

Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích

Fakulta rybářství a ochrany vod

Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický

Diplomová práce

**VYUŽITÍ KYSELINY PEROCTOVÉ K LÉČBĚ
SMÍŠENÝCH PARAZITÁRNÍCH INFEKcí**

Autor: Bc. Roman Šebesta

Vedoucí diplomové: MVDr. Eliška Zusková, Ph.D.

Konzultant diplomové práce: Ing. Aleš Pospíchal

Studijní program a obor: Zootechnika, Rybářství

Forma studia: Prezenční

Ročník: V.

České Budějovice, 2014

Prohlašuji, že svoji diplomovou práci jsem vypracoval samostatně pouze s použitím pramenů a literatury uvedených v seznamu citované literatury. Prohlašuji, že, v souladu s § 47b zákona č. 111/1998 Sb. v platném znění, souhlasím se zveřejněním své diplomové práce, a to v nezkrácené podobě, případně v úpravě vzniklé vypuštěním vyznačených částí archivovaných FROV JU. Zveřejnění probíhá elektronickou cestou ve veřejně přístupné části databáze STAG provozované Jihočeskou univerzitou v Českých Budějovicích na jejích internetových stránkách, a to se zachováním mého autorského práva k odevzdanému textu této kvalifikační práce. Souhlasím dále s tím, aby toutéž elektronickou cestou byly v souladu s uvedeným ustanovením zákona č. 111/1998 Sb. zveřejněny posudky školitele a oponentů práce i záznam o průběhu a výsledku obhajoby kvalifikační práce. Rovněž souhlasím s porovnáním textu mé kvalifikační práce s databází kvalifikačních prací Theses.cz provozovanou Národním registrem vysokoškolských kvalifikačních prací a systémem na odhalování plagiátů.

Datum:

Podpis:

Je mi opravdu velkou ctí, že mohu srdečně poděkovat svojí vedoucí diplomové práce MVDr. Elišce Zuskové, Ph.D., která mě celou prací provázela, udělovala odborné rady a připomínky a hlavně za velmi cennou pomoc při odebírání či zpracování vzorků ryb v laboratoři.

Děkuji.

ZADÁNÍ DIPLOMOVÉ PRÁCE

(PROJEKTU, UMĚLECKÉHO DÍLA, UMĚLECKÉHO VÝKONU)

Jméno a příjmení: **Bc. Roman ŠEBESTA**
Osobní číslo: **V12N009P**
Studijní program: **N4103 Zootechnika**
Studijní obor: **Rybářství**
Název tématu: **Využití kyseliny peroctové k léčbě smíšených parazitárních infekcí**
Zadávací katedra: **Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický**

Z á s a d y p r o v y p r a c o v á n í :

Cílem práce je posoudit vliv kyseliny peroctové na smíšené parazitární infekce vyskytující se v rybníčních kulturách. Na podkladě zjištěných výsledků pak upřesnit popřípadě doplnit aplikační schéma kys. peroctové pro ryby a tyto úpravy náležitě zdůvodnit.

Metodický postup: Ryby v modelových rybníčcích budou nejdříve náležitě parazitologicky vyšetřeny a následně budou vystaveny odlišným koncentracím kyseliny peroctové. Po několikadenní opakovaně prováděné aplikaci kyseliny peroctové na krmná místa budou ryby průběžně mikroskopicky vyšetřovány a bude zjišťována parazitární prevalence a incidence, která bude porovnávána s kontrolními neaplikovanými rybníčky.

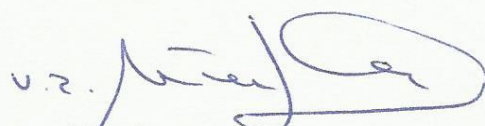
Metodicky bude postupováno v souladu s řešením projektu Aquaexcell.

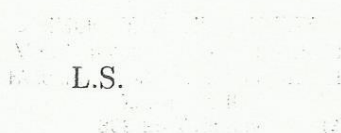
Rozsah grafických prací: 5 - 10
Rozsah pracovní zprávy: 30 - 40 stran
Forma zpracování diplomové práce: tištěná

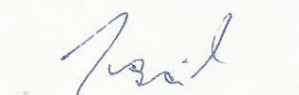
Seznam odborné literatury:

- Zusková, E., Máchová, J., Velíšek, J., Gela, D., 2011. Možnosti využití kyseliny peroctové v rybářské praxi. FROV JU Vodňany, Edice Metodik, č. 109, 26 s.
Treves-Brown, K. M. 2000: Applied Fish Pharmacology. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 310 pp
Svobodová, Z., 2007: Nemoci sladkovodních a akvariálních ryb. 4. vyd., Informatorium, Praha, 264 s.
Kouřil, J., Svobodová, Z., Vykusová, B., Hamáčková, J., 1984: Antiparazitární a protiplísňové koupele raného plůdku kapra, býložravých ryb a sumce. Edice metodik, VÚRH Vodňany 15, 8 s.
Noga, E. J., 1996: Fish Disease. Diagnostic and Treatment. Mosby-Year Book, St. Louis, 367 pp.

Vedoucí diplomové práce: **MVDr. Eliška Zusková, Ph.D.**
Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický
Konzultant diplomové práce: **Ing. Aleš Pospíchal**
Datum zadání diplomové práce: **7. prosince 2012**
Termín odevzdání diplomové práce: **30. dubna 2014**


prof. Ing. Otomar Linhart, DrSc.
děkan


L.S.


doc. Ing. Pavel Kozák, Ph.D.
ředitel

V Českých Budějovicích dne 14. února 2013

Obsah

1. ÚVOD	8
2. CÍLE PRÁCE	11
3. LITERÁRNÍ PŘEHLED	12
3.1. Základní parazitologické pojmy.....	12
3.1.1. Vývojové cykly parazitů.....	12
3.1.2. Parazitologické vyšetření ryb.....	13
3.1.3. Nejčastěji zjišťované patoanatomické změny vyšetřovaných tkání.....	13
3.2. Přehled a popis nejfrekventovanějších parazitů ryb.....	14
3.2.1. Protozoální parazité (prvoci).....	14
3.2.1.1. Kryptobióza.....	15
3.2.1.2. Ichtyobodóza.....	16
3.2.1.3. Chilodonelóza.....	19
3.2.1.4. Ichtyoftyrióza.....	21
3.2.1.5. Další nálevníci příležitostně parazitující.....	23
3.2.1.6. Trichodinózy.....	24
3.2.1.7. Další ektokomenzálové rodu Capriniana (Trichophrya), Apiosoma a Ambiphrya.....	25
3.2.2. Helminti (parazitičtí červi).....	25
3.2.2.1. Monogenea.....	26
3.2.2.2. Trematoda.....	31
3.2.2.3. Cestoda.....	33
3.2.2.4. Acanthocephala.....	33
3.2.2.5. Nematoda.....	33
3.2.2.6. Hirudinea.....	34
3.2.3. Arthropoda (členovci).....	35
3.2.3.1. Ergasilózy.....	35
3.2.3.2. Lerneózy.....	36
3.2.3.3. Argulózy.....	37
3.2.3.4. Larvy škeblí a velevrubů.....	38
3.2.3.5. Draví korýši.....	39
3.2.4. Mykózy (plísně).....	41
3.2.4.1. Saprolegnióza.....	41
3.2.4.2. Branchiomykóza.....	44
3.3. Kyselina peroctová (KPO).....	46
3.3.1. Obecná charakteristika.....	46
3.3.2. Terapeutické využití – kožovec.....	50
3.3.3. Uplatnění KPO.....	52
4. MATERIÁL A METODIKA	55
4.1. Ryby pro test.....	55
4.2. Aplikace KPO.....	55
4.3. Hydrochemické parametry vody.....	55

4.4.Odlovy ryb.....	56
4.5.Parazitální vyšetření ryb.....	57
4.6. Statistické vyhodnocení.....	57
5. VÝSLEDKY	58
5.1.Prevalence výskytu nalezených parazitů na žábrách.....	58
5.2.Prevalence výskytu nalezených parazitů na kůži.....	59
6. DISKUZE	63
6.1.Faktory zapříčiňující nízkou parazitární prevalenci.....	63
6.2.Hodnocení vlivu KPO na parazitární prevalenci a faktory způsobující její degradaci.....	65
6.3.Chování ryb při aplikaci KPO na krmná místa.....	67
6.4.Použití KPO proti parazitům.....	67
6.4.1.Použití KPO proti kožovci a jeho různým stádiím.....	67
6.4.2.Použití KPO v kombinaci s jinými prostředky.....	69
6.5.Negativní účinky KPO.....	72
7. ZÁVĚR	73
8. POUŽITÁ LITERATURA	75
9. ABSTRAKT	82
10. PŘÍLOHY	84

1. ÚVOD

Chovatel musí respektovat velké množství faktorů, které ovlivňují kvalitní odchov ryb. K dosažení dobrých chovných výsledků je zapotřebí zejména pravidelně kontrolovat zdravotní stav ryb. Chovateli záleží na kvalitě a kvantitě udržitelné při rozmnožování ryb, na životaschopném plůdku, na plném využívání přirozené potravy a krmiva rybami, na dosažení rovnoměrného růstu a vývinu za co nejkratší dobu a následně tak na nabytí požadovaných tržních velikostí odchovaných ryb. V tomto procesu často působí značné ztráty onemocnění či otravy ryb, které mohou končit až úhynem. Kromě přímého úhynu vznikají škody související se zpomaleným růstem, zpožděným vývinem, snížením nebo utlumením reprodukčních schopností a v neposlední řadě přenosem choroboplodných zárodků na potomstvo. Nemoc je porucha fyziologických funkcí a životních projevů organismu, která vzniká působením patogenních činitelů. Každé lokální onemocnění způsobí v konečné fázi onemocnění ryby jako celku. Lze rozlišovat onemocnění celková (generalizovaná), kdy je postižen celý organismus či místní (lokální), kdy je postižen určitý orgán nebo část orgánu. Klinické příznaky onemocnění se nejčastěji projevují nekoordinovanými pohyby ryb, výskoky nad hladinu, ztrátou rovnováhy, apatií, změnou frekvence a způsobu dýchání či neadekvátní reakcí na podráždění. U kaprovitých ryb při nedostatku kyslíku často dochází k nouzovému dýchání tzv. troubení. Dále se vyskytují změny na žábrách (ztmavnutí či vyblednutí), oku (exoftalmus či endoftalmus), řitním otvoru (vyhřeznutí, zvětšení, zarudnutí), kůži (ztmavnutí či vyblednutí, zvýšená či snížená tvorba hlenu). Kůže je zároveň živnou půdou pro sekundární infekce. Podle zákona o veterinární péči (166/1999 Sb. ve znění pozdějších předpisů) je chovatel ryb povinen sledovat zdravotní stav chovaných zvířat a v odůvodněných případech jim včas poskytnout veterinární pomoc. U potravinových zvířat nelze aplikovat léčivo, u kterého nebyl stanoven MRL (maximální reziduální limit). Na základě MRL je stanovena OL (ochranná lhůta), po dobu které nelze potravinová zvířata (tedy i ryby) dodat pro lidský konzum. Léčiva se aplikují nejčastěji ve formě koupelí. Mezi nejdůležitější chemické látky a přípravky používané při léčebných koupelích ryb se řadí NaCl, formaldehyd, malachitová zeleň, látky a přípravky s obsahem mědi, organofosforečné sloučeniny, amoniak, akriflavin, KMnO₄, chloramin B a chloramin T, chlorové vápno, peroxid vodíku, cypermethrin, azamethiphos, bronopol, levamisol, praziquantel,

toltrazuril, mebendazol, metronidazol, či kyselina peroctová (KPO) (Svobodová, 2007).

Existuje celá škála ektoparasitů včetně plísni a jiných cizopasníků, u kterých se může jevit jako účinná aplikace námi sledovaného antiparazitika – kyseliny peroctové (KPO). V případě kapra a lína jde především o plísně způsobující brachiomykózu a saprolegniózu. Dále lze předpokládat i účinnost na ektoparazity způsobující kryptobiózu, ichtyobodózu, myxosporeózu, chilodonelózu, ichtyoftyriózu, trichodinózu a některé helmintózy s jednoduchým vývojovým cyklem (Zusková, 2014 ústní sdělení)

KPO se pro své antimikrobiální a germicidní účinky používá již řadu let k desinfekčním účelům. V nízkých koncentracích lze však KPO použít i do vodního prostředí s přítomností ryb, kde účinkuje profylakticky a terapeuticky. Tento princip začíná provozovat řada chovných zařízení, kterým však schází ucelený přehled a schéma dávkování KPO. V současné době může využívání profylaktických metod přispět k omezení aplikace terapeuticky nebezpečnějších látek (antibiotika, antiparazitika), při jejichž použití nakonec často převažují rizika nad přínosy. KPO nezanechává rezidua v rybách a z vody se postupně uvolňuje, takže nezatěžuje vodní recipient (Zusková a kol., 2011).

KPO je klasifikována jako nebezpečná látka podle směrnice 1999/45/ES. Přípravky s obsahem KPO jsou zdraví škodlivé při vdechování, styku s kůží a při požití. KPO způsobuje těžké poleptání. Je vysoce toxická pro vodní organismy. V souvislosti s rozkladem, ke kterému dochází v uzavřených nádobách a zkumavkách, vzniká následkem vnitřního přetlaku riziko výbuchu. Je nutné používat osobní ochranné prostředky a dodržovat zásady osobní hygieny. Dále je třeba zabránit dlouhodobé nebo opakované expozici, zabránit kontaktu s látkou a nevdechovat výpary. S uvedenou látkou je nejbezpečnější pracovat v digestoři. Látka podporuje hoření a je třeba ji skladovat mimo dosah hořlavin. Výpary jsou těžší než vzduch. Při zvýšené teplotě vytváří se vzduchem výbušné směsi. Při termickém rozkladu může dojít ke vzniku nebezpečných hořlavých plynů nebo výparů. Mezi vhodná hasiva patří pěna, prášek nebo proud vody (směrnice 199/45/ES).

Přes všechna negativa, při správné manipulaci, může být KPO významnou alternativou jiných léčiv. Nahrazuje především malachitovou zeleň, jejíž použití je v současnosti velmi problematické a u potravinových ryb zakázané. KPO může vedle

formaldehydu či NaCl rozšířit spektrum použitelných antiparazitárních přípravků. Použití KPO proti ektoparasitům ryb je zatím částečně popsáno převážně u *Ichthyophthirius multifiliis*, *Ichtyobodo necator* či *Saprolegnia parasitica*. Téma této diplomové práce by tedy mohlo přispět k rozšíření dosavadních znalostí o použití KPO v boji s onemocněními způsobenými ektoparasity.

2. CÍLE PRÁCE

Cílem práce je:

1. Podrobný popis ektoparasitů vyskytujících se na povrchu těla kapa a lína.
2. Popis a posouzení vlivu KPO na smíšené parazitární infekce kapra a lína v rybníčních akvakulturách.
3. Stanovení parazitární prevalence a incidence v rybníčních akvakulturách po aplikaci KPO.
4. Zhodnocení provozního pokusu.
5. Na podkladě výsledků upřesnit aplikační schéma KPO.

3. LITERÁRNÍ PŘEHLED

3.1. Základní parazitologické pojmy

Organismus, který funguje jako cizopasník (parazit) žije po celý život nebo alespoň jeho určitou část na těle či uvnitř těla druhého organismu (hostitele) a živí se jeho tělem. Některé druhy nazýváme monosexní (přízpůsobení pouze jednomu hostiteli) a jiné jako polysexní (schopni napadat několik druhů hostitelů). Tím, že parazit žije na úkor hostitele je pro něj patogenní a tak se stává příčinou jeho onemocnění. Onemocnění živočišného původu jsou označována jako invazivní. Onemocnění způsobená bakteriemi, viry, plísněmi jako infekční. Endoparazité se vyskytují v různých orgánech a tkáních, ektoparazité pak na kůži a žábách. Parazité, které nazýváme obligatorní, nemohou vést jiný než parazitický život. Parazité, které označujeme jako fakultativní, jsou schopni neparazitického života a k hostiteli se dostávají pouze příležitostně. Hostitelský organismus označujeme jako prostředí prvního řádu a vodní toky jako prostředí druhého řádu. Mladší stádia ryb jsou obvykle napadána větším počtem a množstvím druhů parazitů než starší ryby. Ryby přijímající rostlinné krmivo mají méně parazitů, než ryby přijímající živočišnou či smíšenou potravu. Parazitismus se podle počtu vyměněných hostitelů do dosažení dospělosti dělí na monosexní, oligosexní, polysexní. Dále na stenoxenní, heterogenní, diheteroxenní, triheteroxenní a definitivní. Parazitická populace v jednom hostiteli je nazvána infrapopulace, populace všech členů hostitelských druhů, na určité lokalitě je nazývána suprapopulace. (Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Lom a Dyková, 1992; Eiras and col., 2008).

Reakce ryby na parazita může být jak snaha o odproštění, tak následná slabost z jeho přítomnosti. Poraněná místa bývají následně postižena sekundární infekcí, nejčastěji plísněmi, které napadají žábry a ploutve. Výzkum rybích parazitů byl zahájen v roce 1960. Mnoho parazitů jeví afinitu k určité části těla (orgán, kůže, žábry atd.). Napadení žáber je považováno za více nebezpečné než parazitismus na kůži, a proto je žaberním parazitům věnována prvořadá pozornost (Wedemeyer, 1976; Noga, 1996).

3.1.1. Vývojové cykly parazitů

Jde o komplex morfologicko-anatomických, fyziologických a ekologických změn, které prodělává každý parazit od stádia zárodku do stádia pohlavní zralosti. Vývoj parazitů často probíhá skrze mezihostitele až ke konečnému hostiteli. Mezihostiteli

mohou být různé druhy klanonohých korýšů (buchanky) či bentosu (měkkýši, blešivci, máloštětinatí červi, larvy hmyzu). Odolné cysty parazitů mohou žít ve vlhké půdě a dokonce i v úplně vysušeném dně i několik let bez ztráty schopnosti vyvolat onemocnění (Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970).

3.1.2. Parazitologické vyšetření ryb

Nejvhodnější k vyšetření jsou ryby živé, čerstvě ulovené, co nejkratší dobu držené v původní vodě. Před vlastním usmrcením je vhodné druhové a věkové určení ryby. Po usmrcení ryby dochází k zevní prohlídce integrity rybího organismu a přítomnosti makroskopických parazitů (kapřivci, pijavky, někteří klanonozi korýši. Mikroskopičtí parazité se zjišťují pitvou a následnou determinací jak z vnitřních, tak z vnějších orgánů ryb. Z povrchu těla se prostřednictvím kožních seškrabů odebere sliz a následně se pod mikroskopem provede parazitární determinace. Z žáber - převážně z žaberních oblouků a žaberních lístků se provádí seškrab, a nebo se odstřižená část vloží na podložní sklíčko, překryje sklíčkem krycím a připravený preparát se mikroskopuje. Mikroskopuje se jak při malém (kolem 20 ×), tak při větším (kolem 400 ×) zvětšení buď celý orgán, nebo alespoň jeho reprezentivní část. Vyloučíme tak možnost přehlédnutí slabé (začínající nebo doznívající) parazitární invaze. Pro detailnější popis struktury tkáně a případných histopatologických změn způsobených parazity se do 4 % formaldehydu mohou dále odebírat vzorky určené pro histologické vyšetření (Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Svobodová, 2007).

3.1.3. Nejčastěji zjišťované patoanatomické změny vyšetřovaných tkání

ŽÁBRY

Žábry mohou být poničeny:

1. přichycením parazita
2. tlakovou atrofií, což je výsledek parazitismu projevujícího se tlakem na tkáň, ve které parazitují

Reakce hostitele na parazita jsou odlišné v závislosti na druhu a věkové kategorii hostitelské ryby a na druhu parazita (Sniezsko a Axelrod, 1970).

KŮŽE

Tkáň kůže obsahuje epiteliální buňky, které kryjí vnější povrch šupin. V epiteliální vrstvě, kterou vyplňují kyjovité a pohárkovité buňky je obsaženo mnoho leukocytů a lymfocytů. Dále kůže obsahuje hlenové buňky, které produkují sliz. Sliz má především ochrannou funkci (je baktericidní) a při pohybu ryby snižuje povrchové tření na minimum. Navíc dodává rybímu tělu charakteristický pach, podle něhož se ryby orientují v hejnu, chrání před dravcem, který upozorňuje dravce na přítomnost kořisti, umožňuje vyhledávání jedinců druhého pohlaví při výtěru a orientaci v závěrečné fázi třetí migrace u anadromních migrátorů. Sliz dále zpomaluje vstup vody z prostředí do rybího organismu a urychluje srážení krve při poranění (obsahuje enzym trombokinázu). Vylučované množství slizu souvisí s fyziologickým stavem, čistotou vody a je také druhově specifické. Při ztrátách slizu jej ryba obnovuje, ale v extrémních případech tak dochází ke značnému oslabení až vysílení ryby. Útok na kůži tedy spouští obranné reakce napadeného organismu (Wedemeyer, 1976).

3.2. Přehled a popis nejfrekventovanějších parazitů ryb

3.2.1. PROTOZOA (prvoci)

Prvoci se řadí k živočišným organismům. Cizopasíci prvoci ryb patří do třídy nálevníků, bičíkoců, výtrusoců a výtrusenek. Tělo těchto parazitů tvoří jen jediná buňka. Dosahují malých rozměrů (μm). V nepříznivých podmínkách často vytváří cysty nebo spory (odolná stádia). Zneškodnění těchto odolných stádií je obvykle velmi obtížné. Povrch těla je tvořen buď jednoduchou ohebnou membránou, nebo pelikulou, která je tvořena několika membránami nebo je jen vyztužena vláknitými strukturami. Dělíme je podle způsobu výživy na autotrofní a heterotrofní. Mezi oběma typy výživy existuje řada přechodů. Pohybují se pomocí 1 nebo 2 bičíků a panožek. Život prvoků probíhá v uzavřených cyklech. Mohou žít pouze v tekutém nebo vlhkém prostředí, protože nemají možnost se sami chránit před vyschnutím. Mezi nejmenší protozoa patří jednobuněčné organismy, které jsou na rybách nezávislí, komenzálové či parazité. Mezi těmito složkami je tenká bariéra, protože parasitismus kromě ryby záleží též na podmínkách prostředí (vody), chemickém složení, pH a teplotě. Zda bude mít protozoální infekce akutní nebo chronický průběh závisí na mnoha faktorech – na množství protozoí, virulenci a vnímavosti hostitele. Většinou podlehnou parazitům ryby, které jsou ve stresu. V líhních jsou ryby léčeny koupelemi ve formalinu nebo

malachitové zeleni. Patogenita protozoí nezahrnuje produkci toxinů tak jako při bakteriálních infekcích. Protozoální infekce ryb mohou být rozděleny do tří kategorií: vnější, vnitřní a střevní. Vnější parazité žijí na povrchu ryb, kde se drží ve vrstvě slizu, žáber či v epidermální tkáni ryb. Prvoci nejčastěji zapříčiňují dušnost, flekatost kůže, sekundární infekce, hyperplazie epitelu, zvýšenou produkci slizu či hypoxie. Symptomy ryb jsou projevem potravní aktivity prvoků. Diagnóza se provádí nejčastěji histopatologií tkání (Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Anderson, 1974; Noga, 1996).

3.2.1.1. Kryptobióza

Onemocnění se vyskytuje u různých druhů ryb. Nejčastěji postihuje býložravé ryby, kapra, lína a akvarijní druhy ryb. Vyskytuje se zejména u plůdku, případně napadá další věková stádia ryb, která jsou oslabena zhoršenými podmínkami životního prostředí (organické znečištění vody, snížená kyslíkatost vody, vysoké nahloučení ryb).

Původce onemocnění: *Cryptobia branchialis* (bičíkovec, ektokomezál). Má hruškovitý až kapkovitý tvar těla, ostře zúžený na zadním konci. Dosahuje délky až 25 µm. Živí se organickými částicemi a bakteriemi, z tohoto důvodu se vyskytuje v organicky znečištěných vodách. Je přichycen pomocí vlečného bičíku na kůži a žábrách ryb, převážně u lína, karase, ježdíka atd.

Zdroje onemocnění: Může jim být voda, ryby či přímý kontakt.

Predispoziční faktory: Organické znečištění vody.

Patogeneze: Závisí na kondici, věku, nahloučení. Tvoří se nárůsty kryptobií na žábrách (kůži), posléze dochází k dušení až hynutí napadených ryb.

Klinické příznaky onemocnění: Projeví se při silné, masivní infekci, když je znemožněna výměna plynů mezi organismem a jeho prostředím. Ryby vyhledávají vodu s vyšší koncentrací kyslíku u přítoku nebo pod hladinou a může dojít i k úhynům. Ryby vykazují známky dušení a u plůdku ryb dochází až k acidóze. Ryby přestávají přijímat potravu, mění chování, hubnou a jsou apatické.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Překrvené žábry a nárůsty kryptobií.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA, mikroskopie žáber (kůže), slizu.

Diferenciální diagnostika: Ichtyobodóza a jiné choroby a chorobné stavy s příznaky dušení.

Prevence: Nutné je zajištění pravidelné veterinární kontroly zdravotního stavu ryb při odchovu raných vývojových stádií ve speciálních zařízeních, využívajících oteplenou vodu (2 × týdně) a v líhních. Důležité je zajistit optimální kvalitu vody a to zejména odkalováním rybochovných nádrží, aby se nezvyšovalo množství organického detritu a koncentrace organických látek ve vodě. Dalším velmi důležitým opatřením je zajistit dostatek přirozené potravy vhodného velikostního a druhového složení a tím zabránit oslabení kondice ryb.

Terapie: Snížením organického zatížení vody a množství organického detritu či odkalováním rybochovných nádrží se zlikvidují silné nárosty kryptobií na povrchu těla a žáber. Důležité je rovněž zkvalitnit předkládanou potravu a zvýšit množství přirozené potravy. Po neúspěšném preventivě-léčebném opatření je dobré použít léčebné antiparazitální koupele, které se používají při ichtyobodóze (NaCl, formaldehyd, akriflavin, Kuprikol 50–30-70 mg×l⁻¹ po dobu 15-30 min) (Eiras a kol. 2008, Lom a Dyková, 1992; Svobodová, 2007; Ergens a Lom, 1970; Noga, 1996, Navrátil a kol., 2000).

3.2.1.2. Ichtyobodóza

Nejrozšířenější, nejčastěji se vyskytující a nejzávažnější protozoální onemocnění našich ryb. Původce napadá kůži a žábry všech druhů sladkovodních ryb a jejich plůdku, dokonce i vajíčka. Největší ekonomické ztráty vznikají při odchovu plůdku lososovitých ryb. Ichtyobodóza je limitujícím faktorem při odchovu raných vývojových stádií ryb a to hlavně kapra, lína, býložravých ryb, sumce, akvarijních ryb, atd. v rybochovných zařízeních s oteplenou vodou.

Původce onemocnění: *Ichtyobodo necator* (bičíkovec) je jedním z nejmenších ektoparazitů, který infikuje ryby. Tento cizopasník je 20 μm velký. Má fazolovitý, plochý, vejčitý, hruškovitý, oválný, mírně asymetrický tvar těla s jedním kratším a jedním delším bičíkem. Někdy může mít i čtyři bičíky, a to v případě, kdy jde o počáteční stadia dělení při zdvojení bičíků. Disponuje zobákovitým výběžkem v levém okraji s ústím cytostomu, který po přilnutí cizopasnika k hostitelské buňce slouží k vysávání buněčného obsahu. Po opuštění hostitele vytváří cysty, které si zachovávají životnost po krátkou dobu. Potravu přijímá pouze v přisedlém stavu. Přilne k buňce

žaberního nebo kožního epitelu, pronikne do ní a saje její obsah. Je to velmi rozšířený cizopasník ryb a larev obojživelníků.

Zdroje onemocnění: K zamoření prostředí dochází s přitékající vodou nebo vysazením (plevelných) napadených ryb mezi ryby zdravé.

Predispoziční faktory: Onemocnění probíhá při teplotě vody 2 až 30 °C. K intenzivnímu množení dochází při teplotách kolem 25 °C. Tato teplota působí masivní infekce až úhyny raných vývojových stádií ryb při odchovu na oteplených vodách. K množení parazita však dochází i při teplotách kolem 15 °C. Další faktor pro vzplanutí choroby je zhoršená kondice a zhuštěná obsádka ryb, kdy k přenosu infekce dochází pouhým dotekem ryb či odpadnutím cizopasnika a jeho následným přichycením na nového hostitele. Náchylné jsou ryby oslabené nedostatečnou výživou, špatnými hygienickými poměry v nádržích a dlouhým sádkováním. Mimo tělo ryby hyne za několik málo hodin. Na uhynulých rybách zůstává při nízké teplotě na živu i více dní. V nepříznivých podmínkách tvoří kulovité cysty velikosti 7-10 µm, které jsou odolné proti teplotě a vysušení.

Patogeneze: Infekce probíhá akutně až subakutně. Parazit aktivně vysává buněčný obsah, v místě přichycení pak dochází k zesílení epidermis a následnému odlupování epitelu. Na poškozeném místě se vytvářejí plošné eroze, které vedou k osmoregulačním poruchám, dýchacím obtížím až hynutí.

Klinické příznaky onemocnění: Poruchy příjmu potravy, shromažďování u hladiny, vyhledávání vody s vyšším obsahem kyslíku u přítoku. Na rybách jsou viditelné šedomodré okrsky, obzvláště na jejich hřbetě a okrajích ploutví. Periferie ploutví jsou šedě lemovány a jsou neprůhledné. Žábry bývají našedlé. Napadené ryby hynou ve velkém množství za příznaků dušení (desítky až stovky kusů za den). Ryby mají nekoordinované pohyby, ztrácí pigmentaci, shromažďují se u dna, otírají se o předměty, jsou apatické, hubnou, nadměrně vylučují hlen a mají oteklé ploutve a žábry.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Nevětším problémem, které parazit způsobuje, jsou patologické změny na kůži a žábách ryb. Jde převážně o plošné kožní eroze, kvůli kterým může dojít i k selhání osmoregulace. U napadených ryb se vyskytuje 3 až 5 násobné zesílení epidermis, které je doprovázeno úplným vymizením hlenových

buněk. Ve zbylých buňkách respiračního epitelu a epidermis dochází k vážným poruchám, spojeným s hyperplazií žaberního epitelu a nekrózou epiteliálních buněk.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA+H, mikroskopie seškrabu kůže a žáber (100×).

V preparátu z čerstvé ryby lze živé parazity dobře rozpoznat podle tvaru a čilého pohybu.

Diferenciální diagnostika: Jiné kožní choroby.

Terapie: K léčení se používá velké množství antiparazitárních koupelí. Krátkodobé koupele v chloridu sodném a ve formaldehydu se používají při léčení ichtyobodózy raných vývojových stádií kaprovitých ryb a sumce v rybochovných objektech s oteplenou vodou. Dále se aplikuje malachitová zeleň, CuSO_4 , nebo se využívá zvýšení teploty nad 32°C . Dlouhodobá koupel v akriřavinu se používá při léčbě akvarijských ryb. Účinnost koupelí není stoprocentní. Parazit přežívá v záhybech epitelu a infekce pak může propuknout později. Dále se používá formalinová lázeň, která se připraví smíšením 40 % formalinu s 10 l vody. Lázeň trvá 10-15 minut, podle odolnosti ryb. Po 2-3 dnech je koupel nutné opakovat. Vykoupané ryby se musí přesadit do čisté vody. Pro ryby v nádržích bez přítoku jsou účinné dlouhotrvající koupele v trypařavinu, a to po dobu 2-3 dnů, v množství 1 g na 100 l vody. Dále je velmi účinné zvýšení teploty nad 30°C nebo 32°C po dobu 4 až 5 hodin nebo 5 dní. Toto opatření je vhodné hlavně pro kapra a lína, kteří snášejí toto zvýšení vody bez poškození.

Prevence: Musí být prováděna velmi důsledně. Spočívá hlavně ve vytváření vhodných podmínek pro zajištění dobrého zdravotního stavu a dobré kondice. Nezbytné je zajištění zdroje vody prosté parazitů a jejich cyst. Pravidelná kontrolu zdravotního stavu je nutné provádět bezprostředně před výlovem, převozem a vysazováním obsádek ryb. Provádí se v líhních, při umělém odchovu raných vývojových stádií ryb a ve pstruhárnách 1krát týdně, ve speciálních rybochovných zařízeních alespoň 2 × týdně. Důležitou prevencí při odchovu raných vývojových stádií ryb je zajistit dostatek přirozené potravy vhodného velikostního a druhového složení. V dostatečné kvalitě a dostatečném množství je nutné podávat také doplňkové krmivo. Velmi důležité je zajištění optimální kvality vody s odpovídajícími fyzikálně – chemickými podmínkami. Je nutné předcházet stresovým stavům způsobeným nešetrnou manipulací

s rybami, vysokou hustotou obsádky ryb ve speciálních rybochovných zařízeních (hlavně raných vývojových stádií ryb) a rybnících. Stres může dále způsobit zhoršený výživný stav ryb a usnadňuje šíření infekce. Zajištění zdroje vody prosté parazitů a jejich cyst, kdy nejvhodnějším zdrojem jsou podzemní vody. Líhně, speciální rybochovná zařízení a pstruhařské podniky jsou však většinou napájeny vodou povrchovou, jako je voda z řek či náhony. Zcela nevhodným zdrojem napájení je voda z rybníka. Menší nádrže v intenzivních chovech mohou být za pomoci filtrů částečně zbaveny infekčních stádií parazitů. Do všech objektů je nutné vysazovat ryby vyšetřené, prosté ichtyobodózy, které byly ošetřeny antiparazitární koupelí (Noga, 1996; Lom a Dyková, 1992; Svobodová, 2007; Volf a Havelka, 1958; Svobodová, 2007; Hoffman a Meyer, 1974; Eiras a kol., 2008; Navrátil a kol., 2000).

3.2.1.3. Chilodonelóza

Původce tohoto onemocnění se vyskytuje u všech druhů našich i importovaných ryb, ve všech typech stojatých i tekoucích vod. Významné ztráty vznikají ve speciálních rybochovných zařízeních a také v rybničním chovu. Objevuje se hlavně u ryb, které se vyskytují v nížinných podmínkách. Je to velmi časté onemocnění kapřího plůdku. U starších ryb je toto onemocnění nebezpečné pouze při silném napadení.

Původci onemocnění: *Chilodonella piscicola* (nálevník) – Jeden z nejrozšířenějších a nejnebezpečnějších parazitů, který napadá kůži a žábry ryb. Jeho tělo je listově ploché, oválné a měří až 70 μm . Ústní ústrojí slouží k pohlcování drobných organických částic, rozrušování epidermis kůže a epitelu žáber.

Chilodonella hexatricha-Napadá rovněž kůži a žábry sladkovodních ryb. Vyskytuje se u kaprovitých ryb. Má tělo oválného, mírně asymetrického tvaru, dorsoventrálně zploštělé, v zadní části srdcovitě vypouklé. Za nepříznivých podmínek vytváří cysty, které jsou velmi odolné. Napadá kapří plůdek, ale i starší ryby, hlavně ty oslabené. Z ryb může přecházet i na pulce.

Zdroje onemocnění: Ke vzplanutí infekce nejčastěji dochází vysazením napadených ryb mezi zdravé neboinfikovanou přitékající vodou, popřípadě potravou ze zamořených lokalit.

Predispoziční faktory: Nejintenzivnější rozmnožování parazita probíhá při teplotě 5 až 10 °C, obzvláště při nedostatku světla. Pro vzplanutí nemoci je rovněž významné oslabení ryb dlouhým zimováním, hladověním a nepříznivými kyslíkovými poměry.

V akvarijních chovech tropických a subtropických ryb se parazit projeví při dlouhodobějším poklesu teploty vody pod 18 °C.

Patogeneze: Nejčastější je subakutní průběh, kdy parazit nabodává epidermální buňky a buňky žaberního epitelu. Vysává jejich obsah a následně dochází k nekróze a zahlenění postižených míst. Pokud je napaden epitel žáber objevují se dýchací potíže. Napadené ryby vypadají sešle a mohou i hynout.

Klinické příznaky onemocnění: Většinou se objevují koncem zimy v chovech kaprů. Často i v sádkách tržních kaprů. Ryby se shromažďují u přítoku, ztrácejí únikový reflex, nouzově dýchají, jsou malátné a vyhublé.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Ryby mají našedlé, zakalené žábry, šedomodře zakalenou kůži a ploutve. U nakažených ryb se mohou tvořit vředy na kůži. Žábry jsou hyperplazické s četnými hemoragiemi až nekrózou.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA, mikroskopie kožního a žaberního seškrabu s přidanou kapkou vody.

Diferenciální diagnostika: Jiné ektoparazitózy a choroby projevující se podobnými K+PA změnami.

Terapie: K léčení se používá řada antiparazitárních koupelí. Z krátkodobých a dlouhodobých koupelí - chlorid sodný, formaldehyd, chloramin-B, lysol, malachitová zeleň, KMnO_4 , CaO a NaCl. V chovu akvarijních ryb se používá dlouhodobá koupel v akriřavinu. U kapra a amura se využíval i Kuprikol 50.

Prevence: Zabezpečit dobrý výživný stav ryb, zejména před zakomorováním. Vytvářet optimální podmínky chovu a zabránit přenosu původce. Nevysazovat napadené ryby, aby nedošlo k zamoření odchovných nádrží. Instalovat šterkopískové filtry do speciálních rybochovných zařízení. Odchovávat silnější kapří plůdek kusové váhy 2-3 dkg. Nepřesazovat ryby z komorových rybníků. Zvýšit průtok vody kvůli vyplavení parazitů. Dobré je provádět preventivní zdravotní koupele a to hlavně při jarním vysazování a před uložením do komor (Volf a Havelka, 1958; Svobodová, 2007; Navrátil a kol., 2000; Hoffman a Meyer, 1974; Eiras a kol., 2008; Lom a Dyková, 1992; Noga, 1996; Ergens a Lom, 1970).

3.2.1.4. Ichtyoftirióza

Jedno z nejzávažnějších parazitárních onemocnění ryb. Bývá příčinou hromadného hynutí ryb a vyvolává velké ztráty. Ohrožuje všechny druhy a všechny věkové kategorie ryb. Velmi nebezpečné je toto onemocnění v intenzivních chovech ryb, kde bývá velké množství ryb na malý objem vody, v sádkách při zvýšeném množství vody a komorových rybnících. K onemocnění je velmi citlivý sumec či akvarijní ryby. Jen ojediněle se objevuje na rybě v kaprových rybnících. Zvláště nebezpečný je u línů (ryb sádkovaných dlouho do jara) a generačních kaprů (před třením uchovávaných v malých nádržích s malým průtokem). Tito napadení kapři se nemohou třít a následně hynou.

Původce onemocnění: Kožovec - *Ichthyophthirius multifiliis* (nálevník). Má velké rozšíření od subarktické oblasti k tropické. Cizopasí na ploutvích, mezi pokožkou a škárou či v žaberním epitelu. Na rybách cizopasí jeho vegetativní stádium zvané trofont a ten dorůstá 1 mm až 1,5 mm. Je typický svým podkovovitým jádrem a kulovitým tvarem těla. Živí se rozpuštěnou buněčnou drtí. Rozsáhlé poškození tkání, až nekrotické změny způsobuje jeho růst a pomalý rotační pohyb. Když dosáhne určité velikosti, tak se uvolní z hostitelské tkáně, usadí se na různých předmětech ve vodě a opouzdří hlenovitou schránkou. Další stádium zvané tomont se rozdělí na velký počet tomitů až na 2000. Po uvolnění z cysty se změní v další stádium zvané theront, velké 20 až 40 μm , který plave, vyhledává znovu hostitele a cyklus se tak opakuje. Theront musí najít do 2 až 3 dnů hostitele, jinak hyne. Jediný trofont může vyprodukovat až přes 1000 dalších therontů. Jakmile se nálevník usadí pod kůží, tak se stává trofontem. Celý cyklus trvá cca 8-21 dní v závislosti na teplotě vody. Rozmnožování kožovce je přerušeno při teplotě vody pod 3 °C a nad 28 °C. Teplota vody nad 30 °C způsobuje odumírání parazitů. Zdroje onemocnění: Při silných invazích se parazité mohou přenášet těsným kontaktem (přeplněné sádky, komory) z ryby na rybu. K napadení jsou více náchylné mladé ryby. K zamoření kožovcem dochází také s přitékající vodou či krmením přirozenou potravou, lovenou pro odkrmování plůdku z rybníků.

Predispoziční faktory: Pro propuknutí nemoci je nejideálnější teplota 15-25 °C. Při teplotě vody kolem 10 °C cyklus trvá kolem 28–35 dní. Při teplotě vody 25 až 26 °C trvá pouze několik hodin. Dalšími významnými faktory pro vzplanutí infekce jsou vyšší či nižší teplota vody a nahloučení ryb. V rychle proudících a chladných potocích

se parazit nemůže hromadně vyvíjet. Nebezpečný je tedy zvláště tam, kde je malý průtok a voda se rychle prohřívá.

Patogeneze: Subakutní průběh je typický invazí a následnou reinvazí kožovců, kteří poškozují tkáň v místě přichycení. Na žábřácích způsobují hyperplazii epitelu. Ryby vypadají sešle a zpravidla hynou v důsledku silného narušení homeostázi a z důvodů dušení. Klinické příznaky onemocnění: Ryby se otírají o předměty ve vodní nádrži a o dno, jsou neklidné, ztrácejí reflexy. Časté jsou poruchy příjmu krmiva, malátnost, hynutí ve velkém počtu za příznaků dušení. Mezi další příznaky patří sekundární zaplísnění a shromažďování se u přítoku, kde je větší nasycení kyslíkem či při okrajích nádrže, endoftalmus, nekoordinované pohyby, odlupování šupin a ztráta pigmentace.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Kožní eroze až nekróza tkáně, léze na kůži, bílé tečky na kůži a žábřácích o průměru až 1mm nebo po celém těle. Fleky obsahují jednoho či více parazitů, kteří jasně prosvítají průhlednou hlenovou vrstvou. Ze začátku jsou nejzřetelněji rozpoznatelné ohraničené fleky na ploutvích. Bělavý povlak je zesílený vylučovaným hlenem. Dochází rovněž k napadení a poškození oční rohovky, která může být místy rozpadlá. Někdy dochází až k zaplísnění a oslepnutí ryby. Překrvené a později roztroušené žábry jsou rovněž posety jemnou krupičkou. Zanícená a odumřelá kůže způsobuje plošné kožní eroze, a tím může docházet až k obnažení svalstva. Tato místa slouží jako zdroj sekundární infekce pro bakterie, prvoky a povrchové plísně.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA, prohlídka lupou. Mikroskopie kůže a žáber. U plůdku se provádí mikroskopie vyšetřením části ocasní ploutve.

Diferenciální diagnostika: Piscinoodinióza, myxosporeózy.

Terapie: V počátečním stádiu lze nemoc snadno rozeznat pouhým okem. Terapie je velmi obtížná, vzhledem k tomu, že se kožovec zanořuje do tkáně na povrchu těla a tak je ve značné míře chráněn před antiparazitárními koupelemi. Často se využívá metoda přechodného zvýšení teploty vody – na 31 až 32 °C po dobu 3 dnů a to hlavně u akvariálních ryb a ve speciálních rybochovných zařízeních s oteplenou vodou. Dále jsou použitelné antiparazitární koupele, které účinkují na stádium trofonta, který opouští hostitele za účelem vytvoření cysty. Dlouhodobé, případně krátkodobé koupele v malachitové zeleni lze využít v chovu akvariálních ryb. Nejvíce se osvědčila koupel v malachitové zeleni, kombinovaná s formaldehydem po dobu 2 hodin. U

potravinových ryb nelze použít koupel v malachitové zeleni. Uváděna je i koupel v akriřavinu po dobu 3 až 20 dnů. Dále $\text{Hg}(\text{NO}_3)_2$, Neguvon, CaO, CuSO_4 . Pro tlumení ichtyofitriózy u akvarijních ryb je možno uplatnit metodu každodenního přelovování ryb, až do doby, kdy vymizí trofonti na kůži. Dále u ryb, které přijímají ochotně medikovaná krmiva, se používají krmiva obsahující dimetridazol či metronidazol (přípravek Entizol). Dále se používají látky, které uvolňují do vody reaktivní formy kyslíku (přípravek Perchlor).

Prevence: Pravidelné prohlídky ryb - hlavně ploutví, kůže a žáber. Ojedinelý výskyt parazita nevyvolá akutní onemocnění, ale musí se dbát zvýšené pozornosti, a to zejména v teplém ročním období. Generační ryby je důležité rovněž kontrolovat. K zabránění zamoření chovného prostředí předejdeme zejména vysazováním zdravých ryb a zajištěním kvalitní přítokové vody prosté infekčních stádií parazitů. Důležitá je rovněž filtrace skrze štěrkopískové filtry. Neméně důležité je také vytvořit optimální životní podmínky chovu. Zajistit dobrý výživový a kondiční stav ryb. Zodpovědně určovat hustotu obsádky.

Opatření: Důležité je si uvědomit životní cyklus kožovce v závislosti na teplotě vody. Po propuknutí choroby je nutné vypustit vodu z nádrže a dno dokonale vysušit. Desinfikovat chlorovaným vápnem (dávka $0,5$ až $0,6 \text{ t} \times \text{ha}^{-1}$) či páleným vápnem (dávka $2,5 \text{ t} \times \text{ha}^{-1}$) zamokřená místa. Je nutné vysušit rybolovné nářadí po styku s vodou nebo rybami ze zamořeného prostředí.

3.2.1.5. Další nálevníci příležitostně parazitičtí

Apiosoma piscicola– Mladší stádia jsou zavalitá, vzrostlí jedinci jsou štíhlí. Častý ektoparazit vyskytující se hlavně v jarních měsících, a to téměř ve všech českých povodích. Napadá pstruha potočního, kapra a mnoho dalších kaprovitých ryb.

Epistylis lwoffii– Má kuželovitý tvar těla. Jeho pelikula (tenká vrstva cytoplazmatické membrány nacházející se u prvoků). U populací kaprů obsahuje 80-99 vroubků. Pod peritonem (podbřišnice) má podkovovitý makronukleus. Jeho plazma obsahuje trávicí vakuoly. Často a ve velkém počtu se nachází na povrchu těla kapra, pstruha potočního, koljušce, okounovi atd. (Svobodová, 2007; Ergens a Lom, 1970; Volf a Havelka, 1958; Eiras a kol., 2008; Lom a Dyková, 1992; Noga, 1996; Hoffman a Meyer, 1974, Navrátil a kol., 2000).

3.2.1.6. Trichodinózy

Nejčastěji vyskytující se parazit kůže a žáber ryb. U zesláblých ryb mohou pokrývat celý povrch těla.

Původci onemocnění: Zástupci rodů *Trichodina*, *Trichodinella*, *Tripartiella*. Mají kloboukovitý tvar těla a přichytný disk. *Trichodiny* obsahují adhezivní disk, který se skládá ze tří částí: střední – kuželovitě ozubené části, dlouhého rovného výběžku a plochého půlměsíčkového výběžku. Dosahují velikosti až 100 μm . Potravu přijímají z okolní vody (bakterie, organická drť, drť z přirozeně odumřelých buněk hostitele). Jsou to ektokomenzálové, kteří využívají hostitele jako podkladu, který je svým pohybem přivádí ke zdrojům potravy. Tehdy se mohou Trichodiny živit rozrušenými částicemi těla hostitele a chovat se jako skuteční paraziti. Bez hostitele žijí trichodiny ve studené vodě pouze několik dní a v teplé vodě několik hodin.

Zdroje onemocnění: Přímý styk nemocných ryb se zdravými a vodou tekoucí z jedné nádrže do druhé. Kromě ryb žijí na povrchu těla larev obojživelníků a některých bezobratlých.

Predispoziční faktory: Na rybách v dobré kondici a v dobrých životních podmínkách se vyskytují pouze v malém množství. Na oslabených mladých rybách nebo na čerstvě vykuleném plůdku se rychle množí a přichytáváním nebo stálým pohybem dráždí a poškozují povrch těla v takové míře, že může dojít i k úhynům.

Patogeneze: Za příznivých podmínek se namnoží a dráždí a poškozují tkáň hostitele. U mladších ryb může docházet i k úhynům.

Klinické příznaky onemocnění: Projevují se pouze při masivních infekcích. Ryby se otírají o předměty, vyhledávají kyslíkatější vody pod hladinou a u přítoku, ztíženě dýchají, hubnou. Špatná kondice může vést až k mortalitě cca 1% ryb za týden, u mladších věkových kategorií i mnohem více. Mortalita se zvyšuje se sekundární infekcí.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Našedlé zákaly ploutví, kůže, žáber. Zákal je patrný hlavně ve vodě.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA změny, mikroskopie kůže a žáber. Tito parazité jsou při zvětšení nápadní svou zvláštní formou, stálým vířivým pohybem řas a

kroužením. Při ojedinělém nálezu není nebezpečný, avšak při smíšené invazi vede ke zhoršení zdravotního stavu.

Diferenciální diagnostika: Jiná onemocnění kůže a žáber.

Terapie: K léčení se používá řada antiparazitárních koupelí, které nemusí být vždy účinné. Krátkodobé a dlouhodobé koupele (chlorid sodný, formaldehyd). V chovu akvarijských ryb se používá dlouhodobá koupel v akriřavinu. Kapr a amur - Kuprikol 50, Chloramin-B, KMnO₄, CaO, NaCl.

Prevence: Obdobná jiným protozoózám kůže a žáber (Svobodová, 2007; Hoffman a Meyer, 1974; Navrátil a kol., 2000; Volf a Havelka, 1958; Noga, 1996; Lom a Dyková, 1992).

3.2.1.7. Další ektokomenzálové rodů Capriniana (Trichophrya), Apiosoma, Ambiphrya

Z povrchu těla lze odstranit tyto nálevníky antiparazitárními koupelemi. Krátkodobé koupele (chlorid sodný, formaldehyd, malachitová zeleň), kapr a amur - Kuprikol 50, dlouhodobé koupele (chlorid sodný, formaldehyd). V chovu akvarijských ryb se používá dlouhodobá koupel v akriřavinu. Na zdravých rybách se vyskytují v malém množství, při oslabení se ale mohou masivně namnožit a dráždit buňky žáber a kůže. Tímto zhoršují celkově špatný zdravotní stav hostitele a navíc svojí přítomností brání ve výměně plynů mezi organismem a prostředím. Na plůdku (zvláště raném), oslabeném stresovými vlivy se mohou vyskytovat silné nárosty těchto nálevníků, kteří zůstávají i nadále pouze ektokomenzály a živí se tedy pouze organickými látkami z vnějšího prostředí (Lom a Dyková, 1992).

3.2.2. HELMINTÓZY

Terapie i prevence helmintóz bývá často velmi problematická. Cizopasí buď na povrchu těla, nebo ve vnitřních orgánech ryb. Vývoj je buď jednoduchý či složitý s účastí mnoha mezihostitelů, kde ryba je buď mezihostitel anebo hlavní hostitel. To samé platí i u vodních ptáků či jiných vodních živočichů.

Podle systematické příslušnosti se původci helmintóz rozdělují na:

Monogenea (žábrolísti)

Trematoda (motolice)

Cestoda (tasemnice)

Acanthocephala (vrtějši)

Nematoda (hlístice)

Hirudinea (pijavky)

3.2.2.1. Monogenea

Patří mezi nejmenší cizopasně červy. Velikost *monogeneí* se pohybuje od 0,2-0,5 mm do několika milimetrů. *Monogenea* mají přímý vývoj. Živorodá *monogenea* mají embryonální i postembryonální vývoj uvnitř těla mateřského jedince. Vajíčka prodělávají nerovnoměrné rýhování a embolickou gastrulaci. V počátcích rýhování se vytvoří zvláštní blastomer, který během vývoje podněcuje vznik dalšího jedince. Vejcorodá *monogenea* mají embryonální i postembryonální vývoj mimo tělo mateřského jedince. Vajíčka jsou jednojaderná a probíhá u nich nerovnoměrné rýhování a epibolická gastrulace. Velká část má podlouhlé a bilaterálně symetrické, dorzoventrálně zploštělé tělo, které je oválné na příčném průřezu. Tělo *monogeneí*, které dosáhlo pohlavní zralosti je kryto tenkou, dvouvrstevnou a hladkou kutikulou. K přichycování na hostitele jim slouží hlavové výrůstky či přísavky a přichytný disk (haptor), který je doplněn různými svalovými a chitinovými útvary. Pomocí haptoru jsou přichyceni k hostiteli téměř všichni červi. Nově vzniklá vylíhlá larva, která opustí vaječné obaly, putuje do vnějšího prostředí a tam prodělává jednotlivé fáze postembryonálního vývoje. Larva se ve vodě pohybuje přímočaře. Je kladně fototropická a není schopna žádného přichycení, protože háčky jsou uloženy pod tělním pokryvem uvnitř haptoru. Když nastane další životní fáze, tak se háčky proříznou na povrch haptoru. Larvy ztrácejí pozitivní fototropismus, nepohybují se už přímočaře a mohou se už zafixovat na hostitele. V této fázi se chová už jako parazit, přijímá intenzivně potravu a vyvíjí se v dospělého červa. Když larva nenajde do určitého času hostitele, tak hyne. Většina druhů žaberních *monogeneí* vyvolává závažné změny v místě přichycení. Způsobuje nekrózu tkáně, krváceniny, bujení pojivové tkáně nebo i slepování žaberních lístečků. Dojde tak k výraznému zmenšení dýchacího povrchu žáber. *Monogenea* způsobují rány a mechanické pohmoždění na kůži a ploutvích a to zapříčiňuje sekundární bakteriální a plísňové infekce.

Původci onemocnění: Zástupci čeledi *Dactylogyridae* mají vyvinuty kožní žlázové buňky, které vývody ústí na povrch těla. Produkují lepivý sekret, sliz a to hlavně na

přední a zadní konec těla. V zadní části těla je svalovina (tvořena podélnými, příčnými a okružními vlákny), která napomáhá přichycování. Trávicí soustavu tvoří ústní otvor, hltan, předhltan, jícen, střevo. Vyměšovací soustavu tvoří plaménkové buňky, sběrné kanálky, vlastní exkreční vývody. Nervová soustava je jednoduchá, ale výborně vyvinutá. V hltanové oblasti jsou dvě ganglia, která inervují jednotlivé části těla pomocí nervových provazců. Všichni zástupci *monogenei* jsou hermafroditi. Mají jednoduché oči a smyslová zakončení nervových vláken. Mají společný otvor, do kterého ústí děloha a samčí pohlavní orgán a dva vaginální otvory. Na žábřácích různých druhů ryb se vyskytují zástupci rodu *Dactylogyrus*. Jsou vejcorodí a charakteristické jsou pro ně čtyři pigmentové oční skvrny, které jsou umístěné v přední části těla. Obsahují přichytný disk (plošku), který má 14 okrajových a dva až čtyři střední háčky s jednou nebo dvěma spojovacími destičkami. Mají chitinoidní kopulační orgán, který je tvořen kopulační trubičkou a opornou částí. Mají oválná vajíčka, s krátkou stopkou a bez filamentů. Zástupci rodu *Dactylogyrus* mají postembryonální vývoj.

Dactylogyrus vastator – nebezpečný zvláště u kapřího plůdku do 6 až 7 cm a cizopasí na žábřácích, převážně na periferních koncích žaberních lístků, kde dochází k rozsáhlým změnám až nekróze či odpadáváním částí lístečků. Toto mechanické poškození žaberní tkáně může končit úhynem ryby. Jeho optimální teplota je kolem 22 až 24 °C, kdy dochází k maximálnímu napadení. S poklesem teploty dochází u plůdku k prudkému snížení intenzity infekce. Úhyn způsobuje u 4 cm velkého kapra 140 až 160 jedinců tohoto cizopasníka. V zimě se vyskytuje na žábřácích některých slabých ryb menších než 6 cm. Do vody i na žábry klade vajíčka od jara do podzimu. Vajíčka jsou tmavá, 90 x 20 µm velká s malou stopkou. Za příznivých podmínek se rozmnožují na rybě i v zimě, když vajíčka zůstávají uložena v rybničním dnu a to až do jara, aby s oteplením vody založila nové generace. Z vajíček se u dna líhnou obrvené larvy, které musí do 8-10 hodin nalézt hostitele. Tento druh je rozšířený ve všech povodích v některých letech v každém rybníku, kde způsobuje vysoké ztráty. Patogenita je podobná jako u *D. extensus*.

Dactylogyrus extensus- je druhým nejčastěji se vyskytujícím druhem monogeneí u kapra. Jeho tělo tvoří kopulační orgán, který má malou základní část, tyčinkovitou opornou část a kopulační trubičku. Parazituje v tekoucích i stojatých vodách povodí Labe, Dunaje a Odry. Napadá všechny věkové skupiny kapra a zvláště mladé ryby -

plůdek a násadu. Vyskytuje se během celého ročního období na žaberních lístcích. Pro tento druh je optimální teplota 16 až 17 °C. S tímto druhem se tedy setkáváme nejvíce v jarních a podzimních měsících. U plůdku kapra se objevují ve třetím týdnu po vykulení a způsobují závažné úhyny i během letních měsíců. K infekci plůdku 4 až 5 cm velkého je nutné 20 až 30 pohlavně dospělých cizopasníků. Dochází pak k rozrušení žaberní tkáně a rozsáhlým nekrotám či k destrukci žaberního aparátu mohou v chladném období vést k hromadným úhynům ryb.

Dactylogyrus macracanthus– specifický parazit žáber lína, který při vysoké invazi může způsobovat deformaci žaberních lístků. Na českém území zjištěn pouze v povodí Dunaje a Labe.

Dactylogyrus tincae- cizopasí na línovi z povodí Dunaje a Labe. V rybnících může dojít k napadení až 60 jedinců na 1 lína. Patogenita tohoto druhu je nejspíš podobná jako u *D. macracanthus*. Žábrolísti rodu *Dactylogyrus* jsou nebezpečnější než rodu *Gyrodactylus*(Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Svobodová, 2007).

Zástupci čeledi ***Gyrodactylidae*** neobsahují vaječník, ale pouze zvláštní žlázu. Jsou živorodí. Pohlavně zralí červi mají přichytný aparát s okrajovými háčky, středními háčky a spojovacími destičkami. Zástupci rodu *Gyrodactylus* se vyskytují na žábrách, na kůži a ploutvích různých druhů ryb. Poškození parazitem spočívá především v mechanickém poškození hostitelské tkáně a to může vyvolat anémii žaberních lístků a jejich nekrózu. Toto je, při silnějších invazích, doprovázeno zvýšenou produkcí slizu a zánětlivými procesy. Kůže a ploutve jsou vstupní branou pro sekundární infekce. *Gyrodactylus* napadá hlavně plůdek a násadu, příležitostně i dospělé ryby.

Gyrodactylus cyprini – vzácný cizopasník ploutví a žáber kapra v povodí Dunaje a Labe.

Gyrodactylus katharineri– byl dlouhou dobu považován za *G. elegans*. V českých zemích se vyskytuje ve všech typech vod a povodích, kde žijí jeho hostitelé. Cizopasník kůže, ploutví a žáber kapra.

Gyrodactylus elegans – Parazituje na kůži, ploutvích (převážně hřbetní a ocasní) a žábrách (pouze při hromadném rozmnožení). Způsobuje rozpad kůže, ploutví a jejich následné zaplísnění. Velký je 0,5 mm. V létě se na rybě nachází ojediněle a častý je zejména na kaprovitých rybách.

Gyrodactylus schulmani – Vyskytuje se u kapřího plůdku hlavně na žaberních obloucích, kůži a ploutvích. V ČR se vyskytuje zejména v nejteplejší části roku (červenec, srpen), kdy je plůdek kapra relativně malý. Na podzim či v zimě se nalézá minimálně. Typický je v tekoucích vodách.

Gyrodactylus tincae– často se vyskytující cizopasník kůže, ploutví a žáber lína. Nalezen v povodí Dunaje, Labe a hlavně v rybníčních soustavách (Ergens a Lom, 1970; Svobodová, 2007; Volf a Havelka, 1958).

Zástupci rodu ***Eudiplozon*** parazitují převážně na žábřácích kaprů a to u všech věkových kategorií.

V ČR poprvé nalezen v roce 1986 u dvouletých a starších kaprů a konkrétně druh ***Eudiplozon nipponicum***. Dosahuje celkové délky těla 3 až 6,4 mm. Dospělí jedinci mají tělo ve tvaru písmene X a vznikají srůstem dvou samostatných jedinců. V oblasti srůstu se dělí na delší (přední) a kratší (zadní) část. Zadní část obsahuje přichytný orgán se čtyřmi páry metamorfovaných přísavek a laločnatá rozšíření. Přísavky slouží k aktivnímu přichycení parazita k žabernímu aparátu a laločnatá rozšíření k mechanickému zaklesnutí mezi jednotlivé žaberní lístečky. Vývojový cyklus probíhá ve dvou fázích. První fáze probíhá mimo rybu (ve vodě). Druhá, kdy dospělec parazituje na žábřácích a produkuje vajíčka, z nich se vylíhne larva – onkomiracidium a ta vyhledává hostitele a přichycuje se k jeho žabernímu ústrojí. Další fáze onkomiracidia se nazývá diporpa. Po spárování dvou diporp vznikne dospělý jedinec, který po dosažení pohlavní zralosti produkuje nová vajíčka.

Zdroje onemocnění: Voda s vajíčky, larvami, dospělci, infikované ryby. Dále se ryby mohou nakazit při kontaktu se zamořeným dnem, nemocnými rybami v hustých obsádkách, popřípadě infikovanou vodou.

Predispoziční faktory: Teplota (*D.vastatorx* *D.extensus*), velikost ryb, kondice, hustota, patogenita, kyslíkatost vody (prezentace, Sudová). Přílišné zatížení vody organickými látkami podporuje rozmnožování *D.vastator*. Slabé napadení kapřího plůdku (2-5 parazitů) nemůže za příznivých podmínek ohrozit zdravotní stav ryby. Málo potravy a nedostatek kyslíku prodlužuje nebezpečné stádium růstu a je tedy více času k napadení plůdku.

Patogeneze: Onemocnění probíhá akutně až chronicky. Dojde k uchycení a dráždění napadené tkáně. Na žábrách dochází k hyperplazii a nekrobiotickým procesům. Dle velikosti napadené ryby může docházet i k úhynům.

Klinické příznaky onemocnění: Neprojevují se při mírných infekcích žáber. Při silnějších infekcích se plůdek shromažďuje v kyslíkaté vodě pod hladinou a u přítoku. Ryby nouzově dýchají, nepřijímají krmivo, otírají se o předměty (vodní rostliny, předměty na dně nádrže), jsou zvýšeně zahleněné. V průběhu letních měsíců může docházet k rychlým hromadným úhynům.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Zahlenění kůže s našedlými okrsky a mechanickým poškozením. Žaberní lístky jsou zduřelé, nerovné a krvácivé. Některé druhy mohou způsobit hluboká kožní zranění.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA změny, mikroskopické vyšetření kůže a žáber (prezentace, Sudová). Diferenciální diagnostika: Jiné choroby s příznaky dušení a poškození kůže a žáber (branchiomykóza, sankvinikolóza, TNŽ). Terapie: Různé druhy koupelí. Koupele je nutné opakovat, protože léčebné prostředky nejsou účinné na vajíčka vejcorodých *monogeneí*. Dříve se používaly organofosforečné sloučeniny – trichlorform v přípravcích Soldep, kde ale byla ukončena registrace přípravku. Dále byly využitelné přípravky Masoten a Neguvon - tyto přípravky se již nevyrábí. Krátkodobá koupel ve formaldehydu a NaCl (méně účinná). Ponořovací koupele v amoniaku či trypaflavinu, které jsou méně účinné a velmi riskantní v podmínkách vyšší teploty vody a vyššího pH vody. V poslední době jsou také doporučovány koupele v praziquantelu, levamisolu a toltrazurilu. Na *Dactylogyrus sp.* působí Bromex 50, Dipterex, $\text{NH}_3(\text{OH})$, $\text{NH}_3 + \text{CuSO}_4$, DDVP, Dylox, Foschlor, $\text{MgSO}_4 + \text{NaCl}$, CaO, ultrafialové světlo. Na *Gyrodactylus sp.* působí Bromex 50, Chloramin, Dipterex (D-50), Lysol, Malachitová zeleň, $\text{C}_6\text{H}_4(\text{OH})\text{COOH}$ (kyselina salicylová), CaO, mebendazol. Při léčbě Eudiplozoonózy (způsobuje druh *Eudiplozoon nipponicum*) účinkuje koupel v KMnO_4 v koncentraci $1 \text{ g} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 2,5 minuty. Dalšími uváděnými přípravky jsou toltrazuril a benzokain. Vajíčka některých *monogeneí* jsou resistantní vůči léčivům. Žaberní *monogenea* jsou vůči léčivům více resistantní než kožní *monogenea*.

Prevence: Nutné je provádět pravidelnou kontrolu zdravotního stavu plůdku a výživných poměrů v chovu, dále zabránit přenosu cizopasníka do chovného prostředí

(přítoková voda s infekčními larvami, nemocné ryby). Používat umělý výtěr ryb, kde nedochází ke kontaktu plůdku s generačními rybami. Napadené ryby nepřesazovat do chovných nádrží a usilovat o to, aby byla obsádka zastoupena pouze jednou věkovou kategorií. Zajistit dostatek přirozené potravy a přikrmovat kvalitními krmivy, ve snaze dosáhnout co nejrychleji velikosti nad 6 cm, kdy se stává plůdek odolnější vůči *monogeneím*. Pravidelná meliorace plůdkových rybníků, kterouse dosáhne zúrodnění, které je spojeno s rychlejším růstem plůdku a to i v chladnějším období roku. Délky 6 cm je dosaženo za 4-6 týdnů. Pravidelná kontrola rybníků a plůdku alespoň 1x týdně (Volf a Havelka, 1958; Svobodová, 2007; Navrátil a kol., 2000; Noga 1996; Hoffman a Meyer, 1974).

3.2.2.2. *Trematoda*

Zvláště nebezpečné jsou motolice vyvolávající **Sanguinikolózu** a **Diplostomózu**. V rybách parazitují buď jako dospělci, nebo jako larvy (metacerkárie). Většina motolic má ploché, podlouhle oválné či oválné listové tělo, které dosahuje velikosti od 1 do několika milimetrů, ojediněle 1 až 2 cm. Jejich tělo obsahuje břišní a ústní přísavku - u některých druhů chybějí, nebo jsou silně redukovány. Tělo pohlavně zralých motolic je kryto kutikulou, která je pokryta šupinami, háčky či trny. Trávicí soustavu tvoří ústní otvor, předohltnan, hltnan, jícen a většinou dvouvětévné střevo. Nervovou soustavu tvoří nehltnanová nervová ganglia. Larvy mají vyvinuté pigmentové oční skvrny, jinak jsou smyslové orgány značně redukovány. Vyměšovací soustavu tvoří plaménkové buňky a odvodné kanálky, které ústí do močového měchýře, který vyúsťuje na povrch těla otvorem porus excretorius. Sladkovodní motolice jsou hermafrodité. Samci mají varlata, samice vaječníky. Motolice mají složitý vývojový cyklus, který většinou vyžaduje dva mezihostitele. Z vajíčka se uvolňuje obrvená larva (miracidium), která napadne prvního mezihostitele, kterým jsou většinou měkkýši. Zde vzniká další larvální stádium zvané cercarie. Po napadení druhého mezihostitele se cercarie přetváří na metacerkárie. Metacerkárie jsou schopné napadnout definitivního hostitele, kde pohlavně dozrají.

Původci onemocnění: *Sanquinicola dermis* ukapra, *Sanquinicola armata* u lína (krevničky). Dospělé motolice cizopasí v srdci a cercárie v kůži a žaberních lístcích, odkud pronikají do krevních cév, kde dospívají. Organismus ryb je poškozován hlavně vajíčky motolic tak, že se zachycují v žaberních kapilárách a tím

dochází ke snížení průtoku krve a ucpání krevních kapilár. Žábry jsou dále poškozovány z vajíček vylíhnutými miracidiem, které přechází žaberním epitelem do vodního prostředí.

Diplostomumspathaceum je časté onemocnění oční čočky (metacerkárie) mnoha druhů ryb, zejména kaprovitých a to ve všech typech vod. Do čočky se dostávají skrz kůži a žaberními lístky (cerkárie).

Zdroje onemocnění: Mohou jim být vajíčka, larvy, mezihostitelé, ryby.

Predispoziční faktory: Výskyt mezihostitelů v prostředí, hustota obsádek, teplota.

Patogeneze: Určuje se na základě intensity invaze a lokalizace v těle ryby. Může se nacházet ve střevě, kdy způsobuje katarální zánět, hubnutí, hynutí. Dále v krvi, kde naklade vajíčka a to způsobí obturace žaberních cév (i cév v jiných orgánech) s následnou nekrózou, dušením až hynutím. Ve stádiu metacerkárií pronikají do těla a způsobují tak akutní cercariózy. Cercariózy se dají lokalizovat v cílovém orgánu a zde způsobují chronické poruchy postižených orgánů.

Klinické příznaky onemocnění: Často schází, u sanquinikolózy se může vyskytovat dušení

Patoanatomické příznaky onemocnění:

Sanquinikolóza - Ucpáním žaberních cév dochází k nedokrvení a následně k nekróze periférie žaberních lístků. Diplostomóza - U plůdku zde dochází k lokálnímu zčervenání kůže či drobným krváceninám na žábrách. Další velké změny nastávají v oční čočce. Čočka se mléčně zakaluje, je neprůhledná, často kalcifikovaná a nemocné ryby oslepnou. Někdy může dojít k prasknutí čočky, poruše rohovky a k vypadnutí čočky z očního bulbu.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA, parazitologické vyšetření a určení
Makroskopické hodnocení je nedostačující z důvodu diferenciální diagnostiky.

Diferenciální diagnostika: Jiné střevní helmintózy, TNŽ (toxická nekróza žáber), Branchiomykóza.

Terapie: Dosud se neprovádí. K redukci *Diplostomumspathaceum* (metacerkárie) se aplikuje praziquantel v krmivu.

Prevence: Pravidelné kontroly zdravotního stavu ryb. Likvidace plžů, rybožravých ptáků, vajec racků (mezihostitelů). Je třeba kombinovat biologické, fyzikální a chemické metody likvidace plžů. Plovatky je nutné sesbíráním, vyvápňením či vysušením rybníku odstranit. Rybníky, do kterých hromadně vnikají plovatky, nejsou vhodné k chovu kapřího plůdku. Filtry je možné zabránit vniku plovatek a rybníky je dobré napouštět až těsně před vysazením plůdku, aby se nemohly plovatky intenzivně množit (Volf a Havelka, 1958; Svobodová, 2007; Noga, 1996; Navrátil a kol., 2000; Ergens a Lom, 1970).

3.2.2.3. Cestodoa

U ryb parazitují jak dospělci, tak larvální stádia. Dospělci parazitují vždy v trávicím ústrojí ryb. Tasemnice mají složitý vývojový cyklus přes jednoho nebo dva mezihostitele jak u ryb z volných vod tak u chovaných ryb (zejména kaprů). U kaprovitých ryb propukají onemocnění zvané kavióza, botriocefalóza a atraktolytocestóza (Svobodová, 2007).

3.2.2.4. Acanthocephala

Nejvýznamnějším hostitelem je *Neoechinorhynchus rutili*, který cizopasí hlavně na rybníčním kaprovi a u celé řady dalších ryb (Svobodová, 2007).

3.2.2.5. Nematoda

Existuje okolo 650 druhů. V sladkovodních rybách jsou většinou malí až středně velcí červi s cylindrickým, niťovitým, hadovitým, kulovitým, vřetenovitým, nečláňkovaným, hladkým, ke konci zúženým tvarem těla. Nemají vyvinuté přichycovací orgány a k hostitelské tkáni jsou přichyceni ústním ústrojím. Ústa mohou být jednoduchá, bez pysků či obklopena dvěma až třemi utvářenými pysky. Dutina ústní, která je vystlaná kutikulou může být cylindrická, subglobulární, rudimentální a někdy opatřena zuby nebo jinými chitinoïdními strukturami. Trávicí soustavu tvoří ústa, jícen, ventrikulus, střevo a konečník. Nervová soustava je tvořena kroužkem, který obepíná jícen. Vylučovací soustava obsahuje dva kanálky, které se spojují a vyúsťují na povrch těla. Samci mají varlata a samice vaječníky. Vajíčka jsou rozmanitého tvaru, velikosti a struktury. Jejich obal je jednovrstevný nebo dvouvrstevný opatřena filamenty. Tělo dosahuje délky 2 až 200 mm. Samičky dosahují větší velikosti než samci. Častější parazité spíše volných vod než rybochovných zařízení. Vývoj probíhá přes řadu mezihostitelů (vodní bezobratlí). Cizopasí jak dospělci, tak larvální stádia. Napadají

trávicí ústrojí, tělní dutinu, játra, plynový měchýř, ledviny, pohlavní orgány, kůži atd. Poškozují orgány, sají krev, poškozují tkáně hostitele, celkově oslabují ryby a to se může projevit sníženou rezistencí ryb k infekčním nemocem či snížením přírůstků ryb a v nejhorších případech i úhynem.

Původci onemocnění: *Philometroides Cyprini* (hlístice) - V chovech v ČR byla zjištěna v letech 1997 (celá obsádka zlikvidována) a 2005. Samice dosahují délky až 160 mm, samci až 3,6 cm. Tato živorodá hlístice parazituje hlavně v šupinových pouzdrech v oblasti hlavy a ploutví. K největším infekcím dochází u 2 až 3 letých kaprů (Navrátil a kol., 2000; Ergens a Lom, 1970; Volf a Havelka, 1958; Hoffman a Meyer, 1974; Svobodová, 2007; Noga, 1996).

3.2.2.6. Hirudinea

Výskyt pijavic je u ryb v chovu vzácný, častější je u divokých populací či u ryb odchovávaných v rybnících. V tekoucích vodách se tak často nevyskytují, jako ve stojatých vodách. Objevují se ve velkém množství v meliorovaných rybnících. Jsou časté jak u ryb z volných vod, tak u ryb chovaných. Zvláště častý je v chovech kaprů po přezimování. V létě je výskyt nižší. Jejich stěna tělní je tvořena tenkou vrstvou kutikuly, jednovrstevnou epidermis, vrstvou mesenchym a třemi vrstvami svaloviny. Trávicí soustavu tvoří ústní dutina, hltan, jícen, žaludek a střevo. Tvar a stavba předního oddílu trávicí soustavy, je základním determinačním znakem. Vyměšovací soustavu tvoří párové metanefridie. Všechny pijavky jsou hermafroditi. Samci mají varlata a samice vaječníky. Pijavky mají přímý vývoj. Juvenilové se líhnou z kokonů, které jsou uloženy v hermafroditických dospělcích. Některé druhy napadají mnoho hostitelů, jiní mají afinitu k určitému druhu ryb. Pijavky mohou přenášet i některé protozoální onemocnění ryb.

Původci onemocnění: *Piscicola geometra* dosahuje až 35 mm. Do hostitele vpravují látku hirundin, která brání srážlivosti krve. Mají válcovité, protáhlé, článkované tělo na předním a zadním konci opatřené kruhovitou, terčovitou přísavkou na obou koncích těla. Na přední přísavce jsou oči s ústním otvorem, vybaveným vysunovatelným ostrým chobotkem, kterým nabodává kůži a sají krev. Na zadní několik radikálně uspořádaných pigmentových pásů s pigmentovými skvrnami. Vajíčka se ve vodě (na rostlinách, kamenech, zatopených kořenech) udrží po dlouhou dobu a to od jara do podzimu. Ve vodě se mohou pijavky volně pohybovat a bez hostitele žít i několik

měsíců. Napadení je obvykle druhotného charakteru, protože chobotnatky ve stejném rybníce napadají pouze oslabené ryby a zdravým se vyhýbají. Důležitá je účast pijavek při přenosu krevních a bakteriálních nemocí. Chobotnatka rybí je typická pro klidnější vody a méně pohyblivé ryby. Ojedinelý výskyt škodí pouze u plůdku. Starší jedinci jsou kvůli značné ztrátě krve vyhublí a objevuje se u nich chudokrevnost. Největší škody jsou způsobeny chobotnatkami na mladých rybách a to hlavně v zimě v komorových rybnících u kaprů. Nejvíce se zachycují na kůži, ploutvích i pod nimi, očích, ústní dutině, žábřácích a způsobují poranění v podobě krevních ran, které snadno zaplísňují.

Hemicleps marginata se snadno zamění s druhem *Piscicola geometra*. Cizopasí ve všech povodích a typech vod, na povrchu kaprovitých ryb a převážně na kaprovi. Je 2,5–3 cm dlouhá a zeleně zbarvená. Bez ryby může žít až 10 měsíců. Na vrchní části těla má 4 podélné řady bradavek. Má dva páry očí (okrouhlé a čárkovité), srdcovité a dopředu obrácené přísavky. Vajíčka klade hromadně na jedno místo (Svobodová, 2007; Volf a Havelka, 1958; Noga, 1996; Hoffman a Meyer, 1974; Navrátil a kol., 2000).

3.2.3. ARTROPODÓZY

Členovci, kteří parazitují na rybách. Velmi nebezpeční jsou kapřivci, stejnonožci a klanonožci. Nejvyšší riziko pro ryby představují rody *Ergasilus*, *Basanistes*, *Lernaea*, *Argulus*. Jsou to cizopasnici převážně kůže a žáber. Tělo mají článkované (kromě *Lernaea*) a tvarově jsou velmi odlišní. K vývoji nepotřebují hostitele a v jeho průběhu prodělávají metamorfózu. Živí se krví a tkáňovým mokem a mohou se i podílet na přenosu virových a bakteriálních nemocí. Rány, které mohou způsobit, bývají vstupní branou pro plísň.

3.2.3.1. Ergasilózy

Původci onemocnění: *Ergasilus sieboldi* (chlopek obecný). Častý u ryb volných vod a některých rybníků. Hojnější výskyt byl zaznamenán v okolí Dunaje. V tekoucích vodách je jeho výskyt spíše řídký a hodně nebezpečný je v údolních nádržích. Způsobuje potíže u línů, kaprů a pstruhů potočních. Ojedinelý výskyt rybě příliš neškodí, problematické je jeho pomnožení na žábřácích. Patří mezi klanonohé korýše a je blízké příbuzný buchankám. Vylíhnuté larvy jsou velmi podobné naupliím buchanek. Přenos parazitů se děje naupliiovými larvami a rybami. Na českém území

napadá hlavně cejna velkého, lína a síhovitě ryby. Mechanicky poškozují žaberní tkáň. Poškození je doprovázeno nadměrným vylučováním hlenu, případně i krvácením. Jejich tělo je opatřeno anténami a plovacími nožkami. Má hruškovitý tvar a dosahuje velikosti až 1,5 mm. Zralé samice mají dva podlouhlé vaječné vaky, v nichž probíhá embryonální vývoj a následné líhnutí nauplia. Po kopulaci samci hynou a oplozené samičky přecházejí na parazitický způsob života. Délka jejich života je až 1 rok. Již velmi malý chlopek může **dočasně** přerušit proudění krve v žaberních cévách.

Příznaky onemocnění: Žábry v okolí chlopků jsou světle růžové až šedavé barvy, někdy s krváceninami. Masivní infekce se na rybách projevují zpomaleným růstem, a dušením, shromažďováním u přítoku, netečností, únavou, hypertrofií žaberního epitelu, slepováním žaberních lístků, úbytkem hmotnosti svaloviny a jater, špatným dýcháním, hubnutím a někdy i hynutím.

Terapie: Většinou se neprovádí. Ve vodách, kde se rozmnožil chlopek, je nutné snížit rybí obsádku. Někdy se používá H₂S, Masoten, DDT, Dipterex, Směs CuSO₄ a (Fe₂SO₄)₂, Bromex (dimetyl 1,2-d bromo-2,2 dichloretyl fosfát).

Prevence: Spočívá v zabránění pronikání napadených ryb do chovu a odstraňování napadených ryb z nádrží. Vajíčka a larvy se likvidují vysoušením dna, desinfekcí páleným či chlorovaným vápnem (Svobodová, 2007; Kabata, 1970; Hoffman a Meyer, 1974; Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970).

3.2.3.2. *Lerneózy*

Lerne cyprinacea (červok kapří). Postihuje především ryby, které žijí ve volných vodách. Dosahuje velikosti okolo 12–15 mm. Postihuje především kůži a ploutve kaprovitých ryb. Dospělé samičky se zavrtávají do kůže pomocí tvrdých hlavových výrůstků a zasahují do svaloviny, kde způsobí zánět a poškozují tkáň toxickými produkty. Zánět může být komplikován sekundárními bakteriálními či plísnovými infekcemi. Na každý druh ryby působí jinak a můžou je i zabít. *Lerne* se velmi často vyskytuje na sladkovodních kostnatých rybách (hlavně kaprovitých a sumcích) a obojživelnících. Samice mohou produkovat několik set larev. Mají vaječné vaky v blízkosti přední zvětšené genitální oblasti chobotu. Malí samečci, kteří jsou obvykle připojeni na nezralé samice, zahynou dříve, než dojde k procesu páření a oplození. Infekce se nejčastěji vyskytuje v létě.

Příznaky onemocnění: Vyskytuje se spíše chronický průběh, často bez patrných příznaků. U plůdku do velikosti 3 až 4 cm se mohou objevovat poruchy plavání a ojediněle i úhyny, přičemž stačí 2 až 3 červoci na rybu.

Terapie a prevence: V podmínkách ČR se neprovádí. Dříve se však v rybářství používaly tyto přípravky: KMnO_4 , Dipterex (Dylox, Chlorophos), C_6Cl_6 (Hexachlorbenzen), Bromex-50 (dimetyl 1,2-d bromo-2,2 dichloretyl fosfát), DDVP, DDT, Formalin, $\text{Ca}(\text{OCl})_2$, NaCl (Noga, 1996; Kabata, 1970; Ergens a Lom, 1970; Hoffman a Meyer, 1974; Svobodová, 2007).

3.2.3.3. Argulózy

Argulus foliaceus (kapřivec plochý) cizopasí na ploutvích a povrchu těla různých druhů ryb. Ploutve hostitele dokáže redukovat víc než na polovinu původních rozměrů (jde-li o plůdek) - z 0,7 mm tlusté ploutve na pouhých 0,1 mm. Parazit opakovaně proniká do kůže, zapouzdří se a utvoří fleky. Nejčastější výskyt tohoto druhu je v úrodných teplejších vodách a běžně se vyskytuje na kaprovi, obojživelnících a dalších rybách. Dosahuje délky až 7 mm.

Argulus coregoni (kapřivec velký), který cizopasí na lososovitých, síhovitých či lipanovitých. Kapřivci mají oválný, dorzoventrálně zploštělý tvar těla ve velikosti 6 až 7 mm a někdy až 14 mm (*Argulus Coregoni*). Jsou to dočasní cizopasníci, kteří mohou opustit své hostitele a pohybovat se mimo něj. Samička klade vajíčka na předměty pod vodou. Larvy musí do 2 až 3 dnů najít hostitele, jinak hynou. Vývoj se kapřivcům zastavuje při teplotě pod 8 °C. Zimují na rybách pokryti slizem a znovu se zaktivují až na jaře. Fixace probíhá pomocí kusadlových nožek, kruhových přísavek a háčků, které mohou nebo nemusí obsahovat oporný kosterní aparát. Dále mají antény, které při krmení udržují balanc. Mají unikátní krmicí aparát, který se skládá ze dvou částí. Zadní část funguje jako ústa. Přední vytváří dlouhý, špičatý pohlavní orgán, který připomíná žihadlo či dýku. Tento útvar způsobuje největší poškození hostitele.

Rod *Argulus* se neživí pouze krví. Průměr rypce (bodavého výrůstku - cca 8 μm) je mnohem menší než průměr erytrocytů a tudíž nemohou být vysány kapřivcem. Nejsou důkazy o výskytu erytrocytů ve střevě kapřivce. Zároveň však uvádí, že může být bez problému vysáta hemolymfa. Pomocí tohoto rypce probodávají kůži a sají krev a tělní tekutinu. Každé bodnutí je doprovázeno vypuštěním toxického sekretu, který se uvolní

ze žlázy rypce. V místě vpichu dochází ke krvácení a zvýšené produkci kožního hlenu. Krom ryb parazitují kapřivci ještě na žabách a pulcích.

Příznaky onemocnění: Ryba postižená kapřivcem se otírá o kameny a další předměty, rychleji a nekoordinovaně se pohybuje ve snaze zbavit se parazita (to mnohdy způsobí odřenin a tržné rány na kůži), nepřijímají krmivo a mohou uhynout. Úhyny jsou časté pouze u plůdku. Kůže napadená parazity je velmi kluzká, což souvisí s obrannou reakcí. Velmi zřetelné jsou červené zánětlivé skvrny na spodní straně hlavy a těla. Nebezpečná je intenzita 10 kusů pro plůdek a 100 kusů pro násadu. Při větším napadení ubývá rybě krev a objevuje se velmi význačná nedokrevnost, vředy a podlitiny, kožní eroze. Někdy se na rybě projeví i ztráta pigmentace způsobená destrukcí chromatoforů, a to hlavně černé a žluté. Ranami vnikají do těla choroboplodné bakterie a mohou způsobit infekční vodnatelnost či furunkulózu.

Terapie: Může se použít krátkodobá koupel v kuchyňské soli nebo ponořovací koupel v lyzolu. Koupele se neprovádí při ojedinělé nebo středně silné intenzitě infekce. Vykoupané ryby musí být přeneseny do čisté vody. Dno napadených rybníků se musí vápnit a vysoušet, přičemž vysoušení způsobí hynutí kapřivců do 3 hodin. Proti *Argulus foliaceus* se používá koupel v KMnO_4 . Proti dalším *Argulus sp.* se dá použít NH_4Cl , Balzám peruánského oleje, Pyrethrum (látka obsažená v rostlinách mnoha druhů), DDT, DDFT (difluor-diphenyl-trimethylmethan), Lindan (Gammexan, 666 - 1,2,3,4,5,6-hexachloro-cyklohexan), Dipterex (Dylox, Chlorophos – 0,0-dimethyl 1-hydroxy-2-trichloromethyl fosfonát), Néguvon (2,2,2-trichloro-1-hydroxyetyl), Bromex 50 (dimetr 1,1-d bromo-2,2 dichloretyl fosfát), C_6Cl_6 (Hexachlorbenzen), CuSO_4 , DDVP, okysličování, Parathion, Priasol.

Prevence: Zlepšování kondice ryb a životních podmínek pro ryby (dostatek přirozené potravy, kvalitní krmiva, optimální kyslíkové poměry (Svobodová, 2007; Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Hoffman a Meyer, 1974; Wedemeyer, 1976; Noga, 1996).

3.2.3.4. Larvy škeblí a velevrubů

Bývají na žábrách, ploutvích a kůži různých druhů ryb, kde cizopasí ve formě tzv. glochidií (larvy měkkýšů). Glochidie jsou opatřeny velmi jemnými, trojúhelníkovými lasturkami s háčkovitými útvary na spodní straně, které jsou opatřené různými zuby. Tyto glochidie nelze z ryby zničit ani odstranit a není proti nim znám žádný léčebný

přípravek. Z chovných nádrží je nutné odstraňovat dospělé škeble. Dobré je přímo zabránit jejich vniku do rybníka a to instalací filtrů či z malých nádrží vyplavovat vylíhnuté larvy silnějším proudem. Na žábrách ryb musí strávit 2–3 týdny jinak hynou. Škodí až při větším počtu glochidií, v menším počtu jsou relativně neškodné. Jsou 0,3 až 0,5 mm velké, světlé a průsvitné. Mají dvojitou lasturu, ve které mají zoubky na vnitřní stěně a díky těmto zoubkům se zachycují na hostiteli. Patogenita se projevuje zejména v mechanickém poškození hostitelské tkáně, při silných invasích doprovázeném i zánětlivými procesy. Podrážděná tkáň zbují, zakrývá usídlené larvy a ty se živí rozpadlými epiteliálními buňkami. Dospělé larvy se z ryby uvolní a vyrostou v dospělé škeble. Úhyny ryb nastávají při silném napadení a poranění žáber. Toto postihuje zejména mladší ryby (Volf a Havelka, 1958; Ergens a Lom, 1970; Hoffman a Meyer, 1974).

3.2.3.5. Draví korýši

Parazitující rybí korýši jsou druhově i početně velmi bohaté. Mnoho druhů si je vzhledem i způsobem života velmi podobných. Díky životu ve vodním prostředí a to jak ve sladké tak ve slané vodě, jsou v úzké interakci s rybami. Pouze klanonožci zahrnují více než 1000 druhů, některé jsou si velmi podobné, ale jejich škodlivost pro hostitele je odlišná. Někteří mají letální efekt, jiní pouze oslabí rybu. Hodně z nich lze jednoduše vypožorovat. Ačkoliv způsobují vážné potíže, tak jim není věnována náležitá pozornost. O jejich biologii a o faktorech, které určují vztah k rybím hostitelům, víme doposud velmi málo. Parazitičtí korýši mohou rybu poškodit mnoha způsoby. Jednak mohou poškodit rybu samotnou přítomností, kdy způsobují atrofii měkkých tkání v místě přichycení, dále poškozují hostitele nahlodáváním tkání. Poškození může být lokální nebo celkové, v závislosti na vážnosti infekce, která je podmíněna věkem a velikostí parazita či ryby, typem potravy samotného korýše, aktivitou parazita neboli vzájemnou kombinací těchto faktorů. Velmi nebezpečné jsou dravé buchanky a to zejména zástupci rodu *Acanthocyclops*. Nebezpečné jsou pro váčkový plůdek ryb, zejména pro lina a býložravé ryby a to z toho důvodu, že se vysazují do rybníků v období s největším výskytem dravých buchank, včetně jejich kopepoditových a naupliových stádií. Kapra tolik nenapadají, a to z důvodu jeho včasného vysazení váčkového plůdku. Plůdek napadají, okusují, a tím ho mechanicky poškozují, což může způsobit i jeho úhyn. Nejlepší způsob jak zabránit úhynům plůdku ryb je vysazovat je do vody prostě dravých buchank, nebo

s přítomností nedravých bucharek. Pokud mají dravé buchanky dostatek vhodnější potravy než váčkový plůdek, tak nedochází v jejich přítomnosti ke ztrátám plůdku. Toto se určuje testem dravosti bucharek. Test se rovněž provádí i před zahájením krmení raných vývojových stádií kaprovitých ryb zooplanktonem ve formě bucharek. Na českém území cizopasí pouze řády Branchiura a Copepoda (Ergens a Lom, 1970; Svobodová, 2007; Kabata, 1970).

Copepoda (klanonožci)

Okolo 10 000 jsou volně žijící a cca 1700 jsou parazité kůže a žáber ryb. Některé druhy se umí pohybovat a dostávat se tak z ryby na rybu, jiné jsou stálí ektoparazité s velmi redukovanými anténami a beztvárným, vakovitým tvarem těla. Obsahují dvě nejpočetnější skupiny *Caligoida* a *Cyclopoidea*. Oba rody mají rozdílnou ontogenezi. *Caligoida* mají dutá ústa, ploché mandibuly, dlouhé „nože“ nesoucí na okraji řadu zubů. Ve svém vývoji mají jedno nebo několik stádií s redukovanými anténami. K hostiteli jsou přichyceni filamenti.

Caligus elongatus – Žije na kůži, žábrách a ploutvích. Patří do skupiny *Cyclopoidea* mající mandibuly složené ze základní krátké části a distální dlouhé. Nemají žádné filamenti (Kabata, 1970; Noga, 1996).

Isopoda (stejnonožci)

Parasitují na sladkovodních a mořských kostnatých či chrupavčitých rybách. Obsahují okolo 430-450 druhů, které jsou často nacházeny i v tropických a subtropických oblastech. Dělí se do dvou skupin *Cymothoidae* a *Gnathiidae* s odlišnými způsoby života, typem parazitismu a morfologií. *Cymothoidae* obsahují téměř polovinu rybích parazitů řádu *Isopoda*. Jsou to hermafrodité, kteří mohou být přichyceni na kůži, ploutvích a žábrách. *Gnathiidae* zahrnují okolo 50 druhů *Isopoda*. Životní cyklus rodu *Gnathia* zahrnuje ve svém průběhu velké morfologické změny. Nově vylíhlé larvy jsou volně plovoucí, dokud neprodělají metamorfózu do stádia praniza a připevní se na rybu, kde se živí krví. *Gnathia* se běžně připevňují na žábry, ale stádium praniza se častěji vyskytuje na kůži a ústech hostitele. Způsobují nekrózu žaberní tkáně a růstové degenerativní změny (Noga, 1996; Kabata, 1970).

Amphipoda (různonožci)

Jsou to praví parazité mnoha druhů ryb. Nejznámějším a nejfrekventovanějším různonožcem je *Laphystius sturionis*. Stejnonožci jsou připojeni na kůži či pod prsní ploutví hostitele, kde způsobují otevřené vředy (Kabata, 1970).

Cirripedia (svijonožci)

Vyskytují se u báze hřbetní strany páteře, na prsních a břišních ploutvích (Kabata, 1970).

3.2.4. Plísňe

Jedná se o významnou skupinu chorob, které se často podílí na ztrátách a úhynech ryb. Uplatňují se jako sekundární infekce, které doprovází primární choroby a napadají poškozené či infikované ryby. Absorbují živiny z mrtvých i živých organismů. Jedná se o skupinu organismů, která je nepohyblivá, neprobíhá u nich fotosyntéza a především je vícebuněčná. Jsou všudypřítomné ve všech sladkovodních systémech. Vodní plísňe jsou klasičtí oportunisté, kteří se normálně živí saprofyticky mrtvou organickou hmotou. Je zaznamenán vzrůstající výskyt infekcí způsobených plísněmi, který je spjat s poruchami imunity. Některé plísňe mohou infikovat obojživelníky, jiné patří mezi důležité patogeny vodních bezobratlých.

3.2.4.1. Saprolegnióza

Vyskytuje se celosvětově a patří mezi dlouho známé choroby ryb. Přestože může vyvolat značné ekonomické ztráty, tak nepatří mezi sledované nákazy. Způsobuje povrchové zaplísnění, dermatomykózu kůže, žáber ryb a jejich jiker. Patří mezi nejrozšířenější onemocnění ryb. Onemocnění může postihnout všechny druhy ryb. Přestože je *Saprolegnia* sp. sekundární patogen, může zapříčinit přímé uhynutí ryby.

Původce onemocnění: Plísňe rodu *Saprolegnia* a *Achlya*, hlavně *Saprolegnia parasitica*. Vyskytují se běžně ve vodním prostředí. Plísňe tvoří mycelia, která jsou složena shluky několik cm dlouhých hyf. Sporangia mají válcovitý nebo kyjovitý tvar a vytvářejí se na koncích vláken. Zoosporý opustí sporangium nebo encystují, a následně se mohou zachytit na živém podkladě (rybí jikry, živí i odumřelí vodní živočichové) a vyrůstají v nové plísňe. Plísňe se občas rozmnožují i pohlavním způsobem. *Saprolegnia parasitica* se jeví jako vysoce patogenní, zatímco *Pythium* a *Leptomitus* jsou pouze slabě patogenní.

Zdroje onemocnění: K infekci dochází kontaktem s nakaženými rybami, jikrami, vodou či půdou.

Predispoziční faktory: Primárně poškozený povrch kůže a žáber nebo povrch poškozených, neoplozených nebo uhynulých jiker. Uplatňuje se rovněž při oslabení ryb. Povrchové zaplísnění není bráno jako primární onemocnění ale jako sekundární onemocnění. Vnímavost je ovlivněna i hormonálně - v době tření se zvyšuje pravděpodobnost zaplísnění. Dalším podnětem může být i náhlá změna teploty při vysazování ryb či nárůst obsahu amoniaku ve vodě nebo vystavení stresu působením přírodních faktorů během období na přelomu léta a podzimu.

Patogeneze: Choroba má chronický až subakutní průběh.

Příznaky onemocnění: Inkubační doba je několik dnů až týdnů. Primárně poškozený povrch ryb, který je zaplněn spory obsahující vlákna, jenž po vyklíčení vytvářejí mycélium. Včetně periferního prorůstání mohou vlákna prorůstat i do svaloviny, škáry či podkoží, kde se saprofytický živí poškozenou tkání a při pozdějším rozrůstání poškozují i zdravou tkáň. V tkáni dochází k nekrobiotickým pochodům. To zapříčiňuje poruchu homeostázy a hynutí ryb v důsledku celkové sešlosti. Po odstranění z kůže je patrné její primární onemocnění. Poškozené místo bývá mnohdy zarudlé. Zaplísnění jiker je patrné zejména ve vodě. Plísně se často rozrůstají na celém povrchu těla, na očích, žábřách, v dutině ústní, ale při poranění se vyskytují pouze na poškozeném místě.

Klinické příznaky onemocnění: Plísně zanechávají vatovité nárosty. Ryby nepřijímají potravu, ztrácí únikový reflex, oddělují se od hejna, vyhledávají mělčiny, kde nehybně stojí pod hladinou. Někdy se u ryb vyskytuje endoftalmie. Pokud jsou napadené žábry, časem může dojít až kudušení ryb.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Rozsáhlá nekrotická ložiska pod plísňovými nárosty. Nekróza žaberní a kožní tkáně při napadení kůže a žáber.

Diagnostika: Posouzení situace, K+PA+H, mikroskopie seškrabu kůže, žáber a jiker. Toxická nekróza žáber. V neposlední řadě je diagnóza *Saprolegniózy* založena na základě přítomnosti relativně povrchových lézí, které mají široké hyfy. Při provádění diagnózy je třeba, aby postižené ryby byly při vyšetřování živé. Diagnóza

Saprolegniózy by měla vždy zahrnovat důkladný výzkum pro skryté predispoziční faktory. Důležité je určit primární příčiny poškození kůže, žáber a jejich jiker. K přesné druhové identifikaci se používá kultivace na běžných agarózových médiích nebo speciálních půdách. Případná histologická determinace plísní se provádí obarvením preparátů metodou podle GROCOTT a nebo PAS metodou.

Diferenciální diagnostika: Puchýřnatost ryb, Branchyomykóza.

Terapie: Šance na zotavení se ze Saprolegniózy je přímo spojena s množstvím plísní, které infikují kůži nebo žábry. Zatímco lehce infikované ryby mají velkou šanci na zotavení se zachováním slušného managementu, ryby s velkými oblastmi postižení většinou umírají. Podávání profylaktických antibiotik může být spojeno s léčbou sekundárních bakteriálních infekcí. Dříve se používaly koupele v KMnO_4 (1 g v 100 l vody po dobu 90 min) a CuSO_4 (5 g v 10 l vody). Koupele v malachitové zeleni mají nejlepší účinnost, ale nesmí se používat u potravinových ryb kvůli jejím mutagenním a teratogenním vlastnostem. U potravinových ryb se používají koupele v jododetergentních preparátech. Ponořovací koupele v koncentraci $66,7 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 10 až 30 s, krátkodobé koupele v koncentraci $6,67 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 1-1,5 hod., dlouhodobé koupele v koncentraci $0,2 - 0,5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 6 dnů. Účinnosti lázně zanikají po 3 dnech a musí se proto obnovovat. Kvůli vysoké toxicitě této látky se musí vždy provádět testy snášenlivosti. Většina patogenních vodních plísní u ryb je inhibována prostřednictvím nízkých koncentrací solí menších než $1 \times \text{l}^{-1} \text{ mg}$ pokud jsou ponořeny delší dobu. Delší pobyt v soli pomáhá také snížit osmotický stres, který je způsobený poškozením kůže a následnou ztrátou iontů. Bohužel, delší pobyt v soli je nepraktický ve většině komerčních výrobních procesů.

Prevence: Při prevenci zaplísněných jiker je dobré použít krátkodobou koupel v koncentraci $5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 1 hodiny 2 × týdně, NaCl v koncentraci $10 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 5-20 min., KMnO_4 v konc. $10 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 1-1,5 hodiny. Rozvoji plísní zamezuje sluneční záření, šetrné zacházení, odstraňování neoplozených a uhynulých jiker, dobrá kondice a výživný stav. Důležité je rovněž odstranit primární příčiny, které vyvolávají onemocnění. Důležité dávat pozor na usazení MnO na žábách, protože ztěžuje dýchání a ryby se musí po koupeli důkladně opláchnout. CuSO_4 je v poslední době u sumečka kanálového (*Ictalurus punctatus*) novou alternativou, která je nadmíru efektivní při prevenci saprolegniózy (Noga, 2010; Svobodová, 2007;

Volf a Havelka, 1958; Noga, 2010; Reichenbach-Klinke a Elkan, 1965; Hoole a kol., 2001)

3.2.4.2. Branchiomykóza

Poprvé bylo toto onemocnění popsáno u kaprů na počátku 20. století. Přestože se vyskytuje ve všech povodích, tak nepatří mezi obzvláště sledované nákazy. Její výskyt může v určitých lokalitách zapříčinit značné ztráty. V tekoucích vodách tato plíseň nebyla zjištěna. Toto onemocnění se vyskytuje celosvětově a je nejtypičtější pro teplejší klimatické oblasti. Nejčastěji bylo toto onemocnění diagnostikováno u kaprů, línů, štik a většiny kaprovitých ryb. Může však napadat i karase, sumce, sumečky tečkované, pstruhy duhové, síhy severní a pravděpodobně i další druhy ryb. Onemocnění se vyskytuje převážně v Evropě a na Taiwanu, ale byly rovněž zaznamenány případy onemocnění v USA.

Původce onemocnění: Onemocnění je vyvolané oomycety druhů *Branchiomyces sanguinis* a *B. demigrans*. Nebezpečná jsou jejich vlákna, která jsou s postupem času vyplněna velkými kulovitými spory. Rozrůstají se převážně v žaberních cévách a v případě druhu *B. demigrans* mohou prorůst i do okolní žaberní tkáně. U *B. demigrans* jsou vlákna široká 22 až 28 μm s tloušťkou stěny 0,5 až 0,7 μm , spory mají průměr 12 až 17 μm . V případě *B. sanguinis* jsou vlákna široká 8 až 30 μm s tloušťkou stěny 0,2 μm , spory mají průměr 5 až 9 μm . Kromě žáber je však možná i perorální infekce. *B. sanguinis* se vyskytuje u kapra a lína, zatímco *B. demigrans* byla popsána u štiky a lína.

Zdroje onemocnění: K infekci dochází skrze nemocné ryby, mokré a zabahněné dno rybníka, přítokovou vodou.

Predispoziční faktory: U kaprů se toto onemocnění nejčastěji projevuje ve 2. roce života. K rozvoji napomáhá nedostatek kyslíku, teplota vody nad 20 °C – červenec a srpen, oslabení, hustá obsádka, rychlý růst ryb, přítomnost stopových prvků (měď) avysoký obsah organických látek (řasy, pokosené rostliny). V chladnějším období na jaře a na podzim či chladném létě, kdy teplota vody nepřesáhne 14 °C, zasahují plísně pouze menší úseky žáber. Onemocnění trvá několik týdnů a ztráty bývají malé.

Patogeneze: Onemocnění probíhá akutně až chronicky, v závislosti na predispozičních faktorech.

Klinické příznaky onemocnění: Ryby nouzově dýchají, shromažďují se u přítoku a vyhledávají místa s kyslíkatou vodou. Ryby často trpí nechutenstvím. Při silné infekci dochází k hromadnému dušení a následnému hynutí.

Patoanatomické příznaky onemocnění: Při akutním průběhu jsou postiženy pouze periferní části žaberních lístků. U postižených ryb bývá přítomna trombóza a ischémie v oblasti žáber, které zapříčiní tmavá a světlá místa ve tkáni, což vypadá jako „mramorování žáber“, které je dobře rozeznatelné ještě 2 dny po uhynutí ryby. Druh *B. demigrans* zasáhne kompletně celé žábry a hyfy se dostanou do krevního řečiště a poté do lumenu (součást plasmidů, endoplazmatického retikula atd.), zatímco *B. sanguinis* se rozrůstají pouze v krevním řečišti. V postižených tkáních často dochází k tvorbě granulomů. Ucpáním cév dochází k cirkulačním poruchám, které přechází do nekrobiotických poruch, které se projevují odpadáváním nekrotických okrsků žaberní tkáně. Později dochází k hojení postižené oblasti a hyperplazii žaberního epitelu s následným dorůstáním žaberních lístků.

Diagnostika: Provádí se z žaberní tkáně na základě mikroskopického či histologického vyšetření přítomnosti hyf v krevních kapilárách. Mikroskopie se provádí kompresní metodou. Tato metoda je založena na obrazové analýze. Posouzení situace, K+PA změny, ohledání a mikroskopie žáber. Při 150 ti násobném zvětšení jsou dobře viditelná plísňová vlákna, která mohou obsahovat spory (akutní stádium) nebo spory nemusí být přítomné (chronické stádium).

Diferenciální diagnostika: Sanguinikolóza - vajíčka krevniček, TNŽ (nálezy většinou negativní, dá se stanovit na základě hydrochemických poměrů) či Saprolegnióza.

Terapie: Po zdolání choroby je dobrou prevencí sekundárních bakteriálních infekcí podat medikované krmivo s antibiotiky. Jinak se při výskytu onemocnění nejčastěji zastavuje krmení, zvyšuje se přítok vody, aplikuje se chlorové vápno v dávce 10-15 kg/mikroskopické vyšetření kompresní metodou. Nemocné ryby je vhodné ošetřit v ponořovací koupeli NaCl ($5-50 \text{ g} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 5 minut) či malachitové zeleně. Dříve se uváděla aplikace dusíkatého vápna, páleného vápna, ale v současné době není

terapie dostatečně propracovaná, ale je navrhováno snížit organické zatížení a teplotu vody pod 20°C.

Prevence: Během rizikového období letní sezóny je vhodné zvýšit přítok vody (ochlazení vody a zvýšení kyslíkatosti), výrazně omezit přísun organických látek (hnojení, krmění), aplikovat CaO na hladinu v dávce 50–100 kg×ha⁻¹, po výlovu pak desinfikovat dno rybníka CaO v dávce 2,5 t×ha⁻¹ (Svobodová, 2007; Volf a Havelka, 1958; Noga, 2010; Noga, 1996; Hoole a kol., 2001).

3.3. Kyselina peroctová (KPO)

3.3.1. Obecná charakteristika

Charakteristika: Jedná se o výborný desinfekční prostředek s antimikrobiálními (Freer a Novy, 1902); fungicidními (Baldry, 1983); sporicidními (Lynwood a kol., 1967); baktericidními (Baldry, 1983; Wagner a kol., 2002; Baldry a French, 1989b; Vizcaino-Alcaide a kol., 2003), viricidními (Baldry a kol., 1991), antiparazitárními (Baldry a kol., 1991), algicidními (Antonelli a kol., 2009) a biocidními účinky (Baldry a kol., 1995; Lubello, 2002).

Antiparazitární účinky se projeví i ve velkém rozsahu teplot, a to dokonce i při teplotě vody pod 10°C (Colgan a Gehr, 2001; Antonelli a kol., 2009). KPO je velmi aktivní již při nízkých koncentracích. Baktericidní efekt při koncentraci 0,001%, fungicidní při 0,003% a sporicidní při 0,3% (Greenspan a MacKellar, 1951), viricidní při 0,75% (Baldry a French, 1989a).

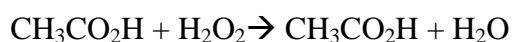
Využití: Má multifunkční využití v potravinářství, zdravotnictví, zemědělství, továrnách, desinfekci odpadních vod, průmyslu, nemocnicích - pro desinfekci chirurgických nástrojů a endoskopů, laboratořích, pohostinství, veterinárním lékařství, úpravňách vody, domácnostech a samozřejmě v rybářství (USEPA, 2007; Zusková a kol., 2011; Straus a Meinelt, 2009; Baldry a kol., 1995; Kitis, 2004; Koivunen a Heinonen-Tanski, 2005; Antonelli a kol., 2009; Pacenti a kol., 2010).

Vlastnosti: Sumární vzorec je CH₃CO₃H. Jedná se o čirou bezbarvou kapalinu s octovým zápachem. Hodnota pH je menší než 2. Už při nižších koncentracích má profylaktické a terapeutické účinky (Zusková a kol., 2011).

KPO je velmi oxidativní a desinfekční činidlo (více než chlór, oxid chloričitý, peroxid vodíku, chlornan) (Alasri a kol., 1992; Gehr a kol., 2002). Má mnohem vyšší antimikrobiální efekt než peroxid vodíku, ačkoliv jejich kombinace má synergický efekt (Alasri a kol., 1992). Je vysoce reaktivní a silně žíravá sloučenina (Pedersen, 2013, Sudová a kol., 2007; Marchand a kol., 2012).

Účinnost: KPO má velmi ničivý efekt na mikroorganismy, dokonce i v plynné fázi. Ve srovnání s jinými čidly dosahuje vysoké účinnosti již při nejnižších koncentracích (Baldry, 1983). Citlivost mikroorganismů vůči KPO je následující: bakterie > viry > bakteriální spory > protozoální cysty (Liberti a kol., 1999). Nevýhodou použití KPO je však nižší účinnost při použití na některé viry a parazity vyskytující se intracelulárně (např. *Giardia lamblia* and *Cryptosporidium parvum*) (Libertia Notarnicola, 1999; Lefevre a kol., 1992; Lazarova a kol., 1998).

KPO vzniká reakcí kyseliny octové s peroxidem vodíku podle rovnice:



KPO ničí mikroorganismy dvěma způsoby:

1) Oxidací a následným rozpadem buněčných membrán:

Mechanismus oxidace spočívá v přenosu radikálů (OH) přes membránu a následné inaktivaci nebo smrti mikroorganismu. Protože je difuze pomalejší než poločas života radikálu, reaguje s jakoukoli oxidovatelnou sloučeninou ve své blízkosti. Může poškodit téměř všechny typy makromolekul spojené s mikroorganismy, a to sacharidy, nukleové kyseliny (mutace), lipidy (lipidová peroxidace) a aminokyseliny. To nakonec vede k lýze buňky a smrti mikroorganismu.

2) Denaturací a inaktivací mikrobiálních enzymů:

Díky této schopnosti má KPO sporicidní a ovicidní vlastnosti. Velikou výhodou KPO je schopnost inaktivace katalázy, což je enzym, který neutralizuje volné hydroxylové radikály (Zusková, 2011). Je pravděpodobné, že KPO narušuje funkci lipoproteinů cytoplasmatické membrány (Leaper, 1984, Greenspan a MacKellar, 1951). KPO zabíjí mikroorganismy oxidací a následným narušením buněčné membrány (Booth a Lester, 1995).

Pedersen (2013) vyhodnotil rozklad KPO v kontrolovaných podmínkách (laboratoři). Experimenty zkoumaly rozklad KPO v závislosti na kombinaci různých teplot - kombinace teploty (5-20°C) a organické hmoty – množství organické hmoty (COD od

0 do 71 mg O₂×l⁻¹). Množství aplikované KPO (0-2 mg×l⁻¹). Použitým přípravkem pro tyto testy byl přípravek PeraquaPlus.

a) teplota vody: Experimenty s řízeným teplotním prostředím ukazují, že se vzrůstající teplotou se rozklad KPO zvyšuje jen minimálně. Okamžitá spotřeba KPO byla pouze o něco málo vyšší ve vodě mající 20°C ve srovnání s vodou mající 5°C (Pedersen, 2013). Při teplotě 35 °C je KPO 5 × účinnější než při 15 °C (Pedersen a kol., 2009). S rostoucí teplotou se zvyšuje účinnost KPO (Stampi a kol., 2001),

b) množství org. látek: Účinnost KPO je mírně ovlivnitelná koncentrací organických látek ve vodě (Pedersen a kol., 2009). V testu Pedersena (2013) byl rozklad KPO nejprve standardní a po určité době začal exponenciálně stoupat. Rozklad stejné dávky KPO byl jednoznačně vyšší ve vodě s vyšším obsahem COD ve srovnání s vodou o nižším množství COD (61,2 vs 10,3 mg O₂×l⁻¹). Důležitost monitorování rozkladu KPO spočívá v rozdílné účinnosti dávek v průběhu léčby. Stále však zůstává nejasné, zda přítomnost airliftů/ aerátorů na rybích farmách může přispět ke zvýšení rozkladu KPO. KPO je mírně těkavá a je možné spekulovat, zdali intenzivní aerace v 2-3 m hlubokém airliftu může usnadnit rozklad (Pedersen, 2013).

c) pH: Rozklad KPO směrem ke kys. octové je mírně ovlivněn rozsahem pH. Ke spontánnímu rozkladu KPO dochází při rozsahu pH od 5,5-9 či 10,2 (Yuan a kol., 1997). Malý rozdíl je, když je pH v rozmezí 5-8, ale účinnost činidla klesá při pH 9 (Baldry a kol., 1991; Sanchez-Ruiz a kol., 1995). KPO má vyšší účinnost při nižším pH (Colgan a Gehr, 2001). Kyselé prostředí rozkládá KPO 7-12 dní, neutrální a alkalické jediný den (Pedersen a kol., 2009).

d) kovy: Dále přechodné kovy ve vodě mohou působit jako katalyzátory vedoucí k rozkladu KPO (Yuan a kol., 1997). V recirkulačních systémech rybích farem může hromadění přechodných kovů jako je například Mn, Fe, Cu vést k rapidnímu rozkladu KPO (Davidson a kol., 2009).

e) přítomnost jiných kyselin: Na snížení rozkladu KPO má vliv kyselina sírová a kyselinadiethylentriaminpentaoctová (DTPA) v kombinaci s různými hodnotami pH. DTPA působí jako chelatační činidlo, které se obvykle podává pro zabránění reakce mezi peroxidem vodíku a kovovými ionty (Zhao, 2007). DTPA měla pozitivní efekt na

snížení rozkladu KPO při pH v rozmezí 5,5-7,5. Při silně kyselém pH však rozkladu není efektivně zabráněno (Yuan a kol., 1997).

Skladování: KPO by měla být skladována v běžných kontejnerech při teplotě 15-21°C. Neefektivní je ji skladovat ve skleněných nebo umělohmotných nádobách (Dychdala, 1988). Hliník, nerezová ocel a pocínované železo jsou proti KPO odolné, ale obyčejná ocel, galvanizované železo, měď, mosaz a bronz jsou náchylné ke korozi (Schroder, 1984; Fraser a kol., 1984). I po přidání nejrůznějších stabilizátorů jsou přípravky s KPO málo stabilní a je doporučeno je uchovávat v ledničce. Pokud nebyl přípravek používán nebo byl často otevírán, tak je dobré zkontrolovat aktuální koncentraci KPO v pracovním roztoku, protože během skladování jeho účinnost klesá. K tomuto účelu se často využívá reflektometr či reflectoquant (Zusková a kol., 2011).

Přípravky obsahující KPO: Běžně užívané přípravky, které obsahují KPO v ČR jsou Persteril (4%, 15%, 36% v baleních od 1 do 200 kg) (Zusková a kol., 2011) a Wofasteril (Pedersen a kol., 2009), který obsahuje 40% KPO, 15% peroxidu vodíku a 25% kyseliny octové. Dále používané přípravky ke komerčnímu využití s odlišnou koncentrací KPO a peroxidu vodíku i mimo ČR jsou MinnFinn, který obsahuje 4,5% kys. octové, 22% peroxidu vodíku, 9% kys. octové (Straus a Meinelt, 2009), PeraquaPlus (Pedersen, 2013; Pedersen a kol., 2009). Divosan, Peraqua, Promox; ParasanTM; Incimaxx Aquatic. Všeobecně lze konstatovat, že komerční přípravky obsahují KPO v rozmezí od 3 do 40% a peroxid vodíku od 14 do 35% (Pedersen a kol., 2009). Přípravky s vyšší koncentrací KPO neinhibují růst mikroorganismů tak dobře jako přípravky s nižší koncentrací. Proto jsou spíše upřednostňovány nižší koncentrace (Marchand a kol., 2012).

Využití v rybářství: Je významnou alternativou formaldehydu, malachitové zeleně, antibiotik a antiparasitik (Pedersen, 2013, Sudová a kol., 2007; Marchand a kol., 2012). Lze ji aplikovat i do vody s obsádkou ryb (Zusková a kol., 2011). Aplikována může být formě aerosolu či postřiku (Kolářová a Svobodová, 2009). KPO je jednoduchá na přípravu (Awad a kol., 2003) a nezanechává následky na okolní ekosystém díky tomu, že jejími produkty rozkladu jsou kyslík, voda a kys. octová. V rybářství se užívá: 1) k dezinfekci; 2) na koupele jiker; 3) na koupele ryb (Svobodová a kol., 2007).

Postup při dezinfekci: Úplné vylovení ryb, odstranění org. zbytků, očista zařízení, účinná deratizace, správná volba účinného dezinfekčního činidla, správný postup a jeho dodržování při dezinfekci, správná koncentrace a teplota dezinfekčního roztoku, dezinfekce používaného a pohyblivého inventáře, uzavření dezinfikovaného krytého objektu až do dalšího naskladnění či osazení (Svobodová a kol., 2007).

Koupele jiker: KPO se používá při krátkodobé koupeli jiker a to přímo v inkubačních lahvích (Zusková a kol., 2011).

Koupele ryb: Pro preventivní koupele i pro terapeutické aplikace je nutné připravit naředěné zásobní roztoky a ty se ještě poté dále ředí. Činidlo však nesmí přijít do styku s kovy a z toho důvodu se nepoužívají žádné kovové předměty, nádoby ani nástroje. Doporučuje se omezit veškerou manipulaci pouze na skleněné či plastové nádoby. Aplikace koupelí se provádí 2 × denně v dávce $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$. Koncentraci lze zvýšit s ohledem na teplotu, pH a citlivost daného druhu. KPO účinkuje na jednobuněčné i některé vícebuněčné parazity. Pro vajíčka či cysty vícebuněčných parazitů je účinnost KPO nižší. Vzhledem k agresivním účinkům této látky se musí dodržovat bezpečnost a přesné terapeutické dávkování při přípravě koupelí. Objemy je proto nutné velmi pečlivě a přesně odměřovat, k čemuž se používá odměrné laboratorní nádoby. Malé objemy se dávkuje pomocí pipet či injekčních stříkaček. Větší objemy pomocí skleněných nebo plastových odměrných válců nebo odměrek (Zusková a kol., 2011).

3.3.2 Terapeutické využití - kožovec

Proti léčbě kožovce je KPO vhodnou alternativou jiných léčiv (Mehlhorn a kol. 1988). Je účinnou látkou na eliminaci kožovce ve stadiu therontů (Rowland a kol. 2009).

Rizika při aplikaci vyšších dávek činidla: Vyšší koncentrace mohou být nebezpečné pro ryby, a proto nejsou aplikovány a mnohdy ani testovány. Je však možné, že některé druhy ryb jsou více odolné k různým dávkám a koncentracím KPO. Daleko účinnější pro odstranění kožovce jsou konstantní dávky KPO. Dávka KPO pod $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ je velmi účinná k léčení therontů a tomontů a není nutné aplikovat vyšší dávky KPO. Kvůli lepší stabilitě by dávky KPO měly dosahovat alespoň hodnoty $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ (Meinelt a kol., 2009). Koncentrace nad $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO jsou částečně toxické pro juvenilní ryby (Meinelt a kol., 2007a,b).

Oproti tomu Sudová a kol. (2010) experimentálně vystavili kapra obecného, který byl napaden kožovcem na žábrách, kůži a ploutvích, účinkům KPO. Ryby byly léčeny formou koupelev Persterilu(36%) v dávce $1 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$ KPO po dobu 4 dnů. Po 4 denní expozici $1 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$ KPO, využitelnou k léčbě kožovce, nebyly u ryb sledovány žádné negativní účinky. Bylo zjištěno snížení počtu trofontů, což potvrzuje myšlenku předchozího autorského kolektivu, že je různá druhová vnímavost ryb a parazitů k účinkům KPO.

Velmi účinné použití KPO a kyseliny octové potvrzují i Straus a Meinelt (2009). Použili 40% a 4,5% produkt KPO v přípravku Wofasteril, kde použitím přípravku zahynulo 95% therontů, při aplikaci dávky $0,4 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$ po dobu 3 hodin. Mortalita těchto vývojových stadií kožovce byla pozorována během pár hodin. Účinností Persterilu®36 a mechanismem jeho účinků se zabýval Hudec (2013) při léčení mykóz jeseterovitých ryb a při preventivních koupelích jiker a při jejich léčbě. Autor uvádí jako nejvhodnější alternativu Persterilu přípravek Aquahum™ (přírodní huminový preparát obsahující kompletní spektrum solí huminových látek fungicidního charakteru, zlepšující zdravotní stav rybiho potěru i ryb, k léčebným i preventivním účelům, vše v rámci této třídy).

Změny stability KPO vlivem různých faktorů: KPO rychle degraduje vlivem různých parametrů vody jako např. teplota, organické látky a pH (Meinelt a kol., 2009). Zvýšené množství organické hmoty a teplota urychluje rozklad KPO. Byla pozorována okamžitá spotřeba KPO v množství nad $0,2 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$ a poločas rozpadu byl kolem 5ti minut (Pedersen, 2013). Teplota, organické látky a nerozpuštěné látky však nemají výrazný efekt na snížení viricidního účinku KPO (Harakeh, 1984). KPO je mírně nestabilní, protože 40% roztok lázně KPO způsobil ztráty 1 až 2% aktivních látek za měsíc. Navíc dochází k vyšší nestabilitě zředěných roztoků KPO. Například 1% roztok ztratil polovinu účinnosti vlivem hydrolýzy za 6 dní (Kitis, 2004). Zusková a kol. (2011) shrnuli rozklad KPO ve vodě třemi způsoby:

1. spontánní rozklad (pH 5,5-8,2)
2. hydrolýza (produkty jsou biologicky odbouratelné)
3. rozklad katalyzovaný kovy

3.3.3. Uplatnění KPO

a) akvakultura

výhody

KPO nachází bohaté uplatnění jako léčivo v akvakultuře a nahrazuje tak již zmíněná činidla jako jsou malachitovou zeleň a formaldehyd. Malachitová zeleň byla používána po mnoho desetiletí (Sudová a kol., 2007; Marchand a kol., 2012), avšak v současné době je u potravinových druhů zvířat pro své karcinogenní účinky zakázána. Použití formaldehydu má negativní dopad na vodní recipient, ve kterém přetrvává (Masters, 2004; Pedersen a kol., 2007).

nevýhody

Důležité je sledování reziduí aplikovaného množství KPO ve vodě během léčebné periody. Dále je velmi důležité zjistit optimální dávky KPO pro komerční využití na rybích farmách, což je komplikovanější než při aplikaci produktů jako například formalín či NaCl. NaCl je inertní sloučenina a formaldehyd degraduje mnohem pomaleji než KPO (Pedersen a kol., 2010).

Špatné zkušenosti s aplikací přípravků na bázi KPO popisují také dánští producenti. Proti kožovci a jiným parazitům se jim činidlo zdálo méně efektivní až neefektivní. Po použití byl také zaznamenán zhoršený zdravotní stav obsádky a větší zatížení biofiltrů. Konstatují, že se může stát, že nebude díky snížené účinnosti biofiltru odstraňován amoniak či dusitany (Pedersen and Henriksen, 2011). Již dříve Pedersen a kol. (2009) zjistili, že v RAS (recirkulační akvakulturní systém) musí být dán pozor, aby při aplikaci KPO nedošlo ke snížení kvality biofiltru. V akvakulturním systému je aplikace KPO jakýmsi kompromisem mezi dávkou, která ničí patogeny a možnou toxicitou pro ryby.

b) terén

výhody

In vivo aplikace prováděné v terénu rovněž ukázaly možnosti uplatnění KPO proti parazitům, ačkoliv výsledky byly mnohdy nejasné (Holten a kol., 2002; Rintamäki-Kinnunen a kol., 2005b; Jussila a kol., 2011).

nevýhody

Jsou zdenejasnosti ohledně rozkladu KPO při různých podmínkách životního prostředí a tím se tedy komplikuje zhodnocení účinné aplikovatelné koncentrace KPO a také výsledná léčebná účinnost (důležitý je poměr dávky KPO x kontaktnímu času). Množství KPO nejde měřit okamžitě nebo v terénu, a tím pádem se musí provádět analýza pomocí speciálních činidel a zařízení bezprostředně po odběru. Jsou k dispozici testovací kity, ale ty jsou těžko použitelné při nižších koncentracích KPO ($1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$) v důsledku nižších detekčních limitů (Rach a kol., 1997).

Aktivní koncentrace KPO závisí na:

1. složení produktu (s rozsahem od 2 do 40% KPO se značnou variabilitou mezi produkty) a aplikovanou dávkou
2. stabilitě produktu
3. formě KPO a jejím rozkladu ve specifickém akvakulturním systému (Pederson, 2013).

Uplatnění KPO při desinfekci odpadních vod: Spotřeba a účinnost KPO v desinfekci odpadních vod se může lišit v závislosti na kontaktním čase, teplotě, pH, množství organických a pevných látek v odpadní vodě (Sanchez-Ruiz a kol. 1995; Lazarova a kol. 1998; Falsanisi a kol. 2008). KPO, která se nachází v odpadní vodě v alkalickém pH (hodnota 8,2), není aktivní a je v disociované formě (Sanchez-Ruiz a kol., 1995). Množství KPO vzrůstá s vyšší koncentrací TSS (celkového množství pevných látek v suspenzi). Aplikace KPO v dávkách používaných pro desinfekci (více než $10 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$) významně neovlivní fyzikálně chemické vlastnosti na odtoku (Cavallini a kol., 2013). Bylo zjištěno, že TSS v množství vyšším než $10 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ zvýší potřebu KPO nutnou pro inaktivaci mikroorganismu (Lazarova a kol., 1998).

V Itálii je použití KPO významnou alternativou za NaCl díky její výborné účinnosti a relativně levné ceně. K desinfekci odpadních vod se používá dávka v množství 5-10 $\text{mg} \times \text{l}^{-1}$ (Antonelli a kol., 2009).

Vedlejší produkty použité při léčbě pomocí KPO: Složkou KPO je peroxid vodíku a kys. octová, které jsou biologicky odbouratelné a nepředpokládá se jejich akumulace v systému (Máchová a kol., 2010).

Je ale zaznamenáno, že léčba pomocí KPO může zapříčinit tvorbu volných radikálů a vedlejších organických produktů (Booth a Lester, 1995). Nicméně vedlejší produkty zanechávají pouze malá a neškodná rezidua v okolním ekosystému (Monarca a kol., 2001; Mitsching a Schwabe, 1999). Rezidua nemají žádné toxické/mutagenní vlastnosti (Monarca a kol., 2002, Yamaguchi a Yamashita, 1980).

Některé studie se ve svých výsledcích liší, ale pouze nepatrně. KPO má velmi nízký dopad na životní prostředí a nezanechává rezidua ve vodním prostředí a v rybách (Kitis, 2004; Zusková a kol., 2011). KPO má velmi nízkou úroveň genotoxicity (Monarca a kol., 2002), avšak při použití pro účely desinfekce může produkovat genotoxické vedlejší produkty (DBP), které jsou následně vylučovány žlučí (Villarini, 2011).

4. MATERIÁL A METODIKA

4.1. Ryby pro test

Experiment probíhal v období června až srpna 2013. Veškerá činnost spojená s experimentem byla prováděna v prostorách VÚRH Vodňany. 6 modelových rybníčků (viz obr.1-24 v kapitole přílohy) o rozloze 0,09 ha bylo osazeno dvoudruhovou obsádkou kapr-lín, a to tak, že do každého rybníčka bylo vysazeno 125 ks L1 až L2 o celkové hmotnosti 19kg, a 625 ks K₁ o celkové hmotnosti 32,5kg. Ryby byly po dobu jednoho měsíce aklimatizovány a bylo jim na konkrétní krmné místo 2 × denně podáváno krmivo KP₁ speciál v množství 300g na jednu dávku. Přikrmování probíhalo vždy ve stejný čas, aby si ryby na tento interval krmení a krmné místo mohly přivyknout.

4.2. Aplikace KPO

Po aklimatizační periodě byla na krmné místo do pokusných rybníčků aplikována KPO obsažená v komerčně vyráběném přípravku Persteril 36% (fa. Šarm), a to vždy bezprostředně před podáním krmiva. Koncentrace KPO propočtená na krmné místo o předpokládaných rozměrech 2 × 2 m byla stanovena na 1mg×l⁻¹. Rybníčky byly očíslovány 1 až6, do dvou rybníčků (2 a 6) byla KPO aplikována 2 × denně, do dalších dvou (1 a 5) byla KPO aplikována 1 x denně v dopolední krmný čas a poslední dvojice rybníčků (3 a 4) byla ponechána bez aplikace jako kontrolní. Aplikace KPO trvala 1 měsíc v období června až srpna, kdy se vzhledem k vzrůstající teplotě vody předpokládal nejvyšší rozvoj přirozených parazitárních infekcí u ryb.

4.3. Hydrochemické parametry vody

Rybníky vykazovaly střední úroveň trofie (tzn. mezotrofii) a organického zatížení. Teplota, nasycení O₂, a pH byly měřeny 1 × za dva dny za použití WTW kombinovaného pH a oximetru. Teplota se pohybovala v rozmezí 22,2–24,6 °C, O₂ 4,4–6,8 mg×l⁻¹ a pH 6,6–7,8. Voda pro další analýzy byla odebrána 2 ×, a to bezprostředně před započítím aplikace KPO do vody a na konci pokusu. Analýzy byly prováděny v hydrochemické laboratoři VÚRH. Výsledky jsou uvedeny v tabulce 1 a 2.

Tabulka 1: Hydrochemické parametry vody naměřené před aplikací KPO

26.6.2014	NH ₄ ⁺ -N (mg×l ⁻¹)	P _{celk.} (mg×l ⁻¹)	CHSK _{Mn} (mg×l ⁻¹ O ₂)	BSK ₅ (mg×l ⁻¹ O ₂)
1	0,22	0,44	17,2	14
2	0,22	0,38	12,4	6
3	0,34	0,63	17,2	11
4	0,21	0,40	14,8	12
5	0,37	0,72	24,9	16
6	0,36	0,73	15,5	13

Tabulka 2: Hydrochemické parametry vody naměřené po skončení aplikace KPO

1.8.2014	NH ₄ ⁺ -N (mg×l ⁻¹)	P _{celk.} (mg×l ⁻¹)	CHSK _{Mn} (mg×l ⁻¹ O ₂)	BSK ₅ (mg×l ⁻¹ O ₂)
1	0,15	0,56	18,7	19
2	0,23	0,33	14,5	9
3	0,13	0,38	12,8	8
4	0,13	0,34	13,8	9
5	0,25	0,40	19,6	20
6	0,18	0,52	15,8	14

4.4. Odlovy ryb

Ryby byly odlovovány a parazitologicky vyšetřovány v rozmezí jednoho týdne od 26.6.2013 do 1.8.2013. Ryby byly loveny za pomoci vlečných sítí. Loveno bylo vždy 6 ryb z každého rybníčku – 3 kapři a 3 líni. Odlovené ryby byly podle místa odlovu označeny zastříhnutím určité ploutve, aby se mohly následně lépe identifikovat. Odlovené ryby byly umístěny do přepravních barelů a převezeny do vyšetřovacích laboratoří VÚRH. V ústavu byly krátkodobě uchovávány v akváriích, které byly vzduchovány.

4.5. Parazitologické vyšetření ryb

Vyšetřovaná ryba byla bezprostředně po vylovení z akvária usmrcena úderem do hlavy. Následně byl za pomoci skalpelu odebrán stěr z kůže a žaber a ocasní ploutve. Stěry byly přeneseny na podložní sklíčko, byla k nim přidána kapka vody a překryly se krycím sklíčkem. Takto připravený preparát se mikroskopoval při 100 x zvětšení. V preparátech byla vyhodnocována prevalence jednotlivých parazitárních druhů (přítomen/nepřítomen) a zároveň se hodnotila intenzita infekce (1.-3. stupeň, kdy 1. stupeň = 1-3 parazité jednoho druhu v preparátu, 2. stupeň = 3-10 parazitů v preparátu, 3. stupeň = 10 a více parazitů jednoho druhu v preparátu). U vybraných parazitů byly pořizovány snímky za pomoci integrovaného fotoaparátu.

4.6. Statistické vyhodnocení

Prevalence nejfrekventovanějších parazitů byla porovnána pomocí Pearsonova Chí – square testu maximální shody. Data byla zpracována pomocí programu STATISTICA 12.

5. VÝSLEDKY

V tomto **pilotním projektu** byl posuzován vliv KPO na smíšené parazitární infekce vyskytující se v **rybníčních akvakulturách**. Účinkům KPO byli vystaveni kapři a líni. I když se u těchto ryb, v období června až srpna, vzhledem k vzrůstající teplotě vody předpokládal nejvyšší rozvoj přirozených parazitárních infekcí, tak tomu až na graf 5 (Prevalence výskytu parazita *Ichthyophthirius multifiliis* na kůži v jednotlivé odběrové dny) nebylo. Intenzita parazitárních infekcí byla v 87 % případů v kategorii 1 na stupnici intenzity infekce (viz materiál a metodika). Na ocasioních ploutvích kaprů i línů byla nízká a nulová prevalence, a proto se grafické znázornění neprovádělo. Rovněž incidence se statisticky nevyhodnocovala.

U línů byl po celou dobu vyšetřování zaznamenán minimální výskyt parazitů. Výskyt a biomasa parazitů lína byly tak ojedinělé, že jim není věnována přílišná pozornost. V této kapitole nejsou graficky ani statisticky znázorňovány ani zpracovávány. Pro upřesnění uvádím výčet ojediněle nalezených druhů: *Trichodina*spp. (obr. 27, 28, 31, 46)*Ichthyophthirius multifiliis* (obr. 37, 38, 39), *Apiosoma* spp. (obr. 32, 33) *Gyrodactylus* spp. (obr. 29, 34, 35, 36, 40, 41),*Dactylogyrus* spp. (obr. 30, 45) *Epistylis* spp. (obr. 43) a nedeterminované druhy hlístic (*Nematoda*) (obr. 25, 26) a řas (obr. 42, 44).

U kaprů bylo spektrum vyskytujících se parazitů obdobné jako u lína. Prevalence parazitů však byla vyšší a zaznamenatelná do grafů. Prevalence na kůži a žábrách ryb v kontrolních rybníčcích a rybníčcích, v nichž byla aplikována KPO je znázorněna a porovnávána v grafech 1-6. Označení K (modrá barva) reprezentuje kontrolní skupinu ryb z rybníčků 3 a 4, u které nebyla aplikována KPO. P1 (hnědá barva) udává skupinu rybníků, u které byla aplikována KPO 1 × denně (rybníčky 1 a 5). P2 (zelená barva) udává skupinu rybníků, u které byla aplikována KPO 2 × denně. 100% prevalence se rovná počtu 6 ti ryb. Popis jednotlivých grafů uvádím zde:

5.1. Prevalence výskytu parazitů na žábrách

Prevalence *Trichodina* spp. na žábrách v jednotlivé odběrové dny (graf 1)

V tomto grafu je zaznamenán největší rozdíl prevalence parazitů mezi kontrolní skupinou a pokusnými skupinami, kde byla aplikována KPO. Konkrétně jde o období od 26.6.-25.7. Statisticky signifikantní rozdíl ($P < 0,01$) byl zaznamenán u obou

aplikovaných skupin v porovnání s kontrolou 11.7.2013. V období od 25.7.-1.8. nebyl zaznamenán žádný rozdíl prevalence. Z tohoto porovnání však nelze konstatovat, že KPO nejvíce snižuje prevalenci parazita *Trichodina sp.* Prevalence byla totiž snížena pouze na zábrách, na kůži (viz graf 6) se snížení prevalence vlivem aplikace KPO neprokázalo.

Prevalence *Ichthyophthirius multifiliis* na zábrách v jednotlivé odběrové dny

(graf 2)

K mírnému snížení parazitární prevalence, vlivem aplikace KPO, došlo pouze v období od 26.6.–18.7, avšak tento pokles není statisticky významný. Pokles byl zaznamenán u skupiny P1 v porovnání s K a k menšímu snížení parazitární prevalence došlo i u skupiny P2 v porovnání s kontrolou. Od 18.7.–1.8. ke snížení parazitární prevalence vlivem KPO nedošlo.

5.2. Prevalence výskytu parazitů na kůži

Prevalence *Apiosoma* na kůži v jednotlivé odběrové dny (graf 3)

Ke statisticky signifikantnímu snížení ($P < 0,01$) parazitární prevalence došlo 26.6. Porovnáním skupin P1 a P2 s K. Od 25.7.–1.8. nebyl rozdíl parazitární prevalence mezi všemi skupinami.

Prevalence *Gyrodactylus sp.* na kůži v jednotlivé odběrové dny (graf 4)

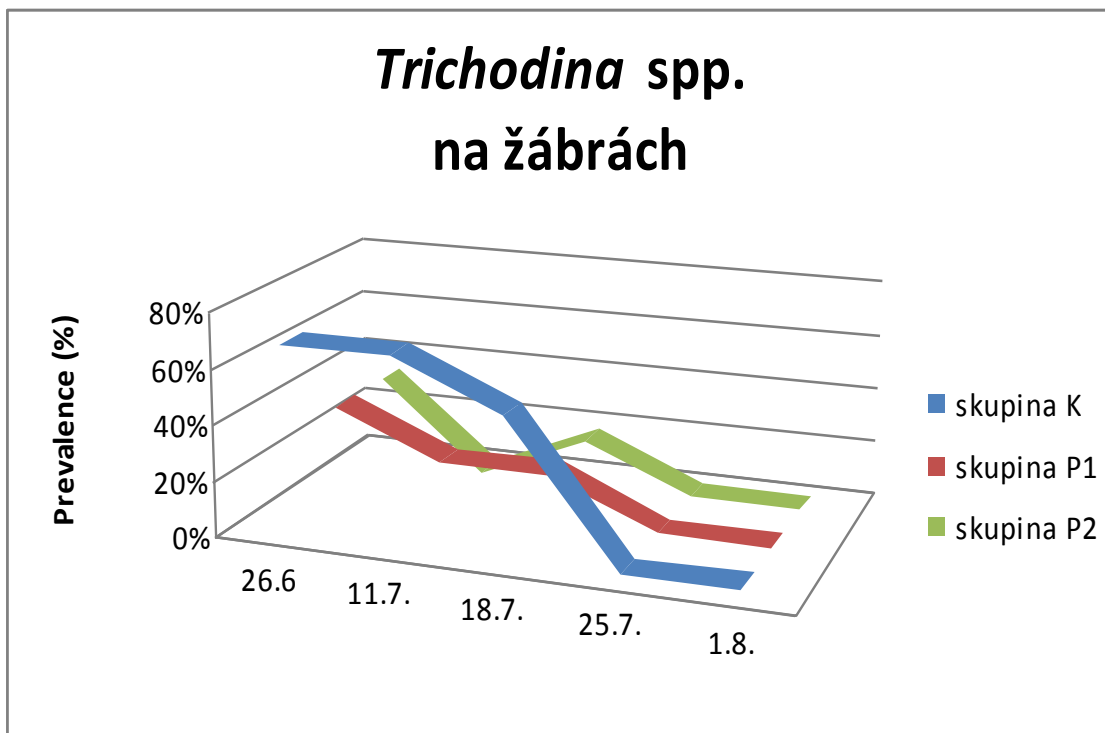
V celkovém období od 26.6.–1.8. nedošlo k téměř žádnému snížení parazitární prevalence u skupin P1, P2 v porovnání se skupinou K.

Prevalence *Ichthyophthirius multifiliis* na kůži v jednotlivé odběrové dny (graf 5)

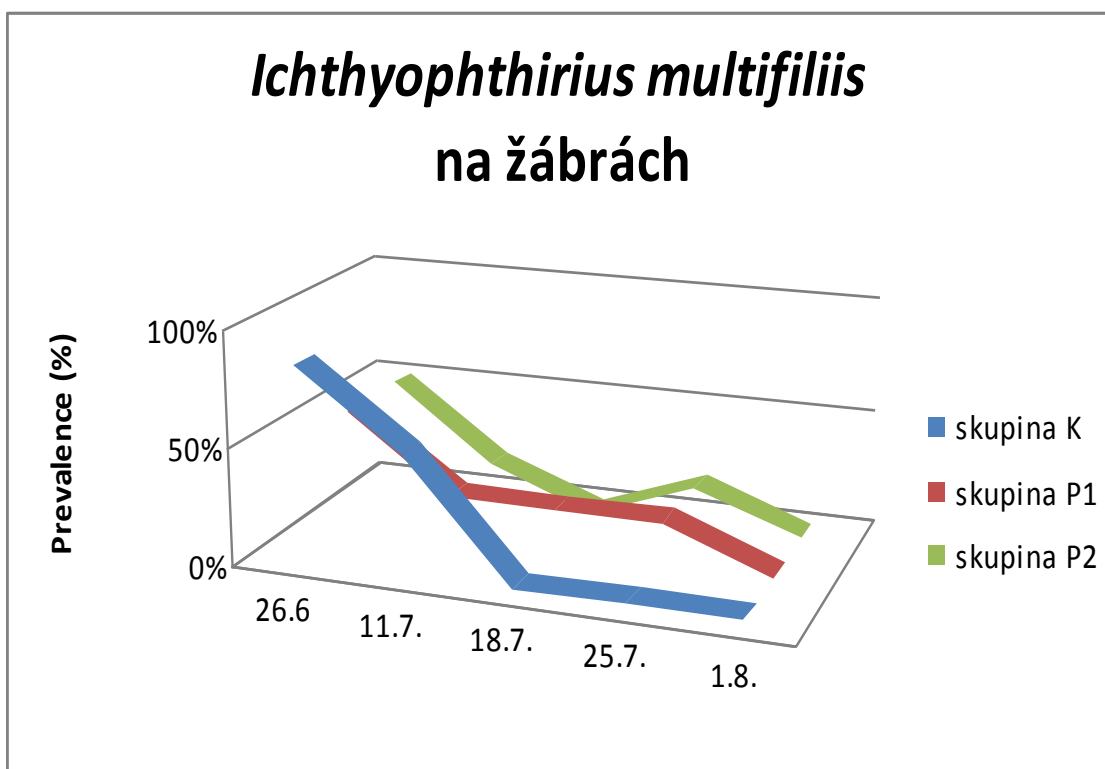
V období od 26.6.–25.7. nedošlo k žádnému rozdílu mezi skupinami P1, P2 a kontrolní skupinou. K jedinému mírnému snížení parazitů došlo v období od 25.7.–1.8. u skupiny P2 v porovnání s K.

Prevalence *Trichodina sp.* na kůži v jednotlivé odběrové dny (graf 6)

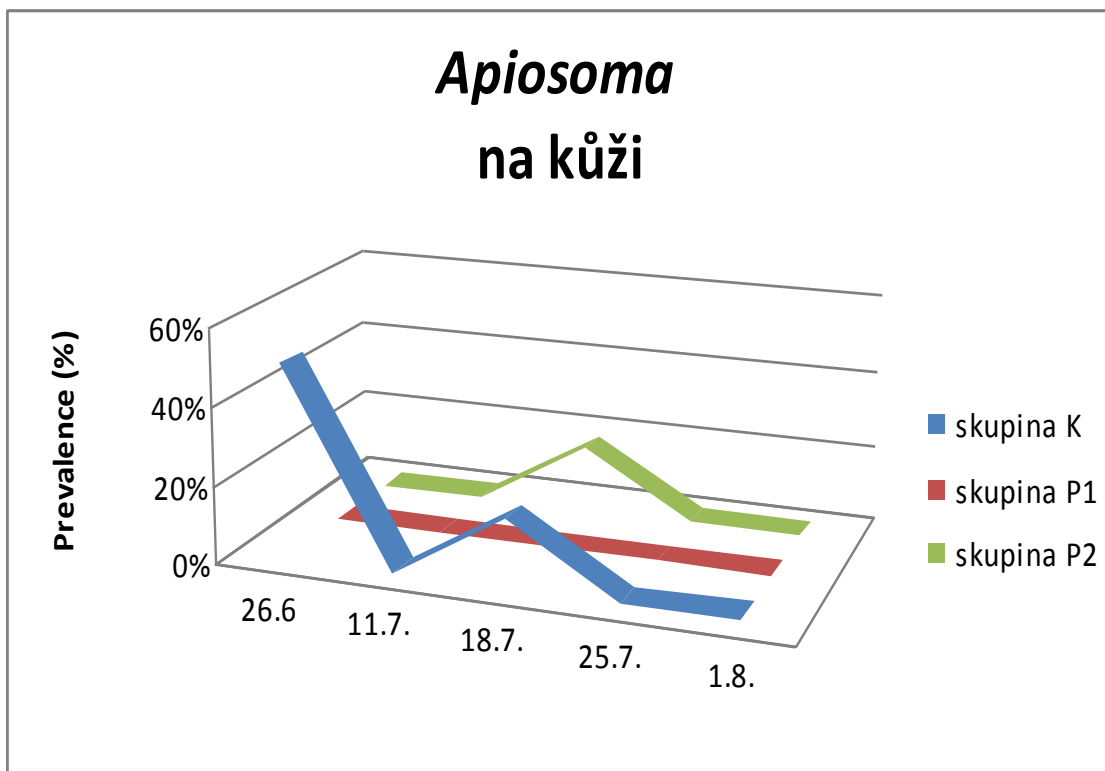
V období od 26.6.–1.8. nedošlo k žádnému statisticky významnému rozdílu parazitární prevalence mezi skupinami P1 a P2 v porovnání s kontrolní skupinou.



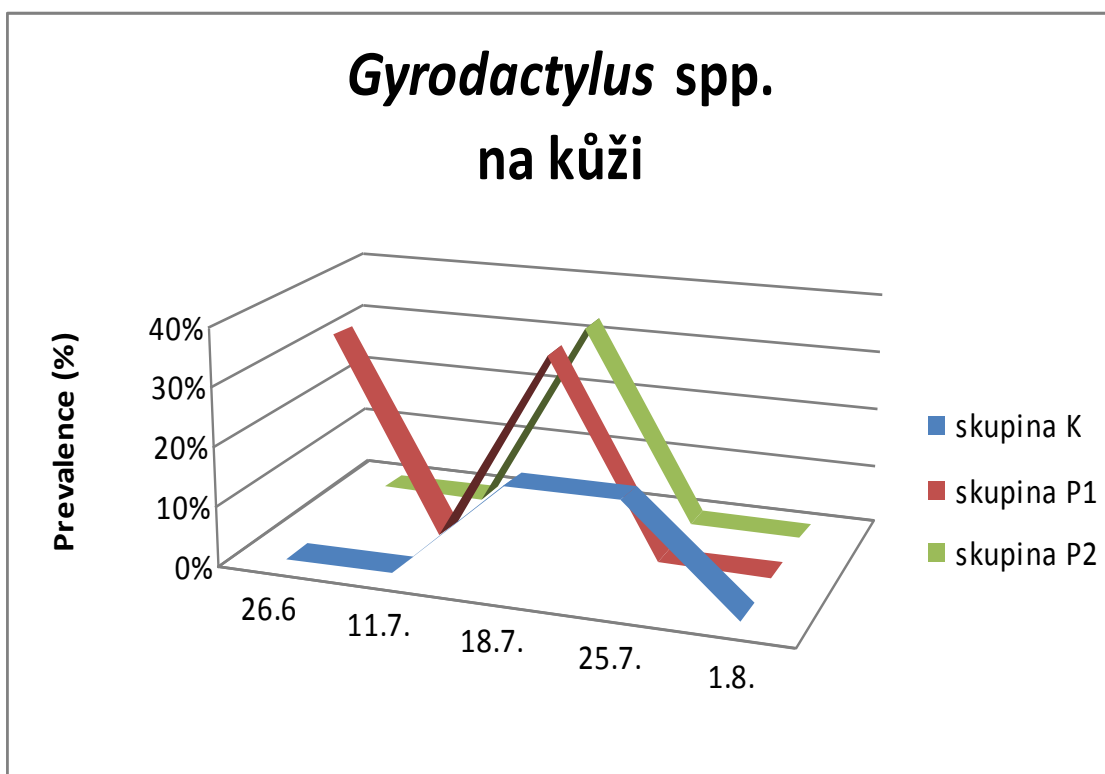
Graf 1.: Prevalence výskytu parazita *Trichodina* spp. na žábrách v jednotlivé odběrové dny



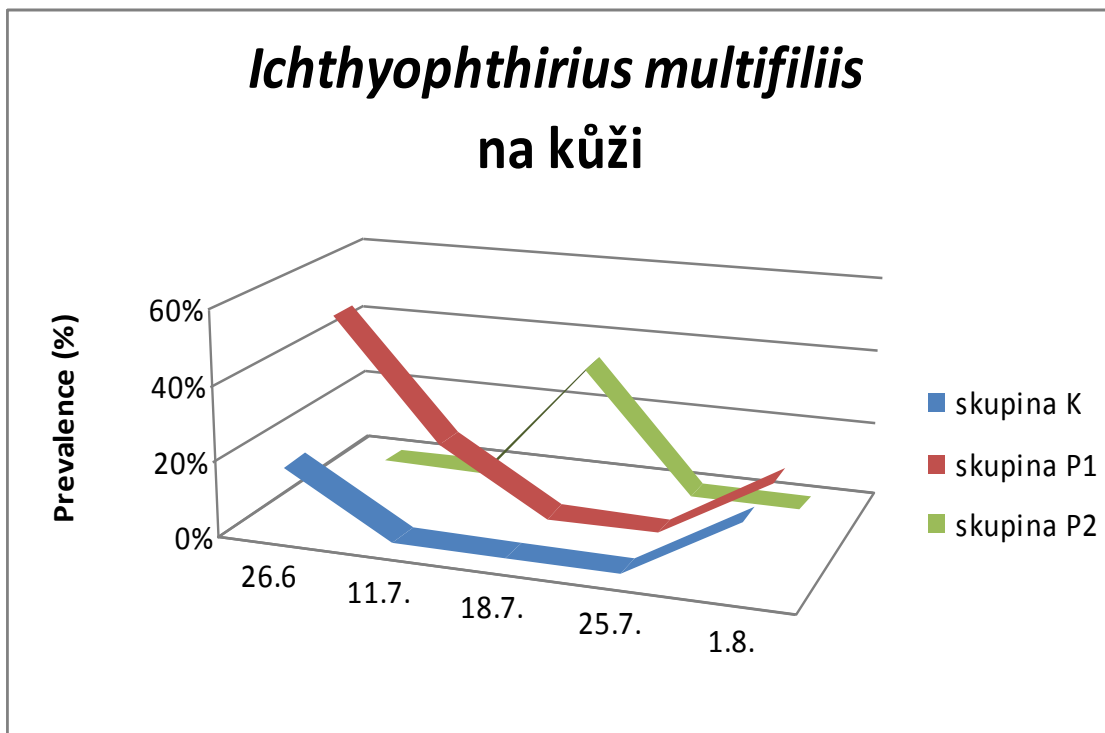
Graf 2.: Prevalence výskytu parazita *Ichthyophthirius multifiliis* na žábrách v jednotlivé odběrové dny



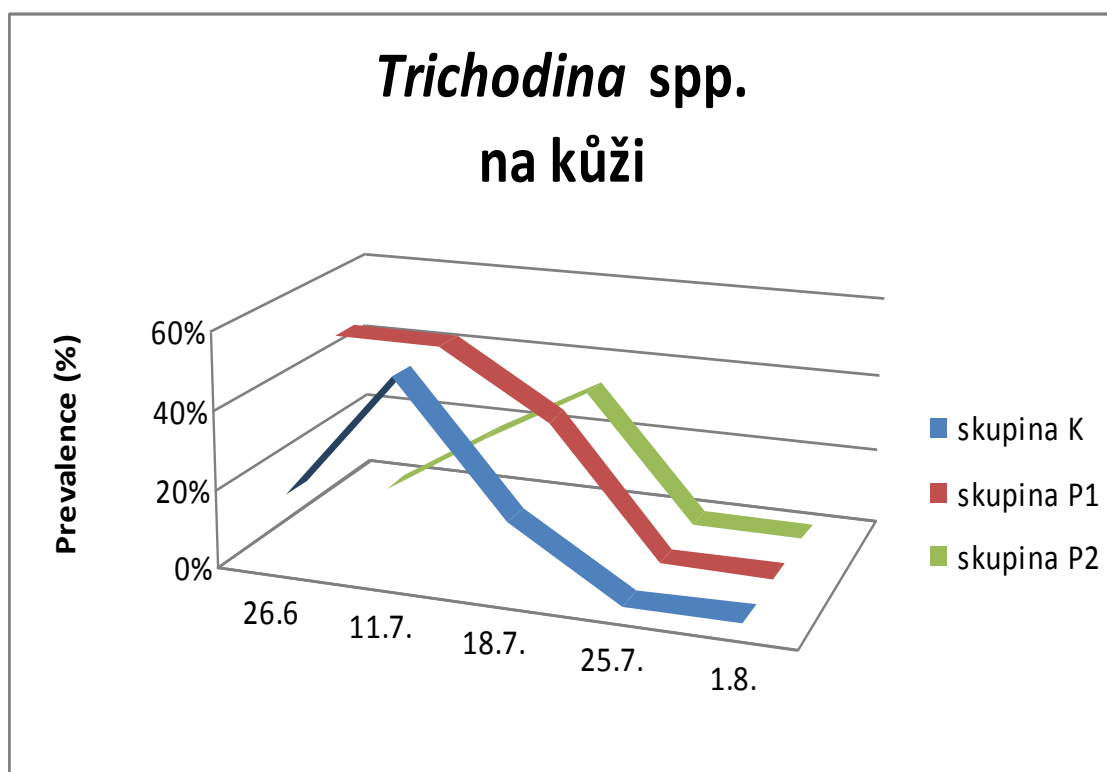
Graf 3.: Prevalence výskytu parazita *Apiosoma* na kůži v jednotlivé odběrové dny



Graf 4.: Prevalence výskytu parazita *Gyrodactylus* sp. na kůži v jednotlivé odběrové dny



Graf 5.: Prevalence výskytu parazita *Ichthyophthirius multifiliis* na kůži v jednotlivé odběrové dny



Graf 6.: Prevalence výskytu parazita *Trichodina sp.* na kůži v jednotlivé odběrové dny

6. DISKUSE

6.1. Faktory zapříčiňující nízkou parazitární prevalenci

Z výsledků vyplývá, že aplikace KPO nesnížila parazitární prevalenci (graf 2-6). Pouze v jediném případě (graf 1) lze konstatovat, že došlo ke snížení parazitární prevalence *Trichodina* sp. na žábrách. Výzkum byl pilotním projektem, ve kterém byla vůbec poprvé aplikována KPO do rybníčního prostředí. Do té doby došlo k aplikaci KPO převážně do kontrolovaného akvarijního či akvakulturního prostředí o známém objemu vody. Jednalo se nejčastěji o intenzivní akvakulturní systémy realizované v RAS. Pouze Devos a kol. (2000) či Rintamäki-Kinnunen a kol. (2005a,b) popisují proces využití a aplikace KPO v kombinaci s další látkou při odstranění parazitů v rybníčním hospodářství. Čistě použití KPO bez synergického účinku s dalšími látkami (komplexu) popisují až já v této práci. Důležité je si uvědomit několik faktů, které pomohou vysvětlit, proč tento výzkum nevyšel dle očekávání.

Celková parazitární prevalence byla velmi nízká. Očekávaná parazitární biomasa byla vzhledem k mezotrofii rybníků rovněž velmi nízká. Líní byli vůči parazitům mnohem odolnější než kapři. Lín je celkově resistantní vůči parazitární invazi, kvůli již zmíněné hlenové vrstvě na povrchu těla. Sniezska a Axelrod (1970) udává, že reakce hostitele na parazita jsou odlišné v závislosti na druhu a věkové kategorii hostitelské ryby a na druhu parazita. Wedemeyer (1976) tvrdí, že tkáň kůže obsahuje epitelální buňky, které kryjí vnější povrch šupin. V epitelální vrstvě, kterou vyplňují kyjovité a pohárkovité buňky je obsaženo mnoho leukocytů a lymfocytů. Dále kůže obsahuje hlenové buňky, které produkují sliz. Sliz má především ochrannou funkci (je baktericidní). Útok na kůži tedy spouští obranné reakce napadeného organismu.

Všeobecně o ektoparazitech je známo, že napadají hlavně menší velikostní a hmotnostní kategorie ryb. Velikost a hmotnost ryb byla mnohdy vyšší než je hranice nebezpečnosti pro tyto ryby (viz dále). Dalším velmi častým predispozičním faktorem pro výskyt ektoparazitů je nahlučení ryb. Díky nahlučení se mohou ektoparazité při vzájemném fyzickém kontaktu ryb dostat z jedné na druhou. V našem testu bylo nahlučení oproti předpokladu nízké.

Dle Hartmana (2012) se v běžné rybářské praxi pohybuje průměrná kusová hmotnost K_1 v rozmezí 20-35g (ojediněle 50g) a průměrná kusová hmotnost K_2 v rozmezí 100-400g. Plůdkové výtažníky vyžadují velmi citlivé obhospodařování vzhledem ke skutečnosti, že iničiální hmotnost obsádky je velmi nízká, predační tlak plůdku je

zaměřen převážně na zooplankton. Jedním z významných rizik je především vliv kvality vody s ohledem na kolísání hodnot pH, obsahu O₂ a amoniaku. Plůdek je vystaven mnoha škodlivým vlivům, kterým se těžko brání. Plůdek má velmi nízkou hmotnost a s tím i absolutně i relativně nízké tělní zásoby energie, je proto vnímavý k onemocnění a je bezbranný vůči predátorům. Plůdek kapra se na jaře zpravidla vysazuje do výtažníků. Podle úživnosti výtažníků se nasazuje 1500–5000 ks K₁×ha⁻¹, zpravidla se počítá s obsádkou 2000 ks K₁.ha⁻¹. Dále podle úživnosti výtažníků se nasazuje 1000–5000 ks K₂×ha⁻¹, zpravidla se počítá pro průměrně úživný rybník 1000 ks K₂.ha⁻¹. Plůdkový výtažník 1. řádu měl mít rozlohu 0,06-0,5 ha a plůdkový výtažník 2. řádu 0,5-10 ha. Nelepší hustota nasazení obsádky při odchovu K₁ na K₂ v rozmezí 500 až 1500 ks×ha⁻¹. Teoretické hodnoty uvedené od autora Hartman (2012) označuji v následujících odstavcích jako standart, vzhledem k tomu, že se jedná o významného uznávaného rybníkáře s dlouholetou provozní i odbornou praxí. V našem testu byla hustota ryb srovnatelná s tímto autorem, avšak vzhledem ke komfortnímu přístupu ryb k přirozené potravě a minimálním vzájemným kontaktům ryb zajišťujícím adekvátní rozšíření parazitů jsme hustotu měli rapidně zvýšit.

V následujících 2 odstavcích se zabývám pouze kaprem, protože u línů byla minimální parazitární prevalence, a tudíž jim nebyla věnována prvořadá pozornost. V experimentu bylo nasazeno do každého rybníčku 125 ks L₁ až L₂ o celkové hmotnosti 19 kg, a 625 ks K₁ o celkové hmotnosti 32,5 kg do rybníčků o rozloze 0,09 ha. (viz kapitola materiál a metodika). Jednoduchým výpočtem (32,5 kg ÷ 625 ks) získám průměrnou kusovou hmotnost K₁ = 52 g. Z tohoto výpočtu vyplývá fakt, že se v porovnání s údaji dle Hartmana (2012) jednalo o velmi těžkou kusovou násadu K₁. Iniciální hmotnost obsádky byla velmi vysoká v porovnání se standardem. S vyšší kusovou hmotností má plůdek vyšší tělní zásoby energie a je tedy odolnější vůči onemocnění. To může být dle názoru jedním z důvodů, proč byla parazitární prevalence ryb tak nízká.

Od 30.5 do 4.6. byly po celém Jihočeském kraji lokální povodně. Všech 6 rybníčků bylo díky zvýšenému množství srážek naplněno dešťovou vodou až po okraj hrází. Posléze došlo k smíchání (víření) vody ve všech těchto 6 ti rybníčcích. Se zvýšeným zvířením vody se zvýšila i teplota a zákal vody. Zvýšení teploty vody však nedosahovalo pro ryby nebezpečných hodnot. Vzhledem k tomu, že byla dlouhá zima, tak i s tímto zvýšením teploty vody nedošlo k poškození ryb vlivem vysokých hodnot.

S náhlým zvýšením zákalu vody došlo i k náhlému zvýšení pH a zvýšení organické hmoty (zátížení). Tyto faktory podmiňují i počátek rybího stresu. Se zvyšujícím se stresem klesá imunita (rezistence) ryb a s tím logicky souvisí zvýšená parazitární invaze v tomto období. Navíc zvýšené množství org. hmoty je „živnou půdou“ pro mnoho rybích ektoparazitů. V období od 30.5.–4.6. i s náhlým zvýšením teploty vody, byly nižší teploty, než bývá obvykle v tomto období a tak rybníky nebyly zasaženy vodním květem. Nedošlo k očekávané eutrofizaci či dokonce hypertrofizaci vod. Díky samočisticí schopnosti rybníčků došlo ke snížení vodního zákalu, ke snížení pH vody, množství organické hmoty a snížila se i teplota vody na normální hodnoty.

6.2. Hodnocení vlivu KPO na parazitární prevalenci a faktory způsobující její degradaci

Zkoumána byla redukce parazitární prevalence a parazité zaujímají v žebříčku citlivosti KPO až poslední příčku – viz dále. Citlivost mikroorganismů účinkům KPO uvádí Liberti a kol. (1999) takto: bakterie > viry > bakteriální spory > protozoální cysty > parazité.

Vzhledem k tomu, že KPO není příliš stabilní, tak dochází k rychlé degradaci ve vodním prostředí. Jak udává Alasri a kol. (1992) a Gehr a kol. (2002) KPO je velmi oxidativní. Pedersen (2013), Sudová a kol. (2007) a Marchand a kol. (2012) udávají, že KPO je vysoce reaktivní sloučenina. Rozklad KPO všeobecně může ovlivňovat těchto 5 faktorů: teplota vody, množství org. látek, pH, kovy a přítomnost jiných kyselin.

Pedersen (2013) uvádí, že se vzrůstající teplotou se rozklad KPO zvyšuje jen minimálně. Okamžitá spotřeba KPO je pouze o něco málo vyšší ve vodě mající 20°C ve srovnání s vodou mající 5°C. Teplota v testu se pohybovala v rozmezí 22,2–24,6 °C, a tedy rozklad KPO ve vodě mohl být urychlen.

Pedersen a kol. (2009) konstatuje, že účinnost KPO je mírně ovlivnitelná koncentrací organických látek ve vodě. V testu Pedersena (2013) byl rozklad KPO nejprve standardní a po určité době začal exponenciálně stoupat. Rozklad stejné dávky KPO byl jednoznačně vyšší ve vodě s vyšším obsahem COD (celkové organické zátížení) ve srovnání s vodou o nižším množství COD (61,2 vs 10,3 mg O₂×l⁻¹). Množství organických látek ve vodě (COD) je v mém testu uvedeno jako hodnoty CHSK_{Mn} + BSK₅. Hydrochemické parametry vody naměřené před aplikací KPO: množství org.

látek se pohybovalo po součtu v rozmezí od $18,4 \text{ mg} \times \text{l}^{-1} \text{ O}_2$ - nejnižší hodnota (rybník 2) do $40,9 \text{ mg} \times \text{l}^{-1} \text{ O}_2$ – nejvyšší hodnota (rybník 6). Hydrochemické parametry vody naměřené po skončení aplikace KPO: množství org. látek se pohybovalo po součtu v rozmezí od $20,8 \text{ mg} \times \text{l}^{-1} \text{ O}_2$ (rybník 3) do $39,6 \text{ mg} \times \text{l}^{-1} \text{ O}_2$ (rybník 5). Parametry COD se u kontrolních rybníčků mírně lišily ve srovnání s rybníčky, u kterých došlo k aplikaci KPO. Lze tedy konstatovat, že po aplikaci KPO se jednak mění hodnoty COD v rybníčcích a tyto vyšší hodnoty COD v rybníčcích s aplikovanou KPO mohly urychlit její rozklad vlivem org. zatížení.

Yuan a kol. (1997) uvádí, že ke spontánnímu rozkladu KPO dochází při rozsahu pH od 5,5-9 či 10,2. Baldry a kol. (1991), Sanchez-Ruiz a kol. (1995) tvrdí, že malý rozdíl je, když je pH v rozmezí 5-8, ale účinnost činidla klesá při pH 9 a vyšším. Colgan a Gehr (2001) uvádí, že KPO má vyšší účinnost při nižším pH. Pedersen a kol. (2009) vše doplňuje tvrzením, že kyselé prostředí rozkládá KPO 7-12 dní, neutrální a alkalické jediný den. V mém testu se hodnota pH pohybovala v rozmezí 6,6–7,8. Dle nejnovějšího tvrzení Pedersena a kol. (2009) by hodnoty pH od 7-7,8 (neutrální – mírně zásadité) mohly zapříčinit celkový rozklad KPO v průběhu jediného dne.

Yuan a kol. (1997) konstatuje, že přechodné kovy ve vodě mohou působit jako katalyzátory vedoucí k rozkladu KPO. Stanovení kovů však v mém testu prováděno nebylo a tak nemohu toto tvrzení podpořit ani vyvrátit.

Zhao (2007) uvádí, že na snížení rozkladu KPO má vliv kyselina sírová a kyselinadiethylentriaminpentaoctová (DTPA) v kombinaci s různými hodnotami pH. DTPA působí jako chelatační činidlo, které se obvykle podává pro zabránění reakce mezi peroxidem vodíku a kovovými ionty. V testu Yuana a kol. (1997) měla DTPA pozitivní efekt na snížení rozkladu KPO při pH v rozmezí 5,5-7,5. Při silně kyselém pH však rozkladu není efektivně zabráněno. Stanovení přítomnosti jiných kyselin v rybničním prostředí zkoumáno nebylo a ani se nepředpokládalo. K cílené aplikaci těchto substancí v mém pokusu nedošlo a šance nechtěné kontaminace je téměř mizivá. Nelze tedy rovněž jako v předchozím případě toto tvrzení podpořit ani vyvrátit.

6.3. Chování ryb při aplikaci KPO na krmná místa.

Jak již bylo zmíněno v předešlé kapitole (materiál a metodika) aplikace KPO byla realizována do pokusných rybníčků na krmná místa. Nejprve byla aplikována KPO a to bezprostředně před podáním krmiva. Avšak všimli jsme si, že ryby se bezprostředně po aplikaci krmiva na tato krmná místa nedostavily, anebo se krmily na úplně jiném místě. Předkládané krmivo začaly konzumovat až po delší časové periodě. Toto chování by dle mého názoru mohlo souviset:

1. s trofíí (úživnosti) pokusných rybníčků:

Vzhledem k tomu, že se jednalo o mezotrofii (střední úživnost), měly ryby dostatek přirozené potravy. Po aplikaci krmiva nedošlo k okamžité konzumaci jako je tomu například v intenzivních chovech v RAS či průtočných a poloprůtočných systémech chovu v betonových sádkách, kdy rybám chybí přirozená potrava a jsou na předkládaném krmivu závislé. V těchto systémech krmivo tvoří prakticky 100% příjmu potravy.

2. s přítomností cizorodé látky v rybníčcích:

Je všeobecně známo, že se ryby distancují od aplikovaných cizorodých látek. Toto chování se projevuje převážně únikovým reflexem. Ryby počkaly, než z krmného místa vyprchá (degraduje, zoxiduje, zareaguje s jinou substancí) účinná látka (pro ryby cizorodá substance) a teprve poté začaly konzumovat předkládané krmivo.

6.4. Použití KPO proti parazitům

6.4.1. Použití KPO proti kožovci a jeho různým stádiím

Ve svém pokusu jsem našel (diagnostikoval) kožovce (*Ichthyophthirius multifiliis*) na žábách (graf 2) a na kůži (graf 5). Velká část celosvětových výzkumů se zaměřuje na použití KPO při léčbě kožovce. Ať už se jedná o dospělého parazita či pouze o jeho stádia. Zde uvádím pouze malou část výzkumů:

Starší studie Ewinga a kol. (1983) popisují, že nic není známo o účincích KPO na stádia kožovce, která jsou chráněna před nepříznivými vlivy prostředí cystou (stěnou) během vývoje. Rovněž tak mnohem novější studie Meinelta a kol. (2007a,b) potvrzují, že množství therontů nebylo sníženo po vystavení kožovce KPO ve fázi encystace. Aplikace KPO v dávce $0,3 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ však snížila množství volně žijících therontů o 24% ve srovnání s kontrolou. Ke snížení jejich množství došlo dokonce 5 minut po expozici

látce. Dále popisují, že dávka $0,5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO zabila všechny volně žijící theronty během 9 minut. Meinelt a kol. (2004, 2005, 2006) vyzkoumali, že KPO výborně působí proti therontům, kteří nejsou chráněni vrstvou slizu či kůží.

Zdá se, že encystovaná stádia kožovce mají svoji cystu (stěnu) nepropustnou či rezistentní účinkům KPO. Aplikace KPO, jak bylo zmíněno, působí proti volně žijícím stádiím kožovce.

Dále Meinelt a kol. (2009) prováděli rozsáhlou studii, kdy vystavovali rybu postiženou kožovcem různým dávkám KPO v přípravku Wofasteril E400 a prováděli na ní několik experimentů:

V prvním experimentu byl podáván přípravek v různých dávkách na neusazené theronty. Toxicita byla posuzována pro různá stádia kožovce, krátce poté co byli trofonti fyzicky odstraněni z povrchu ryby. Výsledky ukazují, že $0,6$ až $0,9 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO zabila 39 až 82% nově uvolněných therontů během 48 hodin pokud byli okamžitě zasaženi kyselinou. Toxicita $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO způsobila u neusazených therontů 90% mortalitu a koncentrace $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ způsobila dokonce 100% mortalitu vystavených parazitů po dobu 48 hodin.

Tento experiment nejspíš jen potvrzuje, že neusazení theronti po krátkodobé expozici účinkům KPO hynou. Mortalita parazitů je všeobecně velmi vysoká vzhledem k délce expozice ryb KPO.

Ve druhém experimentu bylo dovoleno therontům usadit se po dobu 2,5 hodin a poté byli odebráni z kůže a léčeni po dobu 12 ti hodin. Koncentrace vyšší nebo rovna $0,5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ významně snížila množství therontů oproti kontrole. Po 48 hodinách inkubace kontrola produkovala 580 ± 190 therontů $\times \text{ml}^{-1}$. Aplikace KPO v dávce $0,5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ význačně snížila množství therontů o 58% v porovnání s kontrolou. Aplikace KPO v dávce $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ snížila množství therontů o 25% v porovnání s kontrolou. Expozice při dávce $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO snížila množství therontů o 2% v porovnání s kontrolou. Expozice dávce $3 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO způsobila více než 99% mortalitu vystavených therontů (pouze 1 theront v 1 vzorku přežil).

Z tohoto experimentu vyplývá, že dávka $0,5 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO působí na theronty subletálně, dávka $2 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ působila letálně a dávka $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ působila nejméně účinně. Jak je vidět, je nutné aplikovat správnou koncentraci KPO zejména proti stádiu therontů.

Ve třetím experimentu byli encystovaní tomonti vystaveni KPO po dobu 2 nebo 4 hodin. Koncentrace KPO 0,2–3 mg×l⁻¹ nezastavila produkci encystovaných tomitů. V tomto výzkumu bylo popsáno, že encystovaná stádia kožovce méně reagují na léčiva na chemické bázi. Byly však pozorovány významné rozdíly mezi kontrolami a rybami vystavenými účinkům KPO po dobu 2-4 hodin. Velký rozdíl mezi kontrolou a ošetřenou skupinou nebyl při aplikaci kyseliny v dávce 0,5 mg×l⁻¹ po dobu 4 hodin. Picón-Camacho a kol. (2012b) vystavili ryby in vitro účinkům KPO, kde potvrdili obrovský potenciál využití činidla ke kontrole kožovce v komerčních akvakulturních systémech. V našem testu byla velmi nízká počáteční prevalence kožovce, proto nebylo možné sledovat a kvalitně zhodnotit předpokládanou klesající tendenci výskytu tohoto parazita.

6.4.2. použití KPO v kombinaci s jinými prostředky

1) kožovec

Komplex HPPAPA použitý proti kožovci:

HPPAPA je komplex peroxidu vodíku, KPO, octové a peroxyoktanové. Tomuto produktu bylo uděleno povolení pro použití ve sladkovodní a mořské akvakultuře, a to pro jeho uplatnění proti širokému spektru bakteriálních, plísňových a parazitárních infekcí (EKOLAB, 2005). Předmětem studie tohoto komplexu bylo určit toxicitu in vitro podmínkách s rozsahem dávek (8-15 mg×l⁻¹ po dobu 60 minut) proti třem volně žijícím stádiím kožovce – tomontům, cystám a therontům. Bylo zjištěno, že dávky (8, 12 nebo 15 mg×l⁻¹) specifického HPPAPA komplexu účinkujícího po dobu 60 min zabíjí téměř všechny volně žijící stádia kožovce – 100% mortalita pro všechna stádia. Dokonce i nejnižší uvedená koncentrace HPPAPA (8 mg×l⁻¹) je schopná zastavit normální vývoj cyst, a proto nedošlo k uvolnění therontů (Picón-Camacho a kol., 2012a).

Komplex HPPAPA se mi jeví jako velmi efektivní a myslím si, že by to byla další velmi zajímavá pilotní studie pro použití tohoto komplexu v rybníční akvakultuře, kde by bylo nutné prvotně určit LC50 pro jednotlivé druhy ryb. Nesmírnou výhodou vidím rovněž v tom, že komplex dokáže zastavit vývoj cyst. Dále si myslím, že by měly vznikat pokusy, ve kterých se využívá synergického účinku KPO v kombinaci s jinou účinnou látkou proti parazitům. Alasri a kol. (1992) uvádí, že kombinace KPO a

peroxidu vodíku má synergický efekt. Tohoto efektu ostatně využili už Devos a kol. (2000) ve své studii.

Komplex KPO a formalínu:

Rintamäki-Kinnunen a kol. (2005a,b) popisují, že obsádka pstruha a lososa, kterou napadl kožovec, byla léčena v rybnících a betonových nádržích směsí přípravků KPO (Per Aqua a Desirox) a formalínu. Oba přípravky jak Per Aqua tak Desirox obsahovaly směs 13% KPO, 20% KPO, 20% peroxidu vodíku. Díky tomuto komplexu bylo zaznamenáno snížení parazitů a snížení ztrát v obsádce ryb. Akutní mortalita ryb při použití KPO v kombinaci s formalínem v různých zemních či betonových rybníčcích naznačují, že dávky musí být pečlivě naplánovány s ohledem na podmínky každé farmy. Dále naznačuje, že organická hmota v rybnících může být příčinou snížené účinnosti kyseliny ve srovnání s jinými systémy.

2) další mikroorganismy

Melichercikova (1989) zkoumala použití Peresterilu v kombinaci s detergenty při různém pH. Persteril v množství $0,5 \text{ ml} \times \text{l}^{-1}$ s detergenty jako Jar, Pur, Hit, Corona, Sapon, Rekord a Universal měl po 19 ti denním skladování bakteriocidní efekt. Sporocidní efekty byly zajištěny během 5 ti dnů pouze při koncentraci $5 \text{ ml} \times \text{l}^{-1}$ při ponořovací lázni.

Pohlman a Hamilton (1999) popisují synergický efekt biocidu: 2-bromo-2 nitrostyrenu ("BNS") a KPO k odstranění mikroorganismů v průmyslových vodách.

KPO použitá proti jiným parazitům a mikroorganismům:

Meinelt a kol. (2004, 2005, 2006) potvrdili, že KPO má výborné protiplísňové účinky. Speciálně činidlo zabírá výborně proti *Saprolegnia parasitica* a mnoha dalším plísňovým infekcím ryb a jejich vajíček.

Weitkamp a kol. (2007) aplikovali k rybám $2,6 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ KPO. Za 3 dny byli odstraněni ektoparaziti *Chilodonella* sp., *Trichodina* sp., *Gyrodactylus* sp. a *Epistylis* sp.

Marchand a kol. (2012) zjistili, že produkce *Flavobacterium columnare* a *Saprolegnia parasitica* byla snížena díky použitím KPO.

Máchová a kol. (2010) rovněž potvrdili vynikající účinky Persterilu v dávce $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$. Aplikace probíhala na sivenu americkém (získaného v Klatovech), který byl postižen již zmíněnou plísní *Saprolegnia parasitica*.

Farmer (2013) zkoumal účinnost KPO u sumečka kanálového (*Ictaulurus punctatus*) postiženého *Ichthyobodo necator*. Byla použita dávka $3 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 10 dnů. Přežití oproti kontrole bylo o 68,7% vyšší.

Jaafar a kol. (2013) hodnotili účinnost KPO ve srovnání s ostatními prostředky - formaldehyd, peruhličitan sodný k léčbě *Ichthyobodo necator* u pstruha duhového. Byly použity dávky v množství 0,1, 0,2, 0,3 $\text{mg} \times \text{l}^{-1}$ po dobu 2 hodin ve vodě o teplotě 13°C . Koncentrace $0,3 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$ vykazovala téměř kompletní eliminaci parazita. Dále bylo zjištěno, že peruhličitan sodný a KPO jsou nejvhodnějšími alternativami za formaldehyd při léčbě *Ichthyobodo necator* u pstruha duhového.

Lilley a Inglis (1997) popisují efekty KPO a jiných desinfekčních prostředků proti plísním *Saprolegnia sp.* a *Aphanomyces sp.*

Thamlikitkul a kol. (2001) zkoušeli účinnost KPO (přípravek Perasafe®) v in vitro podmínkách proti *Escherichia coli*, *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella typhi*, *Salmonella paratyphi A*, *Acinetobacter baumannii*, *Sternotrophomonas maltophilia*, *Enterococcus faecium*, *Enterococcus faecalis*, *methicillin-resistant Staphylococcus aureus (MRSA)*, *Bacillus subtilis spore*, *Mycobacterium tuberculosis and human immuno-deficiency virus type I*. Desetiminutová expozice způsobila masivní úmrtí těchto mikroorganismů.

Bonadonna a kol. (1999) popisují redukci mikroorganismů v odpadních vodách vlivem chlornanu a KPO proti *Salmonelle*, *Pseudomonas spp.*, bakteriofágům, *Escherichia coli*, F+/fáze a fáze *Bactericides fragilis* B40-8 a enteroviry. Účinné byly tyto prostředky však pouze proti *Pseudomonas spp.*, bakteriofágům a *Escherichia coli*.

Zde se opět ukazuje široké využití KPO proti plno bakteriím a jiným mikroorganismům.

Dalšího úspěšné použití KPO k léčbě rybích parazitů dosáhli například: Rintamäki-Kinnunen a kol. (2005a,b); Meinelt a kol. (2007a); Meinelt a kol. (2007b); Meinelt a kol. (2009); Pedersen a kol. (2009); Pedersen a kol. (2010); Straus a Meinelt (2009); Sudová a kol. (2010).

6.5. Negativní účinky KPO

Ačkoliv se jedná o dobrou alternativu za formalín je nutné dodržovat bezpečnostní opatření – při manipulaci mít ochranné rukavice a brýle. KPO se svými aplikačními riziky podobá ozonu, kdy obě látky jsou vysoce reaktivní a můžou v případě předávkování ryby poškodit až usmrtit. KPO je velmi dobře využitelná k léčení vybraných sladkovodních parazitů ryb. Je ale důležité efektivně určit správnou koncentraci KPO, která odstraňuje parazity a neohrožuje rybu (Straus a kol., 2012).

Osobně si myslím, že je před každým použitím KPO nutné tuto aplikaci nejprve zvážit. Ujistit se, zda aplikaci provádí kvalifikovaná a poučená osoba. Zda aplikace v některých případech není spíše rizikem a zda více ryb nebude mít zdravotní následky, než bude vyléčeno. Zde uvádím pár negativních případů použití KPO:

Meinelt a kol. (2007a) vystavil candáta křišťálového (*Sandervitreum*) rostoucím koncentracím KPO. Koncentrace se pohybovaly od 0,5-1,7 mg×l⁻¹ po dobu 24 hodin. Byla pozorována rostoucí mortalita, která začala u hodnoty 0,9 mg×l⁻¹. 100% mortalita byla pozorována při hodnotě 1,7 mg×l⁻¹. 24 hodinové LC50 bylo odhadováno při hodnotě 1,14 mg×l⁻¹.

Pederson (2013) popisuje 1 hod. test toxicity u pstruha duhového (*Oncorhynchus mykiss*). Ryba přežila 1,3 a 2,6 mg×l⁻¹ KPO. Byla pozorována 18% mortalita během 24 hodin expozici v dávce 3,9 mg×l⁻¹.

Straus a kol. (2012) provedli expozici plůdku sumce *Ictalurus punctatus* ve stádiu žloutkového vácku a rozplavaného plůdku účinkům KPO. Experiment probíhal po dobu 48 hodin

Ačkoliv se jedná o dobrou alternativu za formalín, je nutné dodržovat bezpečnostní opatření – při manipulaci mít ochranné rukavice a brýle. KPO se svými aplikačními riziky podobá ozonu, kdy obě látky jsou vysoce reaktivní a můžou v případě předávkování ryby poškodit až usmrtit. KPO je velmi dobře využitelná k léčení vybraných sladkovodních parazitů ryb. Je ale důležité efektivně určit správnou koncentraci KPO, která odstraňuje parazity a neohrožuje rybu (Straus a kol., 2012a,b).

7. ZÁVĚR

Práce se zabývala hustotou a druhovým složením ektoparazitů či jiných cizopasníků, kde došlo k jejich detailnímu popisu. Dále popisem a přehledem použití KPO v rybářské praxi proti těmto ektoparazitům. Materiál (ryby) byl odebrán v 6 ti zemních modelových rybníčcích patřících VÚRH Vodňany. Ryby byly odebrány z 2 kontrolních rybníků a ze 4 rybníků s aplikovanou KPO ve dnech 26.6., 11.7., 18.7., 25.7., 1.8. Aplikací schéma bych doporučil vyšší s přihlédnutím k výsledkům. Do rybníků by se měly vysazovat méně rezistentní druhy ryb, než jsou líní (tedy takové, které nemají silnou ochrannou slizovou vrstvu). Rovněž se zvýšením aplikačních dávek by mělo být sníženo množství přirozené potravy. Tato úprava je uskutečnitelná pouze výběrem méně úživného (oligotrofního) rybníčku.

Detekce ektoparazitů z kůže, žáber a ocasních ploutví kaprů a línů probíhala ve VÚRH pod mikroskopem. Dohromady byly nalezeny tyto druhy *Trichodina* spp. (obr. 27, 28, 31, 46), *Ichthyophthirius multifiliis* (obr. 37, 38, 39), *Apiosoma* spp. (obr. 32, 33) *Gyrodactylus* spp. (obr. 29, 34, 35, 36, 40, 41) *Epistylis* spp. (obr. 43) a navíc nedeterminované druhy hlístic (*Nematoda*) (obr. 25, 26) a řas (obr. 42, 44). U línů došlo k výskytu širší palety parazitárních druhů, ale jejich celková incidence byla ojedinělá až mizivá v porovnání s kaprem. U kapra byly nalezeny tyto druhy *Trichodina* sp. na žábách a kůži, *Ichthyophthirius multifiliis* na žábách a kůži, *Dactylogyrus* spp. na žábách (ojediněle), *Apiosoma* spp. na kůži, *Gyrodactylus* sp. na kůži a to v mnohem větší incidenci než u lína. Po aplikaci KPO v přípravku Persteril 36% (fa. Šarm) a následné parazitární determinaci nebylo zaznamenáno znatelné signifikantní snížení parazitární prevalence. Snížení parazitární prevalence bylo signifikantně sníženo ($P < 0,01$) pouze v případě výskytu *Trichodina* spp. na žábách (graf 1), a to 11.7.2013. Faktem zůstává, že celková parazitární incidence nebyla tak vysoká, jak bylo očekáváno, a tudíž velmi špatně hodnotitelná.

I když výzkum nedopadl dle očekávání, nemůže být označen jako neúspěšný. Vzhledem k tomu, že se jednalo o pilotní pokus aplikace KPO do rybníčního prostředí. Do té doby došlo k aplikaci KPO do rybníčního prostředí, ale pouze v kombinaci jiným činidlem (viz kapitola diskuse). Nad aplikací KPO do rybníků zůstává ještě mnoho nevyřešených okolností. Nepochybně jednou z nich je velký rozdíl ve fyzikálně chemických parametrech rybníka než je tomu například v intenzivních

akvakulturách (hlavně v RAS), kde se dá do jisté míry manipulovat s fyzikálně chemickými parametry vody. KPO je velmi reaktivní sloučenina a rybniční podmínky mění její stabilitu a to hlavně v důsledku rozdílné teploty, pH, množství organických látek, přítomností přechodných kovů popřípadě přítomností jiných kyselin při nedodržení technologických postupů v rybářství (hlavně kyselina diethylentriaminpentaoctová a sírová). Dalo by se tímto apelovat na další studenty či vědecké pracovníky. Nepochybně je tato problematika velice zajímavá a nemusí se uzavírat pouze do úzkého okruhu studentů či pracovníků v rybářství.

8. SEZNAM POUŽITÉ LITERATURY

Alasri A., Roques C., Michel G., Cabassu C., Aptel P. 1992: Bactericidal properties of peracetic-acid and hydrogen-peroxide, alone and in combination, and chlorine and formaldehyde against bacterial wastewater. *Canadian Journal of Microbiology* 38: 635–642

Anderson D.P. 1974: Diseases of fishes: Immunology: Book 4: Fish immunology. Snieszko S.F., Axelrod H.R. (Ed.). T.F.H. Publications, Neptune City, 239 s

Antonelli M., Mezzanotte V., Panouillères. 2009: Assessment of peracetic acid disinfected effluents by microbiotests. *Environ. Sci. Technol.* 43: 6579-6584

Awad M.I., Oritani T., Ohsaka T. 2003: Simultaneous potentiometric determination of peracetic acid and hydrogen peroxide: *Anal. Chem.* 75: 2688-2693

Baldry M.G.C. 1983: The bactericidal, fungicidal, and sporicidal properties of hydrogen peroxide and peracetic acid. *J Appl Bacteriol* 54: 417– 23

Baldry M.G.C., French M.S. 1989a: Activity of peracetic acid against sewage indicator organisms. *Water Sci Technol* 21: 1747 –9

Baldry M.G.C., French M.S. 1989b: Disinfection of sewage effluent with peracetic acid. *Water Sci Technol* 21: 203–6

Baldry M.G.C., French M.S, Slater D. 1991: The activity of peracetic acid on sewage indicator bacteria and viruses. *Water Sci Technol* 24: 353– 7

Baldry M.G.C., Cavadore A., French M.S., Massa G., Rodrigues L.M., Schirch P.F.T. 1995: Effluent disinfection in warm climates with peracetic acid. *Water Sci Technol* 31: 161– 4

Bonadonna L., Della Libera S., Veschetti E., Cutilli D., Ottaviani M., Divizia M., Donia D., Gabrieli R., Pana A., Martini C., Anastasi P. 1999: Reduction of microorganisms in sewage effluent using hypochlorite and peracetic acid as disinfectants. *Central European journal of public health* 3: 130-132

Booth R.A., Lester J.N. 1995: The potential formation of halogenated by-products during peracetic acid treatment of final sewage effluent. *Water Res* 29: 1793– 1801

Cavallini G.S., Campos S.X., Jeanette B.S., Sousa Vidal C.M. 2013: Evaluation of the psychical-chemical characteristics of wastewater after disinfection with peracetic acid. *Water air soil pollut* 224: 1752-1762

Colgan S., Gehr R. 2001: Disinfection. *Water Environment and Technology* 13: 29–33

Davidson J., Good C., Welsh C., Brazil B., Summerfelt S. 2009: Heavy metal and waste metabolite accumulation and their potential effect on rainbow trout performance in a replicated water reuse system operated at low or high system flushing rates. *Aquacultural Engineering* 41: 136–145

Dychdala G.R. 1988: New hydrogen peroxide – peroxyacetic acid disinfectant. *Proc 4th Conf Prog Chem*: 315–42

- Devos Ch., Godin J.-J., Hamon C. 2000: Use peracetic acid in fish farming. Official gazette of the United States patent and trademark office patents 1238: 12-18
- ECOLAB (2005) Incimaxx aquatic: technical dossier. ECOLAB, Issy les Moulineaux, 16s
- Eiras J.C., Segner H., Wahli T., Kapoor B.G. 2008: Fish diseases. Science Publisher, Enfield 2008, Volume 1, 612 s.
- Eiras J.C., Segner H., Wahli T., Kapoor B.G. 2008: Fish diseases. Science Publisher, Enfield 2008, Volume 2, 1312 s.
- Ergens R., Lom J. 1970: Původci parazitálních nemocí ryb. Nakladatelství Československé Akademie věd, Praha 1970, 383 s.
- Ewing M.S., Kocan K.M., Ewing S.A. 1983: *Ichthyophthirius multifiliis*: morphology of the cyst wall. Trans Am MicroscSoc 102: 122–128
- Falsanisi D., Gehr R., Liberti L., Notarnicola M. 2008: Effect of suspended particles on disinfection of a physicochemical municipal wastewater with peracetic acid. Water Quality Research Journal of Canada, 43: 47–54
- Farmer B.D., Straus D.L., Beck B.H., Mitchell A.J., Freeman D., Meinelt T. 2013: Effectiveness of copper sulphate, potassium permanganate and peracetic acid to reduce mortality and infestation of *Ichtyobodo nicator* in channel catfish *Ictalurus punctatus*. Aquaculture research 44: 1103-1109
- Fraser J.A.L., Godfree A.F., Jones F. 1984: Use of peracetic acid in operational sewage sludge disposal to pasture. Water Sci Technol 17: 451–66
- Freer P.C., Novy F.G. 1902: On the formation, decomposition and germicidal action of benzoylacetyl and diacetyl peroxides. Am Chem J 27: 161– 93
- Gehr R., Cochrane D., French M. 2002: Peracetic Acid (PAA) as a disinfectant for municipal wastewaters: Encouraging performance results from physicochemical as well as biological effluents: 17-20
- Greenspan F.P., MacKellar D.G. 1951: The application of peracetic acid germicidal washes to mold control of tomatoes. Food Technology 5: 95–97
- Harakeh M.S. 1984: Inactivation of enteroviruses, rotaviruses and bacteriophages by peracetic acid in a municipal sewage effluent. FEMS Microbiol Lett 23: 27–30
- Hartman P. 2012: Profesní rybniční akvakultury se zaměřením na chov kapra (II. část). Jihočeská universita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod, České Budějovice 2012, 68s.
- Hoffman G.L., Meyer F.P. 1974: Parasites of freshwater fishes. T.F.H. Publications Inc. Ltd., London and New York 1965, 224 s.
- Hoole D., Bucke D., Burgess P., Wellby I. 2001: Diseases of carp and other cyprinid fishes. Sparks Computer Solutions Ltd., Oxford 2001, 223 s.
- Holten K., Skjelstad B., Aunsmo A. 2002: Effekt af Detarox®AP og formalin mot Costia. VESO Project report nr. 1592: s.12 (in Norwegian)

- Hudec O. 2013: Použití Persterilu ® v praxi k prevenci mykóz jiker a koupele plůdku jeseterovitých ryb v porovnání s užívanými přípravky. Bakalářská práce, České Budějovice: 50s
- Jaafar R.M., Kuhn J.A., Chettri J.K., Buchmann K. 2013: Comparative efficacies of sodium percarbonate, peracetic acid, and formaldehyde for control of *Ichthyobodo necator*-an ectoparasitic flagellate from rainbow trout. *Acta ichthyologica piscatoria* 43: 139-143
- Jussila J., Makkonen J., Kokko H. 2011: Peracetic acid (PAA) treatment is an effective disinfectant against crayfish plague (*Aphanomyces astaci*) spores in aquaculture. *Aquaculture* 320 (1/2): 37–42
- Kabata Z. 1970: Diseases of fishes: Book 1: Crustacea as enemies of fishes. Snieszko S.F., Axelrod H.R. (Ed.). T.F.H. Publications, Neptune City, 171 s.
- Kitis M. 2004: Disinfection of wastewater with peracetic acid: a review. *Environ Int* 30: 47–55
- Koivunen J., Heinonen-Tanski H. 2005: Peracetic acid (PAA) disinfection of primary, secondary and tertiary treated municipal wastewaters, *Water Res.* 39: 4445–4453
- Kolářová J., Svobodová Z. 2009: Léčebné a preventivní postupy v chovech ryb. Jihočeská universita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod, Vodňany 2009, 30 s.
- Lazarova V., Janex M.L., Fiksdal L., Oberg C., Barcina I., Pommepuy M. 1998: Advanced wastewater disinfection technologies: short and long term efficiency. *Water Sci Technol* 38: 109–17
- Leeper S. 1984: Synergistic killing of spores of *Bacillus subtilis* by peracetic acid and alcohol. *J Food Technol* 19: 355–60
- Lefevre F., Audic J.M., Ferrand F. 1992: Peracetic acid disinfection of secondary effluents discharged off coastal seawater. *Water Sci Technol* 25: 155–64
- Liberti L., Notarnicola M. 1999: Advanced treatment and disinfection for municipal wastewater reuse in agriculture. *Water Sci Technol* 40: 235–45
- Liberti L., Lopez A., Notarnicola M. 1999: Disinfection with peracetic acid for domestic sewage reuse in agriculture. *IWEMJ* 13: 262–9
- Lilley J.H., Inglis V. 1997: Comparative effects of various antibiotics, fungicides and disinfectants on *Aphanomyces invaderis* and other saprolegniaceous fungi. *Aquaculture research* 28: 461-469
- Lom J., Dyková I. 1992: Protozoan parasites of fishes. Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam 1992, 315 s.
- Lubello C., Caretti C., Gori R. 2002: Comparison between PAA/ UV and H₂O₂/UV disinfection for wastewater reuse. *Water Sci Technol: Water Suppl* 2(1): 205–12
- Lynwood A.J., Robert J.R., Hoffman K., Phillips C.R. 1967: Sporicidal activity of peracetic acid and hydrogen peroxide at subzero temperatures. *Appl Microbiol* 15: 332– 57

- Machova J., Meinelt T., Velisek J., Stejskal V., Sudova E. 2010: Possibility of persteril using as effective antimycotic agent in fisheries: Preliminary study. *Toxicology letters* 196: 115s
- Marchand P.A., Phan T.M., Straus D.L., Farmer B.D., Stüber A., Meinelt T. 2012: Reduction of in vitro growth in *Flavobacterium columnare* and *Saprolegnia parasitica* by products containing peracetic acid. *Aquaculture Research* 43: 1861–1866
- Masters A.L. 2004: A review of methods for detoxification and neutralization of formalin in water. *North American Journal of Aquaculture* 66: 325–333
- Mehlhorn H., Schmahl G., Haberkorn A. 1988: Toltrazuril effective against a broad spectrum of protozoan parasites. *Parasitol Res* 75: 64–66
- Meinelt T., Phan T.M., Stüber A., Bräunig I. 2004: Wofasteril® und Wofasteril E250 zur Bekämpfung von Fischeschimmel —erste Erfahrungen. *Fisch Teichwirt* 11: 888–890
- Meinelt T., Staaks G., Kunze K., Stüber A., Richert I. 2005: Behandlung einer unspezifischen Mykose mit Peressigsäure (Wofasteril® E400) bei der Aufzucht der kleinen Maräne (*Coregonus albula*). *Fisch Teichwirt* 56: 411
- Meinelt T., Stüber A., Bräunig I. 2006: Weitere Ergebnisse bei der Anwendung von Peressigsäure (Wofasteril E400 und Wofasteril E250) zur Bekämpfung von Fischeschimmel (*Saprolegnia parasitica*)—erste Erfahrungen bei der Erbrütung von Regenbogenforellen. *Fisch Teichwirt* 1: 12–14
- Meinelt T., Richert I., Stüber A., Bräunig I. 2007a: Application of peracetic acid to the parasite *Ichthyophthirius multifiliis* in Sander (*Sander lucioperca*) breeding. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 114: 244–251
- Meinelt T., Staaks J., Staaks G., Stüber A., Bräunig I. 2007b: Anti-parasitic effects of peracetic acid (PAA) to free infective stages (Theronts) of the white spot disease, *Ichthyophthirius multifiliis* in vitro. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift* 114: 384–387
- Meinelt T., Matzke S., Stüber A., Pietrock M., Wienke A., Mitchell A.J., Straus D.L. 2009: Toxicity of peracetic acid (PAA) to tomons of *Ichthyophthirius multifiliis*. *Disease of Aquatic Organisms* 86: 51–56
- Melichercikova V. 1989: Disinfectant effect of Persteril in combination with detergents. *Journal of hygiene, epidemiology, microbiology, and immunology* 33: 19-28
- Mitsching M., Schwabe H. 1999: Application fields for peracetic acid in prevention and therapy of infectious diseases in farm animals.
- Monarca S., Feretti D., Zerbini I., Zani C., Alberti A., Richardson S.D. 2001: Studies on mutagenicity and disinfection by-products in river drinking water disinfected with peracetic acid or sodium hypochlorite. *Proc of IWA world conference*
- Monarca S., Richardson S.D., Feretti D., Grotto M., Thruston Jr. A.D., Zani C., Navazio G., Ragazzo P., Zerbini I., Alberti A. 2002: Mutagenicity and disinfection by-products in surface drinking water disinfected with peracetic acid. *Environ. Toxicol. Chem.* 21: 309–318

- Navrátil, S., Svobodová, Z., Lucký, Z. 2000: Choroby ryb, VFU Brno, VFU 2000, 155s.
- Noga E.J. 1996: Fish diseases. Mosby-Year Book Inc., St. Louis 1996, 367 s.
- Noga E.J. 2010: Fish diseases. Mosby-Year Book Inc., Ames 2010, 519 s.
- Pacenti M., Dugheri S., Boccalon P., Arcangeli G., Dolara P., Capelli V. 2010: Air monitoring and assessment of occupational exposure to peracetic acid in a hospital environment, *Ind. Health* 48: 217–221
- Pedersen L.F., Pedersen P.B., Sortkjaer O. 2007: Temperature-dependent and surface specific formaldehyde degradation in submerged biofilters. *Aquacultural Engineering* 36: 127–136
- Pedersen L.F., Pedersen P.B., Nielsen J.L., Nielsen P.H. 2009: Peracetic acid degradation and effects on nitrification in recirculating aquaculture systems. *Aquaculture* 296: 246–254
- Pedersen L.F., Pedersen P.B., Nielsen J.L., Nielsen P.H. 2010: Long term/low dose formalin exposure to small-scale recirculation aquaculture systems. *Aquacultural Engineering* 42: 1–7
- Pedersen L.F., Henriksen N.H. 2011: Dambrugsteknologi: Formalin Substitution (in Danish). DTU Aqua Report 236: s.54
- Pedersen L.F., Meinelt T., Straus D.L. 2013: Peracetic acid degradation in freshwater aquaculture systems and possible practical implications. *Aquacultural engineering* 53: 65-71
- Picón-Camacho S.M., Marcos-Lopez M., Beljean A., Debeaume S., Shinn A.P. 2012a: In vitro assessment of the chemotherapeutic action of a specific hydrogen peroxide, peracetic, acetic, and peroctanoic acid-based formulation against the free-living stages of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora). *Parasitology Research* 110: 1029–1032
- Picón-Camacho S.M. Marcos-Lopez M., Bron J.E., Shinn A.P. 2012b: An assessment of the use of drug and non-drug interventions in the treatment of *Ichthyophthirius multifiliis* a protozoan parasite of freshwater fish. *Parasitology* 139: 149–190
- Pohlman J.L., Hamilton T.J. 1999: Method and composition for controlling microbial growth using bromonitrostyrene and peracetic acid. *Official gazette of the United States patent and Trademark office patents* 2: 1227s.
- Rach J.J., Gaikowski M.P., Olson J.J. 1997: Importance of analytically verifying chemical treatments. *Progressive Fish-Culturist* 59: 222–228
- Reichenbach-Klinke H., Elkan E. 1965: The principal diseases of lower vertebrates. The Academic Press, London and New York 1965, 205 s.
- Rintamäki-Kinnunen P., Rahkonen M., Mannermaa-Keränen A.L., Suomalainen L.R., Mykrä H., Valtonen E.T. 2005a: Treatment of ichthyophthiriasis after malachite green. I. Concrete tanks at salmonid farms. *Dis Aquat Org* 64: 69–76
- Rintamäki-Kinnunen P., Rahkonen M., Mykrä H., Valtonen E.T. 2005b: Treatment of ichthyophthiriasis after malachite green. II. Earth ponds at salmonid farms. *Dis Aquat Org* 66: 15–20

- Rowland S.J., Mifsud C., Nixon M., Read P., Landos M. 2009: Use of formalin and copper to control ichthyophthiriosis in the Australian freshwater fish silver perch (*Bidyanus bidyanus*). *Aquac Res* 40: 44–54
- Sanchez-Ruiz C., Martinez-Royano S., Tejero-Monzon I. 1995: An evaluation of the efficiency and impact of raw wastewater disinfection with peracetic acid prior to ocean discharge. *Water Science and Technology*, 32: 159–166
- Schroder W. 1984: Peracetic acid. Disinfectant for the food industry. *Brauwelt Int*: 115–20
- Stampi S., De Luca G., Zanetti F. 2001: Evaluation of the efficiency of peracetic acid in the disinfection of sewage effluents. *J Appl Microbiol* 91: 833–8
- Straus D.L., Meinelt T. 2009: Acute toxicity of peracetic acid (PAA) formulations to *Ichthyophthirius multifiliis* theronts. *Parasitol Res* 104: 1237–1241
- Straus D.L., Meinelt T., Farmer B.D., Beck B.H. 2012a: Acute toxicity and histopathology of channel catfish fry exposed to peracetic acid. *Aquaculture* 342-343: 134-138
- Straus D. L., Meinelt T., Farmer B. D., Mitchell A. J. 2012b: Peracetic acid is effective for controlling fungus on channel catfish eggs. *Journal of Fish Diseases* 35: 505–511
- Sudová E., Machova J., Svobodova Z., Vesely T., 2007. Negative effects of malachite green and possibilities of its replacement in the treatment of fish eggs and fish: a review. *Veterinarni Medicina* 52: 527–539
- Sudová E., Straus D.L., Wienke A., Meinelt T. 2010: Evaluation of continuous 4-day exposure to peracetic acid as treatment for *Ichthyophthirius multifiliis*. *Parasitology Research* 106: 539–542
- Svobodová Z., Kolářová J., Navrátil S., Veselý T., Chloupek P., Tesarčík J., Čítek J. 2007: Nemoci sladkovodních a akvarijních ryb. *Informatorium*, Praha 2007, 264 s.
- Thamlikitkul V., Trakulsomboon S., Louisirirotchanakul S., Chaiprasert A., Foongladda S., Thipsuvan K., Arjratanakool W., Kunyok R., Wasi C., Santiprasitkul S., Danchaivijitr S. 2001: Microbial killing activity of peracetic acid. *Journal of the medical association of Thailand* 84: 1375-1382
- USEPA. Anthrax spore decontamination using hydrogen peroxide and peroxyacetic acid (electronic resource). Dostupné z: http://www.epa.gov/pesticides/factsheets/chemicals/hydrogenperoxide_peroxyaceticacid_factsheet.htm. Naposledy změněno Květen 3, 2012. Převzato listopad 18, 2012
- Villarini M., Moretti M., Dominici L., Fatigoni C., Dörr A.J.M., Elia A.C., Monarca S. 2011: A protocol for the avaluation of genotoxicity in bile of carp (*Cyprinus carpio*) exposed to lake water treated with different didinfectants. *Chemosphere* 84: 1521-1526
- Vizcaino-Alcaide M.J., Herruzo-Cabrera R., Fernandez- Acen~ero M.J. 2003: Comparison of the disinfectant efficacy of Perasafe and 2% glutaraldehyde in in vitro test. *J Hosp Infect* 53: 124-128

Volf F., Havelka J. 1958: Rybářská zdravotvoda. Státní zemědělské nakladatelství, Praha, 206 s.

Wagner M., Brumelis D., Gehr R. 2002: Disinfection of wastewater by hydrogen peroxide or peracetic acid: Development of procedures for measurement of residual disinfectant and application to a physicochemically treated municipal effluent. *Water Environ Res* 74: 33–50

Wedemeyer G.A., Meyer F.P., Smith L. 1976: Diseases of fishes: Book 5: Environmental stress and fish diseases. Snieszko S.F., Axelrod H.R. (Ed.). T.F.H. Publications, Neptune City, 192 s.

Weitkamp H., Meinelt T., Bräunig I., Staaks J., Jander G. 2007: Einsatz von Peressigsäure bei Fisch-Ektoparasitosen. In: Wahli T., Segner H., Schmidt-Posthaus H., Bernet D. (ed) Tagungsband XI. Gemeinschaftstagung der Deutschen, der Österreichischen und der Schweizer Sektion der European Association of Fish Pathologists (EAFP). EAFP, Murten, s 1–21

Yamaguchi T., Yamashita Y. 1980: Mutagenicity of hydroperoxides of fatty acids and some hydrocarbons. *Agric Biol Chem* 44: 1675–8

Yuan Z., Ni Y., Van Heiningen A.R.P. 1997: Kinetics of peracetic acid decomposition: Part I: Spontaneous decomposition at typical pulp bleaching conditions. *The Canadian Journal of Chemical Engineering* 75: 37–41

Zákon č. 166/1999 Sb., o veterinární péči a o změně některých souvisejících zákonů (veterinární zákon) ve znění pozdějších předpisů.

Zákon č.350/2011 Sb., o chem. látkách a směsích a o změně některých zákonů (směrnice 1999/45/ES)

Zhao X., Cheng K., Hao J., Liu D. 2007: Preparation of peracetic acid from hydrogen peroxide, part II: Kinetics for spontaneous decomposition of peracetic acid in the liquid phase. *Journal of molecular catalysis A: Chemical* 284: 58–68

Zusková E., Máchová J., Velíšek J., Gela D. 2011: Možnosti využití kyseliny peroctové v rybářské praxi. Jihočeská universita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod, Vodňany 2011, 26 s.

9. SOUHRN

Využití kyseliny peroctové k léčbě smíšených parazitárních infekcí

Tento pokus je považován za pilotní projekt. Nikdo nezkoušel aplikovat pouze KPO do rybníčního prostředí. Metodicky bylo postupováno v souladu s projektem Aquaexcel. Výzkum byl zaměřen na 6 modelových rybníků na území pokusnictví VÚRH ve Vodňanech. Zde byla vysazena obsádka K_1 , L_1 a L_2 . Od 26.6.2013 do 1.8.2013 byly pravidelně odebírány vzorky ryb pro parazitologické vyšetření. 2 tyto rybníky byly označeny jako kontrolní a ve zbývajících 4 došlo k aplikaci KPO v koncentraci $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$. K aplikaci docházelo 1 x nebo 2 x denně. V období od 30.5. do 4.6.2013 zasáhly Jihočeský kraj povodně a dešťové srážky. Dešťová voda společně se splachy z okolí promíchala a zvířila vodní sloupec všech těchto rybníků. Tato událost byla důvodem zvýšeného výskytu parazitární prevalence v počátcích odběrů vzorků, v porovnání s pozdějšími odběry vzorků. Celková incidence parazitů byla však velmi nízká. Líni byli zasaženi více parazitárními druhy, ale v mnohem menším počtu než v případě kaprů. Kaprům byla věnována největší pozornost a tedy i grafické a statistické vyhodnocení. U kaprů byli nalezeni parazité *Trichodina sp.* na žábrách a kůži, *Ichthyophthirius multifiliis* na žábrách a kůži, *Apiosoma sp.* na kůži, *Gyrodactylus sp.* na kůži. Po aplikaci KPO došlo k statisticky významnému snížení ($P < 0,01$) pouze u *Trichodina sp.* na žábrách při porovnání kontrolních rybníků s rybníky. Rybníční prostředí se svými fyzikálně chemickými vlastnostmi liší od vody použité v průtočných systémech či v RAS. Pokus nevyšel dle očekávání, ale vzhled k tomu, že byl pilotní, tak nelze označit jako neúspěšný. Tento výzkum dává prostor pro další studie zaměřené na danou tematiku.

Klíčová slova:kožovec, reaktivní činidlo, rybníční prostředí, léčba

9. SUMMARY

Use of Peracetic Acid for the Treatment of Mixed Parasite Infections

This experiment is considered as a pilot project. No one tried to apply the only peracetic acid into pond environment. This was methodically followed by Aquaexcelproject. The research was focused on six ponds in the area of VÚRH Vodňany experimentation. The stocking of K_1 , L_1 and L_2 was put into these six ponds. Fish were periodically sampled for parasitological examination from 26th June 2013 to 1st August 2013. Two of these ponds were identified as a control and in the remaining four ponds was applied KPO in a concentration of $1 \text{ mg} \times \text{l}^{-1}$. KPO have been applied in one a day or two a day period. The floods and rainfall hit the South Bohemian Region in the period from 30th May to 4th June 2013. The rainwater together with runoff from nearby mixed the water column all of these ponds. This event was the reason for increased incidence of parasite prevalence in the early sampling compared with later sampling period. The overall incidence of parasites was very low. Tenches were affected more parasitic species, but in much smaller incidence than in the case of carps. The biggest attention was concentrated on carps therefore both graphical and statistical evaluation were applied to these fish. In the case of carps were found parasites *Trichodina* sp. on the gills and skin, *Ichthyophthirius multifiliis* on the gills and skin, *Apiosoma* sp. skin, *Gyrodactylus* sp. on the skin. The statistically significant reduction ($P < 0.01$) after an application of peracetic acid was only in the case of *Trichodina* sp. on the gills compared with control ponds. Pond environment with their physico-chemical properties differs from water used in continuous flow systems, or in the recirculating aquaculture systems. The experiment did not work as expected, but he can not be described as unsuccessful due to the fact that he was described as a pilot project. This research gives an opportunities for next studies on this topic.

Keywords: *Ichthyophthirius multifiliis*, reactants, pond environment, treatment

10. PŘÍLOHY



Obr. 1 Rybník 1.



Obr. 2 Rybník 1. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 3 Rybník 1. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 4 Rybník 1. - pohled zezadu od přítoku



Obr. 5 Rybník 2.



Obr. 6 Rybník 2. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 7 Rybník 2. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 8 Rybník 2. - pohled zezadu od přítoku



Obr. 9 Rybník 3.



Obr. 10 Rybník 3. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 11 Rybník 3. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 12 Rybník 3. - pohled zezadu od přítoku



Obr. 13 Rybník 4.



Obr. 14 Rybník 4. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 15 Rybník 4. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 16 Rybník 4. - pohled zezadu od přítoku



Obr. 17 Rybník 5.



Obr. 18 Rybník 5. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 19 Rybník 5. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 20 Rybník 5. - pohled zezadu od přítoku



Obr. 21 Rybník 6.



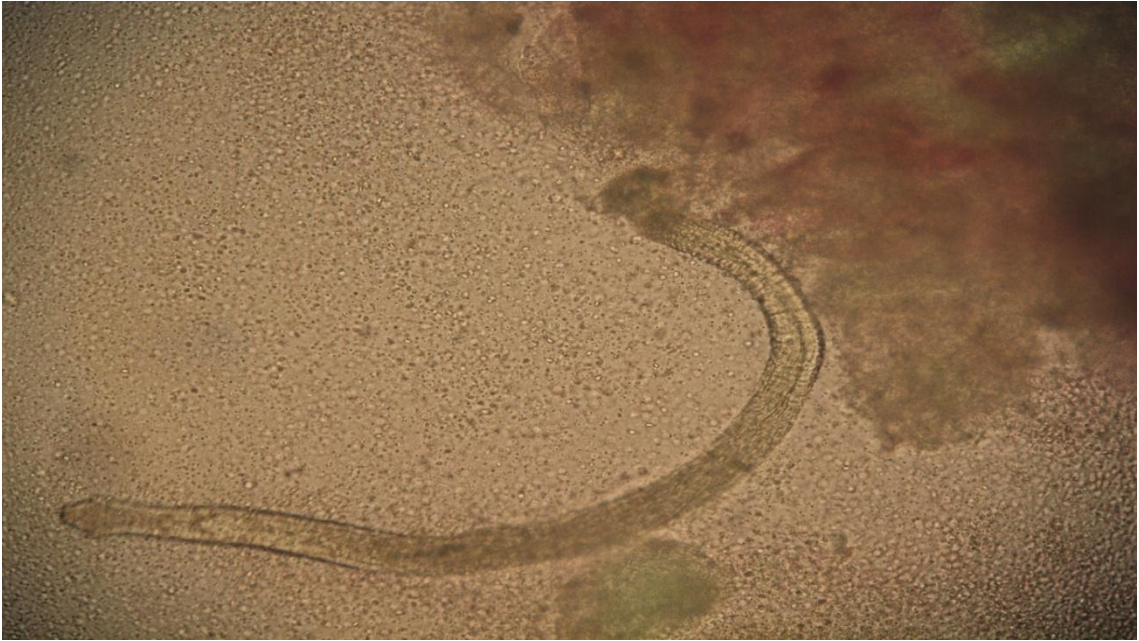
Obr. 22 Rybník 6. - pohled zepředu od výpusti



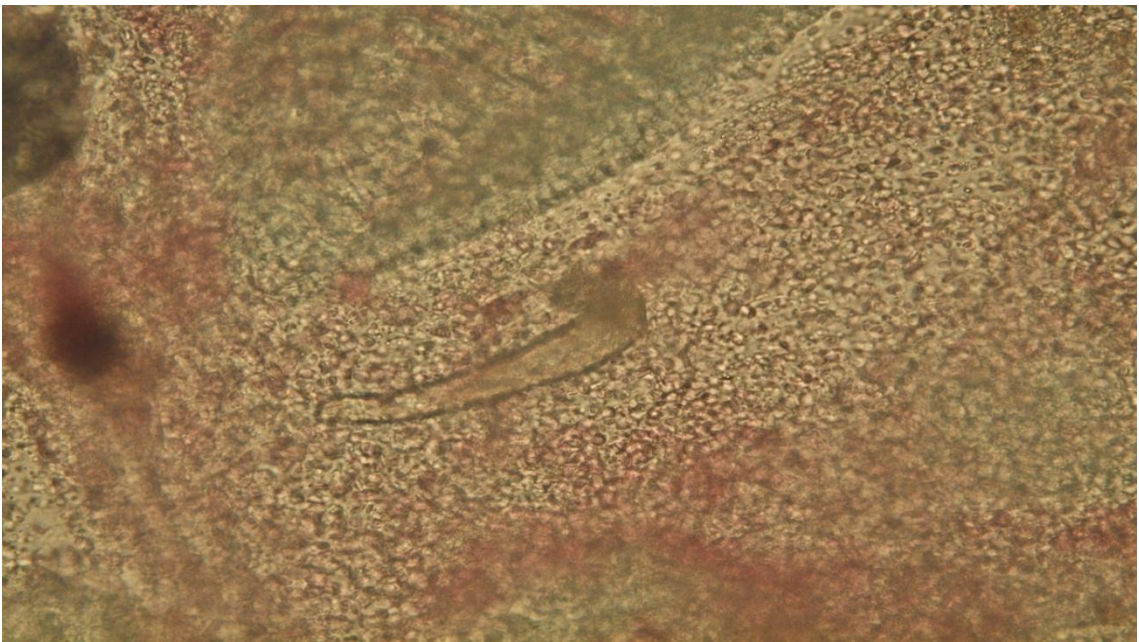
Obr. 23 Rybník 8. - pohled zepředu od výpusti



Obr. 24 Rybník 6. - pohled zezadu od přítoku



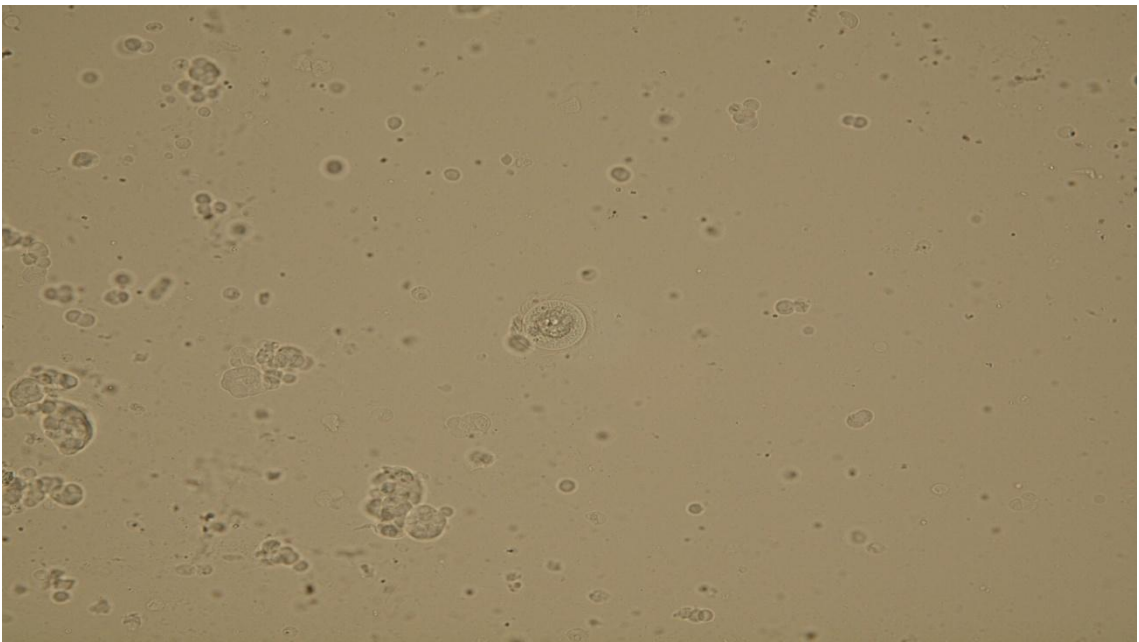
Obr. 25 *Nematoda* spp.



Obr. 26 *Nematoda* spp.



Obr. 27 *Trichodina* spp.



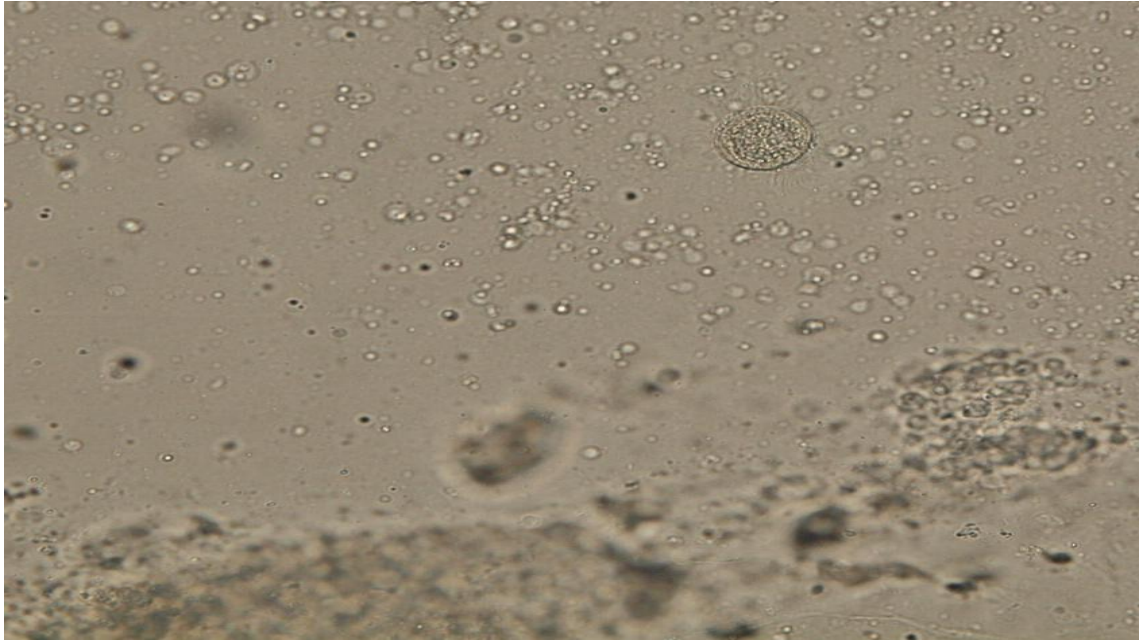
Obr. 28 *Trichodina* spp.



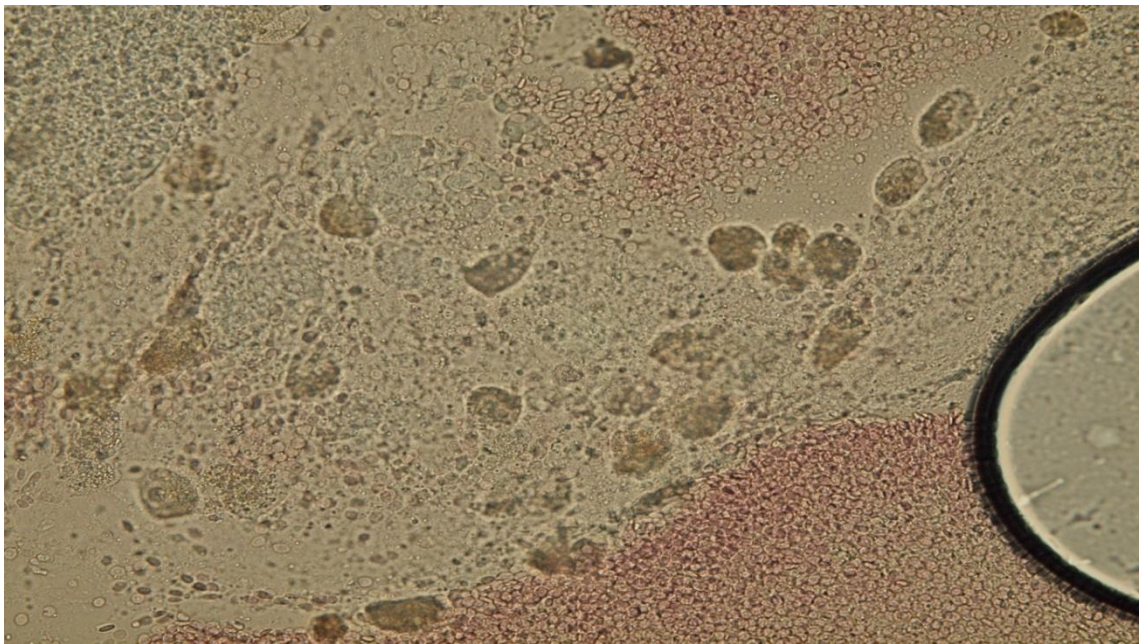
Obr. 29 *Gyrodactylus* spp.



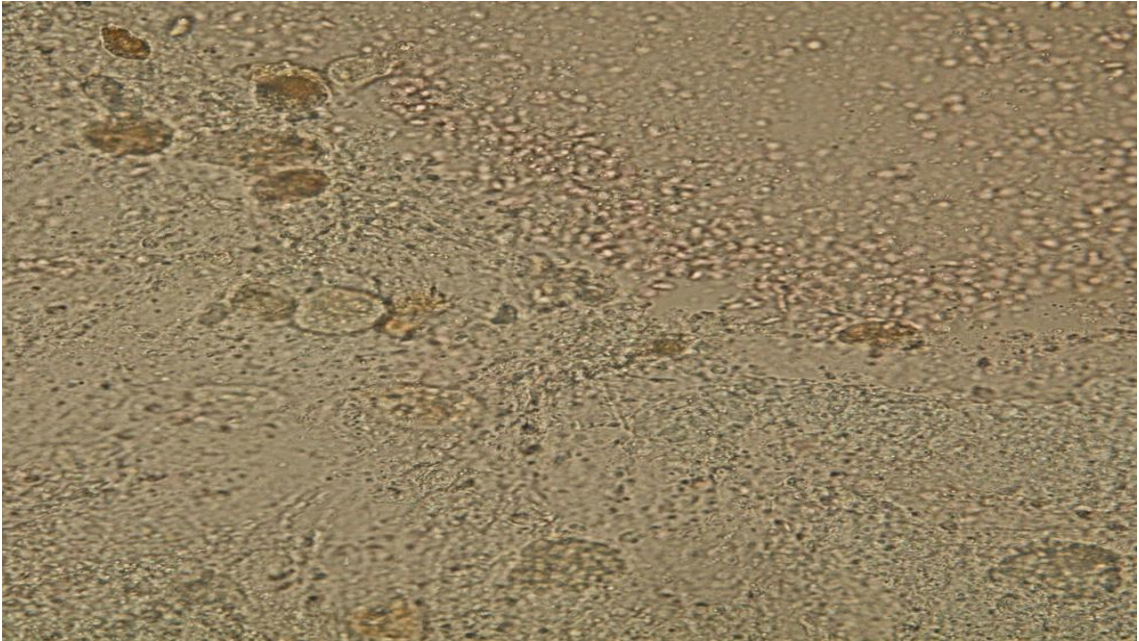
Obr. 30 *Dactylogyrus* spp.



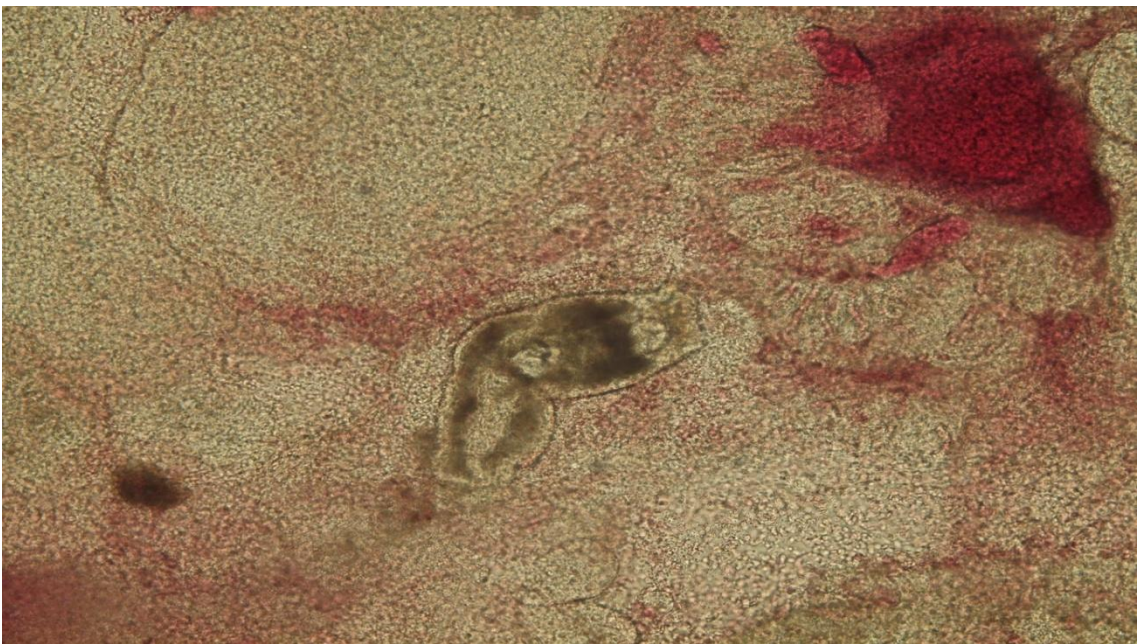
Obr. 31 *Trichodina* spp.



Obr. 32 *Apiosomaspp.*



Obr. 33 *Apiosomaspp.*



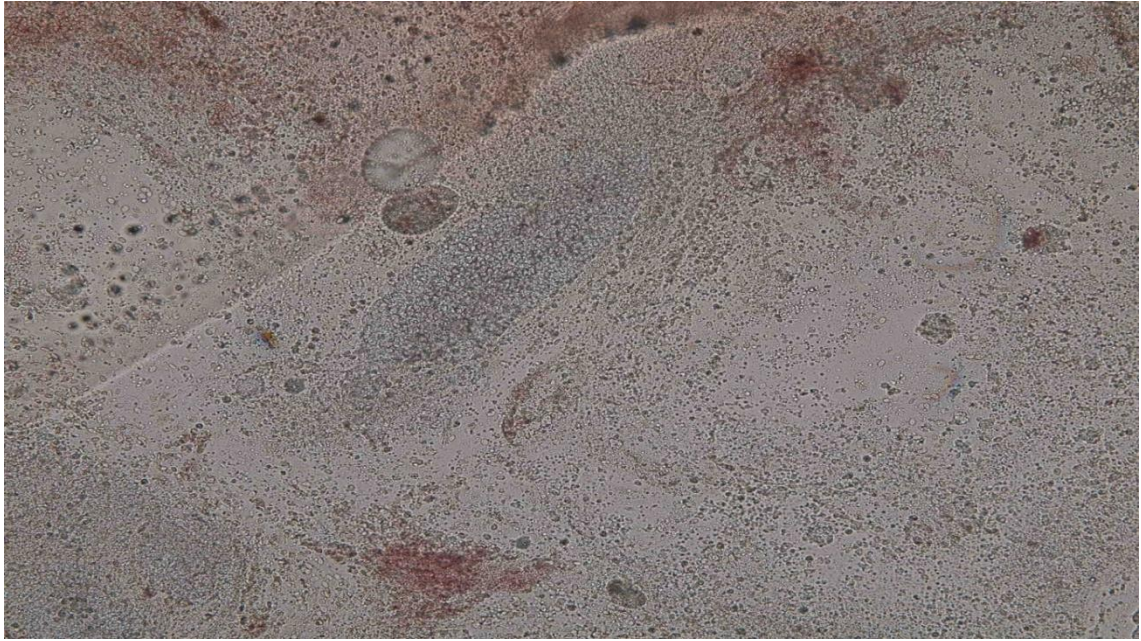
Obr. 34 *Gyodactylus spp.*



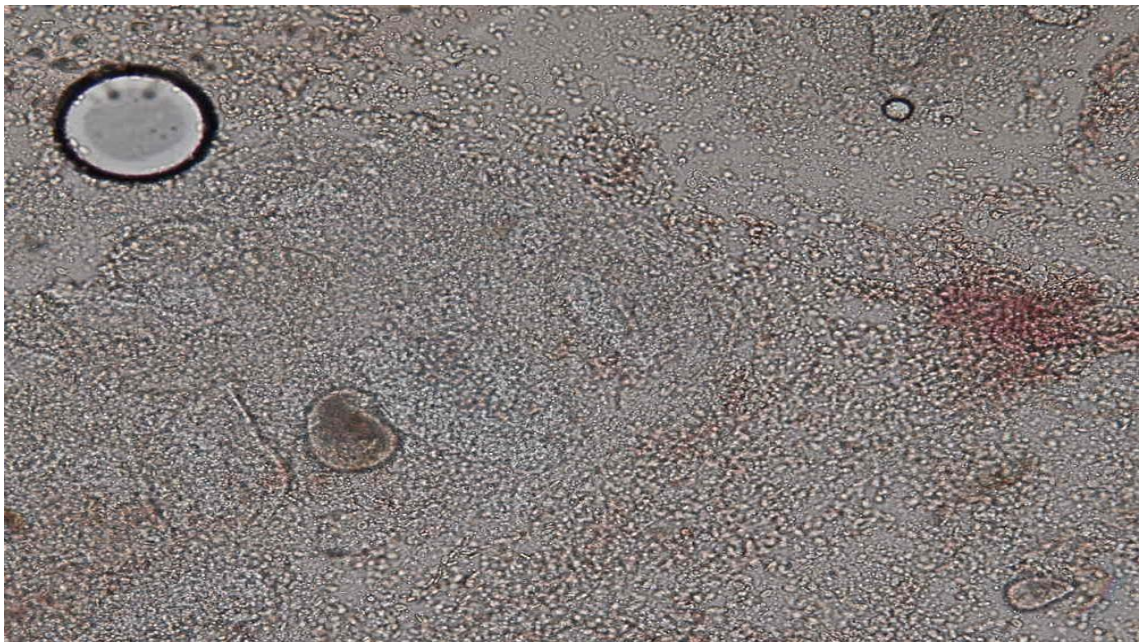
Obr. 35 *Gyodactylus* spp.



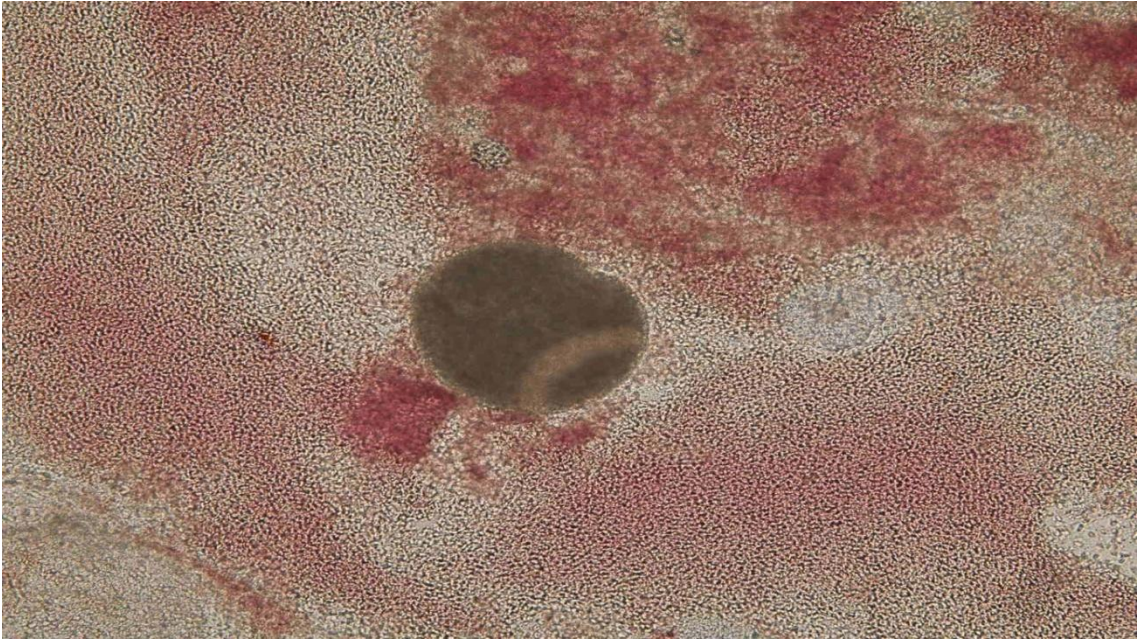
Obr. 36 *Gyodactylus* spp.



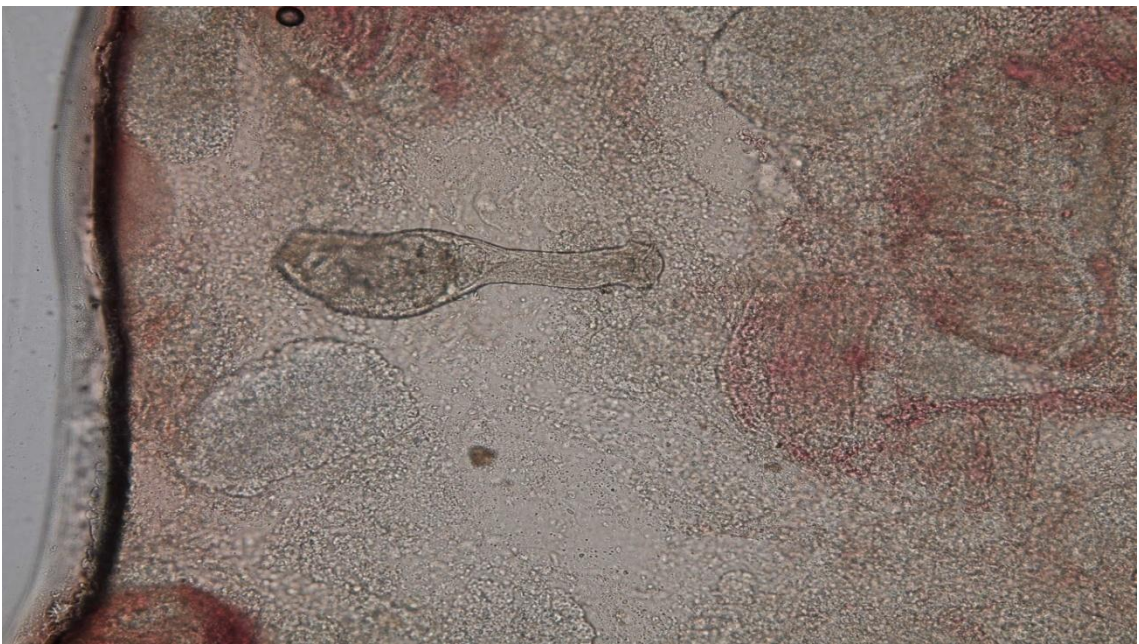
Obr. 37 *Ichthyophthirius multifiliis*



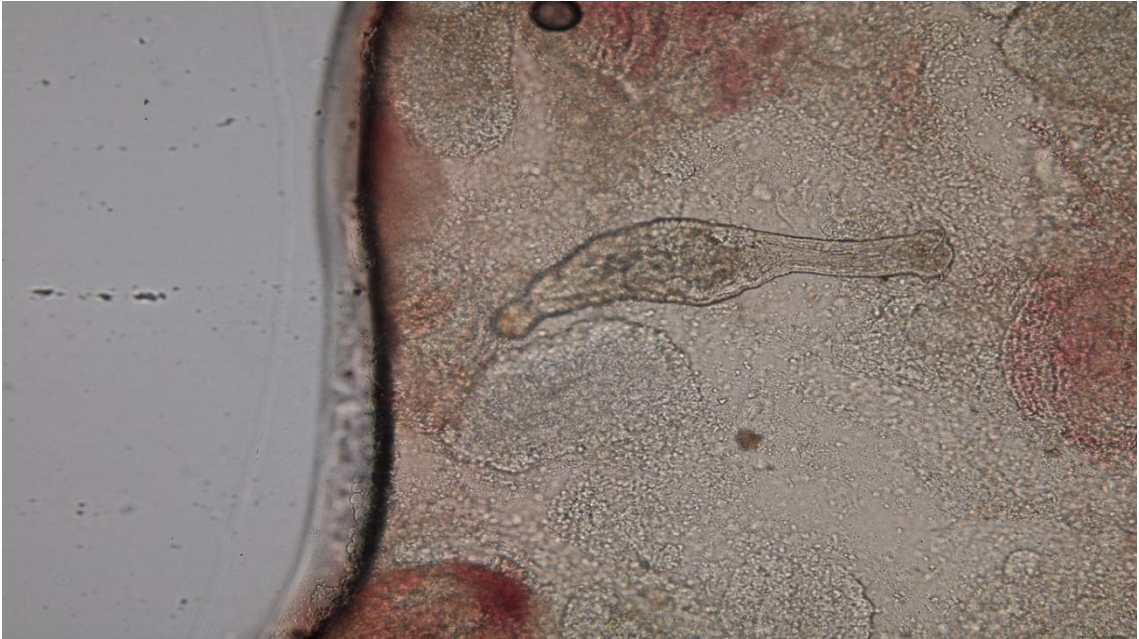
Obr. 38 *Ichthyophthirius multifiliis*



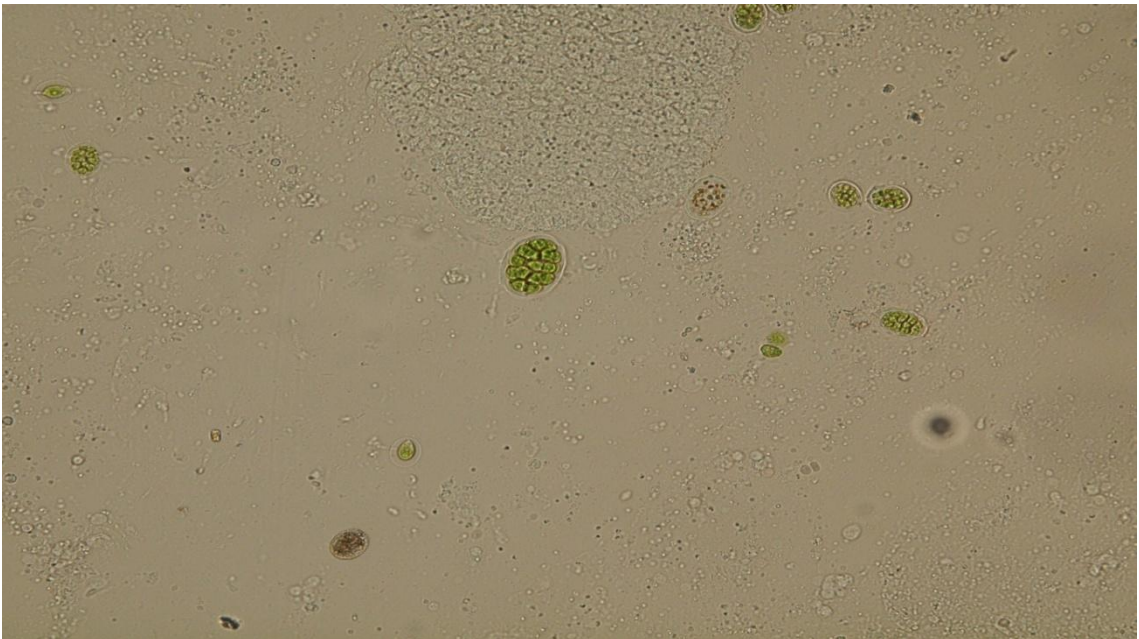
Obr. 39 *Ichthyophthirius multifiliis*



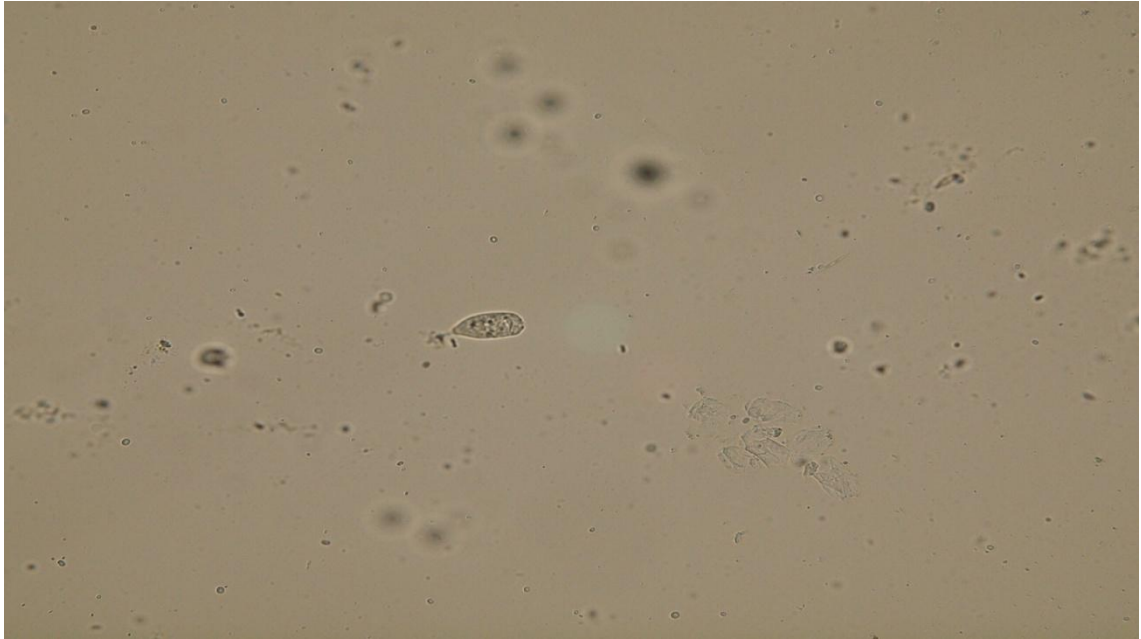
Obr. 40 *Gyrodactylus* spp.



Obr. 41 *Gyrodactylus* spp.



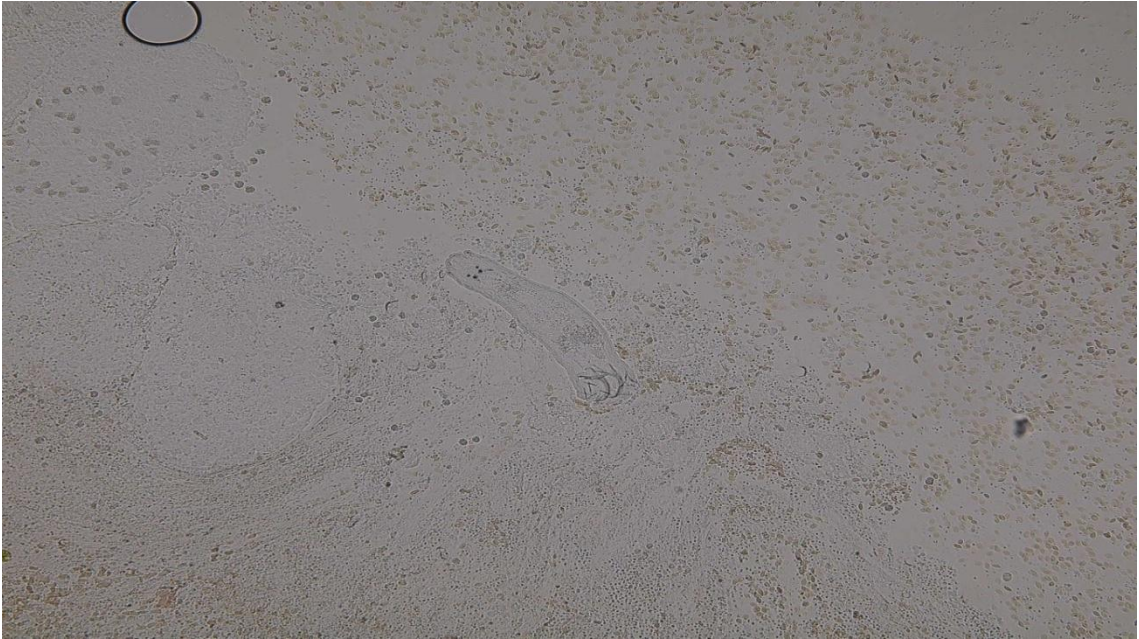
Obr. 42 řasy



Obr. 43 *Epistylis* spp.



Obr. 44 řasy



Obr. 45 *Dactylogyrus* spp.



Obr. 46 *Trichodina* spp.