

**Állatorvostudományi Egyetem**  
**Parazitológiai és Állattani Tanszék**

**Szakdolgozat**

**Vízicsigák tenyésztése SPF állományok  
kialakítása és kísérleti fertőzések céljából**

**Pálmai Edina**

Témavezető:

Dr. Majoros Gábor

Tudományos főmunkatárs

2017

## Tartalomjegyzék:

Tartalomjegyzék.....	1
Bevezetés.....	2
Célkitűzés.....	5
Irodalmi áttekintés.....	6
<i>Mesterséges környezetben megvalósított csigatartás</i> .....	7
<i>Víz:</i> .....	8
<i>Hőmérséklet</i> .....	9
<i>Táplálék</i> .....	9
<i>Reprodukciós sajátosságok</i> .....	12
<i>Parazitákkal szembeni fogékonyság</i> .....	13
Anyag és módszer .....	16
<i>Tenyésztett fajok</i> .....	16
<i>A csigagyűjtés módszere</i> .....	17
<i>Tartásmód</i> .....	19
<i>A Radix auricularia csigák tenyésztése</i> .....	20
<i>Lymnaea stagnalis csigák tenyésztése</i> .....	21
Eredmények.....	24
<i>A parazitákkal szembeni fogékonyság tesztelésének eredménye</i> .....	27
<i>A tenyészdobozokban lévő csigák élettartama</i> .....	29
Megbeszélés .....	30
Summary .....	33
Köszönetnyilvánítás .....	34
Irodalomjegyzék.....	35

## Bevezetés

A csigák és kagylók több fajtát azért tenyésztik, mert az emberi étkezés céljára felhasználják őket. Az ilyen jellegű tenyésztésről, beleértve az éti csigának csigakertekben való nevelését is, az emberek általában már hallottak, de kevesebben tudnak róla, hogy tudományos vizsgálatok céljára is nevelnek puhatestűeket a világ különféle laboratóriumaiban. A laboratóriumi csigatenyésztésnek alapvetően az a funkciója, mint az egyéb kísérleti állatok tenyésztésének is, hogy valamilyen biológiai hatást vizsgáljanak általuk. Ugyanúgy, mint például az egerek és a patkányok esetében, a csigák is lehetnek fiziko-kémiai, toxikológiai, mikrobiológiai, vagy parazitológiai kísérletek alanyai, és felhasználásuk tekintetében az állatvédők még elnézőbbek is, mint a gerinces állatok kísérletbe vonásakor, mivel nem antropomorfak, továbbá feltételezik róluk, hogy fájdalomérzetük nincs, vagy legalábbis nem tudatosul bennük.

Egyes parazitológiai vizsgálatokhoz nélkülözhetetlenek a csigák, mivel elég sok olyan élősködő van, amelyik lárvakorában a csigában fejlődik. Ezeknek a parazitáknak az életciklusát laboratóriumi körülmények között mesterséges csigafertőzéssel szokták tanulmányozni, amihez természetesen fertőzésmentes csigák szükségesek. Mivel nem lehetünk biztosan benne, hogy a természetes élőhelyükről gyűjtött csigák mindegyike mentes az élősködőktől, célszerű mesterséges körülmények között szaporított csigaállományokat használni a fertőzési kísérletekhez.

Parazitás fertőzés szempontjából SPF állapotú, laboratóriumban tartott csigapopulációk fenntartása ugyanakkor nem könnyű feladat, és ennek két fő oka van. A csigák szaporodása is, mint a legtöbb alacsonyrendű állaté, a természetben ki van téve a folyton változó környezeti viszonyoknak, és ezért rendkívüli mértékben ingadozó. Bizonyos időszakban tömegesen jelennek meg a csigák az élőhelyeiken, máskor ugyanott csak elvétve találhatunk belőlük egy-egy példányt. Amíg ez a szaporodási stratégia tökéletesen beválik a kedvező és kedvezőtlen időjárási periódusok optimális kihasználásához, a csigákkal kísérletező kutató számára igen kellemetlen. Arra kell törekedni, hogy az év minden szakában legyen szaporodó csigaegyed, és bármilyen korosztály bármikor rendelkezésre álljon a fertőzési kísérletekhez vagy más egyéb célra.

A tenyésztési körülmények standardizálásával elvileg stabilizálni lehetne a csigák szaporodását, de ez csak akkor volna tökéletesen megoldható, ha az ilyen feltételek közé adaptálódott, azaz „házasított” csigákkal rendelkezniénk. Néhány, régóta tenyésztésbe vett,

trópusi akváriumi csiga már megfelel e feltételeknek, de a kísérletre használt csigafajok többsége nem. Ezért a tenyésztésre kiválasztott csigák csak több, valószínűleg sok generáció alatt válnak jól szaporítható, és a mesterséges körülményeket jól tűró állatokká.

A másik ok, amiért a csigatenyésztés nehézségekbe ütközik, az az alapvető tény, hogy mint minden alacsonyrendű (peterakó vagy akár elevenszülő) állatnak, a csigák utódai is igen nagyfokú mortalitást mutatnak, ami természetes velejárója az utódprodukciónak. Szülők által létrehozott, sok esetben számtalan kiscsiga közül csak néhány éri meg az ivarérett kort, de előre nem tudhatjuk, hogy közülük melyek lesznek erre képesek. Ezért mesterséges körülmények között hatalmas mennyiségű utódot kell létrehozni ahhoz, hogy biztonságosan tervezhető kísérleteket lehessen végezni, azonos korú egyedekkel. Az utódok megfelelésének változó ideje és mennyiségük ingadozása miatt tehát a homogén, mindig rendelkezésre álló állományok kialakítása nem könnyű feladat.

Sajnálatos dolog, hogy a laboratóriumi csigatenyésztésről nagyon kevés publikáció születik, mert vagy nem tartják szükségesnek közölni azokat a körülményeket, amelyek között a kísérleti célra nevelt állatokat tartották, vagy nem is kívánják azokat nyilvánosságra hozni. Ez utóbbi törekvést megérthetjük például akkor, ha az akvaristák számára szaporított állatok tenyésztési körülményeiről, vagy például a gyöngykagyló neveléséről akarunk részletesebb információkat szerezni, amelyeket, érthetően a kereskedelmi szempontok miatt nem terjesztenek széles körben. A legtöbb esetben viszont az a magyarázata a laboratóriumi csigatenyésztésről való hézagos ismereteknek, hogy a csigák tenyésztését nem maguk a kísérleteket végző kutatók végzik, hanem olyan személyektől vásárolják vagy kapják azokat, akik éppen a laboratóriumi állatok neveléséből élnek. Emiatt például az édesvízi csigák tenyésztéséről, a legtöbb ezzel foglalkozó leírásban olyan semmitmondó állításokat találunk, mint az, hogy tegyük őket akváriumba és etessük őket salátával vagy haltáppal.

Az emberi vérmételykór kórokozóit, a *Schistosoma* mételyeket kutató laboratóriumok többsége – például Dániában, Kenyában, Afrikában és Brazíliában - fenntart valamilyen köztigazda csigát a paraziták szaporításához, például *Biomphalaria*-fajokat (Majoros: személyes közlés). E lapos, kerek héjú csigáknak léteznek laboratóriumi törzsei is, de csak olyan helyeken engedélyezik a tartásukat, ahol szigorú óvintézkedésekkel tudják megakadályozni, hogy a laboratórium falai közül kiszabaduljanak. Magyarországi viszonylatban nem tudunk arról, hogy mesterséges körülményekhez adaptált, laboratóriumi csigatörzseket tartanának fenn akármely parazitológiai kísérlet elvégzéséhez, ezért az

Állatorvostudományi Egyetem Parazitológiai és Állattani Tanszékén végzett csigafertőzési kísérletekhez akvaristáktól származó vagy természetes élőhelyükről gyűjtött csigákat használtunk fel. Ezeknek a csigáknak az életben tartása, sőt szaporítása gondos munkát igénylő feladat, mert akármely ok miatt összeomolhatnak populációik. A csigák gondozásának munkája jelentős részben rám hárult, s ennek kapcsán ismerkedtem meg azokkal a problémákkal, amelyek a laboratóriumi tenyésztés során felmerülhetnek.

Vízi csigákat próbáltam szaporítani olyan adott feltételek mellett, amelyek bár nem optimálisak, alkalmasak lehetnek parazitáktól mentes, folyamatosan fenntartott állományok létrehozására. Az ilyen állományok kialakítása és stabilizálása évekig tartó folyamat és nyilvánvalóan nem lehetséges megvalósítani egy szakdolgozat készítésének ideje alatt, de mégis érdemes rögzíteni a tapasztalatokat és kutakodni a szakirodalomban, hogy a törekvéseket előbb-utóbb siker koronázza.

## Célkitűzés

A csigák laboratóriumi populációinak létrehozását segítő, saját munkám ismertetése mellett, a szakdolgozatommal átfogó képet szeretnék nyújtani az édesvízi csigák tartásáról, szaporodási adatairól és túlélésükről a mesterséges környezetben.

A csigák tenyésztése állatorvosi szempontból azért lényeges, mert számos parazita lárvakori alakja fejlődik bennük. Idetartozik például a mételyek több gyakori, patogén faja (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum* *Schistosoma mansoni*), és több a tüdőben élősködő féreg (pl. *Protostrongylida*-fajok, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*) (Kassai, 2003).

Ezeknek a férgeknek a fejlődését laboratóriumi körülmények között szokták tanulmányozni. Mivel a természetben gyűjtött csigák nem feltétlenül parazitamentesek, mesterségesen szaporított állományokat célszerű fenntartani az ilyen jellegű fertőzésekhez.

Célunk azt volt, hogy képesek legyünk SPF, azaz jelen esetünkben parazitáktól mentes állományokat előállítani. Ehhez az egyik általunk felhasznált csigafajt mesterséges környezetből vásároltuk, így ezen állatok esetében feltételezhető volt, hogy képesek lesznek fennmaradni a laboratórium által nyújtott feltételek között. A másik két fajt viszont a természetes környezetükből gyűjtöttük, ezzel megváltoztattuk az eddigi optimális életterüket, és egy számukra kedvezőtlen élettérbe helyeztük őket.

Törekedtünk arra, hogy az újonnan behozott példányokat megfelelő módon tudjuk tartani ahhoz, hogy mesterséges körülmények között képesek legyenek szaporodni, azaz kísérletünk végére egy homogén, mindig rendelkezésre álló állományunk legyen, aminek a segítségével tervezhető kísérleteket lehet végezni azonos korú egyedeken.

Az általunk tenyésztett *Planorbella duryi* csigákon végeztünk kísérleti fertőzéseket *Angiostrongylus vasorum* és *Aelurostrongylus abstrusus* első stádiumú lárvákkal, és megfigyeltük bennük a tüdőféreg-lárvák fejlődését. Arra voltunk kíváncsiak, hogy ez a vízi csiga milyen mértékben képes fertőződni ezekkel az egyébként szárazföldi csigákban fejlődő tüdőférgelkkel, és mennyi az az idő, ameddig élő lárva található a csigák talpi izomzatában.

## Irodalmi áttekintés

A vízicsigák mesterséges körülmények közti tartása az akvarisztika megjelenésével kezdődött, amely mára a vízi élőlények akváriumban való tartásával foglalkozó tudományággá fejlődött. Az akvárium szó a latin aqua (víz) és a -rium utótagból (hely vagy építmény) képzett szó. Egy akváriumban a leggyakrabban előforduló állatok a halak, de előfordulhatnak benne más állati lények is, mint például a csigák, rákok, kétéltűek. Az alacsonyrendű állatok hozzájárulnak az akváriumban zajló élet egyensúlyának megtartásához. Elfogyasztják az algákat, megtisztítják a vizet. Az élethez szükséges vízben oldott oxigént az akváriumban főleg a vízínövények szolgáltatják, mert a víz gázegyensúlya csak akkor marad meg, ha benne az állatok mellett növényeket is tartunk (<http://parlouraquariums.org.uk/History/parlourAquaria1865.html>). Az akvarisztika segítségével megismerhetjük a vízi állatok igényeit. A régi korok hosszas kísérletezései árán manapság már megfelelő környezeti feltételeket tudunk biztosítani az akváriumi élőlények életben maradásához a mesterséges környezetben.

A halak fogságban tartása az ókorba nyúlik vissza. Először a suméroknál találunk adatokat az elfogott halak mesterséges tavakban tartásáról, mielőtt elfogyasztották azokat (Whittal, 1999). A kínaiaknál már 2000 éve ismertek voltak az aranyhalak ősei (<http://reefkeeping.com/issues/2004-09/rv/feature/index.php>). Az aranyhaltartásról és tenyésztéséről szóló első kézikönyv - amely egyben a világ első akvarisztikai könyve is - 1596-ból származik (Csang C sien-tő, 1596). Az ókori egyiptomi művészetben is előfordult az egyiptomiak szent hala, az elefánthal vagy *Oxyrhynchus*, melyet templomokban, négyszögű medencékben tartottak. A kezdeti haltartásnak a szúnyoglárva pusztításában fontos szerepe volt, így például a római paloták esővízgyűjtőkben is tartottak halakat, amelyek ezáltal közegészségügyi szerepet is betöltöttek (Dezse, 2006).

Viszonylag nehéz az első akvárium létrehozását egy időponthoz kötni. Az akvarisztika tudományos pályafutása 1837-ben kezdődhetett, amikor H. Ward felfedezte, hogy a víz gázegyensúlya akkor marad meg, ha benne növényeket is tartunk az állatok mellett. A valódi akvarisztika kezdetét 1856-tól számítjuk amikor Rossmässler megjelentette dolgozatát „Der See im Glasse”, Tó az üvegben címmel. P. H. Goss, egy 1853-ban írt munkájában használta először az „akvárium” kifejezést (Dezse, 2006).

Európából is vannak adatok az akvarisztika régmúltjáról, hiszen az irodalom szerint a brandenburgi választófejedelem orvosának (Leonhart Thurneysen zum Thurm) már voltak üvegedényei, amelyekben halakat tartott és figyelt meg. Egyes források szerint Leonardo da Vinci is hasonló módon figyelt meg halakat. A kor tudományának legtekélyesebb összefoglalása a halakról és egyéb vízi élőlényekről 1554-ben jelent meg, Guillaume Rondlet munkájában, amelyben 59 édesvízi és 205 tengeri faj leírása található (Dezse, 2006).

Az akvarisztika az 1851-es nagy-britanniai világkiállítás után kezdett elterjedt hobbivá válni, aminek a síküveg előállításának olcsóbbá válása volt az oka (<http://parlouraquariums.org.uk/History/gardens1854.html>). Az akvaristák széles tábora alapozta meg a vízi állatok zárt téri tenyésztésének kifejedését. Kezdetben minden akvárium a látványosságot szolgálta, és emiatt nagyon sokféle állatot próbáltak ilyen környezetben szaporítani (<http://parlouraquariums.org.uk/History/crystalPalace.html>).

Az akvárium zárt életközössége nem csak egy látványosság, hanem napjainkban alkalmassá vált bizonyos ökológiai jelenségek megfigyelésére is, továbbá lakói kísérleti alanyul szolgálhatnak egyes laboratóriumi vizsgálatokhoz.

Az akváriumban tartott laboratóriumi halak tenyésztéséről és szaporításáról számos könyv jelent meg különböző nyelveken (Newman, 1873). Ezzel ellentétben, az akváriumi puhatestűek tartásának hitelt érdemlő irodalma igen szegényes. A tudományos szakirodalomban meglehetősen kevés adat áll rendelkezésünkre, ami az édesvízi csigák laboratóriumban, illetve mesterséges környezetben való elhelyezésével foglalkozik.

Ugyanakkor a puhatestűek kedvelt alanyai a laboratóriumi kísérleteknek, és a kísérleti állattartás rájuk vonatkozó szabályai a gerincesekhez képest kevésbé szigorúak.

Az első lépés egy tenyészet létrehozása, amelyhez a csigákat be kell gyűjteni. Sokféle gyűjtési technika létezik. A leggyakrabban használt módszer a hálózás, amelynek során 1 mm-es lyukátmérőjű hálóval gyűjtik a csigákat az élőhelyről. Ez az egyik legkevésbé hatékony módszer. Nagyobb sikert lehet elérni, ha a mintát például a tófenék üledékével együtt gyűjtjük. Ebben az esetben a minta tartalmaz növényi törmeléket, csigát és iszapot is (Thorp és Covich, 2001).

### ***Mesterséges környezetben megvalósított csigatartás***



Malek és Cheng 1974-ben egy általános, átfogó képet adtak az édesvízi csigák laboratóriumi tenyésztéséről. Véleményük szerint a tenyésztésben legkönnyebben használható akváriumtípus az üveg, ami a kereskedelemben könnyen beszerezhető. A tároló doboz méreteit nagyban meghatározza a betelepítendő csigák száma, illetve a tartásuk célja.

A betelepítés előtt homok, kavics és iszap keverékét helyezük el az edény alján körülbelül 3,81 cm vastagon, de e talaj nélkül is problémamentesen nevelhetők a csigák. Az akváriumot ezután klórmentes vízzel töltjük fel, majd lappal fedjük le és pár napig hagyjuk állni. Ekkor helyezhetünk bele legyökerező akváriumi növényzetet és úszó növényeket, amelyek segítik az oxigén megkötését és a széndioxid eltávolítását a vízből, ezen felül olyan szilárd felszín biztosítanak, amin a csigák mászkálhatnak és elhelyezhetik a petéiket. Ha azonban a vizet legalább minden második héten kicseréljük, vagy levegőztető berendezést alkalmazunk a növények nem szükségesek. Bizonyos mennyiségű ultraibolya fény használata pozitívan hat az algák szaporodására, mivel visszaverődik az akvárium faláról. Ha a táptalaj, növényzet, levegőztetés és fény biztosított, pár hét után egy egyensúlyi helyzet jön létre az akváriumban, és ekkor a csigák abba behelyezhetők.

Sok másféle edényzet is szolgálhat akváriumként, ilyenek például a zománcozott edények, amelyek közül az 5,08 cm és 12,7 cm mélység közöttiek az ideálisak. Ezen kívül különféle műanyag tálcákból is megfelelő akváriumot lehet készíteni. A zománcedényeken kívül üvegedények, és még akár széles szájú bögrék is alkalmasak lehetnek a csigák tartására, beleértve légköri levegővel lélegző *Biomphalaria*- és *Bulinus*-fajokat. Nem alkalmas tenyésztésre a fémből készült edény, mert belőle nehézfém ionok oldódhatnak a vízbe, ami letális hatású a legtöbb csigára nézve.

A tenyésztés szempontjából nagyon fontos a populációsűrűség. Kutatások alapján, kb. 1 liter víz szükséges 1 átlagos méretű csiga számára (Thorp és Covich, 2001). Egyes csigák ki tudnak mászni az akváriumból, mások nem, de ez a hajlamuk a populáció sűrűségétől is függ. Az akváriumok letakarásával azonban vigyázni kell, mert az oxigén bejutása és a széndioxid eltávolítása fontos a csigák esetében is, attól függetlenül, hogy kopoltyúsok-e vagy tüdősek.

#### **Víz:**

A csapból származó vizet felhasználás előtt mentesíteni kell a benne levő klórtól. A víztisztító szűrők megjelenése előtt az alábbi módszereket alkalmazták: a vizet 1-2 hetet

állni hagyták egy nagy fedetlen tárolóban, amelynek során a klór elpárolgott, vagy közvetlenül átszűrtek egy oszlopnyi homokon vagy aktív szénen keresztül. Azokon a területeken, ahol a szervesanyagok mennyisége alacsony, az úgynevezett Nolan-Carriker sókeverék adagolása volt szükséges (Malek és Cheng, 1974). A szakirodalmi adatok szerint a klór eltávolításához további lehetőség a víz 15 perces forralása is, de ekkor a kalcium sók is kicsapódnak a vízből, és az oxigén is eltávozik belőle.

### ***Hőmérséklet***

A laboratóriumi körülmények között tartott csigákat olyan hőmérsékleten kell tartani, ami megegyezik a természetes élőhelyük klimatikus viszonyaival. Így a *Biomphalaria*-fajok legmegfelelőbbben 25-27°C-on tarthatóak. Az egyedek alacsonyabb hőmérsékleten is életképesek, de általában a szaporodásuk leáll. A trópusi és szubtrópusi fajoknak 29-32°C közötti hőmérsékletre van szüksége, az ennél alacsonyabb általában korai elhulláshoz vezet (Malek és Cheng, 1974).

Gyorsan szaporodó csigáknak, mint például a *Physa*-fajok, jobb az alacsony hőmérséklet, hogy csökkentjük vagy gátoljuk a pete termelődését, valamint a peték folyamatos eltávolítása szükséges, hogy megakadályozzuk a populáció túlszaporodását (Thorp és Covich, 2001).

### ***Táplálék***

Dilion (2000) sokrétűen vizsgálta a vízi csigák táplálkozását, viselkedését és szaporodását, melynek során kiemelt figyelmet fordított a táplálkozási mechanizmus általános megfigyelésére. A kísérleteiben 13 édesvízi csigafajt figyelt meg, melyek során azt találta, hogy a 8 kopoltyús faj egyedei lassabban nőttek, mint a tüdőcsigák. A táplálék alapanyagai szempontjából széleskörű preferenciát állapított meg. A legkedveltebb táplálékforrások a következők voltak: lebegő részecskék, különböző baktérium-fajok, algák, kovamoszat, elhalt anyagok szerves és szervesetlen törmeléke, valamint az elhullott társaikat is szívesen elfogyasztották.

A különféle édesvízi csigafajok eltérő táplálékforrásokat preferáltak. A *Bulinus globosus* készségesen elfogyasztotta a *Chlorella* nembe tartozó zöld algát, szemben a *B. tropicus*-szal, amely nem tekintette ezt tápláléknak (Van Aardt és Wolmaran, 1981).

Madsen (1992) az Afrikában levő édesvízi csigák táplálkozását vizsgálta. Ennek során 5, tavakban és öntözőcsatornáknban élő tüdőscsiga fajt figyelt meg Szudán területén. A csigák gyomortartalma főként törmelékrészeket tartalmazott, valamint nyomokban epifita algát és bomló makrofiták szöveteit. Bár a csigafajok eltérő helyről származtak, mégis hasonló táplálékforrásokat részesítettek előnyben. A kék és a zöld algákat (Cyanophyta és Chlorophyta) kerülték, viszont az élőhelyen elérhető többi algafajból fogyasztottak.

O’Keeffe (1985) a *B. globosus* csigafajt vizsgálta Kenyában, és arra a megállapításra jutott, hogy a gyenge minőségű táplálék megjelenése korlátozta a populáció létszámát.

Azt is megfigyelték, hogy a laboratóriumokban használt csigafajok előbb-utóbb adaptálódtak ahhoz a mesterséges táplálékhoz, amivel rendszeresen etették őket (Joubert et al., 1989).

Malek és Cheng (1974) a csigákat elsősorban az akvárium falán felhalmozódó algával, és egyéb növényi részekkel táplálta. Nagy egyedszámú csigapopuláció esetében szükségesnek találták a kiegészítő diéta használatát. Ehhez száraz faleveleket (juhar vagy mangó) ajánlottak, amelyeket etetés előtt két hétig áztattak, hogy mentesítsék azokat a csersavtól.

Vizsgálatuk során a csigák szívesen fogyasztották a friss, ropogós fejes vagy vízben felforralt salátát, ami állításuk szerint akkoriban a laboratóriumokban egy széles körben használt táplálékforrás volt. A fiatal egyedek számára jobbnak találták a szárított vagy porított saláta használatát, mivel azt a csigák könnyebben fel tudják venni. Nagy egyedszámú csoport vagy a nagyobb szaporulat elérése érdekében a salátánál jobb táplálék szükséges. Ennek az összetételét a következőképpen határozták meg: 10 g „Cerophyl” (dehidratált gabona levelek), 25 g porított teljes tej, 5 g porított gabona csíra, 5 g nátrium-alginát. A kereskedelemben forgalmazott Cerophyl helyett a diéta tartalmazhat porlasztott, száraz leveleket. Ezeket az összetevőket egy turmixgépben 500 ml vízzel 50 °C-on homogenizálták, majd ezt a viszkózus folyadékot behelyezték egy 2 literes szűrő lombikba, és sűrített levegővel hideg 2%-os CaCl<sub>2</sub> oldatban átszűrték egy zománcedénybe. A táplálékot ezután folyó csapvíz alatt átmosták, és így le lehetett fagyasztani és tárolni a szükséges ideig.

Brown (1980) laboratóriumi körülmények között tenyésztett csigákat, és különféle, természetes élőhelyekről származó növényekkel etette azokat, majd összehasonlította a növekedésüket, szaporodásukat és a túlélésüket. Ebben a vizsgálatban több csoportban figyelte meg az állatokat, majd a kísérletben résztvevő csigák teljesítményét összevetette a

természetes élőhelyen lévő csigapopuláció egyedeivel, melynek során azt találta, hogy a természetes populáció tagjai olyan növekedési erélyűek voltak, mint a legkevésbé sikeres, tenyésztett csoport. A növekedési ráta és a szaporodás szignifikánsan magasabb volt azokban a csoportokban, amelyek a jó minőségű táplálékokat kapták (például vízililiom levelét).

Csak a szükséges mennyiségben szabad biztosítani a táplálékot, különben a csigák számára berakott eledel megrothad és ezzel a víz minősége romlik (Thorp és Covich, 2001).

Mecham és Holliman (1972) *Biomphalaria glabrata* csigákon végeztek etetési kísérletet standard körülmények között, amely során 2 csoportban dolgoztak az egyedekkel.

Mindkét csoportot 64, egyenként 4-6 mm-es méretű állat alkotta, amelyeket egyedenként 4 *Scistosoma mansoni* miracidiummal fertőztek. Az egyik csoportot 15 g nedves tömegű, főzött salátával etették, heti két alkalommal, 3 hétig a fertőzést követően, ezután 30 g az előbbi minőségű salátával folytatták az etetést hetente kétszer. A másik csoport 2,5 g patkánytápot, (Purina Rat Chow) kapott hetente kétszer a fertőzést követően 3 hétig, majd 5 g-ot hetente kétszer. Ez a táplálék patkányok, egerek és hörcsögök etetésére lett kifejlesztve azzal a céllal, hogy segítse az állatok növekedését, és javítsa a szaporodási mutatóikat. [Ez a patkánytáp egy magas energiatartalmú és könnyen emészthető eledel, melynek fehérjetartalma minimum 18%, míg a saláta esetében ez a szám mindössze 1,35% ([https://mennyikaloria.hu/kaloria-adatbazis/etelek-italok/2837\\_Fejes\\_salata/](https://mennyikaloria.hu/kaloria-adatbazis/etelek-italok/2837_Fejes_salata/)). Ezen kívül a táp számos vitamint és kalciumot is tartalmaz (<http://multipurina.ca/en/rodents/products/>)] A patkánytápos kísérlet fő célja az volt, hogy megvizsgálják a kétféle etetési módot, és összehasonlítsák a csigák szaporodási adatait egyik, illetve másik táplálék fogyasztása esetén. A Rat Chow pelletet egészben etették, nem porították, és nem kombinálták kutyaeledellel, mint más szerzők a korábbi kísérleteik során (Rowan, 1958). A csigákat 37.8 literes (20 gallonos) akváriumban tartották 23°C-on.

A fertőzést követően 7 héttel azt figyelték meg, hogy a salátán tartott csoport egyedeinek átlagos átmérője 11 mm volt, a Rat Chow-val etetetteké pedig 20 mm lett. Az eredeti 64 egyedből 61 maradt életben a kísérlet végéig a salátával táplált csigák közül, amelyekből 46 volt fertőzött, míg a másik csoport egyedei közül 59 maradt életben, melyek közül 40 egyedben mutatták ki a fertőzést. Lényeges különbség mutatkozott a 4 mm-nél nagyobb utódok számában a kezelési csoportokban. A salátával etetett csoportban nem volt 4 mm-

nél nagyobb utód a kísérlet végén, míg a Rat Chow-val tápláltak között 413 darab 4 mm-es vagy ennél nagyobb ivadékot számoltak.

Kísérletükben azt állapították meg, hogy a jó csigatartáshoz, és a nagyszámú utód biztosításához a Purina Rat Chow megfelelő táplálékforrás, adagolása körülbelül 3 g/hét/50 csiga. Az adagolást szigorúan kell venni, mert a vízben lévő túl sok táp a víz megrothadáshoz vezet.

Dalesman és mtsai (2011) a kalcium hatását vizsgálták a *Lymnaea stagnalis* csigafajon. Ezt a fajt mészkedvelőnek tartják, mert bizonyíthatóan csökken a növekedése és a túlélése, ha a környezet kalcium szintje 20 mg/L alá csökken. Megfigyelések szerint, a kevés Ca-t tartalmazó környezetben a csigák kisebb egyedszámmal fordultak elő, és hiányoztak a nagyméretű adultok. Ezen felül azt találták, hogy a Ca-deficitcsigák háza vékonyabb volt, törékennyé vált, és kevésbé voltak rezisztensek a sérülésekkel szemben. A csiga szervezetébe a kalcium a vízből 20 mg/L környezeti koncentráció felett passzívan kerül be. Ha a vízben lévő Ca 20 mg/l alatti, tehát kisebb, mint az egyed belső Ca-koncentrációja, akkor a csiga a fémion aktív felvételére szorul, tehát csak plusz energia-befektetéssel tudja biztosítani a megfelelő kalciummennyiséget. A *L. stagnalis* csigafajt különböző Ca-tartalmú környezetben vizsgálták. Megfigyelték a légzésszámot, mozgásintenzitást, és azt, hogy milyen gyorsan reagált az eltérő Ca-tartalomra. A vizsgálat alkalmával felnőtt csigákat használtak fel, melyek házának átmérője  $25 \pm 1$  mm volt. Az egyedeket akváriumi körülmények között tartották klórmentes csapvízben, ami  $60 \pm 5$  mg/L kalciumot tartalmazott. A csigákat 1 héttel a kísérlet előtt áthelyezték egy mesterséges közegbe, amelyben előzőleg beállították a Ca-szintet. Az egyedeket szobahőmérsékleten tartották ( $20 \pm 1^\circ\text{C}$ ), melynek során az egyedsűrűséget 1 csiga/liter vízre állították be, és ad libitum fejes salátával voltak etetve. Ez az eledel önmagában is tartalmaz valamennyi kalciumot, de ez elég alacsony (0,36 mg per gramm saláta), így a kalcium nagy részét a csigáknak a vízből kellett felvenniük.

A csigákat hirtelen alacsony Ca-ot tartalmazó környezetbe helyezve kb. 1 hét alatt a légzésszámuk megnőtt és a mozgásuk lecsökkent a 80 mg/l kalciumot tartalmazó környezetben levő csigákhoz képest. Ez bizonyítja, hogy a vízben oldott kalciumnak milyen nagy befolyása van a csigák élettani folyamataira.

### ***Reprodukción sajátosságok***

Az ivarérett tüdős csigák általában hermafroditák, és képesek az önmegtermékenyítésre is, habár ilyenkor mind a szülőnek, mind az utódnak a túlélőképessége csökken. Hosszú távú spermatárolás, többszörös megtermékenyítés, egyirányú spermaátadás illetve reciprok párosodás és termékenyítés is megfigyelhető náluk (Dillon, 2000). Ezért akár egyetlen, egyedül nevelt példány is képes populációt létrehozni, ami gyakorlatilag klón jellegű, homogén állománynak tekinthető. E tulajdonságukat a tenyészetek kialakításánál is figyelembe veszik.

### ***Parazitákkal szembeni fogékonyság***

Az emlősök tüdőférgének számos faja elsősorban szárazföldi csigában él, de mivel azokat nehezebb mesterséges környezetben szaporítani, mint a vízi csigákat, kísérletek történtek a tüdőférgék vízi csigákban való fenntartására. Ehhez azonban tisztázni kellett a fertőzés módját. Napoli és mtsai (2016) macska tüdőférgel (*Aelurostrongylus abstrusus*) fertőztek *Helix aspersa* szárazföldi csigákat. A világszerte előforduló parazita az emlős gazda tüdejében él. Az adult férgek a macska tüdejének a parenchymájában élnek, ahol az ivarérett nőtények lerakják a petéiket, amelyekből első stádiumú lárvák kelnek ki, majd felmennek a légző apparátuson a garatig, és a macska lenyeli őket, majd végül a bélsárral távoznak. A környezetben az első stádiumú lárvák 60 napig is életképesek lehetnek a fertőzött talajon. Ritkábban az édesvízi csigák vagy meztelen csigák szolgálnak köztigazdaként a számukra. A csigában a lárva második majd harmadik stádiumúvá vedlik.

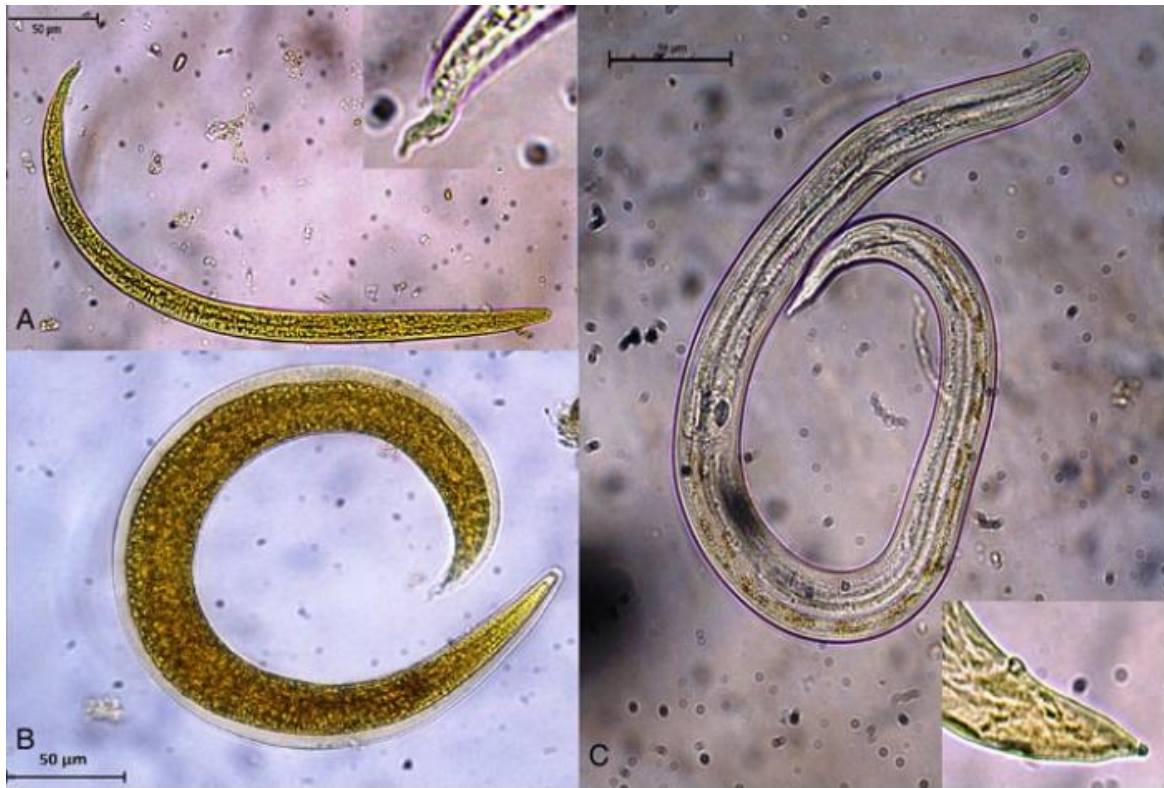
Fertőzési kísérletek alapján úgy vélik, hogy a macska tüdőférgének (*Aelurostrongylus abstrusus* és *Troglostrongylus brevior*) egy szárazföldi csiga, a *Helix aspersa* az egyik köztigazdaja, noha nem feltétlenül meghatározó a járványtani szerepe, mivel túl nagy ahhoz, hogy a macska elfogyassza. A tanulmány célja az volt, hogy összehasonlítsák a leggyakrabban használt módszereket, amiket a *Helix aspersa* első stádiumú lárzával (L1) való fertőzésére használnak. Úgy vélték, hogy ha azokat a csigák talpába injekciózzák, akkor csökkenhet a fertőzési idő, és így maximalizálhatják a harmadik stádiumú lárvák kialakulásának sikerét.

Csoportonként (A, B illetve C csoport) 15 példány *H. aspersa* csigát fertőztek első stádiumú lárzával (250 lárva csigánként), a negyedik, kontroll csoportot (D) nem fertőzték semmivel. A csigákat egyenként 48 órára L1-et tartalmazó műanyag felületre helyezték (A csoport), vagy krumpli szeletre, amit előtte megöntöztek L1-et tartalmazó szuszpenzióval (B csoport), illetve injekcióval beoltották őket az állatba a talp hátsó részének ventrális

felületén (C-csoport). Ezt követően 18 nappal az összes csigát megvizsgálták, és a talpuk szöveteit mesterséges emésztésnek vetették alá, hogy visszanyerjék abból a harmadik stádiumú lárvákat. A lárvák elhullási százalékában nem találtak különbséget a csoportokat illetően, de a visszanyert L3 jelentősen magasabb volt a C csoportban ( $71,5 \pm 52,9$ ) összehasonlítva a B csoporttal ( $38,2 \pm 44,9$ ,  $p=0,0161$ ) vagy az A-val ( $19 \pm 23,3$ ,  $p<0,0001$ ). A lárvák fejlődési sikere tehát nagyon függ a testbe való bejutás sikerétől, ezért a vízben lévő csigák fertőzése nyilván nehezebb, mint a szárazföldi fajok fertőzése, ami a csigabőrrel való közvetlen kontaktus miatt mesterséges viszonyok között is jól megoldható.

Zottler és Schnyder (2016) vízi *Biomphalaria glabrata* csigákat fertőztek *Aelurostrongylus abstrusus* tüdőféreggel, melynek során első stádiumú lárvákat használtak fel 306 csiga fertőzéséhez. A csigák fiatal, 0,8-1,5 cm közötti átmérővel rendelkező egyedek voltak. A fertőzéshez egy kóbor nőtény macska bélsarát használták, amely a kísérletet megelőzően 2-3 hónappal természetes úton fertőződött a tüdőféreg lárváival. Az állat magas fokú dyspnoe-val érkezett a Zürich-i Egyetem állatkórházába. Első stádiumú tüdőféreg lárvát izoláltak a bélsarából, és ezt követően PCR-rel azonosították, hogy el tudják különíteni a hozzá hasonló *Troglostrongylus brevior*-tól. A kísérletben felhasznált csigákat a Zürich-i Egyetem Parazitológiai Tanszékén tenyésztették, tehát nem volt kapcsolatuk ezt megelőzően más parazitákkal. A fertőzés véghezvitele előtt az egyedeket 24 órán keresztül éhezettették, hogy növeljék a lárvák felvételének arányát. Ezt követően egyesével elhelyezték a csigákat egy polisztirol sejt kultúra lemezen 2-3 ml vízzel együtt úgy, hogy mindegyik edényke 300 példány első stádiumú lárvát tartalmazott. Egy nap elteltével sztereomikroszkóppal megvizsgálták a csigákba be nem került, vízben maradt lárvákat, és két nagy akváriumban helyezték el a csigákat. Standardizált körülmények között tartották az egyedeket, állandó 24-26°C-os hőmérsékleten, és salátát kaptak táplálékkul. Minden héten öt csigát kiválasztottak, és leöltek, majd mesterséges emésztéssel elfolyósították a szöveteiket. A szolubilizált szövetet tartalmazó csöveket lecentrifugálták 500 g gyorsulással 3 percig, majd minden pelletet újrászuszpendáltak csapvízzel, és megint lecentrifugálták, végül az üledéket vizsgálták meg sztereomikroszkóp alatt. A fertőzést követően 24 órával történő vizsgálat során csigánként átlagosan 10,1 első stádiumú larva maradt szabadon, azaz a penetráció sikere 96,6 % volt. Megfigyelték különböző időpontokban, hogy milyen arányban vannak jelen bennük első, második, illetve harmadik stádiumú lárvák. Ehhez az alábbi morfológiai bélyegeket használták: az első stádiumú

lárvának csipkézett S-alakú farka van dorzális görbülettel, a második stádiumú lárvának karakterisztikus külső burka van, a harmadik stádiumú lárvának pedig kerek gomb van a farka végén.



**1. ábra:** Első (A), második (B) és harmadik (C) stádiumú *Aelurostrongylus* lárvák (Zottler és Schnyder (2016)) után

Első stádiumú lárvákat a fertőzést követően 6 hétig tudtak kimutatni. Az első héten nagyszámú károsodott L1-et találtak a csigákban. A második stádiumú lárvák a második héten jelentek meg, míg a harmadik stádiumú lárvákat először a negyedik héten lehetett látni. 8 héttel a fertőzés után az összes lárva elérte a harmadik stádiumot. A fertőzést követően a 26. héten elvégzett vizsgálat során is találtak még harmadik stádiumú lárvákat, viszont a 28. héten megvizsgálták az utolsó öt csigát, és azok mind fertőzés-mentesnek bizonyultak.



## Anyag és módszer

### *Tenyésztett fajok*

Mivel ismereteink szerint Magyarországon mesterséges környezethez adaptált laboratóriumi csigatenyészetet nem tartanak fenn, ezért az akvaristáktól beszerezhető, illetve a Magyarországi természetes környezetben fellelhető csigafajok közül választottunk. A kísérlet tervezésének egyik fő kívánalma volt, hogy a kiválasztott fajok az *Angyostrongylius* és az *Aelurostrongylus* tüdőférgnek lehetséges köztigazdái legyenek. Igyekeztünk olyan fajokat kiválasztani, amelyeket már mások is sikerrel alkalmaztak paraziták fenntartására, így a tartásukról már rendelkezésünkre állt néhány adat.

Ennek megfelelően választásunk az alábbi édesvízi csiga fajokra esett:

*Planorbella duryi* (amerikai tányércsiga)

*Lymnaea stagnalis* (nagy mocsári csiga)

*Radix auricularia* (fülcsgiga)

Mindegyik faj a csigák (*Gastropoda*) osztályán belül a tüdőcsigák (*Pulmonata*) rendjébe tartozik (Chinery, 2000). Az első faj hazája Észak-Amerika, a második elterjedése holarktikus, a harmadik Európában és Ázsiában él.

A nagy mocsári csiga (*L. stagnalis*) állóvizek, elmocsarasodott területek lakója. A színtelen vérű mocsári csigák (*Lymnaeidae*) családjában foglal helyet, algákkal, valamint rothadó növényi maradványokkal táplálkozik (<http://www.tiszaalpar.hu/index.php/csigak-kagylok-rovarok/>). Álló vizek lakója.

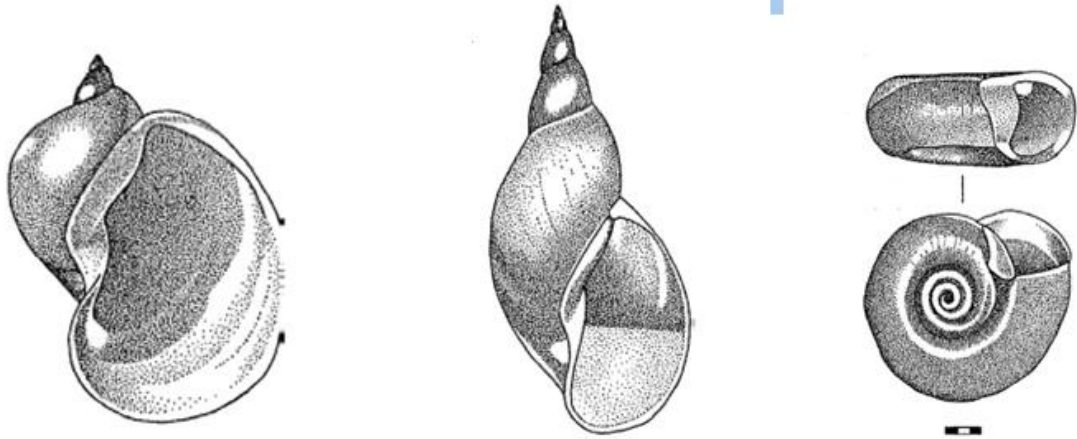
A *Planorbidae* család tagjai világszerte elterjedt fajok, Magyarországon is számos nemük fordul elő. Jellegzetességük a hemoglobint is tartalmazó haemolympha. Ez biztosítja az állatok túlélését aszály idején a szabad oxigényökök megkötésével. Az amerikai eredetű *Planorbella duryi* is a lassan mozgó vizeket, tavakat, mocsarakat kedveli.

A *R. auricularia* egyedei növényekkel benőtt nagyobb álló- és lassan folyó vizekben találhatóak. Ezeknek a csigáknak sárgás-fehéres vagy szaruszínű héjuk van. Vékony héjú házuk van, melynek utolsó kanyarulata az idősebb egyedeknél kitágult ([http://horgasz-elovilag.szis.hu/vizicsigak\\_kagylok.html](http://horgasz-elovilag.szis.hu/vizicsigak_kagylok.html)). A *Lymnaeidae* család tagja.

*Radix auricularis*

*Lymnaea stagnalis*

*Planorbella duryi*



2. **ábra:** Az általunk tenyésztett vízi csigák üres házai (Thorp és Covich, után)

### *A csigagyűjtés módszere*

A *P. duryi* csigafaj egyedeit egy Budapesten levő díszhal kereskedőtől vásároltuk. A csigák albínó példányai voltak számunkra megfelelőek, mivel piros testük csak vért, de pigmentet nem tartalmazott, így könnyebben vizsgálhatóak voltak. Az általunk tenyésztett, mutáns albínó példányok öt egyedtől származtak.



3. **ábra:** Az általunk tenyésztett albínó *Planorbella duryi*

A *L. stagnalis*, és a *R. auricularia* csigák példányai a Duna menti ártéri erdők egyikéből, Gemencről származtak. Ezen a helyen az egyedek a természetes vizekben helyenként nagy számban fordultak elő, így a gyűjtésük nem okozott nehézséget.

#### *A csigák tartására szolgáló edényzet*

A *P. duryi* csigák egyedeit nagyméretű üvegből készült akváriumban helyeztük el. Mivel ezeket a csigákat használtuk legtöbbször a különféle féreglárvákkal való fertőzések során, így egy állandó, nagy létszámú populációt kellett fenntartanunk.



4. **ábra:** *P. duryi* csigák a nagyméretű üvegakváriumban (guppikkal együtt)

Az akváriumi, SPF populációból kivett, és tüdőféreg- lárvaival fertőzött csigákat fedő nélküli, 18×25×5 cm méretű műanyag dobozokban helyeztük el. Ezekben az edényekben a víz magasságát állandóan 3-4 cm között tartottuk. A tároló dobozokban hetente egy, maximum két alkalommal cseréltük a vizet. Ha a szennyezettség mértéke elhanyagolható volt, akkor csak feltöltöttük a megfelelő vízszintre. Alacsony egyedsűrűség esetén elegendő volt a kéthetente történő takarítás is. Ez a 2-3 egyedet tartalmazó edényekre volt érvényes.



5. **ábra:** Csigák tartására szolgáló, fedő nélküli doboz

A *L. stagnalis* csigák tartására először egy nagyjából 3 literes műanyag edényt használtunk, majd a később beérkezett csigákat a fent említett műanyag dobozokban helyeztük el.

A *R. auricularia* példányait kezdetben műanyag dobozban tartottuk, majd az újonnan hozott példányokat nagyméretű akváriumba raktuk.

### ***Tartásmód***

A vízicsigák tartása szobahőmérsékleten történt, ami körülbelül 20-25 °C-nak felelt meg, de ezt befolyásolta az aktuális évszak. A kísérleteket a Parazitológiai és Állattani Tanszék csigák tartására elkülönített termében hajtottuk végre. A tartó dobozokat az itt található polcokon helyeztük el. A *Planorbella*-fajoknak, szubtrópusi csigák lévén magasabb a hőmérsékletigényük, így az ő esetükben a téli, hideg hónapok idejére akváriumi fűtőszálat is alkalmaztunk.

A megvilágítást két módon biztosítottuk, részben a természetes fényvel, másrészt pedig a csigák felett elhelyezett neonsövek segítségével.

A csigák akváriumainak feltöltéséhez közönséges csapvizet használtunk. A kórokozó mikroorganizmusok szaporodásának gátlására használt klór károsan hat a vízben élő egyéb élőlényekre is, ezért az akvarisztikában több módszer is elterjedt a kivonására. Mi ezt úgy valósítottuk meg, hogy állni hagytuk a vizet, így a klór elpárolgott belőle. Ennek érdekében egy 100 literes hordót feltöltöttünk csapvízzel, majd néhány napig pihentettük azt, és csak ezt követően használtuk fel a csigák tárolóedényének a feltöltésére, majd a hordót újratöltöttük friss csapvízzel.

A csigák edényzetének a tisztítása során egy műanyagból készült apró lyukátmérővel rendelkező szűrőt alkalmaztunk, azon átöntöttük a csigáknál levő vizet úgy, hogy a csigák a szűrőn maradtak, majd ennek tartalmát nagy mennyiségű csapvízzel átmostuk. Ezt követően fejjel lefelé fordítottuk a szűrőt a csigák tárolására szolgáló edényben, majd felülről vizet öntöttünk rájuk. Következő lépésként feltöltöttük az edényt a klórmentesített vízzel, és visszahelyeztük a polcra a benne levő csigákkal együtt. A nagyobb, fedő nélküli akváriumokba guppikat helyeztünk el azzal a céllal, hogy elpusztítsák az oda bekerülő szúnyoglárvákat.

A csigákat részben nyers salátával tápláltuk, amelyet tenyérrel összedörzsöltünk, mielőtt odaadtuk volna nekik. Ennek célja az volt, hogy a növényi sejtfal összemorzsolódjon, és a csigák észleljék a szövetekből kiszabaduló anyagokat, s így könnyebben észrevegység és elfogyaszthassák a táplálékot. Ez különösen jelentős az apró, fiatal csigák esetében, mivel nekik nehézséget jelent a táplálék felkutatása a méretükhöz képest hatalmas mennyiségű

vízben. Az akváriumban levő moszat a vastag sejtfala miatt ugyancsak nehezen emészthető táplálék volt a számukra. Ezen kívül *Taraxacum officinale* (gyermekláncfű) levelekkel etettük az egyedeket. A növény szinte egész évben gyűjthető, ha enyhe a tél. Ezt előzőleg felfőztük és kiszárítottuk a számukra, ami úgy történt, hogy egy adag friss levelet forrásban levő vízbe helyeztünk pár percre. Ezt követően kiraktuk egy fóliával lefedett tálcára pár napig száradni. Így hosszú ideig eltartható csigaeledelt tudtunk előállítani, mely akár a hideg, hóborította téli napokon is felhasználható, amikor nem áll rendelkezésre friss pongyola pitypang.

A *Planorbella* és a *Lymnaea* csigáknak tavasztól nyár végéig nyersen is adtuk a zsengebb pitypanglevelet, melyet csak összedörzsöltünk a tenyerünk közt.

A csigák házában növekedéséhez elengedhetetlen a kalcium, amelyet az elhullott egyedek megmaradt héjai nagymennyiségben tartalmaztak. Ezt figyelembe véve nem távolítottuk el azokat, így az akváriumban maradó csigák számára rendelkezésre állt kalcium forrásként.

#### ***A Radix auricularia csigák tenyésztése***

A tenyésztésükkel összefüggésben azt szeretnénk volna megtudni, hogy az nálunk született kis csigák képesek lesznek-e elérni a felnőtt kort, vagy elpusztulnak az ivarérettség előtt, illetve, hogy milyen arányban maradnak életben. Mint korábban említettem, a csigák utódai a természetben is nagyfokú mortalitást mutatnak, így a számtalan utód közül viszonylag kevés éri meg az ivarérett kort, s ezért fontos, hogy nagy mennyiségű utód szülessen. A tüdőscsigák esetében a csigák nagyjából 0,4 mm-ig növekednek gond nélkül, majd nagyon sok csiga elpusztul, és nem éri el az ivarérett kort.

A csigák tenyésztését 2016 nyarán kezdtük el, amely során az első egyedeket fedő nélküli műanyag edénybe raktuk. A 2017 áprilisában a Gemencről hozott 8 darab csigából egy egyedeket külön helyeztünk el egy nagy, 60×30×14 cm méretű akváriumban, a maradék 7-et pedig egy kisebb akváriumba tettük, így meg tudtuk figyelni a sűrű és a gyér népesítés hatásait. Az előbbinek a gyakori párosodás lehetősége válna előnyére, az utóbbi szituáció az utódok megmaradási esélyét növelné e kannibalizmusra képes csiga esetében. A több csigát tartalmazó akváriumba vízsűrítőt raktunk. Az egyedeket eleinte kizárólag salátával etettük, mivel ezt kifejezetten szerették.



6. ábra: *R. auricularia* csigák

Május végén guppikat helyeztünk be az eredetileg 7 csigát tartalmazó akváriumba azzal a céllal, hogy eltávolítsák a víz tetején levő, és a fedél hiánya miatt újra és újra megtelepedő szúnyoglárvákat. A másik akváriumban ezt 1 hónappal később valósítottuk meg, mivel az ott lévő csiga petéiből kikelő 1-2 milliméteres utódcsigákat esetleg elpusztították volna a halak.

A két nagyméretű akváriumot hosszabb ideig nem takarítottuk ki. Ennek több oka volt, melyek közül az egyik, hogy az alig néhány milliméteres egyedek átfértek volna a szűrőn, a másik pedig, hogy ilyenkor teljesen lecseréljük a vizet, ami megváltoztatja azt a környezetet, amihez alkalmazkodtak. Ezen kívül a csigák az eddigiektől eltérő hőmérsékletű vízbe kerülnek. Mindezek együttesen negatívan hathatnak a növekedésükre, és csökkentik a létszámukat.

Mivel nyáron a saláta rövid ideig volt tárolható, így július elejétől pitypanglevelet tettünk be a növekvő csigáknak eledel gyanánt.

#### ***Lymnaea stagnalis* csigák tenyésztése**

Gemencről 3 darab *L. stagnalis* csiga érkezett a tanszékre 2016 decemberében. Ezeket egy nagyjából 3 literes piros műanyag edényben helyeztük el. Időközben lepetéztek és utódaik velük együtt éltek az edényben. Ezeket a csigákat salátával és pitypanglevelekkel is tápláltuk. A behozott példányok a következő év tavaszára elhullottak, s csak az utódaik éltek tovább. Az utódcsigák egyedsűrűségének csökkentése érdekében 2017 májusában 3 növendéket áthelyeztem egy fedő nélküli edénybe, ahol azóta is élnek.

Újabb *L. stagnalis* csigák 2017. június 20-án kerültek a tenyészetbe, amelyeket fedő nélküli dobozokban helyeztünk el úgy, hogy 5 és 8 közötti csiga jutott egy edénybe, melyekből 7-et használtunk fel. Ezek az állatok annyiban különböztek a laborban eddig

fellelhető példányoktól, hogy pirosas volt a héjuk. Az összes dobozban levő csigát gyermekláncfű levelével etettük.



7. ábra: *L. stagnalis* csiga az először alkalmazott edényben (A), *L. stagnalis* csigák a műanyag dobozokban (B,C,D) Petecsomóik halvány hurkácskák, a bélsaruk sötét.

Petecsomóikat néha egymás házára helyezik (C)

Július végén 1-2 csigát tartalmazó csoportokat alkottunk a meglévő állatokból, így csökkentve az egyedsűrűséget. Ezzel szeretettük volna minimalizálni a felnőtt egyedek elhullását, ami gyakori a peterakást követően.

#### ***A parazitákkal szembeni fogékonyság tesztelése***

Dr. Juhász Alexandra 2016.11.29.-én vizsgálati célból egy macskától származó bélsármintát hozott, egy külső kisállat rendelőből a Parazitológiai és Állattani Tanszékre. Az állatról annyit lehetett tudni, hogy az utcán találták, és körülbelül 6-8 hetes lehetett a megtalálás idején. A tulaj elmondása szerint rendszeresen köhögött, ezért vitte el kivizsgálásra az állatorvosi rendelőbe. Felszindúsítással vizsgáltuk meg az állat bélsarát, melynek során az alábbi parazitákat találtuk benne: *Toxocara cati* peték, *Capillaria*

*hepatica* peték és *Aelurostrongylus abstrusus* tüdőféreg lárvák. A tüdőféreg lárvák a felszindúsítás során kimutathatók ugyan, de elpusztulnak.

A felszindúsítás menete a következő volt: a bélsarat vízzel elkevertük kis pohárban, majd az így kapott elegyet átszűrtük egy 180 mikrométeres lyukátmérővel rendelkező szűrőn. Ezt követően a felfogott folyadékkal dolgoztunk tovább, amelyet 15 ml-es centrifugacsövekben 3000 fordulat/perc fordulatszámom 5 percig centrifugáltunk. A folyamat során a számunkra lényeges üledék a csövek alján gyűlt össze, amelyről egy határozott mozdulattal leöntöttük a felső réteget képező vizet. Következő lépésként felszindúsító oldattal töltöttük fel a csöveket, majd alaposan összeráztuk azokat, hogy az üledék elkeveredjen az oldattal, és ne maradjon a csövek alján. A felszindúsításhoz 1300 g/l sűrűségű cink-szulfát oldatot használtunk, majd visszahelyeztük a centrifugába. A művelet során az oldatnál kisebb sűrűségű részecskék maradtak a centrifugacső tetején. Az így kapott felülúszót, csiszolt üvegbot segítségével tárgylemezre helyezve, fénymikroszkóp alatt vizsgáltuk. A felszindúsítás során talált holt lárvák miatt a maradék mintából élő lárvákat kellett izoláltunk.

Ennek során több *Aelurostrongylus abstrusus* lárvát találtunk, mint a felszindúsítás alkalmával. Ezt úgy végeztük el, hogy egy talpas, kúp alakú, 200 ml-es poharat langyos vízzel töltöttünk fel, és ennek tetejére helyeztük a bélsármintát több rétegű nejlonharisnyába csomagolva. Ez azért volt lényeges számunkra, mert a harisnya szerkezete elég sűrű ahhoz, hogy a törmelék ne jusson át rajta. A lárvák a meleg víz hatására kimásztak a mintából, de mivel nem tudnak úszni, lesüllyednek a pohár aljára, így onnan kell pipettával kiszívni, és így már fénymikroszkóp alatt vizsgálhatóak.

Ezután a *Planorbella duryi* tenyészetből kiszedtünk 14 alig néhány milliméteres és egy, nagyjából 1 cm átmérővel rendelkező egyedeket, és Petri csészébe raktuk azokat. A csigák alatt elhelyeztünk két, egyenként néhány száz lárvát tartalmazó tárgylemezt, majd az egészre annyi vizet öntöttünk, hogy ellepje az egyedeket, Két napig hagytuk rajtuk a lárvatartalmú vizet.

Az ilyen módon fertőzött csigák közül a legnagyobb méretűt két nappal a kísérlet megkezdése után vizsgáltuk meg. A leölés során csipesszel törtem szét a csiga házat, így az azonnal elpusztult. A talpát sztereomikroszkóp alatt elválasztottam a zsigeri részekről, amelyeket 2 tárgylemez között szétlapítva vizsgáltam meg. Ezt követően 1 majd 5 hónap elteltével újra vizsgáltam az egyedeket ezzel a módszerrel.



## Eredmények

A *Radix auricularia* csigákat, melyeket 2017 áprilisában hoztunk Gemencről, két akváriumban helyeztük el, melyek közül az egyikbe 7, a másikba 1 csigát tettünk. A csigák számának alakulását a tárolásukra szolgáló akváriumokban az alábbi táblázat mutatja be.

Dátum	Csigák száma 1. akvárium	Csigák száma 2. akvárium
2017. április 19.	7	1
2017. április 25.	5	1
2017. május vége	2	0 felnőtt, számos fiatal
2017. július eleje	5 fiatal	30-40 élő fiatal, 60 elhullott
2017. július vége	5 fiatal	néhány élő
2017. szeptember	0	0

1. táblázat: *Radix auricularia* csigák létszámának alakulása

A betelepítést követően a 2 csiga elhullása azzal magyarázható, hogy a természetes élőhelyükről mesterséges környezetbe helyezéssel megváltoztattuk az eddigi környezetüket egy sokkal kevésbé optimálisra. A csigákon megfigyeltük, hogy lassabban nőnek, mint a természetben élő példányok, és vékonyabb héjat is építenek.

A második akváriumban elhullott egyed a pusztulását megelőzően hosszú petecsomókat helyezett el az akvárium falára, melyekből május végére több 1-2 mm-es utód kelt ki.

A júliusi takarítás során talált élő példányok mind 0,5 cm alattiak voltak. Az elhullott csigák közül többet úgy találtam, hogy rendelkeztek a talpi részükkel, de a héjcsuk átlátszó, üres volt. Ez azzal magyarázható, hogy elpusztulásuk után elsőként a csigaházon belül található középbéli mirigyük autolizál, és a talpizomra csak később kerül sor. Ezek a csigák közel azonos időben pusztultak el. A július végén megvizsgált példányok közül az egyik elérte a nagyjából 1 cm-es házméretet.

Mindkét akváriumban levő csigacsoportról elmondható volt, hogy az utód egyedek csak elvétele fogyasztottak a behelyezett növényekből, mivel főleg a falakon mászkáltak, míg a saláta a víz felületén volt. Táplálékként leginkább az akvárium falain növő algát választották, éppen ezért elhanyagolható volt a behelyezett növények típusa. Az akváriumok falán a tisztítás mennyiségének minimalizálása következtében szaporodtak el a

különféle algák. Megfigyelhető volt, hogy az algásodás mértéke nagyobb volt abban az akváriumban, ahol vízszűrő volt elhelyezve. Ezen kívül azt tapasztaltuk, hogy az utódok létszáma nagyobb volt abban a tároló edényben, ahol kevesebb volt a kezdeti létszám, és nem helyeztünk el szűrőt.

Ezen kívül megfigyeltük, hogy ha nem volt megfelelő a víz magassága a tartó dobozban, akkor a csigák nagyobb valószínűséggel másztak ki, mint amikor tele voltak vízzel. Ezek szerint jól érzékelik a körülöttük lévő víz mennyiségét.

A *L. stagnalis* csigák tenyésztését 2016 decemberében kezdtük el egy néhány literes műanyag edényben. A tenyésztés eredményét az alábbi táblázat foglalja össze.

<b>Dátum</b>	<b>Létszám</b>
2016. december	3 felnőtt
2016. december 22.	1 felnőtt
2017. február	1 felnőtt, néhány fiatal
2017. március	8 fiatal
2017. április 13	13 fiatal
2017. május	8 fiatal
2017. május vége	5 fiatal
2017. július	4 fiatal
2017, augusztus	2 közepes méretű+néhány utód

2. táblázat: *L. stagnalis* csigák létszámának alakulása

Úgy döntöttünk, hogy a betelepített csigák harmadik példányának elhullását követően is megtartjuk a tenyészetet, mivel voltak petecsomók, amikben láthattunk apró, fekete szemfoltokat, tehát feltételeztük, hogy fertilisek.



8. **ábra:** Egy, a *L. stagnalis* csiga által lerakott petecsomó

A fiatal csigák valószínűleg a nagy egyedsűrűség következtében kezdtek elhullani. Ennek csökkentése érdekében 3 darab utódcsigát áthelyeztünk egy fedő nélküli edénybe, ezek az egyedek azonban nem tudtak alkalmazkodni a megváltozott feltételekhez, és hamarosan elpusztultak. Az eredeti edényben így 5 csiga maradt.

Újabb *L. stagnalis* csigákat hoztunk 2017 júniusában, amelyek háza piros pigmenttel rendelkezett. Ezeket a csigákat 7 darab, fedő nélküli dobozban helyeztük el, úgy hogy mindegyikbe 5 -8 közötti egyed jutott. A megfigyelt változásokat az alábbi táblázat írja le.

Dátum	Létszám
2017. június 20	7 doboz: mindben 5-8 csiga
2017. június 30	maximum kettő hullott el dobozonként
2017. július 7	változás nincsen
2017. július vége	első petecsomók megjelenése
2017. augusztus vége	sok petecsomó, felnőttek nagyarányú elhullása
2017. május	8 fiatal
2017. szeptember 20	2 edényben 20-50 utód
2017. szeptember 27	az előző két edényben a csigák száma csökkent
	egy másik edényben további 7 utód

3. táblázat: *L. stagnalis* csigák számának alakulása

A szeptember 27-ei megfigyelésem során több csiga üres házat megtaláltam a tárolóedényen kívül. Valószínűsíthető, hogy a nagy egyedsűrűség miatt hagyták el a tárolásukra szolgáló helyet.

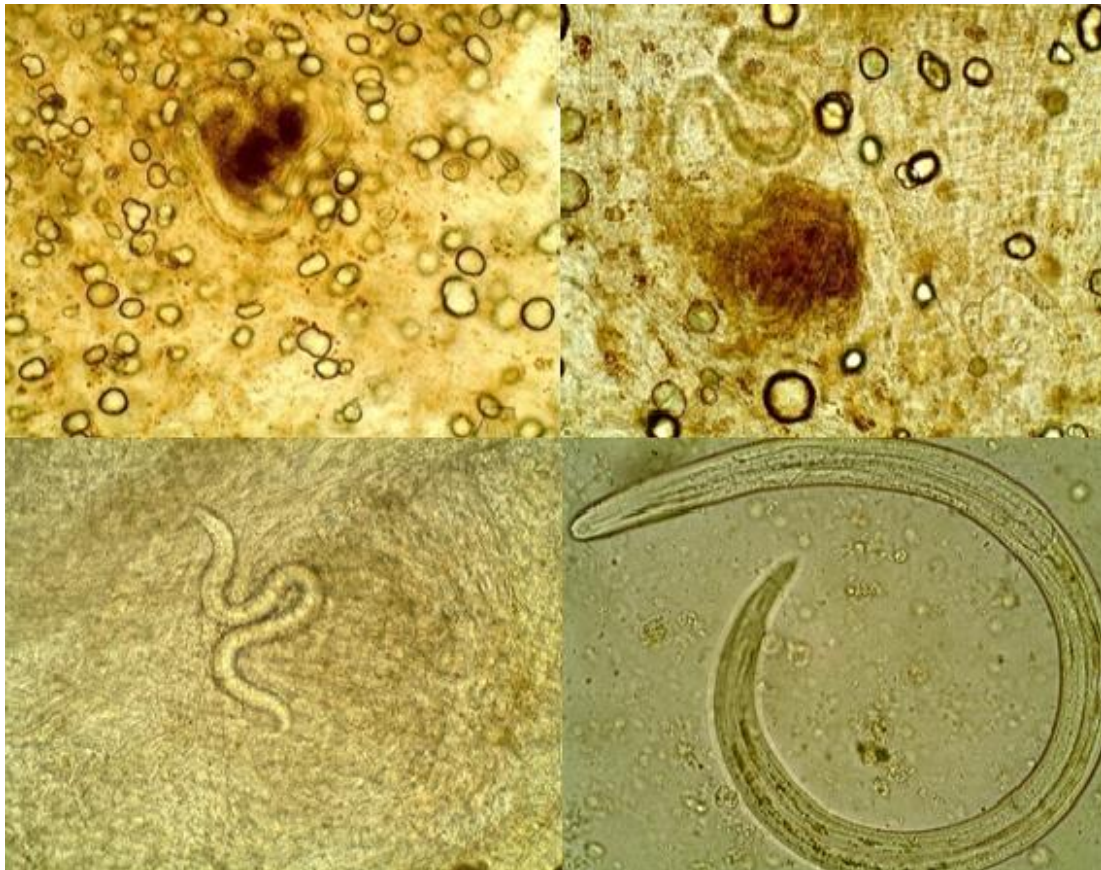
A *Planorbella duryi* példányai az előzőekben felsorolt csigáknál régebb óta vannak a tanszék kísérleti állatszobájában. A tanszékhez való csatlakozásom idején már stabil tenyészetet alkottak, és az idő óta is ugyanaz a létszám képviselteti magát. Ezek a csigák jól bevált akváriumi fajok, és világszerte számos kísérletet végeznek velük, míg az előző két faj esetében küzdelmet jelent egy stabil, mesterséges környezetben szaporodó tenyészet létrehozása.

### ***A parazitákkal szembeni fogékonyság tesztelésének eredménye***

A *Planorbella* csigák fertőzését követően két nappal leölt egyedben a talpi részben nem volt féreg, csak annak felszínén. Ezen a területen egy hónap fejlődési idő után lehet megtalálni a harmadik stádiumú lárvákat. Megvizsgáltam a bélcsatornát is, amelynek során 1 élő mozgó és 1 nem élő, szemcsés szerkezetű lárvát találtam. Ezeket a leölése előtt nem sokkal vehette fel a csiga, mert a fertőzésre használt lárvákat nem távolítottuk el a csigák vizéből. Ez a megfigyelés részben azt bizonyítja, hogy a tüdőféreg lárvák akár egy hónapig is a vízben élhetnek, másrészt azt, hogy azok perorális úton is a csiga testébe kerülhetnek. A csiga zsigerei közt több féreg volt, de inkább csak a szervek között helyezkedtek el, de a parenchymájukban nem. Csupán egy féregről volt feltételezhető, hogy talán a szövetbe ágyazódott a csiga szétlapítása előtt.

Az 5 hónap elteltével újra vizsgáltam a csigákat, amiknek ekkor már voltak utódai is, így bennük is kerestem lárvákat. A nagy és közepes csigák között 5 db-ban találtam lárvát és 4-ben nem, de lehet, hogy nem mind az eredeti fertőzésből származott, akár már utódok is lehettek közöttük, mivel az utódoknak és a szülőknek a mérete már azonos volt ekkorra. Ha ezt figyelembe veszem, akkor magasabb lehet a fertőzöttség aránya. Megnéztem 2 csigát a néhány mm-esek közül is, de bennük nem találtam lárvát.

A fertőzött csigákban fénymikroszkóppal nekrotikus csomókat lehetett felfedezni, és több ilyen gócban korábban elhalt féregrészeket találtunk.



9. ábra: *A. abstrusus* tüdőféreglárvák *Planorbella duryi* csigában 5 hónappal a fertőzést követően, Dr. Majoros Gábor felvétele. A lárvák többnyire éltek, de a jobb felső sarokban lévő képen látható barna, elhalásos területen egy holt lárva van.

*P. duryi* csigák fertőzése során 8 fertőzött, és 3 lárvától mentes csigát találtam. A fertőzöttekben a lárvák megoszlása az alábbi táblázatban látható.

<b>Fertőzött csigák száma</b>	1	1	2	4
<b>Lárvák száma a csigatalpakban</b>	3	4	5	2

4. táblázat: A 8 fertőzött csigában levő lárvák számának megoszlása

### ***A tenyészdobozokban lévő csigák élettartama***

A kísérletek során *Planorbella duryi* csigákat fertőztünk tüdőféreglárvákkal, amelynek sikerességét 5 hónappal később vizsgáltuk meg. Ekkor voltak még élő csigák a dobozban az eredetileg behelyezett közt. Így feltételezhető, hogy az élettartam legalább ilyen hosszú, de pontosan nem tudjuk meghatározni.

A *Lymnaea stagnalis* csigák petéiből 2017 februárjában keltek ki az utódok, amelyek mérete augusztusra másfél cm-re volt tehető, ami kisebbnek felelt meg, mint az eredetileg behozott példányoké, de képesek voltak fertilis petéket lerakni. Ezt figyelembe véve 5-6 hónapra lehet becsülni az ivaréérésükhöz szükséges időt.

A *Radix auricularia* csigák felnőtt egyedei a tanszékre érkezésüket követően hamarosan elpusztultak, a petéikből kikelt utódok pedig nem éltek meg az ivarérett kort. Így az esetükben nem tudunk egy minimum élettartamot sem meghatározni.

## Megbeszélés

A kísérlet céljainak megfelelően sikerült egy önfenntartó populációról néhány adatot gyűjtenünk a *Planorbella duryi* esetében. Ezek a csigák mesterséges környezetből származtak, így feltételeztük, hogy már alkalmazkodtak ezekhez a körülményekhez, tehát nem számítottunk nagy nehézségre a tenyésztésüket illetően. Az elhelyezésüket szolgáló üvegakváriumban a kísérlet végére számtalan utód volt megtalálható. A populáció folytonos szaporodásban volt: ha az adult egyedek elérték egy kritikus létszámot a csigák petéket raktak le, majd a nagyságuktól és életkoruktól függően elpusztultak és a kikelő fiatal generáció lépett a helyükbe. A csigák pusztulása és a petéből való kikelésük nem szinkronizálódott, tehát mindig volt köztük elegendő fiatal és idős egyed is. Elmondhatjuk, hogy ezekkel a csigákkal biztonságosan tervezhető kísérleteket tudunk végrehajtani azonos nagyságú és korú egyedeken, tehát egy homogén, mindig rendelkezésre álló állományt alakítottunk ki.

A *Lymnaea stagnalis* csigákat a természetes élőhelyükről gyűjtöttük, így velük kapcsolatban egyértelmű volt számunkra, hogy több időt és erőfeszítést igényel, hogy ezek a csigák adaptálódjanak a mesterséges feltételekhez. Több időpontban hoztunk csigákat és a kezdeti nagyobb sűrűséget lecsökkentettük 1-2 csiga/fedő nélküli dobozra. Peterakás után megfigyelhettük, hogy a kezdeti magas utódpopuláció rohamosan csökkent a csigák létszámától függően, míg végül néhány maradt rendszerint életben. A megmaradt utódcsigák kisebb méretűre nőttek, mint szüleik, viszont így is fertilis petéket voltak képesek lerakni, így a tenyésztést fenn tudtuk tartani. A kísérlet végén az utódpopuláció létszáma közelített a kiindulási csigák létszámához.

A *Radix auricularia* csigák ugyancsak a természetből lettek hozva. Míg a *L. stagnalis* csigákat rendszerint alkalmazzák laboratóriumi kísérletekben, és számos folyamat tanulmányozására szolgálnak alanyul (Dalesman et al., 2011), addig a *R. auricularia* esetében ilyen információt nem találtam. Feltételeztük, hogy ezek a csigák igényeiket tekintve nehezen fognak adaptálódni a számukra nem túl optimális környezethez. A csigákat 2 nagy üvegakváriumban helyeztük el, amelyek közül az egyikbe 7 a másikba 1 csigát tettünk. Azt figyeltük meg, hogy a több csigát tartalmazó akváriumban az egyedek hamarabb elpusztultak. Az utódok létszáma nagyobb volt abban az akváriumban, ahol kevesebb volt a kezdeti létszám. Ez magyarázható azzal, hogy a kisebb egyedsűrűség esetén nincs akkora verseny az élettérért, élelemért, így jobban tudnak szaporodni.

Szeptemberre az összes utód csiga elpusztult, így minden erőfeszítésünk ellenére sem voltunk képesek mesterséges környezetben biztosítani számukra a tenyésztésükhöz szükséges feltételeket, tehát megállapíthatjuk, hogy nem tudunk belőlük egy stabil tenyészetet létrehozni. A felnőtt példányok a laborba érkezésüket követő rövid időn belül elpusztultak, s habár peterakás történt, az utódok eddig még sem tudtak ivarérett kort elérni.

A *Planorbella duryi* csigákat mesterségesen fertőztük *Aelurostrongylus abstrusus* tüdőféreg-lárvákkal, és teszteltük ennek sikerességét nem sokkal a fertőzést követően, illetve több hónap elteltével. Szerettük volna megtudni, hogy a csiga képes-e lenyelni a lárvát? Ezáltal bizonyítható, hogy a lárv nemcsak kívülről a bőrön át fúródik a csiga izomzatába, hanem a csiga lenyelheti azt, és így jut el a talpba, ezért vizsgáltunk 2 nappal a fertőzést követően egy egyedet. Megfigyeltük, hogy a lárvák bejuthatnak a csigába a szájukon át is, és lehet, hogy a vízi csigák esetében ez fontosabb fertőzési mód, mint a perkután út. A fertőzés sikerességét bizonyítja, hogy a felhasznált *Planorbella* csigákat vizsgálva, még öt hónappal a fertőzést követően is találtunk élő, harmadik stádiumú lárvákat a csigák talpi izomzatába ágyazva. A *Planorbella duryi* csigák tehát megfelelő köztigazdák az *Aelurostrongylus* tüdőféreg életciklusához, mert bennük a lárvák elérik a fertőzőképes állapotot.

Ez utóbbi esetben a kísérlet célja ugyan nem a csigák élettartalmának a meghatározása volt, de megerősítette azt, hogy a csigák a fonálféreggel való fertőződésük után is több hónapig élnek és utódokat is produkálnak. Mivel a megfertőzött csigák és utódaik hasonló méretet értek el a kísérlet során, nem tudtuk már elkülöníteni azokat egymástól, nehéz lett volna az egyes csigák korát megbecsülni.



## Összefoglalás

A csigák tenyésztése állatorvosi szempontból azért lényeges számunkra, mert számos parazita lárvakori alakja fejlődik bennük. Ilyen például több mótely lárvája (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*, *Schistosomat-fajok stb*), és számos faj a tüdőben élősködő férgek közül (*Protostrongylida*, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*). Ezeknek a parazitáknak az életciklusát laboratóriumi körülmények között szokták vizsgálni a csigákban.

Ennek megvalósításához természetesen parazitáktól mentes csigákra van szükségünk. A természetes élőhelyükről begyűjtött csigák esetében nem lehetünk teljesen biztosak benne, hogy nem fertőződtek-e korábban valamilyen parazitával. Éppen ezért célszerű mesterséges körülmények között szaporított csigaállományokat használni a fertőzési kísérletekhez. A parazitózis szempontjából SPF állapotú, laboratóriumban tartott csigapopulációk fenntartása ugyanakkor nem könnyű feladat. Akadályt jelent az a tény, hogy a kísérletre használt csigafajok többsége nem adaptálódott a mesterséges körülményekhez. Valószínűleg sok generáció alatt válhatnak jól szaporítható, és a mesterséges körülményeket tűró állatokká. A másik ok, hogy a csigák utódai a természetes körülmények között is nagyfokú mortalitást mutatnak. Ezért hatalmas mennyiségű utódot kell létrehozni, ahhoz, hogy biztonságosan tervezhető kísérleteket lehessen végezni velük. A munkánk célja az volt, hogy parazitáktól mentes (SPF), önfenntartó csigatenyésztetet hozzunk létre, amelyek fogékonyak az általunk kiválasztott parazitákra, és elviselik a mesterséges környezetet.

A parazitológiai vizsgálatokra felhasználható csigák közül a választásunk a meleget kedvelő *Planorbella duryi* fajra esett, amelyet már tartanak mesterséges környezetben, valamint olyan csigákra, melyeket a természetből hoztunk, és próbáltunk adaptálni a laboratóriumi körülményekhez. Ez utóbbiak a mocsaras vidékeken előforduló nagy mocsári csiga (*Lymnaea stagnalis*), és a fülcsiga (*Radix auricularia*) voltak. Ezeket a csigákat standardizált körülmények között tartottuk meghatározott hőmérséklet és fényviszonyok mellett.

A *Planorbella* csigákból egy folyamatosan fennálló tenyésztetet hoztunk létre, a többi csigafaj esetében ez teljes mértékben még nem sikerült. Mivel vannak olyan élősködők, amelyek csak a *Lymnaeida*-fajokat fertőzik, további kutatások szükségesek ezeknek a fajoknak a tenyésztésére. A *Planorbella* csigák sikeresen fertőzhetőek *Aelurostrongylus* tüdőférgelkkel, tehát érdemes őket tenyésztésben tartani.

## Summary

Cultivation of snails is important in a veterinary view, because the larval stage of several parasites are developing in them. This includes the different type of cestodes (*Fasciola hepatica*, *Dicrocoelium dendriticum*), and several worms from the lung (*Protostrongylida*, *Angiostrongylus*, *Aelurostrongylus*). The life cycle of these parasites is studied by artificial infection in laboratory conditions.

To achieve this, we naturally need snails without parasites. In the case of snails collected from their natural habitat, we can not be sure that they have not previously been infected with some parasite. It is therefore desirable to use snail strains grown under artificial conditions for infection experiments. However, in case of parasitosis it is not an easy task to maintain the SPF status of laboratory populations. The fact that the majority of the snails used for the experiment were not adapted to artificial conditions was an obstacle for us. Probably they need many generations to become well propagated under artificial circumstances. The other reason is that the offspring of the snails show a high degree of mortality in natural conditions. Therefore, a huge amount of offspring is needed to be created in order to be able to safely design experiments with them. The aim of our experiment was to create a non-parasitic (SPF) self-sustaining snail culture that is susceptible to the parasites we choose and endure the artificial environment.

During the experiment, we chose the members of the *Planorbella* family, who liked the warmth, as well as the big pond snail (*Lymnaea stagnalis*) and the *Radix auricularia*. These snails were kept under standardized conditions under certain temperature and light conditions. The *Planorbella* snails were taken from an artificial environment, so they easily endured the difficulties of the new environment. At the end of the experiment, there were several adult and offspring snails in their aquarium. The specimens of *Lymnaea stagnalis* and *Radix auricularia* were taken from their natural habitat, so adult specimens did not live long in the lab. The number of offspring of *Lymnaea stagnalis* was similar to the initial number at the end of the experiment, while the *Radix auricularia* snails were unable to adapt to the changed conditions and although they had offspring, they were unable to reach the adult size or multiply.

Although we managed to create a continuous breed of *Planorbella* snails, which were permanently available during the laboratory experiments, we should not stop in the case of other snails. This snail can not be the host for all the parasites, there are some of them that only like *Lymnaea* species, and there are others which like other snails. Therefore further research is needed in the breeding of other snails.

## **Köszönetnyilvánítás**

Szeretném megköszönni Dr. Majoros Gábornak a segítségét és támogatását, valamint, hogy ötletekkel látott el a tanszéken tartózkodásom kezdetétől fogva. Köszönettel tartozom még Dr. Juhász Alexandrának, aki segítette munkámat a tanszéken.

## Irodalomjegyzék

- Brown D. S. (1980): Freshwater Snails of Africa and their Medical Importance, Taylor & Francis, p. 474-475, 482-488, 492-505
- Csang Csien-tő (1596): *Aranyhal jegyzetek. (Zhushayu pu 硃砂魚譜)*. Fordította és az előszót írta: Tokaji Zsolt. Budapest, Fapadoskonyv.hu 2011.
- Dalesman S, Braun M. H., Lukowiak K. (2011): Low environmental calcium blocks long-term memory formation in freshwater pulmonate snail. *Fischer and Aquatic Science* 411-416
- Dezse T. (2006): Akvárium története Aquadruck, p. 7-18
- Dillon R. T., JR (2000): *The Ecology of Freshwater Mollusc*, Cambridge University Press, p. 70-79
- Hoefnagel K. N., Verberk W. C. E. P. (2017): Long-term and acute effects of temperature and oxygen on metabolism, food intake, growth and heat tolerance in a freshwater gastropod. *Journal of Thermal Biology* 68, p. 27-38
- Joubert P. H., De Kock K. N. (1989): A laboratory study on the possible use of *Helisoma duryi* in the biological control of *Bulinus africanus*, intermediate host of *Scistosoma haematobium*. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 83(2), p. 229-232
- Kassai T.(2003): *Helminológia. Medicina Budapest*, p. 143-157.
- Malek E. A., Cheng T. C. (1974): *Medical and economic malacology*. Academic Press New York and London, p. 359-361.
- Mecham J. A., Holliman R.B. (1972): An improved feeding procedure for *Biomphalaria glabrata*. *Journal of Parasitology*, p. 835
- Michael C. (2000): *Az állatvilág nagy képes enciklopédiája*, Magyar kiadás: Novum kiadó
- Napoli E.; Falsone L.; Gaglio G.; Colella V.; Otranto D.; Giannetto S; Brianti, E. (2016): Evaluation of different methods for the experimental infection of the land snail *Helix aspersa* with *Aelurostrongylus abstrusus*, *Veterinary Parasitology* 225, 1–4
- Thorp J. H., Covich A. P. (2001): *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*, London: Academic Press, p. 315

- Thorp J. H. (2015) Introduction to Mollusca, in: Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates, (ed: Rogers D. C., Thorp J. H.) Series, Volume I. 4th ed. London Academic Press, p. 194-214
- Toft C. A., Aeschlimann A., Bolish L. (1991): Parasite-host associations, Oxford University Press, p.299-312
- O'Keeffe J. H. (1985): Population biology of the freshwater snail *Bulinus globosus* on the Kenya coast. I. Population fluctuations in relation to climate. *Journal of Applied Ecology*, 22 (1), 73-84.
- Van Aardt W. J., Wolmarans C.T. (1981): Evidence for non-assimilation of *Chlorella* by the African freshwater snail *Bulinus (Physopsis) globosus*. *South African Journal of Science* 7 (7), 313-320
- Whittall R. (1999): "How Did It All Begin? The Roots Of Captive Fishkeeping From The Victorians' Perspective." "Cichlidae communicate", *Journal of the Pacific Coast Cichlid Association*. No. 114 p. 6-14
- Zottler E. M.; Schnyder M., (2016): Larval development of the cat lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in the tropical freshwater snail *Biomphalaria glabrata*, *Parasitology Open* 2, 1-6
- Family Friend (1856): No. II. Parlour Aquaria, p. 192-197. <http://parlouraquariums.org.uk/History/parlourAquaria1865.html> Letöltés ideje: 2017.11.20.
- Newman E., (1873): A series of articles, Second Series, *The Zoologist*, Vol. VIII. <http://parlouraquariums.org.uk/History/Newman2.html> Letöltés ideje: 2017.11.20.
- Secretary's Report (1854): Extract from Zoological Society of London *The Zoologist*. Volume 12, p. 4277. <http://parlouraquariums.org.uk/History/gardens1854.html> Letöltés ideje: 2017.11.20.
- The Crystal Palace Aquarium (1871): *The Illustrated London News*. p. 637-638. <http://parlouraquariums.org.uk/History/crystalPalace.html> Letöltés ideje: 2017.11.20.
- <http://multipurina.ca/en/rodents/products/> Letöltés ideje: 2017.11.02.
- [https://mennyikaloria.hu/kaloria-adatbazis/etelek-italok/2837\\_Fejes\\_salata](https://mennyikaloria.hu/kaloria-adatbazis/etelek-italok/2837_Fejes_salata) Letöltés ideje: 2017.11.02.
- [http://horgasz-elovilag.szis.hu/vizicsigak\\_kagylok.html](http://horgasz-elovilag.szis.hu/vizicsigak_kagylok.html) Letöltés ideje: 2017.09.30.

<http://www.tiszaalpar.hu/index.php/csigak-kagylok-rovarok/>

2017.09.30.

Letöltés ideje:

<http://reefkeeping.com/issues/2004-09/rv/feature/index.php>

2017.11.20.

Letöltés ideje:

Alulírott Dr. Majoros Róbert ..... igazolom, hogy  
Pálmai Edina ..... (a hallgató neve)  
Vizsgálati tanyagokhoz SPF előanyagok kiadása  
és zsebkönyv készítés céljából  
című szakdolgozatát ismerem, azt beadásra és védésre alkalmasnak tartom.

Budapest, 201. Április 28. .....

Dr. Majoros Róbert  
Allegorika

a témavezető neve és aláírása

Pacsa-földgáz és Aladán

HuVetA  
Helyezési Megállapodás és Szerzői Jogi Nyilatkozat\*

Név: PÁLMAI EDINA  
Elérhetőség (e-mail cím): PALMAI.EDINA@GMAIL.COM  
A feltöltendő mű címe: VÍZI CSIGÁK TENYÉSZTÉSE ÉS MÓNHATÓK HULLÁMA ÉS KÍSÉRLETI FERTŐZÉSEK CÉLJÁRÓL  
A mű megjelenési adatai:  
Az átadott fájlok száma: 1 DB

Jelen megállapodás elfogadásával a szerző, illetve a szerzői jogok tulajdonosa nem kizárólagos jogot biztosít a HuVetA számára, hogy archiválja (a tartalom megváltoztatása nélkül, a megőrzés és a hozzáférhetőség biztosításának érdekében) és másolásvédelem PDF formára konvertálja és szolgáltatassa a fenti dokumentumot (beleértve annak kivonatát is).

Beleegyeznek, hogy a HuVetA egynél több (csak a HuVetA adminisztrátorai számára hozzáférhető) másolatot tároljon az Ön által átadott dokumentumból kizárólag biztonsági, visszaállítási és megőrzési célból.

Kijelenti, hogy az átadott dokumentum az Ön műve, és/vagy jogosult biztosítani a megállapodásban foglalt rendelkezéseket arra vonatkozóan. Kijelenti továbbá, hogy a mű eredeti és legjobb tudomása szerint nem sérti vele senki más szerzői jogát. Amennyiben a mű tartalmaz olyan anyagot, melyre nézve nem Ön birtokolja a szerzői jogokat, fel kell tüntetnie, hogy korlátlan engedélyt kapott a szerzői jog tulajdonosától arra, hogy engedélyezhesse a jelen megállapodásban szereplő jogokat, és a harmadik személy által birtokolt anyag rész mellett egyértelműen fel van tüntetve az eredeti szerző neve a művön belül.

A szerzői jogok tulajdonosa a hozzáférés körét az alábbiakban határozza meg (egyetlen, a megfelelő négyzetben elhelyezett x jellel):

- engedélyezi, hogy a HuVetA-ban -ban tárolt művek korlátlanul hozzáférhetővé váljanak a világhálón,
- az Állatorvostudományi Egyetem belső hálózatára (IP címeire) korlátozza a feltöltött dokumentum(ok) elérését,
- a Könyvtárban található, dedikált elérést biztosító számítógépre korlátozza a feltöltött dokumentum(ok) elérését,
- csak a dokumentum bibliográfiai adatainak és tartalmi kivonatának feltöltéséhez járul hozzá (korlátlan hozzáféréssel),



Kérjük, nyilatkozzon a négyzetben elhelyezett jellel a helyben használatról is:

Engedélyezem a dokumentum(ok) nyomtatott változatának helyben olvasását a könyvtárban.

Amennyiben a feltöltés alapját olyan mű képezi, melyet valamely cég vagy szervezet támogatott illetve szponzorált, kijelenti, hogy jogosult egyetérteni jelen megállapodással a műre vonatkozóan.

A HuVetA üzemeltetői a szerző, illetve a jogokat gyakorló személyek és szervezetek irányában nem vállalnak semmilyen felelősséget annak jogi orvoslására, ha valamely felhasználó a HuVetA-ban engedéllyel elhelyezett anyaggal törvénytörtő módon visszaélne.

Budapest, 2017. év ~~november~~... hó ~~23~~... nap

Bélmási Géza  
aláírás  
szerző/a szerzői jog tulajdonosa

*A HuVetAMagyar Állatorvos-tudományi Archívum – Hungarian Veterinary Archive*  
Állatorvostudományi Egyetem Hutýra Ferenc Könyvtár, Levéltár és Múzeum által működtetett egyetemi és szakterületi online adattár, melynek célja, hogy a magyar állatorvos-tudomány-történet dokumentumait, tudásvagyonát elektronikus formában összegyűjtse, rendszerezze, megőrizze, kereshetővé és hozzáférhetővé tegye, szolgáltassa, a hatályos jogi szabályozás figyelembe vételével.

A HuVetA a korszerű informatikai lehetőségek felhasználásával biztosítja a közérhető (internetes keresőgépekkel is működő) kereshetőséget és lehetőség szerint a teljes szöveg azonnali elérését. Célja ezek révén

- a magyar állatorvos-tudomány hazai és nemzetközi ismertségének növelése;
- a magyar állatorvosok publikációira történő hivatkozások számának, és keresztül a hazai állatorvosi folyóiratok impakt faktorának növelése;
- az Állatorvostudományi Egyetem és az együttműködő partnerintézmények tudásvagyonának koncentrált megjelenítése révén az intézmények és az állatorvos-tudomány tekintélyének és versenyképességének növelése;
- a szakmai kapcsolatok és együttműködés elősegítése,
- a nyílt hozzáférés támogatása.