</i> Diesing, 1858 (I)	Sl
	<i>Tylodelphys clavata</i> (Nordmann, 1832) (I)	Ab, Ru, Se, Bb, Pf, Gc, Sl, Sv
Galand-férgek (Cestoda)	<i>Bothriocephalus claviceps</i> (Goeze, 1782)	Aa, Al
	<i>Caryophyllaeides fennica</i> (Schneider, 1902)	Al
	<i>Caryophyllaeus fimbriceps</i> Annenkova-Chlopina, 1919	C, Bb
	<i>Caryophyllaeus laticeps</i> (Pallas, 1781)	C, Ab, Bb
	<i>Digramma interrupta</i> (Rudolphi, 1810) (I)	Ab

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) (l)	Co, Cc, Tt, Ab, Al, Ru, Se, Bb, Pf, Sé
	<i>Ligula pavlovskii</i> Dubinina, 1959 (l)	Nf
	<i>Neogryporchynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) (l)	Al, An, Am
	<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (l)	Cg, Ab, Pc, Ru, Bb, Sg, El
	<i>Proteocephalus</i> sp.	Nf
	<i>Proteocephalus cernuae</i> (Gmelin, 1790)	El, Gc, Gs, Sl
	<i>Proteocephalus macrocephalus</i> (Creplin, 1825)	Aa
	<i>Proteocephalus osculatus</i> (Goeze, 1782)	Sg
	<i>Proteocephalus percae</i> (Müller, 1780)	El, Pf, Gc, Sl, Sv
	<i>Proteocephalus torulosus</i> (Batsch, 1786)	La, Ab, Pc, Al, Se
	<i>Silurotaenia siluri</i> (Batsch, 1786)	Sg
	<i>Triaenophorus nodulosus</i> (Pallas, 1781)	El, Pf, Sl
Fonál-férgek (Nematoda)	<i>Anguillicoloides crassus</i> (Kuwahara, Niimi et Itagaki, 1974) (l)	Aa, C, La, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Sg, Nf, Lg, Gc, Sl
	<i>Camallanus lacustris</i> (Zoega, 1776)	La, Ru, El, Nf, Pf, Gc, Gs, Sl, Sv
	<i>Camallanus truncatus</i> (Rudolphi, 1814)	La, El, Pf, Gc, Sl, Sv
	<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964 (l)	C, Ab, Al
	<i>Daniconema anguillae</i> Moravec et Køie, 1987	Aa
	<i>Eustrongylides</i> sp. (l)	Nf
	<i>Eustrongylides excisus</i> Jägersköld, 1909	Gc, Sl, Sv
	<i>Lucionema balatonense</i> Moravec, Molnár, Székely, 1998	Sl, Sv
	<i>Molnaria intestinalis</i> (Dogiel et Bychowsky, 1934)	La, Ab, Pc, Se, Nf
	<i>Paraquimperia tenerrima</i> (Linstow, 1878)	Aa
	<i>Philometra cyprinirutili</i> Creplin, 1825 syn. <i>P. ovata</i> in auctores	Ab, Ru

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Philometra kotlani</i> (Molnár, 1969)	La
	<i>Philometra rischta</i> Skrjabin, 1923	Al, Bb
	<i>Philometra sanguinea</i> (Rudolphi, 1819)	Cc
	<i>Philometroides sanguineus</i> (Rudolphi, 1819)	Cg
	<i>Rhabdochona denudata</i> (Dujardin, 1845)	Go, Al, Bb
	<i>Raphidascaris acus</i> (Bloch, 1779)	Tt, Go, La, Ab, Al, Bb, El, Sv
	<i>Schulmanella petruschewskii</i> (Shulman, 1948)	Ab
	<i>Skrjabillanus</i> sp.	Pc, Nf
	<i>Skrjabillanus cyprini</i> Molnár et Moravec, 1997	C
	<i>Skrjabillanus scardinii</i> Molnár, 1966	La, Se
Buzogányfejű férgek (Acanthocephala)	<i>Acanthocephalus anguillae</i> (Mueller, 1780)	Aa, C
	<i>Acanthocephalus lucii</i> (Müller, 1776)	La, Ab, Sg, El, Pf, Gc
	<i>Neoechinorhynchus rutili</i> (Müller, 1780)	Co, La, Ab
	<i>Pomphorhynchus laevis</i> (Mueller, 1776)	Ru
Piócák (Annelida, Hirudinea)	<i>Piscicola fasciata</i> Kollar, 1842	Sg
	<i>Piscicola geometra</i> (Linnaeus, 1761)	C, La, Ab, Pc, Al, Ru, Bb, El, Lg
Rákok (Crustacea)	<i>Achtheres percarum</i> Nordmann, 1832	Sl, Sv
	<i>Argulus foliaceus</i> (Linnaeus, 1758)	C, La, Al, Sl, Sv
	<i>Ergasilus gibbus</i> Nordmann, 1832	Aa,
	<i>Ergasilus sieboldi</i> Nordmann, 1832	C, Cg, Ct, Tt, La, Ab, Pc, Al, Ru, Se, Bb, Sg, El, Pf, Gc, Sl, Sv

	Parasite	Infected fish hosts
	<i>Lernaea cyprinacea</i> Linnaeus, 1758	Cc,
	<i>Tracheliastes maculatus</i> Kollar, 1836	Ab
Kagyló-lárvák (Bivalvia)	<i>Anodonta</i> sp	Tt, Ab, Se, Nf

A gazda halfajok nevének rövidítései a 2. táblázatban

Aa (*Anguilla anguilla*) – Angolna; **Ab** (*Abramis brama*) – Dévérkeszeg; **Al** (*Alburnus alburnus*) Szélhajtó küsz; **Am** (*Ameiurus melas*) – Fekete törpeharcsa; **An** (*Ameiurus nebulosus*) – Törpeharcsa; **Bb** (*Blicca bjoerkna*) – Karikakeszeg; **C** (*Cyprinus carpio*) – Ponty; **Cc** (*Carassius carassius*) – Széles kárász; **Cg** (*Carassius auratus gibelio*) – Ezüstkárász; **Co** (*Cobitis elongatoides*) – Vágó csík; **Ct** (*Ctenopharyngodon idella*) – Amur; **El** (*Esox lucius*) – Csuka; **Gc** (*Gymnocephalus cernuus*) – Vágódurbincs; **Go** (*Gobio obtusirostris*) – Dunai küllő; **Gs** (*Gymnocephalus schratzer*) – Selymes durbincs; **Hm** (*Hypophthalmichthys molitrix*) – Fehér busa; **La** (*Leuciscus aspius*) – Balin; **Lg** (*Lepomis gibbosus*) – Naphal; **Nf** (*Neogobius fluviatilis*) – Folyami géb; **Pc** (*Pelecus cultratus*) – Garda; **Pf** (*Perca fluviatilis*) – Sügér; **Ps** (*Pseudorasbora parva*) – Razbóra; **Ra** (*Romanogobio albipinnatus*) – Halványfoltú küllő; **Rh** (*Rhodeus amarus*) – Szivárványos ökle; **Ru** (*Rutilus rutilus*) – Bodorka; **Se** (*Scardinius erythrophthalmus*) – Vörösszárnyú keszeg; **Sg** (*Silurus glanis*) – Harcsa; **Sl** (*Sander lucioperca*) – Süllő; **Sl** (*Sander lucioperca*) – Süllő; **Sv** (*Sander volgensis*) – Kősüllő;

Targeted studies were not executed on the fish species chub (*Leuciscus cephalus*), bream (*Leuciscus idus*), flounder (*Abramis ballerus*), mullet (*Lota lota*), spotted bream (*Hypophthalmichthys nobilis*) and meadow bream (*Misgurnus fossilis*), and data on them are not published. In general, the parasites of species caught in larger numbers and more frequently appeared to be more diverse than those of less frequent species. Similarly, we recorded relatively few parasite species from common carp, as this species technically does not spawn naturally in Lake Balaton; the results mainly reflect the parasite fauna brought in from pond farms during stocking. In general, the parasites of species caught in larger numbers and more frequently appeared to be more diverse than those of less frequently studied species. Similarly, we recorded relatively few parasite species from common carp, as this species practically does not spawn naturally in Lake Balaton; the results mainly reflect the parasite fauna brought in from pond farms during stocking. The range of parasites found is consistent with the parasite fauna known in similar European aquatic habitats. However, our records also include several species detected in Hungary and for the first time in Lake Balaton. It is worth noting that the larval stages of *Anguillicoloides crassus*, which causes mass mortality in Lake Balaton and infects eel, have been detected in many other fish species.

Az eredmények értékelése

A több évtizedes vizsgálataink során, a Balatonból fogott 30 halfaj parazita faunáját sikerült feltérképeznünk. Nem vizsgáltuk, és nem közlünk adatokat a domolykó (*Leuciscus cephalus*), jász- (*Leuciscus idus*), laposkeszeg (*Abramis ballerus*), menyhal (*Lota lota*), pettyes busa (*Hypophthalmichthys nobilis*), réticsík (*Misgurnus fossilis*) halfajokkal kapcsolatosan. Általánosságban a nagyobb mennyiségben, gyakrabban fogott fajokban a paraziták változatosabbnak mutatkoztak, mint a ritkábban vizsgált gazdafajokban. Hasonlóan viszonylag kevés parazita fajt regisztráltunk pontyból, mivel ennek a fajnak természetes ivadékutánpótlása a Balatonban gyakorlatilag nincs, az eredmények főként a telepítés során a tógazdaságokból hozott parazitafaunát tükrözik. A fellelt élősködők köre összhangban van az Európa hasonló élővízeiben ismert parazitafaunával, azonban feljegyzéseinkben több Magyarországról, és első ízben a Balatonból kimutatott faj is szerepel. Külön figyelmet érdemel, hogy az Balatonban tömeges elhullást okozó, angolnát fertőző *Anguillicoloides crassus* lárvastádiumai számos egyéb halfajból kimutatásra kerültek.

Conclusion

During the decade-long studies, we mapped the parasite fauna of 30 fishes caught in Lake Balaton.

Irodalomjegyzék

- 1/ Alvarez-Pellitero, P., Molnár, K., Sitja-Bobadilla, A., Székely, C. (2002): Comparative ultrastructure of the actinosporean stages of *Myxobolus brahamae* and *M. pseudodispar* (Myxozoa). PARASITOLOGY RESEARCH 88(3):198-207.
- 2/ Békési, L., Hornok, S., Székely, C. (1998): Attempts to analyse *Anguillicola crassus* infection and the humoral host response in eels (*Anguilla anguilla*) of Lake Balaton, Hungary secondary publication: (in Hungarian). MAGYAR ÁLLATORVOSOK LAPJA 120(7): 427-430.
- 3/ 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 VETERINARIA HUNGARICA 45(4): 439-445.
- 4/ Beregi, A., Molnár, K., Békési, L., Székely, C. (1998): Radiodiagnostic method for studying swimbladder inflammation caused by *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea). DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 34(2): 155-160.
- 5/ Beregi, A., Molnár, K., Békési, L., Székely, Cs. (1998):

Paraziták okozta úszóhólyag-elváltozások vizsgálata röntgen- és ultrahang-diagnosztikai módszerekkel balatoni angolnákon és tógazdasági pontyokon. HALÁSZAT 91(4): 158-163.

6/ Borzák, R., Molnár, K., Cech, G., Papp, M., Deák-Paulus, P., Székely, Cs. (2016): Description of two new species of *Myxobolus* Bütschli, 1892, *M. peleci* n. sp. and *M. cultrati* n. sp., detected during an intensive mortality of the sibel, *Pelecus cultratus* (L.) (Cyprinidae), in Lake Balaton, Hungary. SYSTEMATIC PARASITOLOGY 93: 667-677.

7/ Borzák, R., Molnár K., Cech, G., Székely, C. (2018): *Myxobolus* Infection in the Cornea of the roach (*Rutilus rutilus*) in Lake Balaton. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 66: 250-257.

8/ Cech, G., Molnár, K., Székely, Cs. (2017): Molecular biological studies of adult and metacercarial stages of *Petasiger exaeretis* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). ACTA VETERINARIA HUNGARICA 65(2): 198-207.

9/ Cech, G., Sándor, D., Molnár, K., Paulus, P., Papp, M., Preiszner, B., Vitál, Z., Varga, Á., Székely, Cs. (2020): New record of metacercariae of the North American *Posthodiplostomum centrarchi* (Digenea, Diplostomidae) in pumpkinseed (*Lepomis gibbosus*) in Hungary. ACTA VETERINARIA HUNGARICA, 68(1): 20-29. doi: 10.1556/004.2020.00001

10/ Cech, G., Molnár, K., Székely, Cs. (2012): Molecular genetic studies on morphologically indistinguishable *Myxobolus* spp. infecting cyprinid fishes, with the description of three new species, *M. alvarezae* sp. nov., *M. sitjae* sp. nov. and *M. eirasianus* sp. nov. ACTA PARASITOLOGICA 57, 354-366, 2012; ISSN 1230-2821.

11/ Colunga-Ramírez, G., Syafiqah, S. N., Cech G., Molnár K., Székely Cs., Sellyei B. (2024): Morphological and molecular characterisation of two closely related species: *Myxobolus tihanyensis* n. sp. and *Myxobolus sandrae* Reuss, 1906. INTERNATIONAL JOURNAL FOR PARASITOLOGY – PARASITES AND WILDLIFE 5:23:100909

12/ Csaba, Gy., Kovács-Gayer, É., Békési, L., Bucsek, M., Szakolczai, J., Molnár, K. (1984): Studies into the possible protozoan aetiology of swimbladder inflammation in carp fry. JOURNAL OF FISH DISEASES 7: 39-56.

13/ El-Mansy, A., Molnár, K., Székely, C. (1998): Development of *Myxobolus portucalensis* Saraiva & Molnar, 1990 (Myxosporea: Myxobolidae) in the

oligochaete *Tubifex tubifex* (Muller). SYSTEMATIC PARASITOLOGY 41(2): 95-103.

14/ El-Mansy, A., Székely, C., Molnár, K. (1998): Studies on the occurrence of actinosporean stages of myxosporeans in Lake Balaton, Hungary, with the description of triactinomyxon, raabeia and aurantiactinomyxon types. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 46(4): 437-450.

15/ Eszterbauer, E. (2002): Molecular biology can differentiate morphologically indistinguishable myxosporean species: *Myxobolus elegans* and *M. hungaricus* (short communication). ACTA VETERINARIA HUNGARICA 50: 59-60.

16/ Eszterbauer, E. (2004): Genetic relationship among gill-infecting *Myxobolus* species (Myxosporea) of cyprinids: molecular evidence of importance of tissue-specificity. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 58: 35-40.

17/ Eszterbauer, E., Benkő, M., Dán, Á., Molnár, K. (2001): Identification of fish-parasitic *Myxobolus* (Myxosporea) species using a combined PCR-RFLP method. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 44: 35-39.

18/ Eszterbauer, E., Székely, Cs., Molnár, K., Baska, F. (2000a): Development of *Myxobolus bramae* (Myxosporea: Myxobolidae) in an oligochaete alternate host, *Tubifex tubifex*. JOURNAL OF FISH DISEASES 23: 19-25.

19/ Forró B., Eszterbauer, E. (2016): Correlation between host specificity and genetic diversity for the muscle-dwelling fish parasite *Myxobolus pseudodispar*: examples of myxozoan host-shift? FOLIA PARASITOLOGICA 63: 019 doi: 10.14411/fp.2016.019

20/ Geyer, F. (1939a): Über *Ergasilus sieboldi* Nordm. im Balaton (Ungarn). ZOOLOGISCHE ANZEIGER 126:140-148.

21/ Geyer, F. (1939b): Über parasitische Lernaepodiden von Balaton-Fischen (Ungarn). ZOOLOGISCHE ANZEIGER 127:145-159.

22/ Geyer, F. (1939c) Einige beobachtungen über parasitische Copepoden von Balaton-Fischen. FRAGMENTA FAUNISTICA HUNGARICA 2: 24-27.

23/ Goswami, U., Cech, G., Molnár, K., Ghosh, S., Sellyei, B., Czeglédi, I., Székely, Cs. (2022): Morphological and molecular studies on two myxosporean infections of cyprinid fishes: *Thelohanellus pyriformis* from tench and

Thelohanellus cf. fuhrmanni from nase. INTERNATIONAL JOURNAL FOR PARASITOLOGY – PARASITES AND WILDLIFE 18: 119-127.

24/ Goswami, U., Molnár, K., Cech, G., Eiras, J.C., Bandyopadhyay, P.K., Ghosh, S., Czeglédi, I., Székely, Cs. (2021): Evidence of the American *Myxobolus dechtiari* was introduced along with its host *Lepomis gibbosus* in Europe: Molecular and histological data. INTERNATIONAL JOURNAL FOR PARASITOLOGY – PARASITES AND WILDLIFE 15: 51-57. doi: 10.1016/j.ijppaw.2021.04.005

25/ Ivánfi, E. (1927): A pontytetű (*Argulus foliaceus* L.) morfológiája és biológiája. ARCHIVUM BALATONICUM 1. 1926-27(2): 145-163.

26/ Jaczó, I. (1940): Vizsgálatok a balatoni halak myxosporidiáin. MAGYAR BIOLÓGIAI KUTATÓINTÉZET MUNKÁI 12: 277- 290.

27/ Jaczó, I. (1941): Parazitológiai jegyzetek: Balatoni halak néhány élősködőjéről. MAGYAR BIOLÓGIAI KUTATÓINTÉZET MUNKÁI 13: 277-289.

28/ Jaczó, I. (1949): Parazitológiai jegyzetek, III. HIDROBIOLOGIAI KÖZLÖNY. 29: 100-102.

29/ Kelemen, O., Ostoros, Gy., Cech, G., Székely, Cs. (2008): Halparazita nyálkaspórássok oligochaeta alternatív gazdáikban való fejlődésének vizsgálata a Balatonban. 50. JUBILEUMI GEORGIKON NAPOK. Keszthely. 2008. Szeptember. 25-26. Az előadások összefoglalói. pp. 65-65.

30/ Lom, J., Molnár, K., Dykova, I. (1986): *Hoferellus gilsoni* (Debaisieux, 1925) comb. n. (Myxozoa, Myxosporea): Redescription and mode of attachment to the epithelium of the urinary bladder of its host, the European eel. PROTISTOLOGICA 22: 405-413.

31/ Matskási, I. (1967): Helminthological investigations of fish in Lake Balaton. ANNALES INSTITUTI BIOLOGICI (TIHANY) HUNGARICAE ACADEMIAE SCIENTIARUM 34: 153-156.

32/ Matskási, I. (1968): Helminthological investigations of fish in Lake Balaton. ANNALES INSTITUTI BIOLOGICI (TIHANY) HUNGARICAE ACADEMIAE SCIENTIARUM 35: 135-139.

33/ Matskási, I., Mészáros, F., Murai, É. (1971): A balatoni halak helminthológiai vizsgálatának eredményei. ÁLLATTANI KÖZLÖNY 58: 71-77.

34/ Mészáros, F. (1968): Helminthological Investigations from Fish in Lake Balaton II. Nematodes. ANNALES

INSTITUTI BIOLOGICI (TIHANY) HUNGARICAE ACADEMIAE SCIENTIARUM 35: 141-144.

35/ Molnár, K. (1962): Halparaziták a Balatonból és a tógazdaságokból. MTA TIHANYI BIOLÓGIAI KUTATÓ-INTÉZETÉNEK ÉVKÖNYVE 29, 117-127.

36/ Molnár, K. (1963): Mono- és digenetikus mótelyek halakból. ÁLLATTANI KÖZLEMÉNYEK. 50: 103-107.

37/ Molnár, K. (1964): Über die Parasitenfauna der Fische in Ungarn. II. Bekannte und neue *Dactylogyrus*-Arten an einheimischen Fischen. ACTA VETERINARIA ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE 14: 455-467.

38/ Molnár, K. (1966a): Untersuchungen über die jahreszeitlichen Schwankungen in der Parasitenfauna des Kaulbarsches und des Zanders in Balaton mit besonderer Berücksichtigung der Gattung *Proteocephalus*. ANGEWANDTE PARASITOLOG 7: 65-77.

39/ Molnár, K. (1966b): Life-history of *Philometra ovata* (Zeder, 1803) and *Ph. rischta* Skrjabin, 1917. ACTA VETERINARIA ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE 16, 227-242.

40/ Molnár, K. (1968a): Beiträge zur Kenntnis der Fischparasiten in Ungarn. 3. Weitere Monogeneidenarten aus Fischen. ACTA VETERINARIA ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE 18: 295-311.

41/ Molnár, K. (1969): Beiträge zur Kenntniss der Fischparasitenfauna Ungarns IV. Trematoden. PARASITOLOGIA HUNGARICA 2: 119-136.

42/ Molnár, K. (1970c): Beiträge zur Kenntnis der Fischparasitenfauna Ungarns VI. Cestoda, Nematoda, Acanthocephala, Hirudinea. PARASITOLOGIA HUNGARICA 3: 51-76.

43/ Molnár, K. (1979): Protozoan parasites of fish species indigenous in Hungary. PARASITOLOGIA HUNGARICA 12: 5-8.

44/ Molnár, K. (1988): Development of *Myxobolus legeri* in cyprinid fishes. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 27: 181-187.

45/ Molnár, K. (1989): Nodular and epicellular coccidiosis in the intestine of cyprinid fishes. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 7: 1-12.

- 46/** Molnár, K. (1996): Nodular coccidiosis of the pikeperch *Stizostedion lucioperca* and Volga perch *Stizostedion volgensis*. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 27: 35-41.
- 47/** Molnár, K. (1997): *Myxobolus squamaphilus* sp. n. (Myxozoa: Myxosporea), a Common Parasite of the Scales of Bream (*Abramis brama* L.) ACTA PROTOZOOLOGICA 36: 221-226.
- 48/** Molnár, K. (1998): Taxonomic problems, seasonality and histopathology of *Henneguya creplini* (Myxosporea) infection of the pikeperch *Stizostedion lucioperca* in Lake Balaton. FOLIA PARASITOLOGICA 45: 261- 269.
- 49/** Molnár, K. (2000): *Myxobolus intrachondrealis* sp. n. (Myxosporea: Myxobolidae), a parasite of the gill cartilage of the common carp, *Cyprinus carpio*. FOLIA PARASITOLOGICA 47: 167-171.
- 50/** Molnár, K. (2002): Redescription and histopathology of *Myxobolus cyprinicola* Reuss, 1906, an intestinal parasite of the common carp (*Cyprinus carpio* L.). ACTA PROTOZOOLOGICA 41: 279-283.
- 51/** Molnár, K., Baska, F. (1999): Redescription of *Myxobolus hungaricus* Jacsó, 1940 (Myxosporea: Myxobolidae), a parasite of bream (*Abramis brama*). ACTA VETERINARIA HUNGARICA 47: 341-349.
- 52/** Molnár, K., Baska, F., Csaba, G., Glávits, R., Székely, C. (1993): Pathological and histopathological studies of the swimbladder of eels *Anguilla anguilla* infected by *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea). DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 15(1): 41-50.
- 53/** Molnár, K., Békesi, L., Hámosi, Gy. (1968): Untersuchungen über die *Ligula*-Infection der Ungarischen Fischfauna. ANNALES INSTITUTI BIOLOGICI (TIHANY) HUNGARICAE ACADEMIAE SCIENTIARUM 35: 145-154.
- 54/** Molnár, K., Cech, G., Székely, C. (2008a): Infection of the heart of the common bream, *Abramis brama* (L.), with *Myxobolus* s.l. *dogieli* (Myxozoa, Myxobolidae). JOURNAL OF FISH DISEASES 31: 613-620.
- 55/** Molnár, K., Cech, G., Székely, C. (2008b): *Myxobolus* species infecting the cartilaginous rays of the gill filaments in cyprinid fishes. ACTA PARASITOLOGICA 53: 330- 338.
- 56/** Molnár, K., Cech, G., Székely, Cs. (2011): Histological and molecular studies of species of *Myxobolus* Bütschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporea) in the gills of *Abramis*, *Blicca* and *Vimba* spp. (Cyprinidae), with the redescription of *M. macrocapsularis* Reuss, 1906 and *M. bliccae* Donec & Tozzyakova, 1984. SYSTEMATIC PARASITOLOGY 79: 109–121.
- 57/** Molnár, K., Csaba, Gy., Székely, Cs., Baska, F., Láng, M. (1992): *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) által okozott tömeges angolnaelhullás a Balatonban. In: Magyar, Hidrológia Társaság - Bíró, P (szerk.) 100 éves a Balaton-kutatás: XXXIII. HIDRO-BIOLÓGUS NAPOK: Tihany, 1991. Október 16-18. Budapest, Magyarország, Tihany, Magyarország: Magyar Hidrológiai Társaság (MHT), MTA Balatoni Limnológiai Kutatóintézet, Magyar Hidrológiai Társaság Limnológiai Szakosztály (1992) 276 p. pp. 126-129. , 4 p.
- 58/** Molnár, K., Eszterbauer, E., Marton, Sz., Cech, G., Székely, Cs. (2009): *Myxobolus erythrophthalmi* sp. n. and *Myxobolus shaharomae* sp. n. (Myxozoa: Myxobolidae) from the internal organs of rudd, *Scardinius erythrophthalmus* (L.), and bleak, *Alburnus alburnus* (L.). JOURNAL OF FISH DISEASES 32: 219-231.
- 59/** Molnár, K., Eszterbauer, E., Székely, C., Dán, Á., Harrach, B. (2002): Morphological and molecular biological studies on intramuscular *Myxobolus* spp. of cyprinid fish. JOURNAL OF FISH DISEASES 25(11): 643-652.
- 60/** Molnár, K., Gibson, D.I., Cech, G., Papp, M., Deák-Paulus, P., Juhász, L., Tóth, N., Székely, C. (2015): The occurrence of metacercariae of *Petasiger* (Digenea: Echinostomatidae) in an unusual site, within the lateral line scales of cyprinid fishes. FOLIA PARASITOLOGICA 62: Article 2015.017017 <https://doi.org/10.14411/fp.2015.017>
- 61/** Molnár, K., Gibson, D.I., Majoros, G., Székely, C., Sándor, D., Cech, G. (2016): Malformations of the gill filaments of the ruffe *Gymnocephalus cernuus* (L.) (Pisces) caused by echinostomatid metacercariae. JOURNAL OF FISH DISEASES 39(11): 1357-1367.
- 62/** Molnár, K., Marton, Sz., Székely, Cs., Eszterbauer, E. (2010): Differentiation of *Myxobolus* spp. (Myxozoa: Myxobolidae) infecting roach (*Rutilus rutilus*) in Hungary. PARASITOLOGY RESEARCH 107: 1137-1150.
- 63/** Molnár, K., Székely, Cs. (1995a): Parasitological survey of some important fish species of Lake Balaton. PARASITOLOGIA HUNGARICA 28: 63-82.
- 64/** Molnár, K., Székely, Cs. (1995b): A Balaton néhány fontosabb halfajának parazitológiai vizsgálata. HALÁSZAT 88(1): 19-23.

- 65/** Molnár, K., Székely, C. (1997): An unusual location for *Ergasilus sieboldi* Nordmann (Copepoda, Ergasilidae) on the operculum and base of pectoral fins of the pikeperch (*Stizostedion lucioperca* L.). ACTA VETERINARIA HUNGARICA 45(2): 165-175.
- 66/** Molnár, K., Székely, Cs. (1998a): A Balaton és a Kis-Balaton életében szerepet játszó halak parazitafaunájának és kórtani állapotának vizsgálata. In: Salánki, J; Padisák, J (szerk.) A BALATON KUTATÁSÁNAK 1997-ES EREDMÉNYEI, Veszprém, Magyarország Miniszterelnöki Hivatal Balatoni Titkársága, VEAB (1998) 224 p. pp. 146-148. , 3 pp.
- 67/** Molnár, K., Székely, Cs. (1998b): Occurrence of Skrjabillanid nematodes in fishes of Hungary and in the intermediate host, *Argulus foliaceus* L. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 46(4): 451-463.
- 68/** Molnár, K., Székely, Cs. (1999a): *Myxobolus* infection of the gills of common bream (*Abramis brama* L.) in Lake Balaton and in the Kis-Balaton Reservoir, Hungary. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 47: 419-432.
- 69/** Molnár, K., Székely, Cs. (2001): Ivadékhalkak parazitás fertőzöttsége a Balatonban. Az előadások összefoglalói. XXV. HALÁSZATI TUDOMÁNYOS TANÁCSKOZÁS. 2001. Május. 16-17. Szarvas, p.8.
- 70/** Molnár, K., Székely, Cs. (2010): Régi és újabb megfigyelések a *Ligula intestinalis* okozta galadférgesség balatoni előfordulásáról (Ötvenéves visszatekintés). XXXIV. HALÁSZATI TUDOMÁNYOS TANÁCSKOZÁS. 2010. Május. 12-13. Szarvas, Az előadások összefoglalói pp. 62-63.
- 71/** Molnár, K.; Székely, Cs.; Baska, F. (1991): Mass mortality of eel in Lake Balaton due to *Anguillicola crassus* infection. BULLETIN OF THE EUROPEAN ASSOCIATION OF FISH PATHOLOGISTS 11, 211--212.
- 72/** 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*). PARASITOLOGY RESEARCH 118(10): 2811-2817.
- 73/** Molnár, K., Székely, Cs., Guti, F.Cs., Eszterbauer, E. (2014): Two new *Myxobolus* spp. (Myxozoa: Myxobolidae) from white bream, *Blicca bjoerkna* (Linnaeus, 1758) developing in basifilamental location of gills. ACTA PROTOZOOLOGICA 53: 277-285.
- 74/** Molnár, K., Székely, C., Hallett, S., Atkinson, S. (2009): Some remarks on the occurrence, host-specificity and validity of *Myxobolus rotundus* Nemeček, 1911 (Myxozoa: Myxosporea). SYSTEMATIC PARASITOLOGY 72(1): 71-79.
- 75/** Molnár, K., Székely, Cs., Majoros, G. (2003): Métély-cerkáriák okozta bőrgyulladás esete Magyarországon. HALÁSZAT 96(2): 80-84.
- 76/** Molnár, K., Székely, Cs., Perényi, M. (1994): Dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) infection in eels of lake Balaton, Hungary. FOLIA PARASITOLOGICA 41 (3): 193-202.
- 77/** Molnár, K., Varga, Á., Székely, Cs. (2016): Vizsgálatok a balatoni süllő (*Sander lucioperca* (L.)) parazitás fertőzöttségére vonatkozóan a halfaj tenyésztési lehetőségeit mérlegelve. HALÁSZAT 109(2): 24-28.
- 78/** 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 PARASITOLOGICA 45(1): 57-61.
- 79/** Murai, E., Molnár, K. (1975): Studies on Morphology and Occurrence in Hungary of the Species *Caryophyllaeus fimbriceps* Annenkova-Chlopina, 1919 and *Khawia sinensis* Hsu, 1935. PARASITOLOGIA HUNGARICA 8: 63-70.
- 80/** Murai, É., Molnár, K., Gubányi, A. (1997): Occurrence of the adult and plerocercus forms of *Paradilepis scolicina* (Rudolphi, 1819) (Cestoda: Dilepididae) in Lake Balaton, Hungary. Parasit. Hung. 29-30, 33-38.
- 81/** Palstra, A.P., Heppener, D.F.M., van Ginneken, V.J.T., Székely, Cs., van den Thillart, G.E.E.J.M. (2007): Swimming performance of silver eels is severely impaired by the swim-bladder parasite *Anguillicola crassus*. JOURNAL OF EXPERIMENTAL MARINE BIOLOGY AND ECOLOGY 352(1): 244-256.
- 82/** Pellérdy, L., Molnár, K. (1968): Known and Unknown Eimerian Parasites of Fishes in Hungary. FOLIA PARASITOLOGICA (PRAHA) 15: 97-105.
- 83/** Pellérdy, L., Molnár, K. (1971): *Eimeria acerinae* sp.n. in the Ruff (*Acerina cernua*). PARASITOLOGIA HUNGARICA 4: 121- 124.
- 84/** Ponyi, J., Molnár, K. (1969): Studies on the parasite fauna of fish in Hungary V. Parasitic copepods. PARASITOLOGIA HUNGARICA 2: 137-148.

- 85/** Rácz, O. Z., Székely, Cs., Molnár, K. (2004): Intraoligochaete development of *Myxobolus intimus* (Myxosporea: Myxobolidae), a gill myxosporean of the roach (*Rutilus rutilus*). FOLIA PARASITOLOGICA 51: 199-207.
- 86/** Rátz, I. (1897): A halakban élősködő férgek. In: A BALATON TUDOMÁNYOS TANULMÁNYOZÁSÁNAK EREDMÉNYEI II. 8: 141-150.
- 87/** Sándor, D., Molnár, K., Gibson, D. I., Székely, Cs., Majoros, G., Cech G. (2017): An investigation of the host-specificity of metacercariae of species of *Apophallus* (Digenea: Heterophyidae) in freshwater fishes using morphological, experimental and molecular methods. PARASITOLOGY RESEARCH 116(11): 3065-3076.
- 88/** Saraiva, A., Molnár, K. (1990): *Myxobolus portucalensis* n. sp. in the fins of European eel *Anguilla anguilla* (L.) in Portugal. REVISTA IBÉRICA DE PARASITOLOGÍA 50, 31-35.
- 89/** Suhaimi, N. S., Colunga-Ramírez, G., Sellyei, B., Cech, G., Molnár, K., Székely, Cs. (2023): The first detection of *Myxobolus lentisuturalis* Dyková, Fiala et Nie, 2001, a highly pathogenic muscle-infecting parasite of gibel carp (*Carassius auratus gibelio* Berg, 1932) in Hungary. JOURNAL OF FISH DISEASES 46(12):1367-1376. DOI: 10.1111/jfd.13855
- 90/** Székely, Cs. (1994): Paratenic hosts for the parasitic nematode *Anguillicola crassus* in lake Balaton, Hungary. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 18(1): 11-20.
- 91/** Székely, Cs. (1995): Dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea) larval infection in paratenic host fishes of Lake Balaton, Hungary. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 43(4): 401-422.
- 92/** Székely, Cs. (1996): Experimental studies on the infectivity of *Anguillicola crassus* third-stage larvae (Nematoda) from paratenic hosts. FOLIA PARASITOLOGICA 43(4): 305-311.
- 93/** Székely, Cs. (2006): First occurrence of the eel parasite *Paraquimperia tenerrima* in lake Balaton, Hungary. BULLETIN OF THE EUROPEAN ASSOCIATION OF FISH PATHOLOGISTS 26(4): 166-169.
- 94/** Székely, Cs. Borkhanuddin, M. H., Cech, G., Kelemen, O., Molnár, K. (2014): Life cycles of three *Myxobolus* spp. from cyprinid fishes of Lake Balaton, Hungary involve triactinomyxon-type actinospores. PARASITOLOGY RESEARCH 113: 2817-2825.
- 95/** Székely, C., Borzák, R., Molnár K., (2018): Description of *Henneguya jaczoi* sp. n. (Myxosporea, Myxobolidae) from *Perca fluviatilis* (L.) (Pisces, Percidae) with some remarks on the systematics of *Henneguya* spp. of European fishes. ACTA VETERINARIA HUNGARICA 66: 426-443.
- 96/** Székely, Cs., Haenen, O., Molnár, K. (2021): *Anguillicoloides crassus*. In: Ariadna, Sitjà-Bobadilla; James, E. Bron; Geert, Wiegertjes; Carla, Piazzon (szerk.) FISH PARASITES: A HANDBOOK OF PROTOCOLS FOR THEIR ISOLATION, CULTURE AND TRANSMISSION ESSEX (MA), Amerikai Egyesült Államok: 5M Publishing (2021) pp. 286-297.
- 97/** Székely, Cs., Hallett, S., Atkinson, S., Molnár, K. (2009): Complete life cycle of *Myxobolus rotundus* (Myxosporea: Myxobolidae), a gill myxozoan of common bream *Abramis brama*. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 85(2): 147-155.
- 98/** Székely, Cs., Láng, M., Csaba, Gy. (1991): First occurrence of *Anguillicola crassus* in Hungary. BULLETIN OF THE EUROPEAN ASSOCIATION OF FISH PATHOLOGISTS 11: 162-163.
- 99/** Székely, Cs., Láng, M., Molnár, K. (2010): Role of the copepod parasite *Tracheiastes maculatus* Kollar, 1836 (Lernaeopodidae) in the common bream (*Abramis brama*) mortality occurring in Lake Balaton, Hungary. BULLETIN OF THE EUROPEAN ASSOCIATION OF FISH PATHOLOGISTS 30(5): 170-176.
- 100/** 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. PARASITOLOGIA HUNGARICA 29-30: 45-54.
- 101/** Székely Cs, Molnár K, Cech G. (2015): Description of *Myxobolus balatonicus* n. sp. (Myxozoa: Myxobolidae) from the common carp *Cyprinus carpio* L. in Lake Balaton. SYSTEMATIC PARASITOLOGY 91: 71-79.
- 102/** Székely, Cs., Molnár, K., Rácz, O. (2001): Complete developmental cycle of *Myxobolus pseudodispar* (Gorbunova) (Myxosporea: Myxobolidae). JOURNAL OF FISH DISEASES 24(8): 461-468.
- 103/** Székely, Cs., Molnár, K., Müller, T., Szabó, A., Romvári, R., Hancz, C., Bercsényi, M. (2004): Comparative study of X-ray computed tomography and conventional X-ray methods in the diagnosis of swimbladder infection of eel caused by *Anguillicola crassus*. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 58(2-3): 157-164.

- 104/** Székely, Cs., Molnár, K., Rác, O.Z. (2005): Radiodiagnostic method for studying the dynamics of *Anguillicola crassus* (Nematoda: Dracunculoidea) infection and pathological status of the swimbladder in Lake Balaton eels. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 64(1): 53–61.
- 105/** Székely, Cs., Pazooki, J., Molnár, K. (1996): Host reaction in paratenic fish hosts against 3rd stage larvae of *Anguillicola crassus*. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 26(3): 173–180.
- 106/** 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, New York, USA: Springer-Verlag (2009) 477 p. pp. 201–228. , 28 p.
- 107/** Székely, Cs., Rác, O., Molnár, K., Eszterbauer, E. (2002): Development of *Myxobolus macrocapsularis* (Myxosporea: Myxobolidae) in an oligochaete alternate host, *Tubifex tubifex*. DISEASES OF AQUATIC ORGANISMS 48: 117–123.
- 108/** Vettier, A., Székely, Cs., Sebert, 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. ANIMAL BIOLOGY 53(4): 329–338.
- 109/** Vitál, Z., Boross, N., Czeglédi I., Preiszner, B., Erős, T., Molnár, K., Cech, G., Székely, Cs., Sándor, D., Takács, P. (2021): First genetically verified occurrence of *Ligula pavlovskii* outside its native range and characteristics of its infection in *Neogobius fluviatilis*. JOURNAL OF GREAT LAKES RESEARCH 47: 236–241.
- 110/** Zhao, D., Borkhanuddin, M. H., Wang, W., Liu, Y., Cech, G., Zhai, Y., Székely, Cs. (2016): The life cycle of *Thelohanellus kitauei* (Myxozoa: Myxosporea) infecting common carp (*Cyprinus carpio*) involves aurantiactinomyxon in *Branchiura sowerbyi*. PARASITOLOGY RESEARCH 115(11): 4317–4325.