



Programul Operațional Comun România-Republica Moldova 2014-2020

Ghid metodologic pentru piscicultori



Acest proiect este finanțat
de Uniunea Europeană



România-Republica Moldova
ENI-COOPERARE TRANSFRONTALIERĂ



Proiect implementat de Institutul de
Zoologie în parteneriat cu
Universitatea de Științele Vieții „
Ion Ionescu de la Brad” din Iași



Acest proiect este finanțat
de Uniunea Europeană



Romania-Republic of Moldova
ENI-COOPERARE TRANSFRONTALIERĂ



Proiect implementat de
Institutul de Zoologie în parteneriat cu
Universitatea de Științele Vieții
„Ion Ionescu de Brad” din Iași

GHID METODOLOGIC PENTRU PISCICULTORI

Editori:

Elena Zubcov

Liviu-Dan Miron

Chișinău, 2022

Lucrarea „Ghid metodologic pentru piscicultori” reprezintă o contribuție dedicată completării cunoștințelor în domeniul acvaculturii, în special pentru a asigura starea de sănătate a peștilor crescuți în heleșteiele din bazinul hidrografic al râului Prut prin practici de gestionare durabilă a heleșteielor piscicole. Ghidul a fost realizat în cadrul proiectului transfrontalier 2 SOFT 1.2./47 „Team Up For Healthy Fish in Aquaculture Systems Of The Prut River Basin”.

Ghidul este destinat piscicultorilor și cercetătorilor care activează în domeniul pisciculturii, biologilor, medicilor veterinari și acvariștilor. Autorii ghidului actualizează metodele de diagnostic rapid a unor boli ale ciprinidelor, sugerând aplicarea unor recomandări practice actuale pentru cei interesați în ameliorarea stării heleșteielor piscicole, creșterea producției piscicole sau controlul patologiei peștilor, supravegherea sănătății umane, în condițiile evoluției unor boli transmisibile de la pești la om, având în vedere și aspectul de protecție a mediului înconjurător.

La elaborarea acestui ghid au contribuit toți membrii proiectului într-un efort comun de a descoperi și descrie elementele definitorii descrise mai sus, fiecare capitol având autorii menționați în cuprinsul lucrării.

Coordonatorii acestui ghid, mulțumesc tuturor pentru efortul comun de a parcurge o etapă interesantă de diagnoză ecologică a apei și de profil patologic al peștilor, și rămân atenți la toate sugestiile care sunt bine venite din partea cititorilor.

Lucrarea a fost recomandată spre editare de Consiliul Științific a Institutului de Zoologie.

Editori coordonatori:

Elena Zubcov membru corespondent Academiei de Științe a Moldovei, profesor,
doctor habilitat în științe biologice

Liviu-Dan Miron profesor univ. dr., membru corespondent al Academiei de Științe agricole și silvice
„Gh. Ionescu Sisești” București

Design și machetare computerizată:

Natalia Dorogan

Î.S. Firma Editorial-Poligrafică „Tipografia Centrală”,
MD-2068, Chișinău, str. Florilor, 1
Tel. 022-49-31-46

DESCRIEREA CIP A CAMEREI NAȚIONALE A CĂRȚII DIN REPUBLICA MOLDOVA

Ghid metodologic pentru piscicultori/Programul Operațional Comun România-Republica Moldova 2014-2020, Institutul de Zoologie, Universitatea de Științele Vieții „Ion Ionescu de Brad” din Iași; editori: Elena Zubcov, Liviu-Dan Miron. - Chișinău: S. n., 2022 (F.E.-P. „Tipografia Centrală”). - 93, [1] p.: fig., fot., tab.

Referințe bibliogr. la sfârșitul art. - Apare cu sprijinul financiar al Uniunii Europene. - 200 ex.

ISBN 978-5-88554-098-8

CUPRINS

INTRODUCERE (E.Zubcov, L.Miron, N.Andreev).....	4
1. Unele aspecte generale pentru pisciculturi	5
1.1. Componentele acvatice de bază necesare în componența gospodăriei piscicole cu ciclul întreg de producere a produsului piscicol (E. Zubcov, Dm.Bulat, Dn.Bulat)	5
1.2. Creșterea peștelui în policultură (E. Zubcov, Dm.Bulat, Dn.Bulat).....	6
1.3. Algele – hrană pentru organismele acvatice (L.Ungureanu, T. Tumanova, G. Ungureanu) ...	7
1.4. Cultivarea hidrobionților nutritive în condiții de producere (L. Ungureanu, E. Zubcov, L. Lebedenco, N.Andreev)	11
2. Apa – resursa determinantă în dezvoltarea pisciculturii (E. Zubcov, N. Bagrin, N. Zubcov, P. Ciorba, A. Ivanova).....	13
3. Tehnologii și abordări de sporire a rezistenței peștilor la boli (E. Zubcov, N. Zubcov, I. Toderăș, N. Bagrin, L. Bilețchi, P. Ciorba)	19
4. Noțiuni generale de patologie la pești (L. Miron, V. Vulpe, M. Lazăr, R. Ghiorghiasa).....	24
4.1. Agenți patogeni și factori stresanți în creșterea peștilor	24
4.2. Aspecte anatomopatologice întâlnite la pești	26
4.3. Diagnosticul.....	37
5. Elemente de patologie piscicolă (L. Miron, V. Vulpe, M. Lazăr, R. Ghiorghiasa, I. Gologan, A. Bostănar)	44
5.1. Eritrodermatita	44
5.2. Viremia de primăvară a crapului	52
5.3. Branhiomicoza	56
5.4. Saprolegnioza	58
5.5. Ihtioftirioza	66
5.6. Trichodinoza	72
5.7. Dactilogiroza	76
5.8. Diplostomoza.....	77
5.9. Postodiplostomoza	80
5.10. Cavimoza.....	82
5.11. Botriocefaloza	84
5.12. Liguloza	85
5.13. Filometroidoza.....	87
5.14. Lerneoză.....	89
5.15. Arguloza	90
5.16. Piscicoloza.....	92
Concluzii	93

INTRODUCERE

(E.Zubcov, L.Miron, N.Andreev)

Ghidul este realizat în cadrul proiectului internațional 2 SOFT 1/2,47 „Unirea eforturilor pentru creșterea peștilor sănătoși în sistemele de acvacultură din bazinul râului Prut” implementat de Institutul de Zoologie în parteneriat cu Universitatea de Științele Vieții „Ion Ionescu de la Brad” din Iași, România.

Proiectul este finanțat de Uniunea Europeană în cadrul Programului Operațional Comun România-Moldova 2014-2020.

Acvacultura joacă un rol important în menținerea siguranței alimentare, cererea față de produse piscicole fiind în continua creștere. Cerințele directivelor și strategiilor europene din domeniul acvaculturii impun promovarea unor standarde înalte față de sănătatea și bunăstarea peștilor, menținerea unei calități bune a heleșteilor, asigurarea unei gestionări sustenabile în cadrul fermelor piscicole.

Un capitol important din lucrare se dedică stării de sănătate a peștilor, inclusiv principalele patologii întâlnite la speciile de pești de cultură, metode de diagnostic și tratament. Un alt capitol abordează importanța menținerii calității apei în heleștee, măsuri și o serie de posibilități tehnologice pentru întărirea rezistenței peștilor.

Starea pisciculturii în Republica Moldova inclusiv în bazinul r. Prut este dezastruoasă unde *de facto* nu există nici o întreprindere cu ciclul întreg de producere a produsului piscicol.

Avem 2-3 întreprinderi cu ciclul întreg în bazinul hidrografic a fl. Nistru și întreprinderi private cu tehnologii moderne de creștere a peștilor valoroși (păstrăv).

În RM nu există un Cadastru și o statistică adecvate, o evidență a producerii, a stării ecologice în ecosistemele de creștere a peștilor și nu mai vorbim despre calitatea produsu-

lui piscicol (larve-alevini-puiet-pește marfă-reproducători).

Lipsește controlul și suportul din partea statului privind tehnologiile utilizate.

Majoritatea fermelor de creștere a peștilor necesită un suport din partea statului nu numai pentru creșterea peștelui dar și pentru redresarea situației ecologice în ecosistemele acvatice arendate sau privatizate și modificate în heleșteie, *întrucât* starea acestora în ansamblu, lasă de dorit.

De fapt, în bazinul hidrografic a r. Prut, așa numită piscicultură, există în formă de creștere peștelui în diferite iazuri arendate sau privatizate.

Problemele principale întâlnite:

- Creșterea produsului piscicol ecologic în heleșteie se face fără respectarea unei anumite tehnologii, și care depinde în primul rând de condiții climaterice (rezerva de apă sau lipsa acesteia), fără posibilitate de a schimba apa prin pompare în heleșteie (*costul sporit a energiei*) și interzicerea procedurii de vidare a heleșteiilor pentru un management obligatoriu în piscicultură provoacă transformarea ramurii de piscicultură în ferme de creștere fără profit și dăunătoare pentru mediul acvatic;
- Lipsa subvențiilor, și controlului adecvat din partea statului, inclusiv impozitele mari, provoacă lipsa specialiștilor, și a lucrătorilor permanenți în domeniu dat;
- Prioritatea comerțului peștelui importat asupra comerțului produsului piscicol din heleșteie, asociat lipsei furajelor de calitate pentru pește, limitează activitatea fermierilor de creștere a peștelui în Moldova.

1 UNELE ASPECTE GENERALE PENTRU PISCICULTURI

Piscicultura este o ramură de importanță majoră în aprovizionarea populației cu produse alimentare. Procesul de obținerea produselor piscicole are mai multe etape începând de la reproducere, aclimatizarea noilor specii, creșterea intensivă /extensivă sau ecologică a peștilor în heleșteie și viviere și comercializarea acestora.

Creșterea peștelui în condiții dirijate modifică într-o măsură sau alta, condițiile eco-

logice de viață ale peștilor, caracteristice pentru ecosistemele acvatice parentale. În acest caz creșterea peștilor necesită formare și întreținerea la un nivel ecologic prietenos și funcțional diferite tipuri de ecosisteme acvatice, inclusiv tehnologice: heleșteie construite, viviere plutitoare, sisteme închise sau semi-inchise de circulare a apei, sisteme de prevenire a poluării și degradării mediului acvatic.

1.1. Componentele acvatice de bază necesare în componența gospodăriei piscicole cu ciclul întreg de producere a produsului piscicol

E. Zubcov, Dm. Bulat, Dn. Bulat

Heleșteu principal (depozit de apă) pentru pomparea apei în alte bazine ale fermei. Creșterea intensivă a peștilor în heleșteu principal este interzisă pentru a evita posibila apariție și răspândire a bolilor peștilor în întreaga fermă. Acest heleșteu are o structură hidraulică foarte importantă, care servește pomparea apei din sursa de captare, evacuarea excesul de apă, cu un deversor sau deversor de inundație, care asigură deversarea completă apei (dacă este necesar) și sistemul de alimentare cu apă și drenaj în toate heleșteie fermei, care include o rețea de canale, tăvi sau conducte.

Heleșteie de depunere a icrelor (heleșteie de reproducere) sunt concepute pentru depunerea naturală a icrelor de ciprinide, suprafața acestora este mică și este de 0,1 ha cu adâncime mică (0,5 m) pentru zona de reproducere care să alcătuiască 50-70% din suprafața totală, iar adâncimea maximă a apei la ieșirea să nu depășește 1,5 m. Patul heleșteielor trebuie să fie plat și acoperit cu vegetație moale de luncă, care este un substrat pentru icrele de crap lipicioase, aderente

la vegetația macrofită algală. Heleșteiele trebuie să fie complet drenabile, la depărtare de drumuri și alte surse de zgomot. După evacuarea larvelor heleșteiele sunt vidate până la următoarea depunere a icrelor fiind acoperite cu vegetație de luncă.

Heleșteie de alevini sunt concepute pentru creșterea larvelor de crap și a peștilor erbivori obținuți în pepinieră. Suprafața acestora este de 1 hectar, adâncimea medie a apei – 1,5-1,8 m, fiind maximă la ieșire. Panta pe soluri fertile, bine planificate, neîmpânzite, cu o ușoară pantă spre deversor.

Iazurile de creștere sunt destinate creșterii puietilor de crap, erbivorilor și altor specii de pești. Suprafața este de 10-15 ha, adâncimea medie 1,0-2,0 m.

Heleșteie de creștere peștilor până la o greutate comercială. Suprafața lor este mai mare, standardul fiind de 100-150 ha, cu o adâncime medie de 1,5-3,0 m cu suprafața până la 200 de hectare sau mai mult.

Heleșteie de iernat de regulă sunt un grup de heleșteie de iarnă pentru a păstra

pești de diferite vârste, până la reproducători, iarna. Suprafața conform normelor este de 0,5-1,0 ha, adâncimea stratului de apă care nu îngheață iarna, de cel puțin 1,2 m. Heleșteiele de iernare se împart la cele de ordinul I pentru iernarea puilor de un an și de ordinul II, pentru iernarea puilor de doi ani, heleșteie de pești maturi și pentru pești-reproducători. Aceste heleșteie sunt amplasate în imediata apropiere a sursei de alimentare cu apă. Aceste heleșteie se construiesc pe so-

luri dense și neînfundate cu apă, de preferință lutoasă sau nisipoasă. Stratul de vegetație trebuie îndepărtat sau cosit cu grijă.

Heleșteie speciale includ heleșteiele **de carantină** (pentru a păstra peștele importat din alte ferme) și heleșteie de **izolare** (pentru a păstra peștii bolnavi), cuști de pământ pentru pești vii.

Heleșteie mici sau piscine de creștere a hidrobionților cu rol nutritiv.

1.2. Creșterea peștelui în policultură

E. Zubcov, Dm.Bulat, Dn.Bulat

Creșterea peștelui în policultură în heleșteie presupune creșterea împreună a speciilor de pești care au spectre de nutriție și de hrănire parțial sau complet diferite (*Cyprinidae*, *Percidae*), (Crapul+sânger+novac+cosaș și șalău, știuca sau biban – specii ameliorative). Noi propunem și chefalul pilengas- în special pentru heleșteiele cu mineralizarea apei sporită.

Densitatea de populare a peștilor într-un heleșteu se determină în mare măsură în funcție de productivitatea heleșteului, modul de nutriție (hrană naturală, sau introducerea de furaje simple sau combinate). În orice caz, importantă este rata aleasă de specii, caracteristicile biologice, vârsta, masa corpului peștilor și condițiile ecologice în heleșteie cât și de modul de creștere (intensivă, semi intensivă, ecologică).

Există mai multe metode de calcul a densității populării heleșteielor, dar ele sunt destul

de diferite. În tabelul 1 sunt prezente unele propuneri în baza materialelor din publicații [1,2,3] și regulamente, dar aceste date necesită o precizare pentru fie care fermă separat, în baza evaluării stării ecologice a heleșteie, inclusiv baza trofică naturală și factorii climaterici.

În unele ghiduri este utilizat următorul raport pentru creșterea extensivă a ciprinidelor: **3 crapi : 4 sângeri : 1 novac : 1 cosaș**, pentru popula 1 hectar de eleșteu, 2100 exemplare de pești cu masa corpului de 20-30 g, dintre care crap (fiind bentofag) – 750 ex., sânger (fitofag) – 1000 ex., novac (zooplanctonofag și detritivor) – 250 ex. și cosaș (consumă plante acvatice macrofite) – 100-200 ex. Astfel acest raport ar fi binevenit privind utilizarea rațională a hidrobiocenozei heleșteilor eutrofizate. În plus, se țin sub control unele fenomene negative precum, „înflorirea algală și înburuienarea excesivă a iazului”.

Tabelul 1. Densitatea de populare a peștilor în heleșteie de creștere în policultură, nr. buc./hectar [1,2,3].

Vârsta/ specia	Crap	Sînger	Novac	Cosaș
Larve cu hrană naturală	5-10 mii	10 mii	5mii	2 mii
Larve cu hrană suplimentară	30-40 mii	25 mii	10 mii	3 mii
Puiet de prima vară	100-1500	400	150	80
Peste a 3-a vară	400-450	150-200	8	6
Peste a 4-5a vară	150-300	120-150	40-50	40

În heleșteie cu hrană suplimentară (creștere intensivă) pentru hrănirea peștilor la fel sunt diferite calcule, pe care le exemplificăm în tabelul 2.

Tabelul 2. Normele de bază zilnice de hrană peștilor ciprinide la temperatură apei de 20 °C

Vârsta peștelui	Masa ,g	Norma pe o zi, % de la biomasa peștelui
Puiet, prima vară	1-5	12-15%
	10-20	8-10%
	25-50	5-8%
Pește de un an	40-200	10-15%
	250-500	6-10%
	600-1000	3-5%
Pește de 2 ani	500-900	10%
	1000-1500	5-8%
	1600-2500	3-4%
Pește de 3 ani	2000-5000	2-4%
Pești reproducători	3000-6000	2,5-5,0%

În baza calculului normei de hrană zilnică după vârstă și biomasa peștelui populat, rația zilnică se calculează ținând cont de temperatura apei și de conținutul de oxigen dizolvat în apă. La o scădere a temperaturii cu 1 °C, dieta este redusă cu 10%. La o scădere a conținutului de oxigen din apă de 4,0 mg/l, dieta este redusă cu 30-40%, iar la 2,5 mg/l, hrănirea este oprită.

Bibliografie

1. László Horváth Gizella, Tamás, István Tölg, *Special methods in pond fish husbandry*, Budapest, 1984, 148 p.
2. C.P.B. Meske, F. Vogt *Fish Aquaculture: Technology and Experiments*, Elsevier, 2014, 237p.
3. Козлов В.И., Никифоров-Никишин А.Л., Бородин А.Л. *Аквакультура*. – М.: МГУТУ, 2004. – 433 с.

1.3. Algele – hrană pentru organismele acvatice

L. Ungureanu, T. Tumanova, G. Ungureanu

Problema utilizării eficiente a producției primare algale de către consumatorii diferitor verigi trofice superioare este în permanență în vizorul hidrobiologilor în vederea valorificării biomasei algale în acvacultură. Interrelațiile organismelor animale și vegetale în heleșteiele piscicole sunt diverse și polifuncționale. Reproducerea fitofagilor și dezvoltarea lor intensă corelează cu producția fitoplanctonului. În majoritatea cazurilor factorul de bază care limitează consumul algelor este selectivitatea dimensională și calitățile gustative ale acestora. Reprezentanții zooplanctonului consumă biomasa diferitor specii de alge, însă preferă algele clorococoficee, cu dimensiuni mai mici ale celulelor. Algele clorococoficee au o valoare nutritivă mai mare pentru zooplancton decât bacilariofitele, de

aceea sporirea ponderii acestora din urmă în formarea biomasei fitoplanctonului, poate duce la inhibarea filtratorilor zooplanctonici și respectiv reducerea cantității de hrană pentru peștii consumatori ai zooplanctonului.

Crustaceele planctonice consumă atât algele monocelulare cât și coloniale, care predomină în plancton, iar fluctuațiile sezoniere ale componenței specifice a comunităților algale se reflectă în rația alimentară a zooplanctonului filtrator. Crustaceele inferioare dezmembrează cu ușurință coloniile algale și le utilizează în nutriție, ceea ce are o semnificație deosebită în reglarea efectivului fitoplanctonului în cazul „înfloririi” apei cu forme coloniale.

Populațiile piscicole au o influență directă asupra componenței și abundenței organismelor planctonice și bentonice. Corelația dintre

producția primară și productivitatea piscicolă din diferite ecosisteme acvatice este semnificativă. Fitoplanctonul constituie un prețios material nutritiv pentru zooplancton, dar și pentru peștii planctonofagi. Puietul de pește, în special de ciprinide, consumă fitoplancton, zooplancton și zoobentos. Peștii adulți au o hrana diferită, astfel, crapul argintiu consumă fitoplancton, dar și forme mici de zooplancton. Sângerul, grație filtrului său branhi-al, poate reține particule de la 8 la 100 μm , în majoritate formate din alge planctonice, inclusiv cianofite. Intensitatea nutriției cu fitoplancton depinde de dezvoltarea în masă a unor specii din diferite grupe taxonomice, printre care un aport semnificativ în condițiile Republicii Moldova îl au algele cianofite (cianobacteriile), clorofite și bacilariofite.

Cea mai mare valoare energetică o au algele bacilariofite (525 cal în 100 g de masă verde), urmate de cele clorofite (472 cal) și cianofite (441 cal). Microalgele se deosebesc prin componența biochimică a biomasei. Algele roșii conțin glucide (până la 70%), proteine (20-40%), lipide (până la 3%), cenușă și alte substanțe (20%). Algele brune conțin glucide (până la 70%), proteine (5-20%), lipide (1-3%), cenușă și alte substanțe (25-35%). Algele cianofite (cianobacterii) conțin glucide (până la 60%), proteine (până la 78%), lipide (2-12%). Algele verzi conțin mai puține glucide (30-40%), proteine (40-45%), lipide (1-10%) și alte substanțe (10-20%) [1].

Medii nutritive și culturi de microalge

Biomasa algală obținută prin cultivare în condiții dirijate poate fi utilizată în acvacultură. Cultivarea microalgelor poate fi efectuată în condiții de laborator sau în heleșteie piscicole. Pentru cultivarea algelor în condiții de laborator se utilizează culturile de alge obținute prin izolarea lor din probele colectate în natură. Acest proces include câteva etape de bază:

1. Prelevarea probelor de alge din ecosisteme acvatice.

2. Obținerea culturilor de alge pure prin însămânțare în cutii Petri pe medii nutritive agarizate, care conțin 0,5-2% agar-agar. Pe suprafața de mediu agarizat se introduce 0,1 ml suspensie de alge cu densitatea nu mai mare de 100 celule la 1 ml din proba prelevată.
3. Transferarea coloniei separate de microalge de pe mediul agarizat în eprubete cu mediu nutritiv lichid.
4. Cultivarea pe medii nutritive corespunzătoare culturilor de alge.

Mediile nutritive, recomandate pentru cultivarea microalgelor sunt diverse, iar alegerea lor depinde de scopul cultivării și particularitățile biologice ale speciei care urmează a fi cultivată. Mediile de cultură pot fi lichide sau solide. Majoritatea microalgelor se dezvoltă pe medii nutritive minerale, iar unele necesită suplimentarea cu substanțe organice, vitamine și alte substanțe biologice active. Mediile nutritive conțin elementele nutritive de bază (N, P, S, Mg, K, Ca) și microelemente (Fe, Mn, Cu, Mo, Br, Zn ș.a.). Azotul și fosforul sunt introduși în mediu nutritiv cel mai des sub formă de săruri – nitrați și fosfați. Sursa de carbon este CO_2 dizolvat în apă, care pătrunde prin difuzie din atmosferă și în rezultatul respirației algelor sau prin introducerea în mediu de cultură a carbonaților și bicarbonaților [4]. Pentru pregătirea mediilor nutritive solide la soluția de elemente nutritive și microelemente se adaugă agar. Concentrația agarului, necesară pentru pregătirea mediului nutritiv solid, este în dependență de concentrația sărurilor în mediu.

La pregătirea mediilor nutritive se utilizează apă distilată, sau apă potabilă sterilizată și reagenți chimici. Pentru a evita formarea sedimentului în mediu nutritiv este necesar de preparat componentele separat, în cantități mici de apă. Aceasta se referă la soluțiile de microelemente, fosfați și bicarbonați. Componentele mediului nutritiv se adaugă consecutiv în ordinea indicată, ultimele fiind introduse microelementele și apa. După dizolvarea completă a tuturor componentelor, mediile preparate se filtrează. Sterilizarea mediilor

nutritive preîntâmpină dezvoltarea fungilor. Mediile nutritive lichide și solide, bine închise, pot fi păstrate în frigider, însă nu mai mult de o lună. Dacă mediile nutritive se păstrează mai mult de o lună, în ele se dezvoltă fungi, are loc evaporarea apei, hidroliza, oxidarea și sedimentarea componentelor.

Cultura de alge poate fi obținută prin izolare din natură sau poate fi procurată din colecții. Sușe sunt numite culturile bine studiate din punct de vedere fiziologic și biochimic. Caracteristica acestora trebuie să fie reflectată în pașaportul sușei. Pașaportul sușei conține informația privind proveniența, autorul, care a izolat-o din natură, condițiile de cultivare, componența mediului nutritiv, caracteristici morfologice și ale culturii. În Republica Moldova sușele se înregistrează în Colecția Națională de Organisme Neplatogene din cadrul Institutului de Microbiologie și Biotehnologie.

Componența mediilor nutritive recomandată pentru diferite specii de alge [4]

Mediul Cnop (g/l, utilizat în diluții 1/2, 1/4, 1/10 pentru cultivarea algelor verzi):

Ca(NO₃)₂ – 0,25
MgSO₄ · 7H₂O – 0,06
KH₂PO₄ – 0,06
KCl – 0,08
Fe₂Cl₆ – o picătură de soluție de 1%

Mediul Prat (g/l, pentru păstrarea culturilor în colecții):

KNO₃ – 0,10
K₂HPO₄ – 0,01
MgSO₄ · 7H₂O – 0,01
Agar-agar – 1,2%
FeCl₂ · 6H₂O – 0,001

Mediul Tamia (g/l, utilizat în diferite diluții pentru cultivarea algelor verzi):

KNO₃ – 5, 0
MgSO₄ · 7H₂O – 2,50
KH₂PO₄ – 1,25
FeSO₄ · 7H₂O – 0,003
Soluție de microelemente* – 1 ml,
EDTA – 0,037

***Soluție de microelemente**

H₃BO₃ – 2,86 g/l
MnCl₂ · 4H₂O – 1,81 g/l

ZnSO₄ · 7H₂O – 0,222 g/l
MoO₃ – 176,4 mg/10 l
NH₄VO₃ – 229,6 mg/10 l

Mediul Ciu -10 (g/l, utilizat pentru cultivarea cianofitelor (cianobacteriilor), algelor verzi și bacilariofite):

Ca(NO₃)₂ – 0,04
K₂HPO₄ – 0,01
MgSO₄ · 7H₂O – 0,025
Na₂CO₃ – 0,02
Na₂SiO₃ · 9H₂O – 0,025
FeCl₃ · 6H₂O – 0,0008

Mediul Gromov (mg/l, mediu universal utilizat în diferite diluții):

KNO₃ – 100, 0
K₂HPO₄ – 66,7
MgSO₄ · 7H₂O – 33,3
ZnSO₄ · 7H₂O – 0,022
MnSO₄ · 7H₂O – 1,81
CuSO₄ · 5H₂O – 0,079
Na₃BO₃ · 4H₂O – 2,63
(NH₄)₆ · Mo₇O₂₄ · 4H₂O – 1
FeSO₄ · 7H₂O – 9,3
CaCl₂ · 2H₂O – 1,2
Co(NO₃)₂ · H₂O – 0,02
EDTA – 10
Agar-agar – 1,5%

Mediul Ghindac (g/l, utilizat în diluții, 1/4 și 1/8 pentru cultivarea intensivă a algelor):

(NH₄)₂CO₃ – 3,0
(NH₄)₂SO₄ – 0,3
MgSO₄ · 7H₂O – 5,0
KH₂PO₄ – 2,5
H₃BO₃ – 0,06
FeSO₄ · 7H₂O – 0,04
CaCl₂ · 2H₂O – 0,04
ZnSO₄ · 7H₂O – 0,025
MnSO₄ · 7H₂O – 0,006
Na₂MoO₄ · 2H₂O – 0,005
CuSO₄ · 5H₂O – 0,008
CoCl₂ · 6H₂O – 0,002
EDTA – 0,35

Mediul Driu (g/100 ml, pentru cultivarea cianofitelor (cianobacteriilor) azotfixatoare):

K₂HPO₄ – 0,02
MgSO₄ – 0,02
CaCl₂ – urme
FeCl₃ – urme
Apă distilată – 100 ml

Mediul Borș (Cojuhari I., Borș Z., 1971) (g/l, utilizat pentru cultivarea intensivă a algelor verzi):

NH_4NO_3 – 0,1

KH_2PO_4 – 0,04

$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ – 0,00001

$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ – 0,04

CaCl_2 – 0,02

Soluție de microelemente* – 1,8 ml

Condiții de cultivare a microalgelor

Algele se cultivă în eprubete sau baloane Erlenmayer, închise cu dopuri de vată și agitare lentă periodică. Vesela de laborator se sterilizează la temperatura de 165-180°C în etuvă timp de 2 ore. Sterilizarea soluțiilor se efectuează în autoclav timp de 45-60 minute. În scopuri industriale microalgele se cultivă în cultivatoare de diferite tipuri (cultivatoare deschise, bioreactoare ș.a).

Temperatura. Temperatura optimală pentru cultivarea microalgelor este selectată în dependență de specie și componența mediului nutritiv și se recomandă a fi între 16 și 27°C. Temperatura optimă pentru cultivarea majorității algelor este de 18-24°C. Temperaturile mai mici de 16°C încetinesc creșterea culturii, iar cele mai mari de 35°C sunt letale pentru multe specii de alge. Pentru majoritatea algelor verzi și cianofite (cianobacterii) temperatura optimală de cultivare se situează în limitele 22-27°C, iar pentru cultivarea algelor bacilariofite, roșii și euglenofite sunt cuprinse între 22 și 25°C [5].

Iluminarea. Intensitatea luminii în cazul creșterii dirijate a algelor, reprezintă un factor de mediu extrem de important, nu doar prin semnificația sa, în sine, de element determinant al fotosintezei, ci și prin faptul că, pe parcursul derulării procesului de creștere a algelor, odată cu mărirea densității suspensiei în mediul nutritiv apare un efect de autombrire în cadrul culturii algale, ceea ce repre-

zintă în fapt scăderea intensității radiației luminoase la nivelul culturii în ansamblul său [2]. Intensitatea luminii poate varia în funcție de cantitatea de biomasă. Microalgele pot fi cultivate la lumina solară sau la alte surse de iluminare precum lămpi luminiscente sau fluorescente. La concentrații reduse ale celulelor algale (până la 0,5 g/l biomasă absolut uscată) iluminarea culturii se recomandă în limitele 10-12 klx. La concentrația biomasei algale de 0,5-1 g/l biomasă absolut uscată și mai mare se recomandă iluminarea de până la 100 lux. Pentru cultivarea algelor se recomandă iluminarea de 4000-5000 lux. Pentru inocul se recomandă asigurarea cu lumină de 500-1000 lux [3].

Concentrația microalgelor în cultură poate fi determinată prin numărare la microscop, în camere cu volum stabilit. La determinarea biomasei algale în cultură, biomasa de alge se separă din mediul nutritiv prin filtrare sau centrifugare, se spală bine de sărurile din mediul nutritiv și se cântărește. La determinarea biomasei poate fi utilizat fotocolorimetrul sau spectrofotometrul.

Bibliografie

1. Banhou J., Alaoui Mhamdi N., Aleua L. Annual changes in the biochemical composition of the phytoplankton in the Idris First reservoir. In: Verh. Int. Ver. Theor. And angew. Lymnol, 2001, vol. 27, nr. 4, p. 2031 – 1045.
2. Cărauș I. Cultura algelor pentru biomasă și principii active : Note de curs, lucrări de laborator. Bacău: Universitatea din Bacău, 2007. 99 p.
3. Cultivarea algelor: Monografie / Sergiu Dobrojan, Victor Șalaru, Vasile Șalaru [et al.]; Univ. de Stat din Moldova, Lab. de Cercet. Șt. „Algologie”. – Chișinău: CEP USM, 2016. – 173 p.
4. Vasser et all. Algele. Ghid. Kiev: Naucova Dumca, 1989. 608 p. (în rusă)
5. West J.A. Long-term macroalgal culture maintenance // Algal culturing techniques, 2005, p.157-163.

1.4. Cultivarea nutriției naturale în condiții de producere

L. Ungureanu, E. Zubcov, L. Lebedenco, N. Andreev

Rolul hranei naturale (hidrobionți) în alimentația peștilor de heleșteie este foarte mare, în special pentru crap, crescut în policultură.

Acest lucru este justificat de faptul că 25-50% din alimentația crapului este alcătuită din alimente naturale (bacterio-, fito-, zooplanton, detritul și zoobentos). Aceasta este una dintre diferențele fundamentale dintre piscicultura ecologică de heleșteu și piscicultura industrială, unde, din cauza absenței, aproape totale, a hranei naturale, peștii sunt hrăniți cu furaje complete fiziologic, bogate în proteine (deseori cu proteine de origine animale) și, prin urmare, destul de costisitoare.

Pentru sporirea bazei naturale de hidrobionți se folosesc iazuri mici sau rezervoare de plastic de creștere a organismelor planctonice utilizând diferiți fertilizanți

În gospodăriile semiindustriale și intensive baza naturală este dirijată prin utilizarea îngrășămintelor minerale, mai rar organice nemijlocit în heleșteiele de creștere peștelui. Dar hrana de bază devin nutriții combinate industriale sau pregătite de piscicultori.

Este cunoscut faptul că microalgele precum *Chlorella*, *Scenedesmus* și *Spirulina* prezintă specii de importanță pentru piscicultură, fiind nutriție naturală pentru mai multe specii de pești și pot fi, de asemenea, folosite ca hrană pentru creșterea hidrobionților nevertebrate.

Pentru cultivarea la scară industrială cele mai răspândite din algele verzi sunt *Chlorella vulgaris*, *Ch. pirenoidosa*, *Cl. regularis*, *Scenedesmus acutus*, și din albastru-verzi – *Spirulina platensis*. Cantitatea de proteine din aceste alge poate varia în funcție de condițiile de cultivare, în primul rând de calitatea luminii. Cantitatea de aminoacizi esențiali din *Chlorella* este în jur de 47%. *Chlorella* și *Spirulina* au o compoziție diversă de macro și microelemente. Conținutul de vitamine din alge este mai mare decât în legume și fructe [1,3].

Pentru producere în masă a nutriției din microalge se folosesc diferite sisteme de vase- cultivatoare, precum și iazuri mici construite în gospodării piscicole. La cultivarea *Chlorellei* și *Scenedesmus* în apă stagnantă, randamentul este de 250 ... 300 kg substanță uscată la 1 ha pe zi.

Cultura-mamă de alge se încarcă în cultivatoare sau în heleșteiele de creștere a hidrobionților. Pentru stimularea procesului de fotosinteză se utilizează lampe fluorescente. Cultura este amestecată constant cu aer, care este furnizat cu o rată de 2,5 l/min la 1 litru de cultură. Dioxidul de carbon este furnizat la o rată mult mai mică decât aerul. O dată pe zi, cultura este drenată și se adaugă mediu nutritiv proaspăt, iar ureea se adaugă în cultivator de 2-3 ori pe zi la o rată de 0,25 g/l. Productivitatea zilnică a culturii în acest mod este de 8 g de biomasă uscată sau 24 g de biomasă [1-3].

Pentru menținerea creșterii algelor verzi nemijlocit în heleșteiele cele mai frecvent sunt utilizate îngrășăminte minerale de fosfor și azot. Ca îngrășăminte fosfatice, se folosesc superfosfatul simplu (conține 16-20% de anhidridă fosforică), superfosfat dublu (40-49% ce P_2O_5) și roca fosfatică (23% de P_2O_5). Menținerea unei concentrații de P_2O_5 de 0,5 mg/L este considerată optimă. Din îngrășămintele cu azot, se folosesc nitrat de amoniu (conținut de azot este de 34%), sulfat de amoniu (aproximativ 20% N) și apă amoniacală. Îngrășămintele cu azot sunt aplicate pentru a completa azotul în apă până la 2,0 mg N/L. [3]

Îngrășămintele organice și minerale sunt utilizate pentru menținerea și creșterea bazei alimentare naturale a rezervoarelor. Ca îngrășăminte organice se folosesc îngrășămintele verzi, compost, etc.. Plantele acvatice cosite sunt alese pe țârm pentru o mică uscare, apoi sunt colectate în snopi, care se așezate în apă de-a lungul marginii heleșeiilor. Aceste îngrășăminte pot provoca deficitul de oxigen

dar ele sporesc dezvoltare mai multor specii de hidroniți nutritivi (bacterii, infuzorii, nevertebrate planctonice). Astfel îngrășămintele organice pot fi utilizate dacă conținutul de oxigen constituie de cel puțin 4 mg/l, iar oxidabilitatea nu depășește 20 mg/l.

Cultivarea dafniei. Aceste organisme sunt foarte rezistente la deficiența de oxigen. Se hrănesc cu ciuperci de drojdie, alge unicelulare, bacterii. Sunt cele mai cunoscute și utilizate metode de creștere a bazei trofice în piscicultură. Condiții optime pentru creșterea dafniei: temperatura apei 20-24 °C, conținutul de oxigen în apă 6-7 mg/l, pH 7,6-8,0. Maturizarea culturii *Daphnia magna* durează 25-30 de zile la o temperatură a apei de 18-20 °C și 18-20 de zile la o temperatură a apei de 23-25 °C [2,3]

Există mai multe metode de reproducere pentru *Daphnia magna*:

1. **În piscine de plastic.** Sunt umplute piscinele cu apă în care se adaugă nitrat de amoniu și drojdie furajeră. Apoi se introduce o cultură mamă, în funcție de mărimea bazinului, de la 30 la 150 g/m³. Cultura mamă este pregătită toamna și păstrată într-un acvariu. La 5 zile de la plantare, în bazinele culturii se aplică îngrășămintele și drojdie în jumătate din doza inițială. Cultura matură este prinsă periodic cu plase. Piscinele sunt folosite aproximativ 6 luni.
2. **În iazuri speciale,** bine încălzite de soare, ferite de vânt în care se introduce cultura mamă, îngrășămintele (azot și fosfor), precum și drojdie de hidroliză 10-15 g/m³, iar apoi după 5 zile -5g/m³. După o săptămână, hidrobionții sunt prinși și eliberați în heleșteie cu pești sau în vivare, iar puii *Daphnia magna* trecând prin plasă rămân în incubator și cultura continuă să se dezvolte.
3. **Cultivarea în comun a dafniei și a peștilor tineri.** În eleșteu se introduc îngrășămintele minerale și organice, iar după

3-4 zile, cultura uterină de dafnie în doză de 100-200 g/ha și drojdie furajeră 100-200 g/m³.

4. **Creșterea în gropi de dafnie** cu o suprafață de 1-2 m² și o adâncime de 60 cm, se introduce gunoiul de graj compostat (1,5 kg pe m³) este introdus în gropile umplute cu apă și 10 g de cultură de dafnie o dată la două zile. O săptămână mai târziu, o jumătate de doză de gunoi de graj este reaplicată și daphnia în ziua 12 la o temperatură de 23-25 °C devine destul de bine crescută.

Cultivarea protozoarelor. Paramecia (*Paramecium caudatum*) și alte specii la fel sunt cele mai utilizate pe scară largă ca hrană vie. Paramecii sunt animale unicelulare care se reproduc prin diviziune celulară simplă. Pot fi cultivate în diverse recipiente – bazine de plastic, cuști din polietilenă, aparate Weiss. La cultivare se folosesc diverse medii bacteriene, alge și drojdie, de exemplu, infuzia de fân. O dată la 3-4 zile, parameciul este prins din cuști și adus în heleșteie în deosebi în cele de creștere larvelor. Producția lor este de 15...25 g/m³ pe zi.

O cultură de protozoare din aceeași specie este încărcată în apă pură, care este una dintre condițiile pentru cultivarea intensivă. Debitul optim este de 6...10 volume pe zi. Temperatura de 26 °C și concentrația furajului de 0,5 g/l pe biomasă uscată asigură creșterea continuă a culturii *Paramecium caudatum* și producția zilnică de 20 mii g/m³ [1-3].

Bibliografie

1. С.П.В. Meske, F. Vogt Fish Aquaculture: Technology and Experiments, Elsevier, 2014, 237 p.
2. В.В. Кияшко, Водные биоресурсы и аквакультура, ФГБОУ ВО «Саратовский ГАУ». – Саратов, 2016. – 26 с.
3. В.И. Козлов Никифоров-Никишин А.Л., Бородин А.Л. Аквакультура. – М.: МГУТУ, 2004. – 433 с.

2 APA – RESURSĂ DETERMINANTĂ ÎN DEZVOLTAREA PISCICULTURII

E. Zubcov, N. Bagrin, N. Zubcov, P. Ciorba, A. Ivanova

Apa este cea mai importantă resursă pentru acvacultură, ea determină calitatea produsului, precum și succesul acestei industrii.

După compoziția chimică, apele naturale sunt extrem de variate. Se întâlnesc ape mai mult sau mai puțin asemănătoare în ceea ce privește compoziția, însă niciodată nu există ape absolut identice. Apele se deosebesc nu numai prin elementele chimice și concentrația totală a substanțelor dizolvate, ci și prin proporțiile cantitative ale componentelor și forma compușilor acestora.

Apa naturală poate fi ultra dulce, dulce, salmastră, sărată și sub formă de saramuri, în dependență de suma sărurilor dizolvate în ea. Pe lângă aceasta, ea poate fi transparentă, tulbure, colorată, în funcție de prezența particulelor în suspensie, a substanțelor coloidale și a celor colorate.

Apa poate fi lipsită de gust, dar poate fi și dulce, salmastră, sărată, amăruie, amară-sărată, în dependență de raportul sărurilor din ea.

Apa poate avea diferite mirosuri – de la miros de prospețime până la miros de putrefacție și ouă alterate (în cazul prezenței în apă a sulfurii de hidrogen).

Diversitatea apelor naturale este imensă, ea fiind determinată de originea, parametrii ei fizico-chimici și biologici.

Sunt evidențiate 5 grupe de substanțe, care intră în componenta apelor naturale:

- gazele dizolvate (oxigenul, bioxidul de carbon, azotul, metanul, s.a.);
- ionii principali (anionii de hidrocarbonați și carbonați, cloruri și sulfați, cationii de calciu,
- magneziul, sodiul și potasiul);
- elementele nutritive (ionii de amoniu, nitrați, nitriți, fosfați, fierul, siliciu);
- substanțele organice de proveniență naturală (albuminele, lipidele, hidrații

de carbon, produsele petroliere) și cele xenobionte (detergenți, pesticide, erbicide, policlorurați bifenilici – PCB, policlorodibenzodioxinele – PCDD, dibenzofuranii – PCDF, ș.a.);

- microelementele (Cu, Zn, Mn, Co, Mo, V, Pb, Cd, As, Hg, Se, Sr, F, ș.a.)
- substanțe izotopice.

În ecosistemele acvatice, modificarea regimului hidrochimic și hidrobiologic depinde de condițiile geografice inclusiv climaterice și factorii activității umane, având schimbări care se petrec relativ lent în dependență de anotimpuri și diurne.

Creșterea intensivă a peștilor în heleșteie presupune utilizarea îngrășămintelor organo-minerale, prelucrarea patului lacurilor cu var, utilizarea hranei cu diverse amestecuri de furaje inclusive furaje combinate, care într-un fel sau altui poluează apele heleșteielor. Bine înțeles, că în aceste ecosisteme de creștere intensivă a peștelui, poluarea apei este provocată și de produsele metabolice ale peștelui.

Între compușii organici și anorganici, sol, aer și organismele vii, inclusiv peștii, există relații complexe care determină starea ecologică a heleșteului și adecvarea acestuia pentru creșterea și viața a peștilor și ai altor hidrobionți.

Există o circulație permanentă a compușilor organici și anorganici, modificările lor cantitative și calitative, astfel regimul hidrochimic și hidrobiologic al corpurilor de apă este în continuă schimbare și care necesită procedee tehnologice de menținerea unui echilibru.

Heleșteiele de diferite categorii, au un regim hidrochimic semnificativ diferit datorită diferitelor scopuri tehnologice. Cele mai poluate, în special cu substanțe organice, sunt

heleșteie de vară destinate creșterii și hrănirii peștelui, în care peștii sunt cultivați intensiv.

În heleșteie de iernat, unde peștii nu sunt hrăniți la temperaturi scăzute sunt în stare inactivă, și apa rămâne cea mai curată dacă are o viteză de schimb ajustată.

Un factor important care influențează regimul hidrochimic al heleșteielor este regimul și viteza de schimb al apei în heleșteie, care este prevăzut în mai multe regulamente și normative pentru acvacultori [3,5].

În majoritatea iazurilor de vară pentru creștere tradițională a ciprinidelor apa este stagnantă și necesită proceduri de aerare, iar în cazurile critice, o oxigenare tehnologică.

De regulă din iazul de bază (principal), apa se furnizează pentru a menține nivelul acesteia în heleșteie, care este redus datorită filtrării și evaporării. Prin urmare, în perioada de creștere a peștilor are loc un proces constant de acumulare a substanțelor organice și anorganice care modifică componența chimică, sau regimului hidrochimic și hidrobiologic al heleșteielor, care este și mai mare în apele stagnante.

În heleșteiele de iarnă se menține un regim favorabil vieții peștilor pe tot parcursul iernii datorită schimbului apei în permanență și lipsei procesului de hrănire a peștelui.

Pentru a atinge scopul de creștere a a peștelui sănătos, este necesar să se cunoască calitatea apei și potențialul hidrobiologic în heleșteie. Principalii parametri ai calității habitatului peștilor sunt descriși în mai multe normative naționale și europene [2,6,7].

Temperatura apei – temperatura joacă un rol extrem de important în viața peștilor și a altor organisme acvatic care sunt animale poikiloterme sau cu sânge rece. Temperatura corpului peștilor depinde de temperatura mediului acvatic. Temperatura este un indice de importanță majoră pentru creșterea peștilor la diferite etape de dezvoltare (icre, larve, alevini, puiet, pește comercial, pește maturizat, reproducători), motiv pentru care în fiecare fermă piscicolă este un registru cu rezultatele măsurătorilor temperaturii apei zilnice pentru toate heleșteie.

Toate procesele biologice și chimice sunt influențate de temperatură. Peștii își ajustează temperatura corpului și rata metabolică, în dependență de temperatura apei, inclusiv procesele de maturizare. Fiecare specie are un interval de temperatură preferat sau optim termic în care crește cel mai bine. La temperaturi nefavorabile creșterea și dezvoltarea peștilor este redusă iar mortalitatea acestora poate fi provocată la temperaturi extreme.

Oxigenul dizolvat în apă este unul dintre cei mai importanți parametri hidrochimici. Concentrația sa se măsoară în mg/L și nivelul de saturație al apei (%). Starea și creșterea peștilor, sau succesul întreținerii lor de iarnă, depinde de cantitatea acestuia. În prezența oxigenului în apă, are loc procesul de mineralizare a substanțelor organice, datorită căruia iazul este eliberat de excesul lor. Oxigenul este de asemenea, necesar pentru viața și altor hidrobionți care trăiesc în heleșteie.

Cantitatea optimă de oxigen în heleșteiele de vară pentru ciprinide este la nivelul de 6-9 mg/l valoare corelată cu temperatura apei. Pentru multe specii de pești micșorarea conținutului de oxigen până la 46-50% din gradul de saturație, adică atingerea concentrațiilor mai mici de 4 mg/l la temperatura apei de 20 °C, este maximul admis sau valoarea critică și se manifestă prin micșorarea vitezei lor de creștere. La concentrații mai joase de 1-2 mg/l are loc mortalitatea în masă a peștilor.

Conținutul de O₂ variază în limitele 0-14 mg/l și manifestă oscilații sezoniere și diurne. Nivelul superior al conținutului de oxigen din apă, cu dezvoltarea intensivă a microalgelor, în timpul zilei pe vreme însorită poate depăși 10-14 mg/l. Suprasaturarea apelor cu O₂, cât și deficitul lui are o influență negativă asupra dezvoltării peștilor și hidrobionților.

Indicele de hidrogen, sau concentrația de ioni liberi (pH), depinde în principal de raportul dintre dioxidul de carbon liber și bicarbonați (săruri acide). pH-ul optim este la nivelul de 7,0-8,5 unități, este permisă o

modificare pe termen scurt a conținutului său la 6,5 și 9,5 unități, dar într-o astfel de situație este necesar să se ia măsuri urgente pentru creșterea sau scăderea acestuia la nivelul optim.

Dacă pH-ul rămâne la 9,5 pentru o perioadă lungă de timp, la ciprinide, în majoritatea cazurilor, se dezvoltă boli ale aparatului branhial, așa-numita necroză a filamentelor branhiale. Cu un grad puternic de deteriorare al acestui aparat respirator, peștele moare prin sufocare, în ciuda prezenței unei cantități suficiente de oxigen dizolvat în apă.

La pH mai mic de 7,0, adică cu o reacție acidă a mediului, procesele vitale ale peștilor și ale altor organisme acvatice se încetinesc semnificativ, ceea ce reduce rata de creștere a peștilor și poate duce la exitus. Pentru ridicarea pH-ului se poate administra în heleșteie var nestins.

Dioxidul de carbon liber – dioxidul de carbon – este de mare importanță în dezvoltarea vegetației acvatice, transformând sărurile insolubile de calciu și magneziu într-o stare solubilă, după care sunt ușor absorbite de plantele verzi și servesc la construirea țesuturilor de vegetație acvatică. Sursa lui în ape o constituie procesele de oxidare a substanțelor organice. Conținutul lui variază de la câteva micrograme până la 3-4 mii de miligrame la un litru.

În râuri și lacuri concentrația dioxidului de carbon în majoritatea cazurilor, nu depășește 20-30 mg/l. CO₂ joacă un rol vital pentru plante și animale, fiind o sursă de bază a carbonului. Asimilarea carbonului de către plante are loc odată cu eliberarea de oxigen în apă în procesul de fotosinteză.

Pentru ciprinide, cantitatea optimă de dioxid de carbon în apă este de 10 mg/l, cantitatea admisă este de până la 30 mg/l. O cantitate mare de dioxid de carbon în apă indică intensitatea proceselor oxidative. Dioxidul de carbon are un efect negativ asupra peștilor numai atunci când conținutul de oxigen din apă este scăzut.

Hidrogenul sulfurat se formează ca urmare a descompunerii substanțelor organice de natură proteică. Hidrogenul sulfurat se oxidează ușor, formând sulf și sulfați. Prezența lui în straturile de suprafață a apelor naturale este o dovadă a impurificării puternice cu substanțe proteice. El este o substanță foarte toxică pentru hidrobionți, mai ales pentru larvele și alevinii peștilor. Hidrogenul sulfurat apare în concentrații mici în straturile adânci și în timp de iarnă și vară, când temperatura apei este ridicată, conținutul oxigenului scăzut și apa poluată cu substanțe organice care conțin sulfuri. În absența oxigenului, hidrogenul sulfurat și amoniacul sunt gaze extrem de otrăvitoare. Hidrogenul sulfurat ar trebui să fie complet absent în apă.

Consumul chimic a oxigenului de permanganat și cel de bicromat. Oxidabilitatea este exprimată ca cantitatea de oxigen (mg O₂/L) necesară pentru oxidarea materiei organice. Valoarea optimă a oxidabilității permanganatului este de 10-15 mgO₂/L, permisă – până la 30, bicromat – 35-70 mgO₂/L, admisibilă până la 100, agresivă – 40-65 mgO₂/L, permisă – până la 85 mg O₂/L. Cea mai periculoasă este oxidabilitatea agresivă a compușilor organici ușor solubili și ușor de descompus. Depășirea concentrațiilor admise pentru acest indicator duce rapid la o scădere bruscă a conținutului de oxigen dizolvat în apă și la apariția mortalității organismelor acvatice.

Pentru diminuarea conținutului substanțelor organice se poate utiliza în unele cazuri, var nestins sau permanganat de potasiu.

Consumul biochimic de oxigen CBO₅ este cantitatea de oxigen consumată de microorganisme într-un interval de timp de 5 zile pentru descompunerea biochimică a substanțelor organice conținute în apă la temperatura de 20 °C.

Consumul chimic și consumul biochimic de oxigen sunt indicatorii ce stau la baza aprecierii proceselor de oxidare a substanțelor organice și proceselor de autoepurare/poluare secundare în heleșteie.

Compuși nutritivi de azot (azot de amoniu, nitriți, nitrați) și fosfor (fosfați) sunt de mare importanță în modelarea productivității naturale a iazului. Aceștia sunt principalii nutrienți consumați de plantele acvatice și se află la începutul lanțului trofic al tuturor organismelor vii.

Concentrația ionilor de amoniu $N-NH_4^+$ (nu încurcați cu **amoniacul** – NH_3) în ecosistemele acvatice ale gospodăriei piscicole alcătuiește 0,5 mg/L (după azot). La valoarea ionilor de amoniu în concentrații de ordinul a 1mg/L la pești are loc dezechilibrarea și micșorarea capacității hemoglobinei în procesele metabolice de oxidare.

Conținutul crescut al nitriților $N-NO_2^-$ indică intensificarea proceselor de descompunere a materiei organice și existența poluării proaspete a ecosistemului acvatic, este un indice sanitar important. Concentrația nitriților în apele de suprafață formează sutimi (mai des miimi) de miligram la 1/L. Concentrația nitriților pentru ecosistemele gospodăriilor piscicole nu trebuie să depășească, valorile de 0,08 NO_2^- mg/L, sau 0,02 Nmg/L.

Concentrația ionilor $N-NO_3^-$ mg/L în apele de suprafață nepoluate nu depășește mărimi de ordinul a zeci de micrograme la 1 litru. Odată cu intensificarea eutroficerii ecosistemelor acvatice crește și concentrația azotului de nitrați, și ponderea lui în suma azotului mineral, atingând $n \times 10^{-1}$ mg/L. Conținutul

optim de compuși de azot total în apă este de 2 mg/L, iar fosforului total – 0,5 mg/L. Parametrii dați ai mediului acvatic sunt principalii, însă în forma prezentată, nu reflectă pe deplin complexitatea proceselor hidrochimice în interacțiunea lor care au loc în apa heleșteilor piscicole.

În perioada estivală este necesară aerarea tehnică forțată pentru sporirea nivelului de oxigen dizolvat, sporirea proceselor aere de autoepurare dirijată în special în heleșteiele de creștere atât a puietului cât și a peștilor comerciali.

O serie de parametri fizico-chimici, precum temperatura, oxigenul dizolvat, dioxidul de carbon, pH, potențialul redox, conductivitatea și turbiditatea, unele substanțe nutritive sunt măsurate în momentul prelevării probei direct în ecosistemul acvatic, folosind instrumente de măsurare portabile cu senzori (Fig. 2.1-2.3). Instrumentele trebuie să fie în stare bună de lucru, pentru a obține rezultate precise, fiind supuse calibrării *in situ* de fiecare dată [5].

Oxigenul dizolvat poate fi determinat prin metoda tradițională – metoda iodometrică Winkler. Această metodă este folosită pentru calibrarea diferitor instrumente portabile de măsurare a oxigenului dizolvat și fiind o metodă de încredere de laborator, este adesea utilizată în ecologia acvatică.



Fig. 2.1 Instrument portabil de măsurare a pH-ului, conductivității, cantității de suspensii și a temperaturii



Fig. 2.2 Instrument portabil de măsurare a oxigenului dizolvat, și a temperaturii



Fig. 2.3 Instrument portabil de măsurare a dioxidului de carbon

Ionii principali, mineralizarea, duritatea. Ionii principali se referă la cele mai stabile componente ale apelor continentale fiind o reflecție a componenței chimice ale rocilor muntoase, și solurilor din bazinul hidrografic de captare. Este bine cunoscut că apele în care predomină hidrocarbonații și calciul sunt cele mai dulci la gust și se referă la ape dulci hidrogenocarbonate de calciu, cele care conțin cantități mari de sulfati și magneziu au un gust amarui-amar și se referă la apele puțin sărate sau sărate, ape cu sulfat de magneziu ; apele în care predomină clorurile și sodiul au un gust sărat -ape clorice de sodiu ; apele cu cloruri-magneziu au gust foarte amar, fiind, în majoritatea cazurilor, ape sărate și chiar saramurate.

Cu regret semnalăm că în majoritatea regulamentelor privind calitatea apelor naturale, nu este inclus aspectul raportului dintre ionii principali în aprecierea proprietăților și calității apelor. Peste 80% din apele dulci sunt încadrate în clasa hidrocarbonatică, datorită predominării ionilor HCO_3^- în șirul anionilor principali; anume hidrogenocarbonații sunt acei ioni, care determină alcalinitatea apei.

Duritatea constituie o proprietate a apei naturale ce depinde, mai ales, de prezența sărurilor dizolvate ale calciului și magneziului. În condiții naturale, ionii de calciu și magneziu și cei ai altor metale alcalino-pământoase, care condiționează duritatea, pătrund în apă ca rezultat al interacțiunii CO_2 dizolvat cu mineralele carbonatice, a altor procese de dizolvare și dezagregare chimică a rocilor muntoase. Conform metodelor clasice, duritatea este calculată în mg-ecv/L. Duritatea de 1 mg-ecv/L este egală cu 2,804 grade germane, 3,511 grade engleze, 5,005 grade franceze, 50,045 grade americane.

Mineralizarea sau conținutul sumar al tuturor substanțelor minerale, depistate la analiza chimică a apei, de obicei, se exprimă în mg/L și este numit mineralizare totală, sau salinitate, sau sumă a ionilor. Mineralizarea mai mare de 7000 mg/L inhibă creșterea ciprinidelor și percidelor.

Microelementelor le revine un rol deosebit în funcționarea ecosistemelor acvatice. Caracterul dificil al evaluării calității apei și al determinării limitelor admisibile ale schimbării conținutului de microelemente în ecosistemele acvatice este condiționat de un șir de particularități specifice. În primul rând, microelementele nu se descompun în mediul înconjurător, ele doar pot trece dintr-o stare în alta. Totodată microelementele pot migra concomitent în stare dizolvată, în suspensie și în stare coloidală. Fiecare formă de migrație se împarte, la rândul său, în numeroase grupuri, acțiunea cărora asupra stării hidrobionților și calității apei în general este diferită și adesea contrarie, în plus evidențierea unei sau altei forme a elementelor în scopul analizei nu întotdeauna este posibilă.

Pentru multe microelemente încă n-a fost stabilit definitiv rolul lor în unele procese bi chimice și fiziologice; pentru un șir de elemente se observă o anumită contradicție între starea lor reală din natură și formele în care ele sunt incluse în normativele ce țin de concentrațiile de limită admisibile. În același timp acțiunea metalelor asupra animalelor și plantelor acvatice depinde și de alți factori, precum prezența altor elemente chimice, mărimea durității, pH-ului, temperaturii apei, rezistența toxicologică a diferitor grupuri de hidrobionți și a diferitor vârste ale acestora. Numeroasele cercetări ale influenței microelementelor asupra hidrobionților relevă faptul că trecerea de la acțiunea utilă și vital necesară la cea dăunătoare se înfăptuiește într-un diapazon îngust de concentrații. Pe lângă aceasta, adesea concentrațiile optime pentru unele organisme sunt toxice sau insuficiente pentru altele.

Noi am cercetat influența microelementelor asupra creșterii și dezvoltării speciilor de pești valoroase pentru industrializare, în ontogeneza timpurie -cea mai vulnerabilă verigă a lanțului trofic. Aceste cercetări sunt deosebit de importante nu numai la evaluarea calității apei ca mediu de viață pentru comunitatea piscicolă, dar și la elaborarea măsurilor pentru dirijarea și completarea rezervelor piscicole ale bazinelor acvatice [8,9].



Metode chimice și instrumentale de studiu a componentelor de mediu inclusiv metodele de prelevare a probelor de apă și materialului hidrobiologic pentru analiza componentei chimice: gazelor dizolvate, ionilor principali (anionii de hidrocarbonați, carbonați, sulfați, cloruri, cationii de calciu, magneziu, sodiu, potasiu) mineralizării și durității apei, substanțelor nutritive (ionii de amoniu, nitrați, nitriți, fosfați) azotului și fosforului organice, consumului chimic și biochimic a oxigenului dizolvat, microelementelor și prelevarea materialului biologic (bacterii, alge, nevertebrate) sunt detaliat descrise în ghidul editat în limbile română și engleză în baza sintezei mai multor metode și standarde comunitare [2,3,5].

Parametrii hidrochimici și hidrobiologici sunt necesari pentru promovarea și dezvoltarea acvaculturii durabile în deosebi a pisciculturii ecologice.

Cerințele necesare pentru creșterea peștilor privind calitatea apei în heleșteie:

- să îndeplinească necesitățile ecologico-biologice pentru creșterea peștilor;
- să asigure calitatea inclusiv gustul și mirosul produsului piscicol;
- să nu fie sursă de boli ale peștilor.

Aceste cerințe sunt incluse în Directivele comunitare și regulamentele normative naționale [1,2,4].

Bibliografie

1. European Commission Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC) – Horizontal Guidance on the identification of surface water bodies.
2. Guidelines on Water Quality and Handling for the Welfare of Farmed Vertebrate Fish EU Platform on Animal Welfare Own Initiative Group on Fish, 2020.
3. Hydrochemical and hydrobiological sampling guidance. Ed. Toderăș, I.; Zubcov, E.; Bilețchi, L. Chișinău: Elan poligraf, 2015, 64 p. ISBN 978-9975-128-28-5, ISBN 978-9975-66-480-6.
4. HG RM Nr. 890 din 12.11.2013 Regulamentul cu privire la cerințele de calitate a mediului pentru apele de suprafață Publicat : 22.11.2013 în Monitorul Oficial Nr. 262-267 art Nr : 1006.
5. Monitoringul calității apei și evaluarea stării ecologice a ecosistemelor acvatice. Îndrumar metodic. Red. Toderăș, I.; Zubcov, E.; Bilețchi, L. Chișinău: Elan poligraf, 2015, 84 p. ISBN 978-9975-66-503-2).
6. Water Quality Criteria and Standards for Freshwater and Marine Aquaculture Prepared by PHILMI-NAQ, 2006. 34 p.
7. Technical guidelines on aquaculture certification. Rome, FAO. 2011. 122 pp.
8. Zubcov, E.; Toderăș, I.; Zubcov, N.; Bilețchi, L. Cap. IV Repartizarea, migrația și rolul microelementelor în apele de suprafață. In: Microelementele în componentele biosferei și aplicarea lor în agricultură și medicină. Monografie colectivă. Coordonator Simion Toma. Ed. Pontos, 2016, p.78-107. ISBN 978-9975-51-724-9.
9. Zubcov, E.; Zubcov, N.; Ene, A.; Bilețchi, L. Assessment of copper and zinc levels in fish from freshwater ecosystems of Moldova. Environmental Science and Pollution Research. 2012, 19(6), 2238-2247. ISSN: 0944-1344 (Print), 1614-7499 (Online). doi: 10.1007/s11356-011-0728-5 (IF: 2.651).

3 TEHNOLOGII ȘI ABORDĂRI DE CREȘTERE A REZISTENȚEI PEȘTILOR

E. Zubcov, N. Zubcov, I. Toderaș, N. Bagrin, L. Bilețchi, P. Ciorba

Piscicultura include reproducerea artificială, aclimatizarea noilor specii, creșterea intensivă a peștilor în heleșteie și viviere, ce modifică, într-o măsură sau alta, condițiile ecologice de viață ale peștilor, caracteristice pentru ecosistemele acvatice parentale. Adevse gospodăriile piscicole suportă cheltuieli mari dar eforturile piscicultorilor nu aduc efectul necesar din cauza pieririi în masă a peștilor, obținuți prin metoda reproducerii artificiale, la etapele timpurii ale ontogenezei.

În legătură cu acest fapt, gospodăriile piscicole necesită investigații argumentate științifice în scopul perfecționării și sporirii eficacității tehnologiilor existente în domeniul înmulțirii și creșterii artificiale a peștilor pentru sporirea rezistenței peștelui la etapele principale ale ontogenezei (la nivel de icre, larve, alevini, puieț, pește-marfă, reproducători).

Prevenirea și eliminarea bolilor peștilor în heleșteie și sistemele cu circulație închisă depinde în mare măsură de starea ecologică a habitatului lor și mai corect de calitatea apei și a nutriției utilizate. Dar totuși trebuie acordată o atenție deosebită obținerii larvelor, puiețului, și peștilor adulți și maturizați la condiții nefavorabile și la toate tipurile de boli.

Este cunoscut faptul că în fermele cu pești sănătoși activitățile poartă un caracter de prevenire a bolilor, iar în gospodăriile mai puțin favorabile – activitățile necesare și stringente se referă la însănătoșire și tratamentul costisitoare a peștelui (*iazuri de izolare, de carantina, prelucrarea, adaptarea puiețului etc.*).

Una din direcțiile creșterii rezistenței biologice a materialului piscicol de populare poate fi utilizarea substanțelor biologice active, inclusiv a microelementelor ce a devenit o abordare ale investigațiilor privind acțiunile diferitelor microelemente asupra embriogenezei, creșterii la etapele timpurii ale ontogenezei peștilor și elaborarea metodelor pen-

tru sporirea rezistenței puiețului de pești în condițiile reproducerii lor artificiale.

Microelementele marchează, fără îndoială, toate procesele care decurg în organismul peștilor și altor viețuitori acvatice. Clarificarea aspectelor pozitive și negative ale acestei influențe este importantă atât în plan teoretic, cât și pentru elaborarea recomandărilor practice concrete pentru utilizarea microelementelor în scopul sporirii viabilității, optimizării dezvoltării peștilor și a micșorării nivelului de acumulare a substanțelor dăunătoare omului în pești, mai ales în cei crescuți în condiții artificiale.

Investigațiile experimentale realizate în condiții de producere (în pepiniere ale gospodăriilor piscicole) ne-au permis să elaborăm un șir de recomandări și metode atât întru perfecționarea tehnologiei de cultivare artificială a peștilor, de creștere a larvelor, cât și, în ansamblu, întru obținerea unui puieț viabil la speciile de pești industrial-valoroși [1,2-6].

În prima serie de experimente a fost cercetată influența diferitelor microelemente într-un diapazon mare de concentrații și la diferite etape ale embriogenezei. Pentru aceasta, inițial icrele fecundate ale unei femele se împărțeau în porții egale, se tratau cu un microelement sau altul la diferite etape ale embriogenezei, apoi se incubau conform tehnologiilor unanim acceptate în piscicultură.

Cel mai semnificativ efect a fost obținut prin tratarea de scurtă durată a icrelor fecundate de crap, singer, novac și cosaș în timpul separării icrelor cu complexul microelementelor cupru+zinc+mangan.

Icrele crapului, imediat după fecundare, erau împărțite în părți egale (după greutate), dintre care una servea drept martor, iar alta era prelucrată cu complexul cupru + zinc + mangan. Microelementele, în formă de soluție a sărurilor, se adăugau în soluția pentru descleierea icrei, în așa mod icrele erau prelucrate cu aceste mi-

croelemente timp de 45-60 min. Icrele experimentale și cele de control erau desprinse din ovar și incubate, conform tehnologiei unanim acceptate, în aparatele „lui Weiss”.

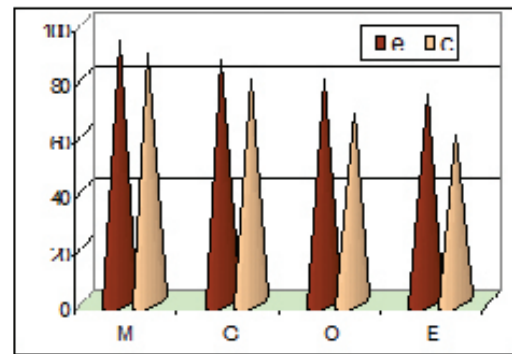
Icrele peștilor fitofagi după fecundare, s-au împărțit, de asemenea, în porții egale (după volum); porția experimentală a fost introdusă într-un vas cu 3-5 litri de apă, în care în prealabil era adăugată soluția microelementelor sus-numite, apoi amestecată timp de 15-20 min; icrele de control erau puse în același tip de vas, cu același volum de apă, dar fără microelemente, apoi icrele experimentale și cele martori erau incubate, conform tehnologiei unanim acceptate, în aparatele „Amur”.

La etapele de bază ale embriogenezei se luau probe de icre, iar apoi și de larve, se determina cota-parte a icrelor vii, dimensiunile și greutatea larvelor și, de asemenea, concentrația microelementelor în ele.

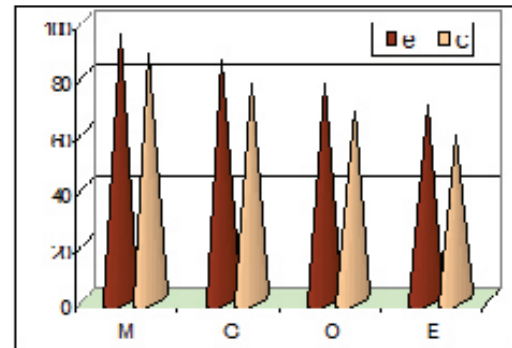
Grație cercetărilor desfășurate s-a stabilit că prelucrarea de scurtă durată (45-60 min) a icrelor fecundate de crap, în timpul descleierii lor, și prelucrarea de 15-20 min a icrelor peștilor fitofagi cu complexul de microelemente cupru + zinc + mangan în concentrație de 50-75 mg/l, pentru fiecare element, contribuie la dezvoltarea icrelor. În final, la fiecare etapă a dezvoltării lor, cota-parte a icrelor calitative în experiență (în peste 95% cazuri) era mai înaltă decât în varianta martor (Fig. 3.1).

Volumul icrei la toate etapele de dezvoltare era mai mare în experiment, în comparație cu controlul, totodată ecloziunea embrionilor în incubatoarele experimentale a decurs într-un mod mai sincronizat, mai corect – în termeni mai reduși, ca regulă, timp de 20-40 min, pe când în control continua până la 2,5 ore. Timpul începerii eclozării era practic identic pentru experiment și control, diferențele nu întreceau 10 min.

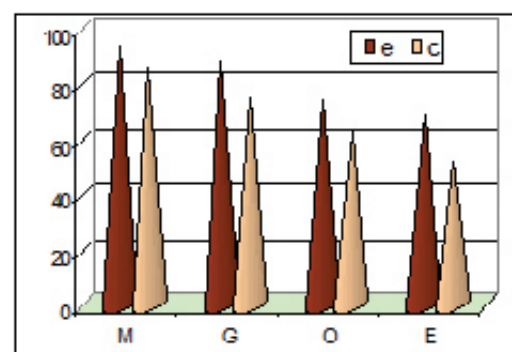
Cantitatea larvelor, mai precis a embrionilor eclozați, întotdeauna era mai mare în incubatoarele experimentale de 1,4-1,7 ori; cantitatea larvelor viabile, adică după formarea vezicii înotătoare, la fel a sporit de 1,4-2,6 ori în comparație cu cele în incubatoarele martori. Lungimea și greutatea larvelor experimentale în 96-99% de cazuri erau mai mari decât ale larvelor martori (Tab. 3.1).



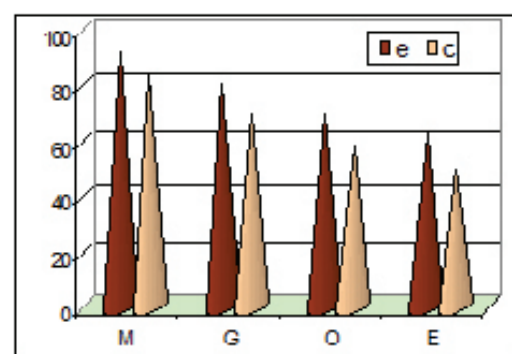
Cyprinus carpio



Hypophthalmichthys molitrix



Aristichthys nobilis



Ctenopharyngodon idella

Fig. 3.1. Indicii dezvoltării icrei în experiment (e) și în control (c) după prelucrarea ei de scurtă durată cu Cu+Zn+Mn la etapa de morulă – M, gastrulă – G, începutul organogenezei – O, înainte de eclozare – E. [7].

Cantitatea larvelor viabile obținute în experiență este, în mediu, de 1,2 -2,8 ori mai înaltă decât în lotul martor, în același timp se intensifică și ritmul lor de creștere, însă cel mai important este că sporește rezistența atât a larvelor, cât și a puietului de pește față de condițiile nefavorabile ale mediului ambiant – în mediu cu 30-85%.

Astfel, în experiențele cu concentrații înalte ale metalelor în apă (de peste 2 mg/l) pe parcursul a 24 ore la crap sânger și novac piereau 70-100% de larve martor în vârstă de 3-6 zile și doar 22-56% de larve experimentale

După obținerea de nenumărate ori a rezultatelor experimentale satisfăcătoare, au fost efectuate lucrări și în condițiile unei ferme piscicole. Creșterea materialului experimental s-a efectuat în heleștee pentru iernare, fiecare cu o suprafață de 0,5 ha. Fiecare heleșteu (în luna mai) a fost populat cu câte 7,5 mii larve de crap, 6,0 mii larve de sânger, 6,0 mii larve de novac și 2,5 mii larve de cosaș, ceea ce corespunde densității de 15 mii buc./ha de crap, 12 mii buc./ha de sânger și novac și 5 mii buc./ha de cosaș.

În perioada populării heleșteelor în ele au fost instalate, de asemenea, și viviere de gaz, în care, timp de 45 zile, se efectuau lucrări de observare, măsurare și evidență a pieirii naturale a larvelor, iar mai târziu – a alevinilor.

În heleștee era permanent efectuat controlul hidrochimic și evaluată starea bazei alimentare naturale; captările de control se făceau de 2 ori pe lună.

În final, la sfârșitul sezonului din heleșteul experimental au fost capturați 7 mii indivizi din vara I, cu masa medie de 66,36 g, din cel martor – 4,45 mii, cu o masă medie de 55,22 g. Cota-parte a puietului obținut din vara I a constituit în heleșteul experimental 58%, iar în cel martor – 37%, pe lângă norma tehnologică de 40%.

Productivitatea crapului în heleșteul experimental a fost de 653,8 kg/ha, în cel martor – 343,7 kg/ha. Indicele lățimii spatelui și coeficientul Fulton la puietul experimental au fost veridic mai mari, decât în lotul martor și au constituit, corespunzător, $18,55 \pm 0,49$ la $16,37 \pm 0,27$ și $2,91 \pm 0,09$ la $2,27 \pm 0,04$.

Tabelul 3.1. Parametrii biometrici ai larvelor de crap și pești fitofagi [7].

Vârsta, zile	În experiment		Control	
	Lungimea, mm	Greutatea, mg	Lungimea, mm	Greutatea, mg
<i>Cyprinus carpio</i>				
1	6,30	1,40	6,18	1,20
3	6,88	1,60	6,53	1,45
5	7,03	2,10	6,75	1,80
7	7,16	2,35	6,88	2,00
10	7,34	2,60	7,02	2,10
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>				
1	7,24	2,50	7,12	2,35
3	7,58	2,80	7,53	2,45
6	8,10	2,90	7,78	2,60
9	8,24	3,15	7,84	2,70
12	8,95	3,70	8,35	3,05
<i>Aristichthys nobilis</i>				
1	8,00	2,35	7,40	2,15
3	8,50	2,60	7,70	2,30
6	8,70	3,00	7,85	2,55
12	9,60	3,40	8,30	2,90
<i>Ctenopharyngodon idella</i>				
1	7,35	2,30	7,20	2,18
3	7,70	2,76	7,60	2,40
6	8,00	2,95	7,80	2,60
9	8,15	3,35	8,10	2,90

În cazul aprecierii indicilor hematologici, a fost stabilit avantajul veridic al loturilor experimentale din vara I (conținutul de hemoglobină a fost egal la crap cu $9,66 \pm 0,30\%$, iar la peștii fitofagi – $8,77 \pm 0,22\%$ – $9,32 \pm 0,44\%$) față de cele martor ($7,58 \pm 0,24\%$ la crap și $6,87 \pm 0,21\%$ – $7,33 \pm 0,27\%$ – la peștii fitofagi). Conținutul de proteine, de asemenea, în alevinii experimentali era mai înalt ($17,99 \pm 0,15\%$), în comparație cu lotul martor ($16,14 \pm 0,17\%$).

Experiențele toxicologice cu alevini au dovedit, că în 98% cazuri indivizii experimentali erau mai rezistenți față de dozele toxice ale metalelor și deficitul de oxigen.

Cantitatea puietului de o vară în heleșteele experimentale, care au fost populate cu larve obținute din icrele prelucrate cu complexul de microelemente, a crescut cu 18-45% și în 86-98% de cazuri alevinii erau mai rezistenți la dozele toxice de metale și deficitul de oxigen.

În așa mod, rezultatele nu doar a lucrărilor experimentale, ci și cele ale cercetărilor des-

fășurate în condiții de producere, permit de a concluziona, că utilizarea microelementelor la etapa de descleiere a icrelor de crap și în primele 15-20 minute după fecundarea icrelor la peștii fitofagi oferă cel mai bun rezultat și, în afară de aceasta, procedura dată este destul de simplă, ceea ce nu este lipsit de importanță în cadrul reproducerii industriale a peștilor. Metoda dată este testată nu numai în condiții experimentale, dar și la scară industrială, fiind confirmată și protejată de brevetul de invenție [2,3].

Această metodă este testată și la alte specii de pești. Așadar, în scopul completării rezervelor piscicole, noi am efectuat lucrări legate de aclimatizarea unei specii noi – chefalul *Mugul so-iuy Basilewsky* și elaborată tehnologia reproducerii lui artificiale. Prelucrarea de scurtă durată a icrelor acestei specii imediat după fecundare cu complexul microelementelor cupru+zinc+mangan a dat, de asemenea, rezultate pozitive.

În afară de aceasta, procedura de prelucrare a icrelor este foarte simplă, nu necesită cheltuieli fizice și materiale mari, ceea ce este destul de important la reproducerea artificială a peștilor.

Utilizarea microelementelor la creșterea larvelor a demonstrat că microadaosurile de microelemente, la fel, stimulează creșterea larvelor. În condițiile fermei piscicole larvele erau cultivate în bazine de plastic până în ziua a 12-a. În consecință, biomasa larvelor-alevini obținuți în aceste bazine o depășea cu până la 18-29% pe cea din lotul martor. Totodată, conținutul sumar de proteine în larvele de crap din bazinele martor peste 12 zile constituia $6,2 \pm 0,7\%$ din masa umedă, în cele cu adaos de zinc $-7,4 \pm 0,5\%$, cu mangan $-7,8 \pm 0,8\%$, cu cobalt $-9,9 \pm 0,6\%$, cu cupru $-5,3 \pm 0,9\%$ și cu complexul $\text{Cu} + \text{Zn} + \text{Mn} - 9,7 \pm 0,4\%$ din masa umedă.

Întrebuințarea microelementelor în heleștee necesită cu mult mai multe cheltuieli. În afară de aceasta, în atare condiții este foarte dificilă evaluarea separată a influenței microelementelor asupra peștilor. De exemplu, experiențele în heleștee cu suprafața de 0,1 ha au dovedit că adăugarea cobaltului și a manganului în apă contribuiau la dezvoltarea în masă a fitoplanctonului, ceea ce, evident, îmbogățește baza

alimentară a heleșteelor și, în cele din urmă, se răsfrângea pozitiv asupra creșterii larvelor.

Experiențele cu alevinii de pești au demonstrat că ritmul lor de creștere într-o măsură mai mică depinde de nivelul metalelor în apă, în comparație cu larvele. Ca și la creșterea larvelor, întrebuințarea adaosurilor de microelemente în apă, în primul rând, îmbogățește baza furajeră a heleșteelor și, ca rezultat, biomasa alevinilor de crap și pești fitofagi, în cazul creșterii în heleștee fără utilizarea furajelor combinate, a fost în mediu cu 9-17% mai înaltă decât la alevinii martori.

Aceste rezultate a servit temeiul pentru elaborarea *Procedeu de intensificare a dezvoltării bazei trofice naturale în heleșteie care este brevetat* [6].

Esența brevetului constă în utilizarea microelementelor pentru stimularea dezvoltării fito- și zooplanctonului în heleșteie și sporirea eficacității creșterii peștelui.

Rezultatul invenției constă în sporirea biomasei fito- și zooplanctonului. Biomasa algelor verzi a crescut de 5...10 ori comparativ cu heleșteul martor, iar cea a crustaceelor (dafnii) – de 5-8 ori, aceste organisme reprezentând o hrană naturală valoroasă pentru puietul de pește. Ca rezultat, sporirea resurselor de hrană a contribuit la sporirea masei corpului peștilor erbivori și crapului de 2 ani cu 14..18%, iar a peștilor de o vară- cu 22...28%, în comparație cu heleșteiele martor. Concomitent, productivitatea piscicolă a crescut cu pînă la 24%.

Ritmul de creștere al alevinilor de crap depinde mai mult de nivelul microelementelor din furaje. Așa, în acvariile cu alevini, având masa corpului de până la 50 g, după 24 zile de expoziție indivizii, care au primit furaje cu adaos de cobalt și zinc, cântăreau cu 18-22% mai mult decât cei din lotul martor, cu adaos de mangan – cu 20-23% și cu complexul cupru + zinc + mangan – 25-32% mai mult, iar cu adaos de nichel – cu 14 % mai puțin față de martori.

Folosirea furajelor combinate îmbogățite cu un ansamblu de microelemente a demonstrat, la creșterea crapului pe parcursul unui sezon de vegetație, existența unei deosebiri veridice a sporului de creștere la indivizii de 1 an și o diferență evidentă în ceea ce privește biomasa indivizilor de doi ani (Fig. 3.2).

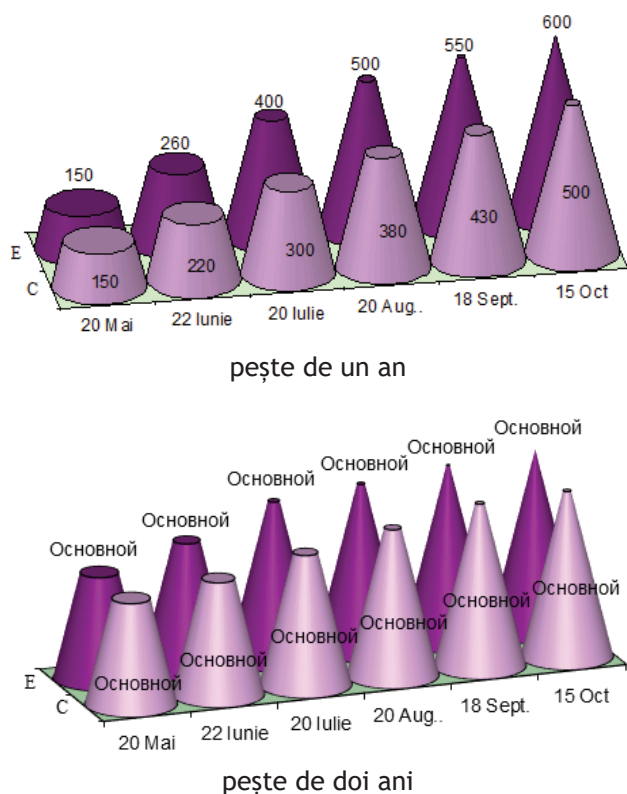


Fig. 3.2. Dinamica creșterii crapilor de 1 și 2 ani în cazul utilizării furajelor combinate obișnuite (C) și a celor îmbogățite cu un ansamblu de microelemente (E) [7].

În același timp, mușchii scheletici ai peștilor experimentali conțineau mai multe proteine (crapii de 1 an – cu 26-30%, iar cei de 2 ani – cu 18-22% mai mult), comparativ cu indivizii martori, care erau hrăniți cu furaje combinate obișnuite.

Nivelul metalelor în mușchii indivizilor experimentali nu constituie nici un pericol, cu toate că concentrațiile manganului și ale cobaltului erau puțin mai înalte (cu 8-14%), comparativ cu peștii martori, în același timp prezintă interes și faptul că în mușchii peștilor experimentali nivelul plumbului, nichelului și cadmiului era esențial mai mic.

În anul curent în cadrul proiectului 2SOFT 1/2/47 a fost elaborat un brevet care deja a trecut cu brio 2 etape de expertiză realizată de AGIPI (de prioritate și de corespunderea cerințelor pentru eliberarea brevetului). Esența brevetului constă în stimularea dezvoltării peștilor-reproducători crescuți în heleșteie și sporirea eficacității înmulțirii peștelui și a pisciculturii ca atare.

În acest mod, rezultatele obținute ale cercetărilor ne permit să concluzionăm că utilizarea microelementelor în tehnologiile industriale contemporane de reproducere artificială a crapului și a peștilor fitofagi este rațională, deoarece aceasta contribuie la intensificarea ritmului de creștere și sporește esențial rezistența biologică a materialului piscicol de populare.

Utilizarea adaosurilor de microelemente în apă și furaje la creșterea larvelor, a puietului și peștilor maturați constituie un proces mai anevoios și mai scump. Concomitent, adaosurile de microelemente sporesc ritmul de creștere al peștilor și îmbunătățesc statutul lor biochimic, în particular, crește conținutul de proteine în mușchi, se micșorează cantitatea metalelor toxice.

Un alt aspect ale inovațiilor elaborate se referă la tehnologii de de aclimatizarea unei specii noi – chefalul *Mugil so-iuy Basilewsky*, elaborată tehnologia reproducerii lui artificiale înmulțire noilor specii de pești [3] și creșterea în policultură cu ciprinide [4].

Bibliografie

1. Zubcov, E.; Toderaș, I.; Zubcov, N.; Bilețchi, L. Cap. IV Repartizarea, migrația și rolul microelementelor în apele de suprafață. In: Microelementele în componentele biosferei și aplicarea lor în agricultură și medicină. Monografie colectivă. Coordonator Simion Toma. Ed. Pontos, 2016, p.78-107. ISBN 978-9975-51-724-9.
2. Chintea P., Zubcov E., Zubcov N. Procedeu de sporire a rezistenței biologice a peștilor la etapele timpurii de dezvoltare. Brevet de invenție nr.1910. BOPI, 2002.
3. Zubcov E., Toderaș I., Zubcov N., Toderaș A. Metoda de sporire a rezistenței biologice a peștilor. Brevet de invenție nr. 1116. BOPI, 1998, nr. 12.
4. Zubcov E., Zubcov N., Pernai V. Procedeu de creștere a peștelor în policultură. Brevet de invenție nr. 3408. BOPI, 2007, nr.10.
5. Zubcov E., Toderaș I., Turiatco I., Zubcov N. Metoda de înmulțire artificială a chefalului pelingas. Brevet de invenție nr. 1016. BOPI, 1998, nr.9.
6. Zubcov E., Zubcov N., Ungureanu L., Bilețchi L., Bagrin N., Borodin N., Lebedenco L. Procedeu de intensificare a dezvoltării bazei trofice naturale în heleșteie. Brevet de invenție nr. 449. BOPI, 2011, nr.12.
7. Zubcov Natalia, Legitățile acumulării și rolul microelementelor în ontogeneza peștilor (în rusă)-Зубкова Н. Закономерности накопления и роль микроэлементов в онтогенезе рыб. Кишинев: Штиинца, 2011. 88 с.

4 NOȚIUNI GENERALE DE PATOLOGIE LA PEȘTI

L. Miron, V. Vulpe, M. Lazăr, R. Ghiorghiasa

4.1. Agenți patogeni și factori stresanți în creșterea peștilor

Numeroși specialiști în ihtiopatologie afirmă că la un pește sănătos aflat în biotopul său obișnuit, funcțiile lui vitale se găsesc într-un echilibru unitar dinamic care-i permite să reziste variabilităților factorilor fizico-chimici sau biotici ai mediului. Atunci când acționează factori externi de organism, acest echilibru se dereglează, favorizând apariția stării patologice – boala (Rădulescu I. 1976, Rottman R.W. 1992).

În general, în apele piscicole, factorii posibili cauzatori în declanșarea stărilor patologice la pești sunt numeroși și fac parte din cele mai variate categorii. În condiții normale, acești factori se găsesc în apă sub o anumită limită ceea ce permite populației piscicole să trăiască și să se dezvolte bine. Dacă această limită specifică pentru agentul respectiv este depășită, se declanșează efectul morbid în populația piscicolă (Radulescu I. 1976, Munteanu G. 2003).

După natura lor, factorii patogeni din mediu l exterior se pot grupa în următoarele categorii: factori fizici, chimici și biotici.

Agenți fizici nocivi

- **Temperatura apei ca factor patogen**

Peștii, animale poikiloterme, sunt sensibili la schimbările de temperatură ce depășesc limitele fiziologice. În cazul când se trece brusc de la o temperatură la alta (diferențe de 3 – 5°C sau mai mari), peștii sau icrele embrionate mor în câteva minute sau secunde, prin șoc. Peștii execută salturi violente din apă, mai apoi producându-se moartea. Staționarea peștilor în ape cu temperaturi scăzute determină unele tulburări morfologice. Agenții termici au asupra peștilor și o acțiune

indirectă. De exemplu, cantitatea de oxigen dizolvat în apă este invers proporțională cu valoarea temperaturii. În timpul verii, o mare parte din oxigenul solvit se degajă în atmosferă. Efectul de hipoxie apare datorită proceselor metabolice crescute care necesită un consum mărit de oxigen.

- **Substanțele în suspensie**

În bazinele piscicole, particulele solide inerte din punct de vedere chimic, aflate în suspensie, pot deveni periculoase pentru pești, atât prin acțiunea directă asupra acestora, cât și prin depunerea pe fundul bazinului.

Suspensiile pot proveni din eroziunea malurilor, a versanților, din deversări ale fabricilor, din ape reziduale. Acțiunea patogenă asupra peștilor se produce prin acoperirea țesutului branhiat cu particule, rezultând tulburări respiratorii. Particulele dure, cu margini ascuțite, pot cauza leziuni la nivelul epiteliului branhiat și a corneei, constituind porți de intrare pentru bacterii și paraziți.

- **Manipularea peștilor ca factor dăunător**

În cazul manipulărilor brutale (pește aruncat, trântit, scăpat pe mesele de sortare, aruncat în apă de la distanță), se pot produce hemoragii branhiale, hemoragii exteriorizate prin echimoze, hematoame subcutanate sau în organele interne. Unele mese de sortare care nu au suprafață netedă, produc peștilor eroziuni și desolziri. Leziuni prin comprimări puternice se produc și în momentul încărcării vaselor de transport cu pești sau în timpul deversării lor în bazin. De asemenea, în timpul pescuitului se produc leziuni și plăgi datorate unor manevrări bruște sau utilizării unor scule de pescuit dure, eventual greșit confecționate.

• Răpitorii ca factori dăunători

Efectele patogene sunt observate la peștii de talie mare, care au reușit să supraviețuiască atacului peștilor carnivori, șerpilor sau păsărilor ihtiofage. Se produc plăgi prin mușcătură, secționări, sfâșieri sau smulgeri la nivelul pielii, înotătoarelor, musculaturii.

Peștii răpitori, ca știuca, șalăul etc, provoacă plăgi simetrice reprezentate de sfârtecări ale pielii și înotătoarelor, solzi smulși pe suprafețe mai mari sau mai mici.

Șerpii de apă determină pe suprafața pielii plăgi superficiale înguste, de 1-2 cm.

Rănila provocate de păsările ihtiofage sunt de obicei simetrice, plasate în regiunea spatelui.

Agenți chimici nocivi

Agenții chimici pot fi introduși în bazinele piscicole prin apa de alimentare, sau de către om. De asemenea pot fi generați de procese fermentative ale materiei organice putrescibile.

Efectul patogen se agravează în cazul când temperatura este crescută și oxigenul dizolvat este scăzut. Agenții chimici pot acționa direct asupra țesuturilor sau pot schimba pH-ul apei determinând moartea peștilor.

Există entități patologice distincte produse de alterarea condițiilor de mediu acvatic, cum ar fi: boala branhiilor produsă de modificările de mediu (engl. *environmental gill disease*), autointoxicația cu amoniu.

Agenți biotici patogeni

Acest tip de agenți se pot împărți în agenți infecțioși și agenți parazitari (de invazie).

Agenții infecțioși sunt reprezentați de bacterii și virusuri. Majoritatea bacteriilor patogene pentru pești fac parte din *Myxobacterii*, *Mycobacterii*, *Pseudomoniacee*.

Virusurile se găsesc în apă sub formă de materie relativ inertă care și păstrează puterea patogenă. Odată ajunși în organism, ei se înmulțesc și produc îmbolnăviri, ca de exemplu viremia de primăvară a crapului produsă de un Rhabdovirus.

Agenții de invazie cuprind paraziți animalii și vegetali.

Paraziții, după modul de localizare se pot asocia în două grupe:

- *ectoparaziți*, când se fixează pe piele, înotătoare, ochi, cavitatea bucală sau pe lamelele branhiale;
- *endoparaziți*, când se localizează în tubul digestiv, organele interne, creier, musculatură, cavitatea abdominală sau sânge.

Alți factori stresanți implicați în bolile peștilor

În afară de factorii ereditari, diminuarea rezistenței peștilor față de anumiți agresori patogeni, se datorează în mare parte mediului înconjurător sau acțiunii antropice.

Deficiențe ale populărilor bazinelor, eleșteelor

În cadrul acestor acțiuni, peștii sunt scoși din apele în care sunt adaptați, sunt transportați și deversați în alte bazine. Aceste acțiuni, executate după iernare, determină o slăbire constituțională a peștilor. Factori stresanți sunt de asemenea și manipulările prelungite, brutale din timpul pescuitului.

Popularea în densități mari duce la întâzieri în creștere, la scăderea rezistenței organice, la creșterea posibilității transmiterii agenților patogeni și respective, apariția de îmbolnăviri.

Deficiențe ale furajării

În special în crescătoriile sistematice, furajarea poate constitui principalul factor de diminuare a rezistenței peștilor față de agresiunea germenilor patogeni.

Dereglarea stării fiziologice are loc când se administrează furaje de slabă calitate, neproporționate și în neconcordanță cu cerințele fiziologice ale speciei. Aceasta se petrece mai ales în păstrăvărie, când în rațiile alimentare intră un procent mare de grăsimi sau de hidrați de carbon și un procent redus de protejine animale.

Atât pentru ciprinide cât și pentru salmoneide, efectul nociv apare atunci când se utili-

zează furaje cu un conținut redus în vitamine, enzime, stimulatori.

Dăunătorii (prădătorii) peștilor

Prin această denumire se definesc vietățile care capturează peștii și îi consumă. Pagubele depind de suprafața bazinului acvatic, densitatea și vârsta peștilor, de numărul prădătorilor și de voracitatea lor.

În general pierderile piscicole sunt generate prin: consumul direct al peștilor și icrelor, traumatismele provocate, transmiterea agenților patogeni (virusuri, bacteria, paraziți).

Se poate face o distincție între speciile de prădători, cum ar fi cei cu sânge cald (mamifere și păsări) și prădătorii cu sânge rece (amfibii, insecte).

4.2. Aspecte anatomopatologice întâlnite la pești

Sub denumirea de procese patologice fundamentale, sunt incluse tulburările metabolismului celular și tisular, tulburările de circulație sanguină și limfatică, procesele de adaptare reactivă și de reconstrucție și tumorile (Paul I., Roberts, J.)

Tulburările metabolismului celular și tisular

Tulburările metabolismului celular și tisular sunt reprezentate, la pești de: atrofie, hipotrofia, distrofie și necroză.

- **Atrofia** sau mai corect *hipotrofia*, reprezintă micșorarea în volum a celulelor, țesuturilor sau organelor, ca o consecință a diminuării activității sau troficității acestora (Paul, I. 1989). Procesul se realizează fie prin scăderea volumului acestor componente (*atrofie simplă* sau de volum) fie prin scăderea numărului acestor componente (*atrofie numerică* sau mai puțin corect denumită *degenerativă*).

Unele atrofii se produc numai în procesul dezvoltării individuale (ontogenie) sau ca urmare a îmbătrânirii, constituind *atrofiile fiziologice* sau *involuțiile*. La limita dintre fiziologic și patologic se situează *atrofiile senile*, care cuprind inițial organele de reproducție, apoi mușchii, oasele și în final sistemul nervos. La pești se cunoaște involuția periodică a glandelor sexuale, (funcție de sezonul de reproducție) ca și involuția acestora în raport cu vârsta înaintată.

Din punct de vedere etiopatogenetic, atrofiile se clasifică în atrofii de compresiune, de inanție, de inactivitate, neuroendocrine și fizico-chimice.

Atrofiile de compresiune se produc din cauze mecanice, respectiv prin compresiunea prelungită a unui țesut sau organ, așa cum se întâmplă în cazul tumorilor, chiștilor parazitari musculari produși de mixosporidii sau metacercari ai pielii (Roberts J.).

Atrofiile de inanție apar în urma insuficiențelor cantitative sau calitative a hranei ingerate sau a tulburărilor de asimilație. Peștii hrăniți timp îndelungat cu o cantitate insuficientă de hrană pot prezenta reducerea masei musculare, respectiv hipomiotrofie până la amiotrofie.

Atrofia de inactivitate nu este întâlnită la pești decât la glandele sexuale, situație ce apare când nu sunt îndeplinite, timp îndelungat, condițiile de reproducere naturală sau mai frecvent cele de reproducere artificială, așa cum se observă în cazul peștilor chinezești aclimatizați în România.

Atrofiile neuroendocrine sunt ca urmare a unor tulburări a troficității nervoase sau a secrețiilor glandelor endocrine. Insuficiența funcțională a glandelor conduce la diminuarea treptată a funcțiilor și respectiv a volumului unor organe.

Atrofiile fizico-chimice se datorează acțiunii prelungite a agenților de acest tip și au ca urmare disfuncții majore în activitatea unor organe esențiale.

- **Hipotrepsia** reprezintă o stare generală de subnutriție, exteriorizată prin subdezvoltare generală. În cadrul ei, se deosebesc hipotrepsiile primare și secundare.

Hipotrepsia primară este rezultatul unor tulburări neuroendocrine care interferează procesele de creștere. Cauza ei la pești poate fi hrănirea necorespunzătoare a reproducătorilor înainte și în timpul perioadei de maturare a gonadelor. Ea se mai poate datora condițiilor zooigienice necorespunzătoare din perioada embrionară (curent de apă neadecvat, apă cu conținut ridicat de clor) și din perioada de alevin (tineret), când hrana nu este ajustată la posibilitățile de hrănire ale puilor.

Hipotrepsia secundară este consecința malabsorbției și maldigestiei intestinale produse de diferite boli. La pești, majoritatea infestațiilor parazitare intestinale produc asemenea tulburări, gravitatea lor depinzând de intensitatea invaziei.

• **Distrofiile**

Prin distrofii sau degenerescențe se înțeleg tulburări ale schimburilor celulare și tisulare caracterizate/cauzate prin insuficiența sau absența unor metaboliți sau apariția unor metaboliți patologici.

Cauzele distrofiilor sunt foarte variate, ele putând fi provocate de diferiți factori fizici, chimici sau biotici, care tulbură echilibrul trofic al țesuturilor. Astfel, pot fi observate distrofii determinate de tulburarea metabolismului substanțelor proteice (distrofii protidice), ale grăsimilor (d. grase sau lipidice), ale hidraților de carbon (d. glucidice), ale mineralelor (d. hidrominerale/minerale) și ale depunerilor pigmentare (d. pigmentare).

Distrofiile protidice întâlnite la pești sunt de mai multe feluri (Roberts J):

- **distrofia granulară** în care în citoplasma celulelor apar granulații rezultate prin precipitarea albuminelor celulare care îi imprimă un aspect tulburat;
- **distrofia vacuolară** (hidropică) ce se caracterizează prin apariția în citoplasmă a numeroase vacuole pline cu un lichid transparent;

- **distrofia mucoasă** în care substanța fundamentală a țesuturilor conjunctive se transformă într-o masă mucoasă și **distrofia mucoasă** (fig. 4.1), caracterizată prin hiperproducție de mucus la suprafața unor epiteliilor ale mucoaselor;
- **distrofia hialină** caracterizată prin apariția în țesuturi și în celule a hialinului, substanță proteică sticloasă, semitransparentă și omogenă;
- **distrofia amiloidă**, caracterizată prin acumularea în țesuturi a unui complex de proteine betaplisate asemănătoare fibroinelor din pânza de păianjen sau din fibrele de mătase.



Fig. 4.1. Sânger, examen branhie. Distrofie mucoasă

Distrofiile lipidice, mai frecvent întâlnite la pești, sunt reprezentate de distrofiile consecutive acțiunii toxinelor microbiene, a diferitor toxine exogene, a tulburărilor circulatorii și a unor curențe alimentare. Se manifestă prin apariția în interiorul celulelor a unei cantități însemnate de lipide sau produși rezultați din dezintegrarea acestora, care pot umple complet interiorul celulelor. Aceste substanțe pot proveni din hrana ingerată, din depozitele existente în organism sau prin transformarea patologică a substanțelor celulare. Din marea diversitate a lipidelor din punct de vedere morfopatologic, prezintă importanță trigliceridele.

Distrofia glicogenetică se manifestă prin creșterea cantității de glicogen în celulele în care acesta se depune în mod normal (ficat, mușchi) sau prin apariția glicogenului în celule lipsite în mod normal de acest metabolit.

Distrofiile minerale sunt determinate de tulburări ale metabolismului diferitelor săruri

minerale, manifestându-se fie prin eliberarea acestora din combinațiile existente în organism, fie prin precipitarea și depunerea lor în țesuturi sau cavitățile naturale. Substanțele minerale mai pot fi solubilizate și eliminate excesiv din organism sau să ducă la apariția unor compuși minerali anormali.

La pești se disting următoarele distrofii minerale, grupate după natura substanțelor minerale al căror metabolism este afectat:

- distrofiile prin tulburarea metabolismului microelementelor, în care datorită deficitului sau excesului apar și distrofii grave;
- guta, în care, ca urmare a excesului de baze purinice din hrană și a tulburării metabolismului acestora, acidul uric și sărurile acestuia se depun în țesuturi.

Distrofiile pigmentare se traduc prin creșterea sau micșorarea cantității de pigmenți din organism, prin apariția de pigmenți în regiuni ale organismului unde nu se găsesc normal sau prin apariția unor noi pigmenți.

Pigmentațiile anormale rezultate în urma tulburărilor de metabolism, în cazul peștilor, se referă în mod particular la cele de melanină încorporate în structura tegumentului. Lipsa acestui pigment determină decolorarea pielii.

Apariția pigmentului melanic în zone în care acesta nu se găsește în mod normal poartă denumirea de *melanoză* și se poate prezenta difuz sau sub formă de pete circumscrise pe tegument sau organele interne.

Pentru aprecierea corectă a pigmentațiilor anormale la pești este necesară cunoașterea pigmentațiilor normale care se pot reduce sau intensifica în funcție de starea fiziologică (perioada de reproducere) sau de hrănire. Acest fenomen este bine cunoscut la salmonide (păstrăv); tehnologic, se apelează procesul denumit *somonizare*, ce constă în accentuarea pigmentațiilor colorate dorsale prin furajare cu pigmenți alimentari adăugați în rețeta de furajare, de tip acantaxantină sau luteină pentru hrana peștilor cu o lună înainte de comercializare, în doze variabile începând cu 8 ppm per kg furaj (Miron et al., 2002).

• *Moartea locală*

Moartea locală este privită actualmente ca un proces celular, organic sau tisular. Moartea celulară locală reține atenția unui grup foarte mare de cercetători care îi acordă interpretări diferite. Se discută astfel despre: moartea celulară programată, apoptoză, necrobioză și necroză, fără să se poată stabili granițe nete între aceste noțiuni. În nici un caz, ele nu sunt sinonime și timpul le va delimita conținutul.

Moartea celulară programată (apoptoza) reprezintă moartea survenită progresiv, după un program genetic bine definit, caracterizat printr-un proces biologic intrinsec de autodistrugere celulară. Ea intervine la mamifere în morfopatogeneza unor organe și țesuturi în cursul dezvoltării embrionare, sau în involuția uterină după gestație, a glandei mamare după lactație sau la pești în involuția și chiar resorbția glandelor sexuale, funcție de evoluția sezonieră a temperaturii mediului ambiant.

Necrobioza sau necroza celulară este un proces pasiv care se produce sub acțiunea factorilor tanatogeni cu citopatogenitate intensă. După o primă fază de tumefiere celulară și nu de contractare ca în apoptoză, celulele se dezagregă cu alterarea profundă a organelor.

Necrozele tisulare sunt foarte variate. După felul în care ele acționează distingem *necroze directe*, rezultate în urma acțiunii directe a agenților patogeni și *necroze indirecte* care rezultă în urma obstruării vaselor sangvine aferente organelor și țesuturilor sau prin dereglarea trofismului nervos al acestora din urmă.

După natura modificărilor survenite distingem în cazul necrozei propriu-zise: **necroza de coagulare** și **necroza de colicvație** (lichefiere).

În necroza de coagulare se observă la început creșterea volumului și a consistenței țesutului sau organului, care capătă în același timp o colorație palidă sau cenușie-gălbuie și un aspect mat.

În necroza de lichefiere (ramolire) are loc o fluidizare a țesuturilor mortificate care în secțiuni histologice apar sub formă de vacuole pline cu lichid. În țesutul nervos poate

apare *ramolimentul cenușiu* (topiri ale substanței nervoase sub forma unei magme gelatinoase). În alte organe, apare *ramolimentul roșu* datorită unei infiltrații hematice ale țesuturilor necrozate, aspect ce apare mai ales în traumatisme sau în fenomenele de migrare a larvelor de paraziți.

La pești se întâlnește necroza umedă și un tip particular de necroză grăsoasă (Roberts, 1978) în pancreasul salmonidelor afectate de necroza pancreatică infecțioasă, cu patogeneză asemănătoare citosteatonecrozei de la mamifere.

Deoarece țesutul necrozat reprezintă un corp străin pentru organism, în jurul său se produce o reacție inflamatorie la nivelul căreia se aglomerează fagocitele. În cazurile când țesutul necrozat nu poate fi resorbit, în jurul său se formează o capsulă de țesut conjunctiv care izolează partea modificată de țesuturile sănătoase înconjurătoare – sechestrație.

În cazul când necroza se produce la nivelul extremităților corpului are loc în final desprinderea părților necrozate (autoamputarea), fenomen frecvent întâlnit la pești în necroza înotătoarelor și a branhiilor (9). În cazul branhiilor, necroza este mai mult datorată tulburărilor vasculare, mai multe informații fiind redată mai jos.

Morfologia tulburărilor de circulație sanguină și limfatică

Tulburările circulației sanguine

Tulburările circulației sanguine pot fi: *generale*, când interesează întreg aparatul cardiovascular și *locale*, când interesează circulația dintr-o anumită regiune a corpului. Principalele modificări ale circulației sângelui cunoscute la pești sunt: hiperemia, ischemia, hemoragia, tromboza și embolia.

Hiperemia locală este denumită și congestie și se traduce prin creșterea masei sanguine la nivelul unui țesut, organ sau regiune. După mecanismul producerii, hiperemia poate fi: activă și pasivă.

În hiperemia activă, creșterea masei sanguine are loc ca urmare a creșterii aportului

de sânge prin arteriole. Se poate produce fiziologic, în timpul efortului, dar poate fi și patologică. Factorii care provoacă hiperemia activă sunt foarte variați, putând fi grupați astfel: de natură fizică (traumatisme), chimică (acizi și baze), biologică (microorganisme patogene).

Macroscopic, țesutul cu hiperemie activă se recunoaște prin colorația roșie mai intensă și prin creșterea masei și a volumului.

Hiperemia pasivă (cianoza) constă în creșterea locală a masei sanguine din țesuturi sau organe, datorită obstruării sau compresiunii căilor sanguine eferente, în condițiile în care aprovizionarea lor cu sânge arterial rămâne normală. În aceste cazuri țesuturile apar colorate în roșu-vânt.

Hiperemia pasivă este urmată de obicei de transvazarea plasmii sanguine care infiltrază țesuturile învecinate sau se acumulează în cavitățile naturale alăturate. Fenomenul are loc frecvent la peștii cu stază venoasă hepatică, ceea ce conduce la acumularea de lichide în cavitatea abdominală, cavitatea orbitală sau la baza solzilor – vezi viremia de primăvară a crapului.

Ischemia

Ischemia se caracterizează prin scăderea masei sanguine dintr-un țesut sau organ prin reducerea afluxului de sânge, ca urmare a obstruării, compresiunii sau constricției arteriolelor sau capilarelor arteriale aferente.

Regiunea afectată devine palidă, se micșorează în volum, iar funcțiile sale se reduc sau chiar încetează complet. Când această acțiune se prelungeste, anemia locală determină atrofie, degenerescențe sau necroze. Necroza rapidă care se instalează ca urmare a obstruării unei artere terminale, poartă denumirea de infarct anemic.

Hemoragia

Este o tulburare a circulației locale caracterizată prin ieșirea sângelui din vase în țesuturi, în marile cavități sau în mediul extern. Patogenetic se deosebesc hemoragiile *per rhexis*, *per diabrosis* și *per diapedesis*.

Hemoragiile *per rhexis* iau naștere prin ruperea vaselor sanguine și după locul unde se produc pot fi cardiace, arteriale, venoase sau capilare.

Hemoragiile *per diabrosis* se produc datorită erodării peretelui vascular și sunt caracteristice pentru infestațiile parazitare, procesele inflamatorii sau tumorale.

Hemoragiile *per diapedesis* reprezintă extravazări sanguine realizate prin mărirea permeabilității vasculare sub acțiunea toxinelor de diverse origini. Aceste hemoragii prezintă aspect general de hemoragii punctiforme numite *purpură* sau *diateză hemoragipară*.

Cele mai cunoscute hemoragii, la pești, sunt exprimate prin acumularea sângelui în grosimea țesuturilor, cu diferite denumiri după dimensiuni și forme (fig.4.2.):

- *echimoze* sau *peteșii*, pentru hemoragiile mici de la suprafața seroaselor, mucoaselor sau ale pielii;
- *sufuziuni*, pentru revărsări hemoragice mai întinse;
- *hematoame* pentru colecțiile hemoragice intratisulare.

Hemoragiile mai puternice sau prelungite, au ca efect apariția în organism a unei serii de tulburări ca: anemie, atrofie, necroze, frecvente în hemoragiile interne care survin la pești în urma traumatismelor sau a vibrațiilor foarte puternice – pescuit prin braconaj.

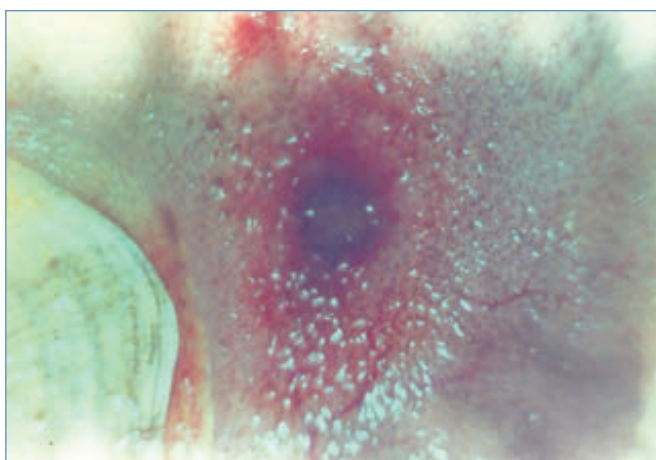


Fig. 4.2. Crap comun; leziune cutanată hemoragico-necrotică, de tip ulcerativ, se observă hemoragia și infiltrația periulcerativă

Tromboza

Tromboza este starea patologică apărută ca urmare a coagulării sângelui în vasele sanguine ale animalelor în viață. Se formează astfel coaguli intravasculari ce poartă denumirea de *trombi*. Tromboza poate fi locală sau generalizată. În acest context, tromboza poate fi o consecință a unor modificări vasculare sau cardiace, a unor tulburări locale ale circulației sanguine, sau a unor tulburări ale factorilor de coagulare a sângelui (128).

Patogenetic, cauzele (diferite infecții) pot provoca fie încetinirea curentului sanguin în anumite zone ale sistemului circulator, fie alterarea pereților vasculari sau modificări ale calității sângelui (compoziție, vâscozitate). Aceste procese se pot asocia și pot duce la formarea trombilor care aderă strâns la pereții vasculari. Astfel, uneori trombii obstruează complet lumenul vascular (trombi obliterateanți), iar alteleori îl obstruează numai parțial (trombi parietali).

Sub influența a diferiți factori (infecții, viteza sângelui) trombii formați pot evolua în sensuri diferite, putând suferi chiar și calcificarea. În cazul excluderii unor infecții, trombii albi pot suferi procese de autoliză și se pot resorbi.

În majoritatea cazurilor, trombii jenează parțial sau complet circulația sanguină, determinând în acest fel hiperemia pasivă, hemoragii, edeme și necroze. Uneori trombii se pot fragmenta, fiind antrenați de curentul sanguin și participând la procesele de embolie.

Embolia

Embolia este procesul patologic în care un corp străin de compoziția normală a sângelui, apărut sau pătruns în torentul sanguin, provoacă obstruarea unor vase de sânge. Acest corp poartă denumirea de **embol** (embolus). El poate fi de origine endogenă reprezentat de fragmente de trombusuri, particule de grăsimi, celule tumorale, și de origine exogenă, reprezentat de bule de gaze, paraziti.

Embolul se oprește de obicei, la nivelul capilarelor pe care le obstruează, determinând întreruperea circulației sanguine în zonele

irigate de aceste vase, necrozarea zonelor respective și tulburări mai ușoare sau mai grave în organism.

Exemple frecvente de embolii grave la pești sunt cele înregistrate în *boala bulelor de gaz* și în infestațiile cu trematodul *Sanguinicola inermis* ce parazitează în marile artere ale organismului.

Tulburările circulației limfatice

Ca și în cazul circulației sanguine, la circulația limfatică, din punct de vedere patologic se distinge *staza limfatică* rezultată în urma obstruării vaselor limfatice, prin compresiune, fie prin tromboză (hialină), fie prin invazia de celule neoplazice. De asemenea, în cazul sistemului limfatic se mai disting cazuri de rupere de vase cu calibru diferit, cunoscute ca *limforagii*.

Ca urmare a stazei limfatice, are loc dilatarea vaselor și în cele din urmă transvazarea lichidului limfatic cu formarea edemelor limfatice.

Edemele

Creșterea cantității de lichid tisular poate interesa țesuturile compacte care apar infiltrate cu exces de lichid, sau poate interesa cavitățile naturale ale organismului (cavitatea abdominală, cavitățile orbitare, foliculii de la baza solzilor). În acest ultim caz, lichidul se acumulează în cavitățile respective rezultând starea de hidropizie.

După aspectul și conținutul în albumine a lichidului acumulat, acesta poate fi:

- *transsudat*, cu aspect clar, opalescent sau ușor gălbui, necoagulabil, cu un conținut de 0,5-3 % albumine;
- *exsudat*, cu aspect tulbure, eventual cu caracter hemoragic, cu conținut ridicat de fibrină, respectiv cu albumine de peste 3% (fig. 4.3).

Cauzele edemelor sunt foarte variate, mai importante pentru pești fiind staza sanguină și limfatică locală, afecțiunile renale sau hepatice, carențele alimentare și inflamațiile.



Fig. 4.3. Coșăș, leziuni de dermatită exsudativ-hemoragică; edem asociat.

În funcție de etiologia lor, se disting mai multe căi de producere a edemelor dintre care se deosebesc: creșterea presiunii hidrostactice până la depășirea presiunii coloid-osmotice, scăderea presiunii coloid-osmotice datorită scăderii concentrației proteinelor plasmatiche, retenția de sodiu în organism.

Țesuturile compacte edemațiate apar mărite în volum și au o consistență păstoasă, de culoare albicioasă sau cianotică, iar pe secțiuni apar lucioase și mai umede decât normal.

În cazul hidropiziei, în cavitățile naturale se acumulează transudate cu nuanță gălbuie. Lichidul acumulat exercită compresiunea organelor învecinate, cu producerea de atrofii.

Morfologia proceselor de adaptare reactivă și de reconstrucție

În cazul tulburărilor locale ale metabolismului tisular și ale circulației sanguine și limfatice, datorită calităților materiei vii, țesuturile mai puțin lezate își recapătă integritatea morfologică și funcțională, în cazul în care acțiunea agentului încetează.

Indiferent de tipul de leziuni, reversibile sau ireversibile, organismele vii au capacitatea să delimiteze sau să compenseze pierderile de substanță din procesele patologice.

Resorbția este fenomenul prin care diferite componente ale organismelor pluricelulare delimitează, absorb, neutralizează, distrug

sau elimină diferite substanțe solide, lichide sau gazoase, pătrunse din afară sau care iau naștere în situații anormale în interiorul lor. Fenomenul resorbției se bazează pe echipamentele enzimaticе celulare și umorale și trebuie deosebit de resorbția fiziologică desfășurată în digestie și excreție.

Resorbția este asigurată de celule capabile să înglobeze substanțe coloidale (*coloidopexie*), alte celule care înglobează lichide (*pinocitoză*), altele care înglobează particule solide inerte sau vii (*fagocitoză*) și altele capabile să înglobeze particule de dimensiuni infime (*microfagocitoză*).

Regenerarea este procesul de înlocuire a țesuturilor sau organelor distruse și refacerea structurilor normale. Regenerarea patologică trebuie diferențiată de regenerarea fiziologică pe care o întâlnim la unele specii de pești la nivelul epidermului, cum ar fi traumatismele pe timpul transportului.

În regenerare sunt parcurse, în condiții speciale, toate etapele histogenezei și organogenezei normale, procesul fiind mai activ la pești comparativ cu vertebratele superioare și mai rapid la tineret decât la exemplarele vârstnice.

Vindecarea plăgilor provocate de agenți traumatici la tegument, mucoase, seroase, viscere, se realizează prin procese complexe care caracterizează fenomenul de cicatrizare, în care elementele conjunctive (celule, fibre și substanță fundamentală) joacă un rol primordial.

Procesul de vindecare a plăgilor începe cu procese de înlăturare a resturilor țesuturilor distruse, după care intervine proliferarea țesuturilor conjunctive sănătoase din jurul plăgii. Pentru fiecare țesut sau organ în parte, vindecarea plăgilor prezintă o serie de particularități.

Datorită capacității de coagulare rapidă a sângelui, plăgile (în special cele tegumentare) la pești se vindecă mai repede comparativ cu vertebratele superioare, dacă peștii sunt ținuți în apă curată și dacă nu intervin infecții secundare, în special cu micetri care complică inevitabil evoluția plăgilor (fig. 4.4).



Fig. 4.4. Crap comun; leziune vindecată (cicatrice) probabil ulcer musculo-cutanat.

Organizarea patologică cuprinde reacțiile care au loc în jurul corpurilor străini persistenți, apărute în organismul viu și care pot fi reprezentate de resturile de țesuturi devitalizate, sau corpi străini pătrunși din mediul ambiant. În urma proceselor proliferative, în jurul corpurilor străini se formează capsule conjunctive sau epiteliale, procese ce duc la izolarea acestora de restul organismului.

Acest fenomen se produce frecvent la pești, în cazul paraziților (forme larvare) ce folosesc peștii ca gazdă intermediară (ex. *Posthodiplostomum cuticola*) (fig. 4.5).



Fig. 4.5. Sânger – hiperpigmenare locală neagră în metacercarioza – Posthodiplostomioza

Adaptarea funcțională este procesul în care, ca urmare a unor cerințe funcționale noi, apar în organismul viu modificări restrânse ale structurilor normale. Situații de adaptări funcționale se întâlnesc în procesul de vindecare al plăgilor cutanate și în cazul eritrocitelor care, în medii deficitare în oxigen, își măresc dimensiunile.

Hipertrofia patologică este una din formele de adaptare patologică în care, ca urmare a hiperfuncției, are loc o mărire a volumului unor organe sau țesuturi prin creșterea volumului componentelor structurale. Fenomenul trebuie deosebit de hipertrofia fiziologică, apărută normal în timpul vieții individului, cum se întâmplă în cazul musculaturii în urma unui efort ritmic. În hipertrofia patologică este vorba de depășirea limitelor fiziologice de solicitare.

Creșterea în volum a unui organ se poate realiza, fie prin creșterea volumului componentelor structurale specifice, fie prin creșterea masei componentelor nespecifice (țesut conjunctivo-vascular). În primul caz este vorba de *hipertrofie adevărată*, iar în cel de al doilea de *hipertrofie falsă*.

Hiperplazia patologică (hipertrofia numerică), este urmarea hiperactivității sau a unor influențe hormonale și reprezintă creșterea volumului organelor prin creșterea numărului de componente structurale. Este întâlnită frecvent la nivelul lamelelor branhiale la peștii afectați de crustaceul *Sinergasillus lieni* (fig.4.6).

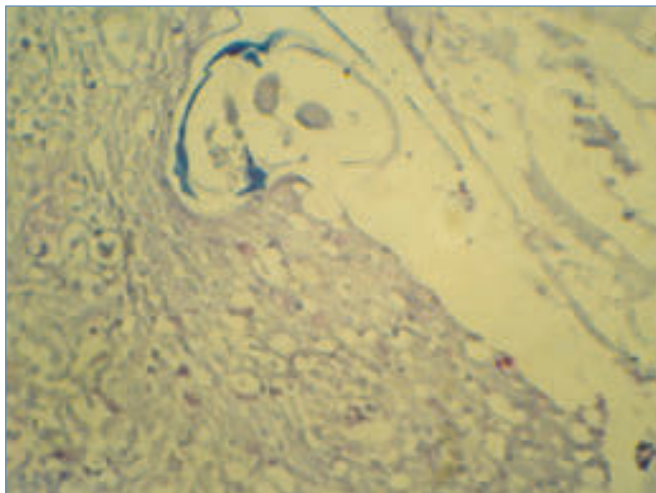


Fig. 4.6. Sânge, branhie – parazitare cu *Sinergasillus lieni*.

Metaplazia se traduce prin transformarea patologică a unui țesut deplin diferențiat, într-un țesut de alt tip; fenomenul are loc la epiteliile și țesuturile conjunctive și este consecința inflamațiilor cronice.

Morfopatologia inflamațiilor

Prin inflamație se înțelege totalitatea reacțiilor locale din țesuturile conjunctive, apărute sub acțiunea unui agent patogen specific sau nespecific. Caracterul acestor modificări este determinat de natura agentului patogen care acționează, de starea fiziologică a organismului precum și de capacitatea de reacție a țesutului lezat. Astfel, inflamația, deși pare un proces local, reflectă și în același timp influențează starea generală a organismului.

Încă din secolele II și III, *Celsus* și apoi *Galenus* au arătat că orice țesut inflammat se recunoaște clinic printr-o serie de simptome principale (semne cardinale): înroșire (*rubor*), tumefiere (*tumor*), temperatură locală ridicată (*calor*), durere (*dolor*) și tulburarea funcțiilor (*functio laesa*). La pești, faza de *calor* este relativă, datorită sistemului de termoreglare specific și contactului direct cu temperatura efectivă a apei.

Toate aceste manifestări au ca bază modificări morfofiziologice ce pot fi repartizate în diferite stadii sau faze ca: faza de alterare, faza de exudație și faza de proliferare.

Faza alterativă se traduce prin degenerescențe și necroze ale elementelor celulare și tisulare, rezultate fie sub acțiunea directă a agenților patogeni, fie în urma tulburărilor circulatorii și metabolice din focarul inflamator. Tulburările metabolice vor duce la modificări în componenta structurală a matricei extracelulare și la modificări ale substanței fundamentale propriu-zise. Aceasta va suferi polimerizări și depolimerizări care vor avea ca efect ruperea legăturilor dintre celule și matricea extracelulară, creșterea permeabilității structurilor și sporirea difuzibilității prin spațiile intercelulare, proces ce se propagă tot mai mult, măbind focarul inflamator.

Faza exsudativă constă în transvazarea unor componente ale sângelui și limfei, din vasele existente în focarul inflamator, în țesuturile sau cavitățile înconjurătoare, ceea ce duce la formarea exsudatului. Se cunoaște că agresiunea unor agenți patogeni asupra capilarelor, produce depolimerizarea membra-

nelor și alte modificări biochimice ce duc la fisuri endoteliale, creându-se astfel condițiile apariției exsudatului.

Un rol deosebit revine și fenomenelor de tromboză, care se instalează relativ precoce în focarul inflamator. Lezionarea endoteliului vascular favorizează fenomenul de trombogeneză.

În dinamica exudației se evidențiază două faze: *faza acelulară*, caracterizată prin migrarea plasmei și *faza celulară*, în care migrează din vase, elementele figurate ale sângelui.

După predominanța diferitelor elemente sanguine, exsudatul poate fi clasificat în: exsudat seros, fibrinos, hemoragic și purulent.

În cazul exsudatului fibrinos, în timpul evoluției procesului apare o rețea de fibrină rezultată prin transformarea fibrinogenului. Fibrina depusă la suprafața mucoaselor și seroaselor, mărește temperatura locală ce acționează defavorabil împotriva unor agenți patogeni specifici.

Hipertermia înregistrată în focarul inflamator sau în întreg organismul, ca rezultat al proceselor de oxidare, a fost pusă în evidență și în cazul peștilor, deși după cum se cunoaște temperatura corpului acestora este dependentă de temperatura mediului acvatic. S-au constatat cazuri de hipertermie generală în care temperatura peștilor măsurată rectal, depășește cu până la 2 °C temperatura normală.

Faza proliferativă reprezintă procesul de reparare a leziunii care se realizează prin multiplicarea celulelor din straturile generatoare ale epiteliilor de acoperire și glandulare, precum și a celulelor din sistemul reticulo-endotelial. Se mai adaugă în plus capacitatea de refacere a substanței fundamentale și fibrilare interstițiale. După tumefierea țesutului mezenchimal are loc hipertrofia și hiperplazia fibroblastelor, histiocitelor, elementelor limfoide și plasmocitare.

Macrofagele realizează fagocitoza substanțelor străine (resturi de țesuturi necrozate, microorganisme) din focarul inflamator, iar limfocitele și plasmocitele participă la formarea și transportul anticorpilor.

Se ajunge în acest mod la limitarea exudației inflamatorii, iar prin înmulțirea fibro-

blastelor și prin înmugurirea ramificațiilor fine ale capilarelor sanguine are loc formarea țesutului de granulație (țesut nou de înlocuire). După câțiva timp, țesutul de granulație degenerază sau cu participarea fibrelor de colagen, realizează cicatrizarea.

Procesul proliferativ stă la baza cicatrizării plăgilor și a regenerării unor țesuturi. Ca urmare a proliferărilor inflamatorii, în jurul corpilor străini se formează capsule de natură conjunctivă, epitelială sau mixtă.

Din punct de vedere al sistemului imunitar, peștii nu au măduvă osoasă și nici limfonoduri. Țesutul limfoid și mieloid este localizat în rinichi, la teleosteeni și sturioni și în ficat la țipar. De asemenea, în peretele tubului digestiv (organele *Leydig*) și timus se regăsesc zone limfocitare dispersate, neorganizate distinct.

Splina este un important organ imunitar în care limfocitele sunt abundente, fiind localizate în jurul vaselor, unde formează uneori noduli limfatici. La pești, în splină și rinichi, se găsesc centri melanomacrofagi care pot fi precursori ai centrilor germinativi limfocitari. Se cunoaște rolul imunitar al acestor centri, ca modulatori ai răspunsului la anitgeni și pentru păstrarea memoriei imunologice.

Rinichiul anterior este un organ hematopoietic major la pești. În rinichiul anterior și cel median se găsește un abundent țesut hematopoietic bogat în fimofoite, granulocite și melanomacrofage. Plasmocitele sunt adesea mai abundente ca în splină, neobservându-se formațiuni nodulare.

Fagocitoza reprezintă un mecanism primordial de apărare la pești, prin intermediul monocitelor și a macrofagelor. Leucocitele granulare la pești sunt reprezentate de heterofile, eozinofile și bazofile și se pare că nu sunt identice cu cele ale mamiferelor (Mainwaring și Rowley, 1985, Roberts, J. 1989). Ellis (1981) înaintează supoziția că heterofilele peștilor acționează distructiv în mediul extracelular prin descărcarea enzimelor hidrolitice și oxidative, în opoziție cu mamiferele la care fagocitoza este intracelulară prin fuziunea lizozom-fagozom. Această situație poate explica faptul de ce la pești infecțiile bacteriene sunt

asociate cu lichefacția hemoragică în opoziție cu supurația, care se observă la mamifere. În acest proces de fagocitoză la pești, este substanțial rolul centrilor melanomacrofagi, a eozinofilelor și trombocitelor (fig. 4.7).



Fig. 4.7. Crap comun – leziune ulcerativă hemoragico-necrotică pe opercul

Tipuri de inflamații

În funcție de natura și acțiunea agentului patogen precum și funcție de receptivitatea gazdei sau a țesutului, evoluția inflamațiilor poate fi: acută, subacută sau cronică. După natura proceselor profunde ce au loc în focarele inflamatorii, la pești se disting șase tipuri de inflamații și anume: inflamația *seroasă*, *fibrinoasă*, *purulentă*, *hemoragică*, *necrotică* și *catarală*. (fig. 4.8)

Inflamațiile seroase la pești se produc fie datorită unor boli date de agenți animați fie sub acțiunea unor agenți fizico-chimici și sunt caracterizate prin edemul inflamator (inflamația tegumentului sub variațiile necorespunzătoare de pH).

Inflamațiile fibrinoase și sero-fibrinoase sunt observate la pești atât la nivelul pielii și branhiilor cât și la nivelul organelor interne (inflamația vezicii gazoase); se caracterizează prin transvazarea plasmiei sanguine și transformarea ulterioară a fibrinogenului în fibrină.

Inflamațiile purulente se caracterizează prin formarea de puroi (amestec de leucocite, secreții, bacterii, resturi celulare) și sunt mai rar întâlnite la pești, probabil din cauza secrețiilor leucolitice ale bacteriilor din mediul acvatic.

Inflamațiile hemoragice sunt cele mai frecvente la pești și sunt de obicei provocate de bacterii și virusuri cu acțiune distructivă asupra capilarelor sanguine (septicemia hemoragică a păstrăvului).

Inflamațiile catarale la pești sunt semnalate în cazul afecțiunilor mucoasei intestinale, caracterizate prin producerea de exsudat în cantitate mare. Astfel de fenomene apar în enteritele bacteriene sau în cele produse de invaziile cu coccidii.

Inflamațiile necrotice se caracterizează prin necroze ale organelor interne sau ale epiteliilor de acoperire, însoțite de obicei de desprinderea țesuturilor necrozate.

Inflamația acută la pești se poate termina prin: rezoluție completă, inflamație cronică sau granulomatoasă.

Rezoluția. Atunci când cauzele inflamației sunt rapid combătute, leziunile constau doar într-o proliferare minimă de suprafață.

Inflamația cronică. În lipsa vindecării, inflamația acută se transformă în inflamație cronică manifestată prin alterarea și proliferarea



Fig. 4.8. Crap comun, eritrodermatită; leziuni cutanate ulcerative în diferite stadii de evoluție

țesuturilor afectate sau marginale. Acest tip de inflamație apare în cazul plăgilor provenite din cauza activităților de pescuit și se caracterizează prin fibroza cronică a țesutului afectat. Pe secțiunea histologică, alături de zone de cicatrizare vechi, se constată puncte de necroză și infiltrații cu exsudat fibrinos asociate cu celule caracteristice zonelor de iritare continuă, respectiv: celule epiteloid, celule gigante, limfocite și plasmocite. (fig. 4.9)



Fig. 4.9. Crap comun, forma cronică a eritrodermatitei

Inflamația granulomatoasă. Există numeroase boli ale peștilor care se caracterizează printr-o inflamație diferită în care procesul de proliferare se transformă progresiv într-o proliferare de tip granulomatos. În aceste cazuri, leziunile au culoare albă-gălbui și consistență cazeoasă sau calcificată. Inflamația granulomatoasă apare la pești în urma infecției cu germeni din genurile *Mycobacterium* sau *Nocardia*. Granulomul la pești, se structurează clasic în două zone: una centrală cu celule necrozate și o zonă periferică sau colagenică. În zona celulară s-a demonstrat prezența celulelor gigante (Timur et al, 1976). Apariția și regresia acestor celule este cronologic dependentă de temperatura mediului ambiant.

Tumori

Tumorile la pești sunt asemănătoare cu cele întâlnite la animalele mari. Au o incidență crescută în anumite zone geografice și la anumite specii de pești, cu evoluții diferite. Astfel, tumorile de genul condromului sau mixomului, apar sub formă sporadică, față de manifestarea epidemică a adenomului hepatic la salmonidele de fermă sau a papiloamelor la anghile sau guvizi.

Unele tipuri de tumori sunt mediate genetic, ca melanomul malign și posibil tumora pseudobranhială a codului, unele tumori ovariene ai unor hibridi ai crapului, tumorile tiroidiene, limfosarcomul, sarcoamele și fibroamele, melanomul la *Xiphophorus*. Hepatomul malign la păstrăvi poate fi generat de intervenția unor lipide cancerigene sau de aflatoxine produse de *Aspergillus flavus*. Etiologia virală este evidențiată la unele epitelioame ale pielii, relativ frecvente la pleuronectide și anghilă ca și papiloamele cutanate. Adenomul tiroidian, frecvent la păstrăvul fântânei se datorește lipsei iodului din apă sau hrană. Black J., 1991 și Grizzle și Goodwin 2004, amintesc despre multitudinea tumorilor întâlnite la pești și despre factorii cauzali sau favorizanți în carcinogeneză la pești.

Formațiunile tumorale apar sub formă de noduli, sub formă papilară (mamelone simple sau ramificate), fungoasă sau arborescentă (pediculate) sau sub formă de chiști uni- sau multiloculari (fig. 4.10).



Fig. 4.10. Crap comun; abdomen dilatat – puncția pune în evidență lichid ușor opalescent, suspiciune tumori intraabdominale

4.3. Diagnosticul

Diagnosticul este rezultatul examinării peștelui și conduce la stabilirea stării de sănătate sau a celei de boală. Diagnosticul pozitiv sau cert rezultă din activitatea concretă de examinare și din interpretarea logică a datelor obținute. Există cazuri când tabloul clinic este incomplet ceea ce conduce la enunțarea unui diagnostic probabil. Stabilirea concretă a cauzei conduce la stabilirea unui diagnostic etiologic – afecțiune bacteriană, intoxicație etc.

În funcție de etapa de evoluție a bolii, se poate preciza diagnosticul evolutiv, sub formă acută, subacută sau cronică. În funcție de metodele utilizate preponderent în examinare, diagnosticul poate fi clinic sau de laborator (paraclic). Diagnosticul de laborator îmbracă forma celui etiologic și poate fi virusologic, bacteriologic, parazitologic, micologic, toxicologic.

În comparație cu celelalte specii de animale examinate atunci când este nevoie, peștii presupun un contact vizibil absent sau redus (peștii de cultură) cu examinatorul și de asemenea realizarea unor tehnici specifice de pescuit pentru examinarea directă. Examinarea se bazează pe anamneză detaliată, examen clinic direct, examen necropsic și examen de laborator.

Anamneza

Presupune obținerea de informații de la proprietarul iazului, de la fermier și, sau de la muncitorul care răspunde de acvatoriul respectiv.

Este important să se folosească un limbaj comun, urmărindu-se de fapt stabilirea unui *dialog*, condus de examinător, cu un limbaj adecvat, fără folosirea unor termeni științifici sau tehnici pe care proprietarul nu-i cunoaște. Interogatoriul clinic nu trebuie să fie un rechizitoriu care are ca scop descoperirea vinovăției îngrijitorului sau proprietarului. Pe de altă parte pot fi folosite întrebări colaterale pentru descoperirea erorilor în exploatarea tehnologică, deoarece există tendința minimalizării sau omiterii acestor greșeli. În acest sens, se au în vedere numai faptele enunțate

și nu părerile personale ale prezentatorului, datele anamnetice obținute fiind verificate pe cât posibil prin examinarea clinică.

Se studiază registrele fermei piscicole, în care sunt notate de obicei date tehnologice, ca: suprafața bazinului, nivelul de apă, temperatura apei, măsurători privind oxigenul solvit, consumul biochimic de oxigen, procese morbide apărute, etc.

Neîntreținerea bazinului (controlul algelor, dezinfecții periodice, lăsarea pe uscat), neîndepărtarea și distrugerea cadavrelor, întreținerea/creșterea peștilor în densitate mare, hrănirea deficitară sau chiar exagerată, constituie frecvente cauze ale îmbolnăvirilor.

Se obțin informații despre alimentarea cu apă (sursă și volum), calitatea acesteia etc. Se notează date despre modificările de comportament ale peștilor, ca apariția și comportamentul la mesele de furajare, mișcările de înot, existența peștilor muribunzi sau a cadavrelor la mal. Un rol important îl prezintă prezența / abundența păsărilor ihtiofage care pot influența decisiv patologia piscicolă, având rolul de gazde definitive în bolile parazitare care domină între celelalte boli ale peștilor crescuți în diferite sisteme în iazuri, heleștee sau alte tipuri de acumulări piscicole.

Interesează numărul, vârsta și specia de pește afectată. În cazul când sunt afectate toate speciile și vârstele, iar peștii înoată agitați la suprafața apei (cu prezența unei mari mortalități), se poate deduce că factorii patogeni sunt diferiți agenți fizico-chimici (scăderea oxigenului dizolvat, pH anormal al apei, existența unor substanțe toxice). Atunci când este afectată o singură specie sau chiar o vârstă cu apariția și creșterea treptată mortalității, se poate conchide că este vorba de o boală specifică (infecțioasă, parazitată).

Mai interesează furajarea și eventuale substanțe tip supliment (vitamine, antiseptice) adăugate în acestea, alte substanțe administrate în masa apei (preparate pe bază de var, tratamente medicamentoase).

Examenul clinic

Examinarea în teren

Presupune observarea (inspecția) directă a peștilor în masa apei sau în năvod, la mal. Se folosesc și date biometrice, aprecierea greutateii și măsurători specifice corporale.

Inspecția

Se apreciază mișcările peștilor; mișcările de înot pot fi exagerate sau apatice. Unele afecțiuni nervoase determină sărituri ale peștilor din apă sau înot în cerc, în spirală – whirling disease, boala înotului în cerc la salmonide produsă de *Myxosoma cerebralis*. Scăderea intensă a oxigenului dizolvat sau bolile însoțite de tulburări respiratorii cel mai adesea asociate cu leziuni branhiale vor determina înot prelungit la suprafața apei; pot înota cu gura deschisă – peștii pipează). Unele boli infecțioase grave cu leziuni hemoragice (anemie) sau afecțiunile traumatice, vor determina înot în poziție laterală.

Se vor aprecia forma și dimensiunile corporale, tonusul și vigoarea mișcărilor, aspectul suprafeței corporale, al înotătoarelor, solzilor, branhiilor și ochilor. Se vor mai aprecia prezența plăgilor, a paraziților macroscopici, a petelor pigmentate, tumori, edeme. La inspecție se pot folosi lupe de mână.

Se efectuează inspecția internă a gurii și cavității branhiale. În cavitatea bucală se urmăresc neoformațiile, infestațiile cu ciuperci sau prezența paraziților.

Branhiile se inspectează în ansamblu prin deschiderea operculului, urmărindu-se coloritul, integritatea, cantitatea de mucus, prezența paraziților și a formațiunilor.

Examenul necropsic

Acest examen începe prin disecția operculului. Apoi, fiecare arc branhial se desprinde cu o foarfecă anatomică, se așează pe o lamă și se examinează la o lupă de mână sau la una stereoscopică. Se pot recolta porțiuni din branhie care se introduc în soluție fixatoare pentru realizarea ulterioară a examenului histopatologic (fig. 4.11).



Fig.4.11. Separarea branhiilor la examenul necropsic

Examenul continuă cu disecția cavității abdominale.

Se așează peștele în decubit lateral drept și cu o foarfecă anatomică sau bisturiu, se realizează o secțiune pe lungimea abdomenului, pornind de la cap (dintre înotătoarele pectorale) până la anus. Din acest punct, secțiunea continuă spre coloana vertebrală și mai apoi paralel cu aceasta până la cap. Se conturează astfel un capac abdominal care se ridică cu o pensă, descoperindu-se masa viscerală.

Se efectuează inspecția de ansamblu a organelor interne, notându-se forma și volumul, poziția și coloritul lor, prezența de paraziți liberi sau închiștați pe organe sau pe pereții cavității abdominale. Atunci când în cavitate se remarcă prezența unui lichid acesta se colectează și se examinează clasic.

În cazul necropsiei unui pește adult se examinează mărimea, consistența și paraziții glandelor sexuale.

Se realizează mai apoi examinarea fiecărui organ în parte, înregistrându-se dimensiunile, consistența, coloritul, vascularizația, neoformațiile, precum și aderențele cu alte organe. Vezicile înotătoare și biliare se secționează, iar conținutul se raclează și se examinează microscopic (fig. 4.12).

Intestinul se derulează și se secționează pe toată lungimea lui. Macroscopic, se examinează conținutul intestinal (identificarea leziunilor intestinale și a nematodelor, cestodelor), după care se raclează diferite porțiuni din mucoasă, pentru examinarea microscopică.



Fig. 4.12. Examenul necropsic la crapul comun, sânger, novac, cosaș, caras – deschiderea cavității abdominale

Rinichiul și ficatul se examinează microscopic prin efectuarea preparatelor tip squash (prin strivire între lamă și lamelă). De asemenea, se pot recolta porțiuni din organe ce se colectează în vase numerotate, în vederea efectuării examenului histopatologic.

Examenul de laborator

În funcție de datele obținute la examenul clinic, se continuă cu examene de laborator ce pot fi reprezentate de examenul parazitologic, bacteriologic, hematologic sau histopatologic. Uneori, se poate realiza și examen imagistic, radiografie sau ecografie.

Examenul parazitologic poate fi realizat și în teren, pe peștele proaspăt, pentru depistarea ectoparaziților sau a endoparaziților.

Pentru identificarea ectoparaziților (ai pielii, înotătoarelor, branhiilor și globilor oculari) examenul parazitologic se efectuează fie direct (preparat nativ lamă-lamelă). Astfel, se examinează raclate de la suprafața pielii, înotătoarelor și a branhiilor sau preparate squash (prin strivire între lamă și lamelă) din branhiile sau din formațiuni patologice (noduli, chiști).

Identificarea endoparaziților s-a realizat prin examinarea directă sau a preparatelor microscopice (de tip squash) din organele interne:

- organe digestive (intestin, ficat, vezica biliară, stomac);

- urinare (rinichi și uretere);
- alte organe ca: vezica înotătoare, splina, creierul, glandele sexuale, etc.

În cazul diagnosticului de la laborator parazitologic, se apelează la tehnici specifice de fixare, colorare a preparatelor.

În funcție de manifestarea stărilor de boală, pentru diagnosticul de laborator se pot colecta și transporta pești vii sau cadavre proaspete (pe gheață).

Peștii vii se ambalează în pungi sau recipiente cu apă curată și cu posibilități de oxigenare. Se atașează o fișă pe care se notează unitatea și bazinul piscicol de unde s-au recoltat peștii, simptomele sau suspiciunea bolii, temperatura apei, densitatea populației piscicole, furajele distribuite, alte manevre tehnologice efectuate în bazin/heleșteu.

Peștii de talie mică se pot fixa într-o soluție de formol 1/4. Pentru examenul histopatologic, de la pești de talie mare se pot recolta fragmente de organe sau țesuturi. Acestea se introduc în recipiente largi cu soluție fixatoare (formol 10% sau soluție Bouin – acid picric, formol și acid acetic glacial).

Probele de sânge se pot recolta în fiole pe anticoagulant sau fără acest tip de substanță (pentru examene biochimice), prin puncția cordului sau a venei codale. În laborator, se pot determina diferiți parametri hematologici, ca și la mamifere. La peștii de apă dulce, crescuți în ferme, numărul de hematii este cuprins între 1 – 3 mil/mm³ și al leucocitelor de 25 000 – 120 000/mm³ sânge.

În general, examinarea microscopică se aplică mucusului de pe corp, branhiilor și organelor. Se poate recurge la examen direct sau pe preparate histologice.

Examenul bacteriologic se face în mod clasic, prin însămânțări pe diferite medii de cultură dacă în urma examenului anatomo-patologic extern și intern au fost observate leziuni caracteristice ale unei infecții. De exemplu, eritrodermatita întâlnită frecvent în patologia peștilor de cultură, este determinată de dezvoltarea unuia sau mai multor bacterii condiționat patogene, după cum urmează: *Aeromonas hydrophila* *Aeromonas*

caviae Aeromonas sobria Pseudomonas aeruginosa Schewanella putrefaciens sau Plesiomonas shigelloides.

Examenul bacteriologic se face prin însămânțare din țesuturile lezionate dar și din organele nelezionate, pe medii specifice. În cazul prezentat, însămânțările au fost făcute din splină, rinichi, hepato-pancreas, branhiile, tegument, din zonele limitrofe țesutului lezionat și nu din centrul plăgii.

Cu ajutorul unei pipete Pasteur sterilă sau cu o ansă sterilă, se înțeapă profund în grosimea organului, de unde se aspiră material patologic, care se depune pe suprafața unui mediu neselectiv (agar TSA, agar nutritiv, agar BHI) și se incubează la 25°C, timp de 24-48 de ore. După efectuarea examenului cultural se face identificarea morfologică prin colorarea Gram, și identificarea biochimică prin însămânțări pe medii biochimice și a utilizării testelor de diagnostic API.

În afara acestor examinări, se mai fac analize chimice și bacteriologice la probele de apă. Din bazinul afectat se iau trei probe de apă și anume de la sursa de alimentare, din mijlocul bazinului și din canalul de evacuare.

Cercetarea biologică a apei se realizează pentru stabilirea indicelui de saprobitate al acesteia. În probele de apă se pot introduce pești care după un anumit interval de timp se transferă în apă curată, urmărindu-se efectul – dacă peștii mor în următoarele două ore, apa prezintă un înalt grad de nocivitate.

Examenul imagistic

Metode imagistice utilizate în examinarea peștilor.

Examenul radiologic poate fi efectuat la pești folosind radiografie directă sau cu ajutorul mijloacelor de contrast (soluție de substanțe de contrast sau aer).

Poziționarea corectă pentru radiografie necesită anestezierea peștilor (MS222-metan-sulfonat de tricaină, ulei de cuișoare – soluție de eugenol) sau/și benzi speciale pentru conținutul peștelui și menținerea acestuia în poziția dorită (se acționează rapid). Poziția se

alege în funcție de regiunea anatomică, precum și de forma corpului peștelui (în formă de fus, plat); poziția poate fi laterală (cel mai frecvent), dorso-ventrală sau ventro-dorsală.

În funcție de mărimea peștelui și de grosimea regiunii corpului de interes, urmează a fi setate valorile parametrilor radiologici și anume tensiunea și intensitatea.

Imaginea radiologică este bidimensională și trebuie interpretată de radiolog ca transmițând imaginea unui corp tridimensional. Examinarea unei imagini bidimensionale pune automat unele probleme precum mărirea și deformarea, modificarea percepției adâncimii și imaginea de însumare datorită suprapunerii plane. Radiografiile analogice clasice (prezentate pe filme radiologice) sunt examinate inițial pe negatoscop de la o distanță de 25-35 cm pentru a vizualiza întreaga imagine și apoi îndeaproape, în zona în care s-au observat modificări.

La examinarea unei radiografii se evaluează următoarele aspecte: încadrarea exactă a zonei anatomice de interes și prezența markerilor sau a altor elemente de identificare, contrastul și netitatea, modificări precum radiotransparența sau radiopacitatea, elementele neobișnuite (corpi străini, mase). Imaginile neobișnuite sunt obținute în procese inflamatorii difuze sau modificări ale dimensiunii sau poziției organului.

Încadrarea anatomică se realizează prin colimarea (colimarea diafragmei) a fasciculului de radiații. Sunt situații în care diagnosticul clinic este unul probabil, iar clinicianul are nevoie de o radiografie a întregului corp, urmată de o a doua radiografie a zonei în care s-au constatat modificări (în prima imagine) cu colimare și ajustare adecvată a specificului. parametrilor de expunere (Vulpe V. și col. 2014).

Contrastul imaginii este dat de totalitatea nuanțelor de gri (de la gri deschis la gri foarte închis), iar netitatea se referă la claritatea imaginii, adică la distingerea liniilor de separare între diverse detalii.

Modificările constatate la radiografie trebuie evaluate clinic și documentate temeinic în registrul sau fișa pacientului: locația și numă-

rul modificărilor, dimensiunea/măsurătorilor, forma și structura, marginile și relația cu organele adiacente și opacitatea/transparența.

Imaginile „digitale” sunt cunoscute sub această denumire pe baza faptului că sunt compuse din cifre care exprimă informații binare (1/0), care sunt la baza proceselor de calcul computerizate. Imaginile digitale sunt vizualizate direct pe un ecran de computer – există afișaje dedicate de înaltă rezoluție disponibile în comerț pentru imagini medicale – acest tip de imagini pot fi supuse unor proceduri de post-procesare. În mod ideal, imaginile digitale ar trebui arhivate – o arhivă digitală conectată la un sistem eficient de înregistrare a imaginilor permite recuperarea rapidă a datelor în diverse context (fig. 4.13-4.16).

Modificările radiologice identificate la pești sunt legate de sistemul osos, cavitatea celomică și organele intraabdominale. Radiografia cu contrast poate fi folosită și în studiile sistemului digestiv, pentru a evidenția stenoza sau obstrucția (Webber Scott și col., 2009).

Radiografia craniului, coloanei vertebrale și înotătoarelor servește la evidențierea modificărilor de direcție și poziție (cifoasă, lordoasă, scolioză, subluxație, luxație, compresie medulară), de continuitate (fracturi), de radiodensitate (osteoliză, osteită, tumori osoase). Cavitatea celomică poate prezenta fluid (ascită) care conduce la o radiopacitate generală crescută (intra-abdominală), uneori conținând bule de gaz care pot proveni din infecții bacteriene; vezica înotătoare este ușor vizibilă pe imagini datorită conținutului gazos. Radiopacitatea poate fi crescută local ca urmare a hipertrofiei de organ sau a tumorilor.

Ecografia (ultrasonografia) este o tehnică imagistică de diagnostic neinvazivă care se bazează pe ecourile cauzate de un fascicul de ultrasunete la trecerea printr-un organ sau un țesut. Ecografia este utilizată în mod regulat în imagistică, medicină internă, chirurgie și obstetrică. Utilizarea sa este larg răspândită datorită inofensivității, accesibilității și mai

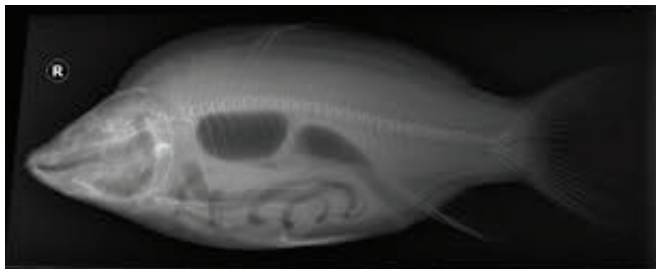


Fig. 4.13. Crap comun, radiografie, poziție laterală. Se observă clar scheletul (inclusiv înotătoarele), branhiile, vezica înotătoare și intestinele care conțin o cantitate moderat crescută de gaz

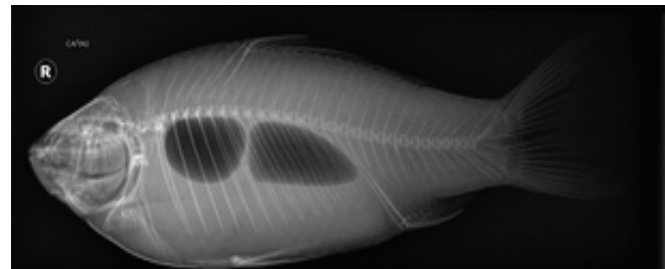


Fig. 4.14. Caras, radiografie, poziție laterală. Se observă clar scheletul (inclusiv înotătoarele), branhiile, vezica înotătoare; intestinele nu sunt vizibile radiologic



Fig. 4.15. Crap comun, radiografie abdomen, poziție laterală. Enterografie (cu mediu de contrast) – se observă sonda intrată în esofag, soluția de contrast se observă în prima parte a intestinului

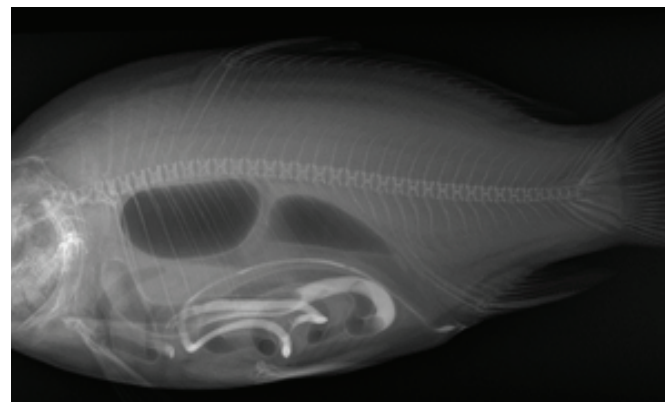


Fig. 4.16. Crap comun radiografie abdomen, poziție laterală. Enterografie (cu mediu de contrast) – soluția de contrast este introdusă pe la nivelul anusului și ajunge în porțiunea mijlocie a intestinului

ales sensibilității sale de diagnostic în bolile organelor țesuturilor moi.

Sunetele sau undele sonore sunt radiații mecanice, motiv pentru care necesită un mediu de propagare. Ultrasunetele sunt sunete cu frecvențe peste pragul de 20.000 Hz, inaudibile de urechea umană. Ultrasunetele sunt emise de cristale (cuart) găzduite în sonda ecografică, care vibrează sub acțiunea curentului electric. Imaginile cu ultrasunete se formează datorită avansării ultrasunetelor generate de sondă prin țesuturi, unde suferă o atenuare treptată la nivel de interfață acustică, prin reflexie, transmisie și refracție. Fenomenul de reflexie determină formarea de ecouri, care în funcție de unghiul lor de reflexie pot reveni la sondă ceea ce conduce la formarea imaginii pe monitor. Un aparat cu ultrasunete este compus dintr-o sondă (transductor), computer și monitor. Există aparate ecografice de dimensiuni reduse (portabile) și altele de dimensiuni mari (folosite în clinici medicale) (fig. 4.17, 4.18). În cadrul unui examen ecografic, un organ este analizat în ceea ce privește forma, numărul, poziția (eco-ana-

tomia), dimensiunile, ecogenitatea și ecostructura.

Ecourile produse de ultrasunete, odata ajunse la sonda, pot fi vizualizate în diverse moduri. Modurile majore sunt: modul A (modul amplitudine), modul B (modul luminozitate), modul B în timp real (modul B dinamic), modul M sau modul TM (modul mișcarea sau în timp), Doppler (pulsat, continuu, color).

Imaginea cu ultrasunete de pe afișaj este compusă din puncte albe, gri sau negre; ficatul este luat ca standard pentru ecogenitate (ecostructură), cu care sunt comparate celelalte organe; astfel se pot întâlni structuri (organe, leziuni) caracterizate prin ecogenitate modificată: hipoecon (aspect gri pe display), hiperecon (alb), anecon sau anecon (negru). Structurile fluidelor sunt anecogene, lipsite de capacitatea de a reflecta ultrasunetele.

Din punct de vedere clinic, ultrasunetele sunt folosite la pești pentru a detecta ascita și prezența de mase/formațiuni în organele interne, pentru a evalua dezvoltarea gonadelor și a ficatului. Practic, un curent conti-



Fig. 4.17. Ecograf portabil



Fig. 4.18. Ecograf utilizat în clinică

nuu de apa trebuie sa treaca prin cavitatea branhiala a pestelui examinat cu ultrasunete, pentru a asigura supravietuirea. În funcție de mărimea peștelui și de adâncimea organului, se pot folosi diverse sonde cu ultrasunete (microconvexe, liniare) cu o marjă de frecvență între 3 și 12 MHz. În funcție de poziția sondei în contact cu peștele, imaginile obținute vor fi în secțiune sagitală sau transversală (N. Novelo, 2012)

Ecografia poate fi aplicată și pe abdomen (fig. 4.19) și pe cord (ecocardiografie), permițând clinicianului să vizualizeze camerele cardiace adecvate (atrium și ventricul) (fig. 20a, 20b) și camerele accesorii (sinus venos, bulb arterial). Modul B este utilizat în examinarea aspectului intern al camerelor (endocard) și valvulelor (sino-atrială, atrio-ventriculară, bulbo-ventriculară, semilunară); modul TM este utilizat pentru aprecierea volumului și contractilității miocardului și a stării de deschidere a valvelor;

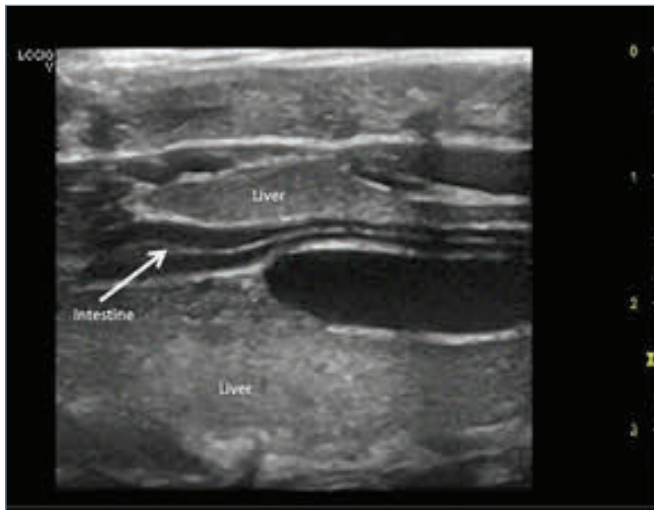


Fig. 4.19. Crap comun, ecografie abdomen; intestine cu pereți stratificați (săgeata), flancat sus și jos de ficat cu o structură ecogenă specific

modul Doppler este utilizat pentru a evalua mișcarea fluxului sanguin, turbulența, viteza fluxului sanguin și presiunea în structurile cardiace (Sande R, 1995). Ecocardiografia poate fi folosită și pentru identificarea vaselor de sânge mari (inclusiv cu modelul Doppler) eventual pentru puncție, respectiv pentru recoltarea sângelui (fig. 4.19).



Fig. 4.20a. Crap comun, ecocardiografie. Sonda este direcționată către cavitatea abdominală, între zonele de inserție a celor două înotătoare pectoral, pentru a identifica cordul



Fig. 4.20b. Crap comun, ecocardiografie. Camerele caridace sunt vizibile (A-atriu, V-ventricul), de asemenea și artera aorta

5 ELEMENTE DE PATOLOGIE PISCICOLĂ

L. Miron, V. Vulpe, Ș. Lazăr, R. Ghiorghiasa, I. Gologan, A. Bostănaru

În acest ghid am descris unele boli întâlnite la peștii din crescătorii din bazinul râului Prut, în perioada de derulare a proiectului transfrontalier finanțat de Uniunea Europeană (Team up for Healthy fish) coordonat de Institutul de Zoologie din Republica Moldova având ca partener Universitatea de Științele Vieții din Iași. Echipele mixte de cercetători din cele două instituții, au efectuat deplasări în teren la ferme piscicole din R. Moldova și România, recoltând probe de material piscicol afectat și probe de apă, care apoi au fost analizate în laboratoarele de specialitate și astfel au rezultat datele prezentate în acest ghid.

Bolile care provoacă îmbolnăviri la peștii de cultură crescuți în sistem intensiv, semi in-

tensiv sau extensiv în acumulări de tip iaz, heleșteu sau lac natural ori antropic, pot avea diferite origini: bacteriene, virale, parazitare, micotice. Ponderea uneia sau alteia dintre aceste afecțiuni, adesea păgubitoare pentru fermieri, depinde de calitatea apei, de factorii de mediu, de prezența/absența unor gazde responsabile de transmiterea bolilor, de manipulările efectivelor prin pescuiri frecvente sau prin furajare carentată în elementele nutritive necesare. În acest capitol, sunt prezentate aspecte întâlnite pe teren, în fermele analizate în cadrul proiectului transfrontalier: „Team up for healthy fish in aquaculture systems of the Prut River basin 2SOFT / 1.2 / 47” desfășurat în perioada 2019-2022.

5.1. Eritrodermatita

Etiologie

Eritrodermatoza este o bacterioză pluri-factorială produsă de bacterii din genul *Aeromonas* la care se pot asocia genurile *Pseudomonas*, *Schewanella* sau *Plesiomonas*. Genul *Aeromonas* cuprinde bacterii Gram negative, cu peste 30 de specii patogene printre care *A. hydrophila*, *A. caviae*, *A. veronii* (biovar. *sobria*) sunt ubicviste în apele dulci.

Epidemiologie

Susceptibili la această bacterioză sunt crapul sălbatic, crapul de crescătorie și hibridii acestuia în diferite stadii de dezvoltare, mai rar crapul sălbatic. Sursa infestării o constituie peștii bolnavi, morți, precum și peștii purtători. În bazinele acvatice agenții cauzali pot fi transmiși prin intermediul apei, peștelui bolnav, sau prin intermediul instrumentarului sau inventarului piscicol.

Tablou clinic

Chiar dacă aeromonadele motile au căpătat notorietatea de a fi patogene pentru pești, aceste bacterii fac parte din flora intestinală normală la peștii sănătoși, iar factorii stresanți sunt cei care declanșează starea de boală, în special pentru peștii termofili, dar nu sunt excluse nici speciile reofile. În eritrodermatită se disting două forme: *forma acută și forma cronică* sau cutanată.

Septicemia acută are evoluție fatală. *Forma acută* este înregistrată primăvara odată cu creșterea temperaturii. Datorită disfuncției sistemului excretor apar acumulări de exudat în diferite regiuni ale corpului, în cavitatea abdominală, țesutul subcutanat. Simptomele caracteristice eritrodermatitei sunt abdomenul balonat, ascita, solzii „zburliți”, vezicule cutanate (la crapul golaș și mai rar la crapul oglindă), leziuni cutanate și eriteme, exoftalmie.

Forma acută durează 2-3 săptămâni iar mortalitatea poate atinge 80-90%. (fig. 5.1).

Caracteristic *formei cronice* sunt ulcerele musculo-cutanate roșii cu margine alb-albăstrui (criteriu de diagnostic important) care se cicatrizează complet spre finele verii. Mortalitatea în forma cronică rareori atinge 30-40% (Ahne W., 2002). Boala este asociată unor semne caracteristice inițiale de ulcere dermice, cu hemoragii focale și inflamații ale dermului și epidermului care apar erodate, apărând și necroze musculare în stadiile cronicizate, care duc spre o infecție de obicei sistemică.

Leziunile mecanice de pe tegumentul și branhiile peștelui constituie porți de infecție. Lipitorile și crustaceele parazite pot transmite agentul cauzal. Protozoarul *Epistylis* este considerat a fi asociat acestei infecții, fiind o specie oportunistă. Inițial s-a crezut că protozoarul este factorul declanșator, dar ulterior s-a demonstrat prin microscopie electronica că *Epistylis* nu are enzyme litice pentru a iniția leziunile ulcerative epidermice (Hazen et.al, 1978b). Încă din 1981, Olivier et al. arată că atât *A. Hydrophyla* cât și *A. sobria* produc enterotoxine, având factori dermonecro-



Fig. 5.1. Forma cronică a eritrodermatitei la crap (foto: Gologan Ion)

tici și hemolizine. Peștii care au trecut prin boală capătă o imunitate relativă.

Analizând macroscopic unele exemplare de crap de cultură din fermele bazinului râului Prut, la examenul anatomo-patologic extern s-au observat leziuni hemoragice cu localizare abdominală și dorso-laterală stângă în apropierea operculului, ulcer cutanat cu lepidortoză locală, franjurari ale înotătoarelor, branhii palide cu zone de necroză (fig. 5.2-5.7) (Miron L. et al., 2022).



Fig. 5.2. Hemoragie cutanată



Fig. 5.3. Hemoragie abdominală punctiformă



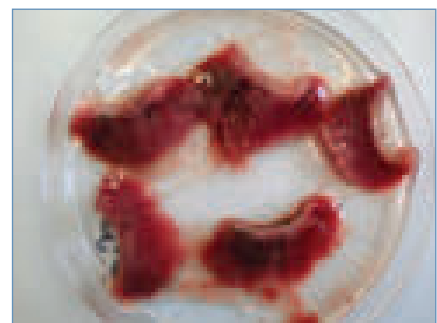
Fig. 5.4. Ulcer cutanat cu lepidortoză locală



Fig. 5.5. Franjurarea înotătoarei anale



Fig. 5.6. Congestie branhială și necroze



La examenul anatomo-patologic intern s-au observat leziuni de hemoragie pericardică, ficatul deschis la culoare și friabil, rinichiul mijlociu este mărit în volum și congestionat.

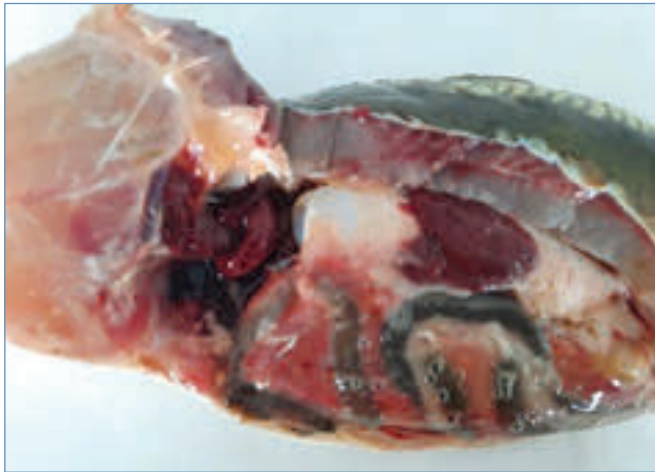


Fig. 5.7. Hemoragia sacului pericardic (Miron L. et al. 2022)

Diagnostic

Diagnosticul s-a stabilit în baza datelor epidemiologice, tabloului clinic, a examenului anatomopatologic, a examenului bacteriologic (izolarea agentului cauzal pe medii de cultură, serotipizarea, broba biologică) și histopatologic.

Diagnosticul bacteriologic. Eritrodermatita ciprinidelor este determinată de dezvoltarea uneia sau mai multor bacterii condiționat patogene: *Aeromonas hydrophila*, *Aeromonas caviae*, *Aeromonas sobria*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Schewanella putrefaciens* sau *Plesiomonas shigelloides*. Examenul bacteriologic a fost efectuat prin însămânțare din țesuturile lezionate dar și din organele nelezionate, pe medii specifice. Însămânțările au fost făcute din splină, rinichi, hepato-pancreas, branhii, tegument, din zonele limitrofe țesutului lezionat și nu din centrul plăgii. Cu ajutorul unei pipete Pasteur sterilă sau cu o ansă sterilă, s-a înțepat profund în grosimea organului, de unde s-a aspirat material patologic, care s-a deșus pe suprafața unui mediu neselectiv (agar TSA, agar nutritiv, agar BHI) iar ulterior s-a incubat la 25°C, timp de 24-48 de ore. După efectuarea examenului cultural a fost făcută identificarea morfologică prin co-

lorarea Gram, și identificarea biochimică prin însămânțări pe medii biochimice și a utilizării testelor de diagnostic API.

Examinarea caracterelor culturale

După expirarea timpului de incubare, plăcile Petri s-au examinat pentru evidențierea coloniilor bacteriene, iar morfologia coloniilor se evaluează cu ajutorul microscopului sau al unei lupe. Se iau în considerare: tipul de colonii, S sau R, diametrul acestora, marginile regulate sau neregulate, pigmentarea, tendința de confluență, convexe sau concave.

Pe agar TSA

Aeromonas spp. – coloniile de tip S rotunde cu diametrul de 2-5 mm, margini regulate, opace, nepigmentate. (fig. 5.8)

Pseudomonas spp. – colonii de tip S, pigmentate ușor în galben, fluorescente, cu tendință de confluență.

Schewanella putrefaciens – formează colonii circulare, contur regulat, convexe cu diametru de 1-4 mm pigmentate în portocaliu. (fig. 5.9.)

Plesiomonas shigelloides – formează colonii netede, opace, lucioase, 1,5 mm în diametru.

Examinarea caracterelor morfologice prin colorarea Gram

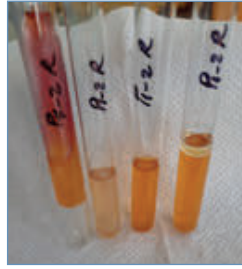
- Bacteriile din genul *Aeromonas* se prezintă sub formă de bacili drepecți sau ușor încurbați sau cocobacili Gram negativi, așezați necaracteristic.
- Bacteriile din genul *Pseudomonas* se prezintă sub formă de bacili sau cocobacili Gram negativi fără așezare caracteristică
- Specia *Plesiomonas shigelloides* – bacterie Gram negativă de 0,8-1 μm.
- Specia *Schewanella putrefaciens* – bacterie Gram negativă sub formă de bacili drepecți sau curbi, de 1,5-4,6 μm lungime și 0,4-1 μm diametru, nesporulați, mobili.

Prezența citocrom oxidazei:

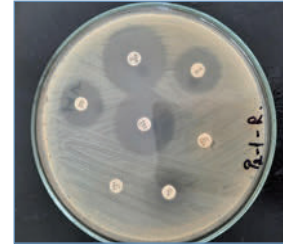
Reacția determină producerea de către bacterii a enzimei citocrom oxidaza. Pentru



Aeromonas sobria – Examen cultural pe TSA/AgN



TSI/MIU/OF



Test API

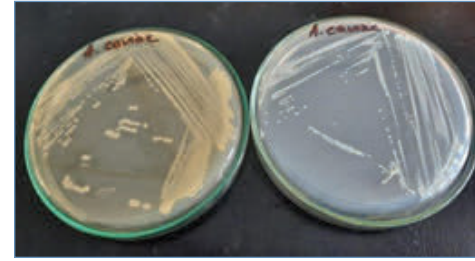


Fig. 5.8. Aeromonas caviae



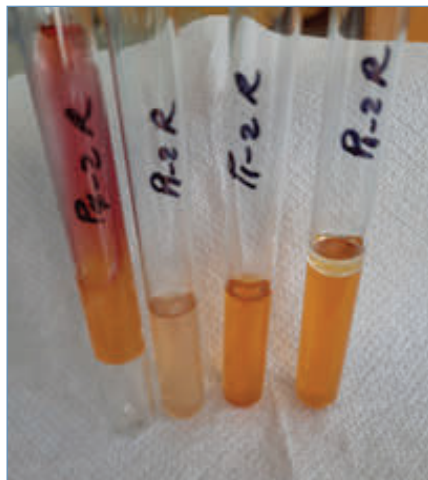
Test API



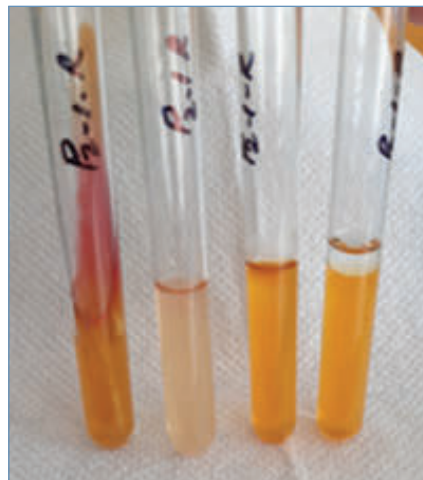
Test API



Fig. 5.9. Schewanella putrefaciens



TSI/ MIU / OF
Aeromonas sobria



TSI/ MIU / OF
Aeromonas caviae



TSI/ MIU / OF
Schewanella putrefaciens

realizarea reacției nu se folosesc anse din metal deoarece pot produce reacții fals pozitive.

S-a preparat ad hoc o soluție pentru reacția oxidazei cu care se impregnează o bucată de hârtie de filtru. Cu ansa din sticlă ori din material plastic se raclează o parte dintr-o colonie bacteriană de 18-24 de ore și se omogenizează pe hârtia de filtru astfel pregătită.

Rezultate:

Bacteriile oxidază pozitive dezvoltă pe hârtia de filtru o culoare albastră purpurie în 5-10 secunde.

Bacteriile oxidază negative nu dezvoltă culoare pe hârtia de filtru.

Testarea mobilității:

Testul se realizează pe medii semi-solide, gata preparate (MIU / mobilitate, indol, urează, MILF / mobilitate, indol, lizin decarboxilaza, fenil alanin dehidrolaza), medii pe care se pot testa mai multe caractere biochimice sau preparate în laborator. Mediile se toarnă în tuburi, se însămânțează în profunzime cu cultura bacteriană și se incubează la temperaturile de 25 °C timp de 24-48 de ore.

Rezultate:

Bacteriile mobile, cresc în toată masa mediului fapt concretizat prin turbiditatea acestuia.

Bacteriile imobile se dezvoltă doar de-a lungul liniei de însămânțare.

Rezultate normale:

Atât bacteriile din genul *Aeromonas* (mezofile), genul *Pseudomonas*, *Schewanella putrefaciens* *Plesiomonas shigelloides* sunt mobile.

Evidențierea caracterelor biochimice:

Testarea tipului de metabolism (metabolizarea glucozei)

S-au luat 2 tuburi din mediul preparat ce conține 10% glucoză, se însămânțează cu cultura de testat, la unul din tuburi s-a acoperit suprafața mediului cu ulei mineral steril, celălalt tub nu se acoperă cu ulei mineral. Se incubează la 25 °C pentru 18-24 h și se citesc rezultatele.

Rezultate:

Metabolism	Tuburi cu ulei mineral	Tuburi fără ulei mineral
Fermentativ	Aciditate cu modificarea culorii mediului în galben cu sau fără gaz	Culoare nemodificată a mediului, fără prezența de gaz
Oxidativ	Culoare nemodificată a mediului, fără prezența de gaz	Aciditate cu modificarea culorii mediului în galben cu sau fără gaz
Mixt	Aciditate cu modificarea culorii mediului în galben cu sau fără gaz	Aciditate cu modificarea culorii mediului în galben cu sau fără gaz
Inactiv	Nicio modificare a culorii mediului	Nicio modificare a culorii mediului

Rezultate normale.

Aeromonas spp. – metabolism fermentativ și oxidativ.

Pseudomonas spp – metabolism oxidativ.

Schewanella putrefaciens – metabolism variabil (oxidativ/inactiv).

Plesiomonas shigelloides – metabolism fermentativ.

Testarea activității față de unele zaharuri

Testarea activității tulpinilor bacteriene față de unele zaharuri dar și testarea altor caractere se realizează pe mediul TSI (triple sugar iron). Este un mediu ce conține ioni de fier, 3 zaharuri în diferite concentrații (un monozaharid= glucoza și două dizaharide= lactoza și zaharoza) și un indicator de pH= roșu fenol.

Mediul turnat în tuburi, este însămânțat cu ajutorul unei anse cu tulpina bacteriană de testat prin înțepare în coloană și prin striere în pantă.

Se incubează tuburile la temperatura de 25 și 37 °C pentru 18, 24 și/sau 48 de ore și se citesc rezultatele.

Microorganismele care utilizează glucoza, vor induce o acidifiere a mediului până la epuizarea substratului, determinând decolorarea în galben în coloana mediului. Bacteriile care utilizează lactoza și/sau zaharoza vor induce aceleași modificări de culoare dar în partea tubului- pH acid.

Dacă bacteriile nu utilizează zaharoza și lactoza, atunci ele degradează proteina (peptona) din substrat cu eliberare de azot care va modifica pH-ul mediului în alcalin, iar culoarea va fi roșie purpurie.

Bacteriile care fermentează glucoza cu producere de gaz, vor determina acumularea de bule de gaz în coloană, iar bacteriile care produc hidrogen sulfurat, compus care reduce sulfatul de fier din mediu în sulfit de fier de culoare neagră, vor produce îngrijirea mediului.

Rezultate:

Rezultate Pantă/coloană	Culoare Pantă/coloană	Interpretare
K/N	Roșie/orange	Glu(-) Lac(-) Zah(-)
K/A	Roșie/galbenă	Glu(+) Lac(-) Zah(-)
A/A	Galbenă/galbenă	Glu(+) Lac(+) Zah(+)
G	Bule de gaz în coloană	Glu(+)/Gaz(+)
H ₂ S	Coloană neagră	H ₂ S(+)

K= alcalin, A= acid, G= gaz, N= inactiv

Rezultate normale:

Gen/specie	Caractere biochimice
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Glu(+)/G(+) Lac(-) Zah(+)
<i>Aeromonas caviae</i>	Glu(+)/G(-) Lac(-) Zah(+)
<i>Aeromonas sobria</i>	Glu(+)/G(+) Lac(-)Zah(+)
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	Glu(+)/G(+) Lac(-) Zah(-)
<i>Schewanella putrefaciens</i>	Glu(-)/G(-) Lac(-) H ₂ S(+)
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	Glu(+)/G(-) Lac(+) H ₂ S(-)

Testarea biochimică cu teste API

Testarea biochimică cu teste API se face cu scopul de a evidenția anumite caractere biochimice și se a identifica tulpina bacteriană. În acest sens se folosește testul API ales în funcție de specia ce urmărește a fi identificată și de confidența testului.

Specia bacteriană	Test
<i>Aeromonas hydrophila</i>	API 20 NE / API 20 E / ID 32 GN
<i>Aeromonas caviae</i>	API 20 NE / API 20 E / ID 32 GN
<i>Aeromonas sobria</i>	API 20 NE / API 20 E / ID 32 GN
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	API 20 NE / API 20 E / ID 32 GN
<i>Shewanella putrefaciens</i>	API 20 E / ID 32 GN
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	API 20 E / ID 32 GN

Identificarea se realizează cu ajutorul profilului numeric de pe fișa de rezultate aferentă testului. Testele sunt trecute separate în grupe de câte trei începând cu al doilea microtub (GLU), fiecare având atribuită câte o valoare (1, 2 sau 4). Sumele valorilor din interiorul fiecărui grup, corespunzătoare reacțiilor pozitive, realizează un profil numeric de 4 cifre. Acest profil, introdus în Lista de profiluri numerice, identifică tulpina testată. Citirea se face cu ajutorul softului APIWEB.

Testarea utilizării carbohidraților, testarea activității gelatinolitice, testul indolului

Această etapă se execută a fost executată prin utilizarea testelor biochimice API pentru identificare.

Rezultate normale:

Gen, specie	lactoza	zaharoza	glucoza/ gaz	arabinoza	manitol	sorbitol	salicina	trehaloza
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Var.	+	+/+	Var.	+	-	Var.	+
<i>Aeromonas caviae</i>	Var.	+	+/-	+	+	-	+	+
<i>Aeromonas sobria</i>	Var.	+	Var.	-	+	-	-	+
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	Var.	-	+/+	-	+	-	-	+
<i>Schewanella putrefaciens</i>	-	-	-/-	-	-	-	-	-
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	-	-	+/-	Var	-	-	+	-

Rezultate normale:

Gen/specie	Gelatinază
<i>Aeromonas hydrophila</i>	+
<i>Aeromonas caviae</i>	+
<i>Aeromonas sobria</i>	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Var.
<i>Schewanella putrefaciens</i>	-
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	-

Gen/specie	Indol
<i>Aeromonas hydrophila</i>	+
<i>Aeromonas caviae</i>	+
<i>Aeromonas sobria</i>	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-
<i>Schewanella putrefaciens</i>	-
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	+

Gen/specie	LDC
<i>Aeromonas hydrophila</i>	+
<i>Aeromonas caviae</i>	-
<i>Aeromonas sobria</i>	+
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-
<i>Schewanella putrefaciens</i>	-
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	+

Gen/specie	4 °C	25 °C	37 °C	41 °C
<i>Aeromonas hydrophila</i>	-	+	+	-
<i>Aeromonas caviae</i>	-	+	+	-
<i>Aeromonas sobria</i>	-	+	+/-	-
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	+	+	-	-
<i>Shewanella putrefaciens</i>	-	+	-	-
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	-	+	+	-

Diferențierea prin creștere la diferite temperaturi de incubare:

Culturile bacteriene pure de cercetat de 18-24 de ore, se însămânțează în tuburi cu mediu nediferențial (TSA) și se incubează la 4 °C, 25 °C, 37 °C și 41 °C.

Examenul histopatologic

La examinarea histopatologică a preparatelor, s-a evidențiat infiltrarea limfohistiocitară a țesutului muscular și congestia lobară (HEA x 20) (Lazăr, 2022) (fig. 5.10.-5.11)

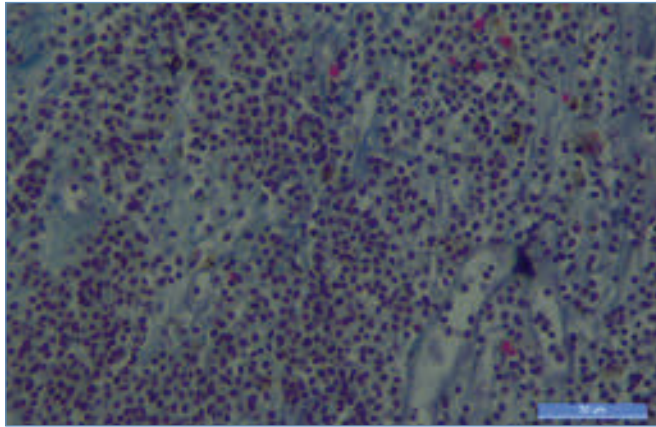


Fig. 5.10. Infiltrație de polimorfonucleare

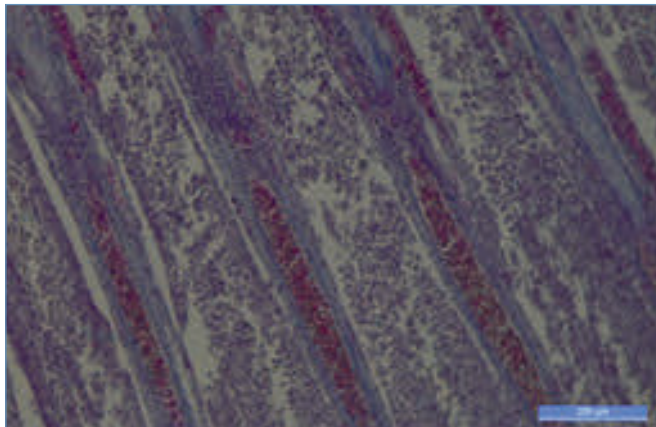


Fig. 5.11. Congestia lobară

Profilaxie și tratament

Unii autori indică tratamentul medicamentos prin distribuirea furajelor amestecate cu levomicetină sau cloramfenicol (0,15-0,25 mg/pește), albastru de metilen (2,0-5,0 mg/pește). Pot fi efectuate băi cu Actomar – B100 (50-100 ml/m³, expoziția – 2 ore). Bazinele acvatice, heleșteiele nefavorabile sunt supuse carantinizării iar peștele bolnav nu este destinat consumului. (Gologan, & Stefan, 2022).

Evident, cea mai bună prevenire împotriva infecției cu *Aeromonas hydrophila* este să nu ai niciodată această boală. Acest lucru poate suna absurd, dar minimizând factorii de stres ai peștilor printr-o manipulare adecvată, niveluri de stocare, nutriție, transport sau dacă

nu sunt manipulați greșit, supraaglomerați, transportați în condiții deficitare de oxigen dintr-un bazin în altul, peștii sunt mult mai puțin sensibili la această boală.

Procedurile de salubritate și filtrare sunt absolut necesare pentru a minimiza șansele apariției bolii. Odată diagnosticată infecția cu *Aeromonas hydrophila* la pești prin teste de diagnostic de laborator adecvate, tratamentul ar trebui să înceapă imediat.

Tratamentul este în prezent limitat la două antibiotice, Terramycin®, o oxitetraciclină în doză de 2,5g/kg pește în hrană, timp de 10 zile și Remet-30®, o sulfonamidă potențată, în doză de 50 mg/kg pește, timp de 5 zile.

Pot apare probleme potențiale asociate cu orice antibiotic care includ doze inadecvate, supradozaj, rezistența la medicamente de către bacterii. Trebuie avută în vedere și contaminarea cu antibiotic a acvatoriului, ca și remanența acestuia la indivizii selectați pentru tratament. Mulți dintre peștii care nu au de fapt simptome ale acestei boli pot fi stresați prin manipulare și astfel crește odată cu aceasta, mortalitatea în efectiv.

Cel mai important fapt pe care ar trebui să-l reținem despre infecția peștilor cu *Aeromonas hydrophila* este că aceasta este o boală zoonotică, adică este o boală care poate fi răspândită de la pești la om și invers. Oamenii sănătoși expuși la această bacterie nu sunt foarte probabil expuși la o formă de boală. Cu toate acestea, se întâmplă accidente, și tăindu-te în timpul eviscerării peștelui afectat sau prin înțeparea într-o aripioară ascuțită în mână, se poate produce infectarea. Persoanele imunodeficiente sau cei imunoincompetenți, cum ar fi cei foarte tineri, bătrânii, sau persoane cu alte boli dermatologice sunt la un nivel de risc ridicat. Igiena personală bună și igienizarea adecvată, sunt proceduri care ar trebui să fie întotdeauna utilizate pentru a preveni expunerea la această boală. Aceste practici includ utilizarea de mănuși la manipularea peștilor afectați, atenție la orice tăietură sau lacerare (oricât de mică) și bandajarea rănilor deschise.

Pentru ca acvacultura să livreze volume semnificativ mai mari de alimente într-o

manieră durabilă, trebuie să se țină seama în mod corespunzător de impactul asupra integrității mediului, asupra sănătății și bunăstării organismelor de crescătorie și asupra sănătății umane. Aici, explorăm producția crescută de acvacultură prin prisma One Health și încercăm să aplicăm un set de măsuri de succes care trebuie încorporate în sustenabilitatea acvaculturii. Oferim un cadru pentru definirea, monitorizarea și prevenirea potențialelor impacturi negative ale producției îmbunătățite și luăm în considerare interacțiunile cu sistemele alimentare de pe uscat. Aceste studii vor folosi pentru strategiile de politică naționale și internaționale pentru a sprijini proiectarea îmbunătățită a sistemului alimentar acvatic, cel puțin pentru entitățile morbide descrise în acest ghid, boli care au fost diagnosticate la peștii din fermele studiate, în perioada de derulare a proiectului.

Bibliografie

- Bertoni G., Brunetti A., Pozzi L., Meomartino L. et al., 2005: *Radiologia Veterinaria*, Idelson-Gnocchi Ed.
- Guguianu Eleonora, Miron Liviu: *Elemente de Ihtio-patologie* - Ed. PIM, 2002
- Hazen, T. C., M. L. Raker, G. W. Esch, and C. B. Fliermans. 1978b. Ultrastructure of red sore lesions on largemouth bass (*Micropterus salmoides*): association of the ciliate *Epistylis* sp. and the bacterium *Aeromonas hydrophila*. *J. Protozool.* 25(3):351-355.
- Munteanu Gabriela, Bogatu D.: *Tratat de ihtio-patologie*. Editura Excelsior Art, 2003, Galați.
- Novelo N.d., Tiersch T. R., 2012. A review of the use of Ultrasonography in Fish Reproduction.
- Olivier, G., R. Lallier, And S. Lariviere. 1981. A toxigenic profile of *Aeromonas hydrophila* and *Aeromonas sobria* isolated from fish. *Can. J. Microbiol.* 27(2):230-232.
- Oprean O. Z., Vulpe V.: *Particularități ale necropsiei la pești*. Lucr. șt. U.S.A.M.V. Iași, 2001, vol. 44(3), 215 – 224.
- Thrall Donald W., 2013: *Textbook of Veterinary Diagnostic Radiology*, 6th edition 2013, Elsevier-Saunders.
- Sande R.D., Poppe T.T., 1995. Diagnostic Ultrasound Examination and Ecocardiography in Atlantic Salmon. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, ECVDI nov. 1995, <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.1995.tb00311.x>
- Stoskopf M.K.: *Fish Histology*, in Stoskopf, M.K.: *Fish Medicine*, Saunders Comp. Philadelphia, 1993, 31-47.
- Vulpe V., Meomartino L. and col., 2014: *Veterinary Radiology – Practical Manual.*, Performantica Ed.
- Webber Scott E. P. Iii, Weisse C., Schwarz T., Innis C. J., Klide A., 2009 – *Anesthesia, diagnostic imaging and surgery of fish*, Compendium (Yardley, PA) 31(2):E1-9.

5.2. Viremia de primăvară a crapului

Boală infecțioasă de origine virală (cu suprainfecție bacteriană) a crapului și altor specii de pești din familia *Cyprinidae* și *Ictaluridae*, caracterizată prin ascită, exoftalmie, diateză hemoragică, degenerescență și necroză a organelor parenchimotoase (fig. 26). Cercetătorul iugoslav N. Fian a descris pentru prima dată această boală (1968). Viremia de primăvară a crapului este o boală contagioasă care evoluează endemic în Europa de peste 50 de ani, 10-15 % din puiet pierzându-se din această cauză. Este o boală sezonieră, care apare la o temperatură a apei iazului cuprinsă între 10-14 °C. Virusul poate fi izolat din sânge, lichidul ascitic, rinichi, ficat, splină, țesut

muscular, encefal. Un titru înalt de virus se află în ficat și rinichi.

Etiologie

Agentul cauzal este un vesiculovirus care conține ARN, din fam. *Rabdoviridae*, cu dimensiunile 90-180x60-90nm. (Carsten E.B.,2010). Peștele este gazdă naturală pentru acest virus. (Alfonso et al., 2016). În afara gazdei, virusul supraviețuiește 6 săptămâni în mîlul de pe fundul iazului dacă apa are 4 °C și doar 4 zile dacă apa are 10 °C. (Ahne, 1976).

La 56°C virusul este inactivat în decurs de 30 min., la pH 12 timp de 10 min., iar la pH 3

timp de două ore. Substanțele cu acțiune oxidativă, detergenții anionici și solvenții lipidici sunt eficienți și inactivează virusul. Alte substanțe care inactivează virusul sunt: formol 3% timp de 5 min., hidroxid de sodiu 2% timp de 10 min., crezol (200 ppm) 20 min. Virusul este rezistent la temperaturile scăzute. La un pH aproape neutru, poate rezista în mediul acvatic la o temperatură de 4°C, un an de zile.

Epidemiologie

Cel mai sensibil este puietul de crap de o vară și cel de două veri. Focarele pot provoca pierderi economice substanțiale la această categorie. Pot fi infectate și specii precum carasul argintiu, sângerul, novacul, cosașul, plătica, babușca, somnul, știuca. În condiții naturale, virusul a fost izolat de la carasul auriu, crapul koi, lin, văduviță, știucă și somnul european. (Basic et al., 2009; Dixon, 2008).



Fig. 5.12. Caras afectat de viremie (Foto Bulat Denis)

Mai susceptibil de boală este pștele de 1 vară, deși toate categoriile de vârstă pot fi afectate. Este o diferențiere a evoluției bolii la diferite specii de pești, statusul imun al acestora fiind foarte important. Crapul comun este cel mai susceptibil.

Focare de boală apar primăvara (rar toamna) la un regim termic al apei de 10-14°C, durează 1-1,5 luni, iar odată cu creșterea temperaturii apei acestea treptat dispar. Factorii favorizanți sunt rezistența scăzută a peștilor după iernare, diverși factori de stress pre-

cum popularea, transferul peștilor în iazurile de hrănire, accidente de transport, prezența unor pesticide în apă, deficiența de oxigen dizolvat, oxidabilitatea crescută, alte condiții de zooigenă defavorabile, realizarea unor tratamente.

Sursele de infecție le constituie peștii bolnavi și cei purtători, peștii morți, iar vectorii apa, echipamentul și uneltele de pescuit, mâl, diverși ectoparaziți (*Lernaea cyprinacea*, *Argulus foliaceus*, *Piscicola geometra*) (Книга М.В., 2010). Stârcul (*Ardea cinerea*) infectat în urma hrănirii cu pești bolnavi, poate regurgita un material în care virusul rezistă două ore. Transmiterea frecventă se realizează prin mișcarea peștilor bolnavi, apa fiind vectorul abiotic cel mai important. Ustensilele de lucru contaminate pot constitui și ele o modalitate de răspândire a virozei. Prezența virusului într-o anumită locație face ferma/iazul greu de eradicat.

Tablou clinic

Viremia de primăvară evoluează *acut și cronic*.

În *forma acută* peștii se adună în zonele mai puțin adânci, înoată în cerc, sunt letargici, își pierd echilibrul, refuză hrana. Simptomele tipice formei acute sunt: zburlirea solzilor difuză sau focală, balonarea abdomenului și acumulare de lichid gălbui în cavitatea abdominală (ascită), hemoragii punctiforme (peteșii) pe abdomen și la baza înotătoarelor pectorale și abdominale, exomftalmie, branhii anemice, hemoragii în globul ocular (fig. 5.13-5.15). La ciprinidele asiatice simptomele formei acute sunt slab pronunțate. Pielea devine rugoasă, întunecată.

În *forma cronică* sunt prezente simptome nespecifice precum: culoare închisă a tegumentului, cahexie, sporadic hemoragii cutanate și în globul ocular (Goodwin AE., 2002). Ficatul și splina sunt mărite, apar zone hemoragice pe ficat, rinichi, inflamații catarale ale intestinului care este golit de conținut, dar cu mucoasa punctiform-hemoragică.



Fig. 5.13-5.15. Leziuni hemoragice la nivelul corpului, operculului și înotătoarei caudale

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza tabloului clinic, anatomopatologic, datelor epidemiologice și a confirmării identității virale prin testul de fluorescență indirectă a anticorpilor IFAT (-indirect fluorescent antibody test), ELISA (Enzyme-linked immunosorbent assay), reacția de neutralizare.

A fost realizată și de către noi, pentru diagnostic prezumptiv și pentru confirmarea bolii prin RT-PCR (reverse-transcription polymerase chain reaction). Izolarea în culturi celulare a virusului este metoda cea mai recomandată, chiar dacă celelalte metode au limite de aplicabilitate.

Pentru PCR (fig. 5.16), după recoltarea materialului biologic au fost izolați indivizii muribunzi sau cei cu leziuni vizibile, exemplarele aparent sănătoase fiind eliberate.

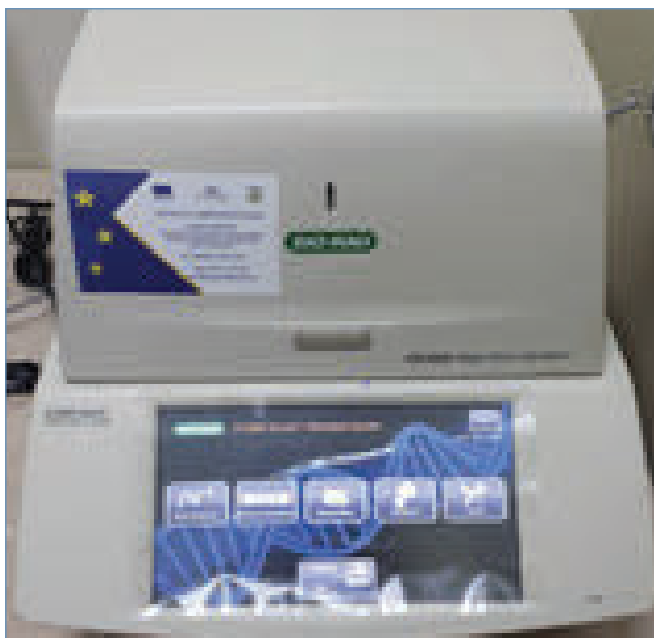


Fig. 5.16. Aparat Real-Time CFX96, BIO-RAD

Au fost recoltate probe de sânge din vena caudală, doar de la peștii care prezentau simptome specifice viremiei de primăvară și aveau vârsta până în 2 ani. Au fost testate prin real-time 10 probe de sânge, toate fiind negative (fig. 5.17 a,b). Pentru diagnosticarea viremiei de primăvară a crapului prin Real time PCR, s-a folosit aparatul CFX96 de la BIO-RAD. Pentru diagnosticul molecular s-a folosit kit-ul „The NZYTech kit for Spring Viremia of Carp Virus (SVCV)”. Kit-ul NZYTech pentru virusul Viiremia de primăvară a crapului (SVCV) este conceput pentru cuantificarea in vitro a genomilor SVCV. Trusa este concepută pentru a avea un profil larg de detectare. În mod specific, primerii reprezintă 100% omologie cu peste 95% secvențe de referință ale bazei de date NCBI, disponibile la momentul proiectării. Dinamica variației genetice înseamnă acea nouă secvență care poate deveni disponibilă după proiectarea inițială. Lyo NZYSupreme One-step RT-qPCR Probe Master Mix (2x) este un amestec de reacție optimizat și extrem de eficient dezvoltat pentru PCR în timp real într-un singur pas.

Profilaxie și tratament

Tratament eficient nu este elaborat. Metodele de prevenție a bolii se rezumă la evitarea contactului peștilor cu agentul patogen și respectarea măsurilor și bunelor practici de igienă. Dacă în bazinele din fermă nu intră pești din alte surse, necontrolați, boala poate fi controlată prin măsuri de igienă severe: tratarea icrelor cu iodofori, dezinfecțiile periodice ale bazinelor/iazurilor, dezinfecția cu diferite substanțe chimice a echipamentelor, înlăturarea la groapa cu var a peștilor morți.

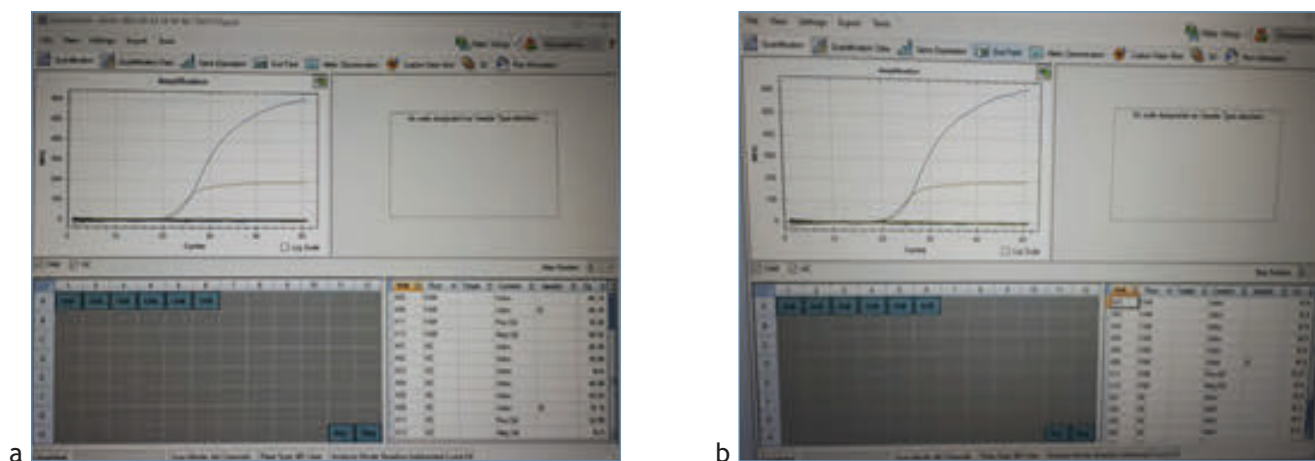


Fig. 5.17. Probele de sânge de la sânger - negative la prezența *Rhabdovirus carpi* - examen PCR

Pentru aceasta este necesară respectarea și menținerea condițiilor optime de creștere, întreținere, evitarea suprapopulării heleștei, neadmiterea traumării peștilor în momentul transportării, popularea cu material piscicol original din gospodării piscicole indemne de boală. (Dixon, 2008).

Bibliografie

1. Afonso, Claudio L.; Amarasinghe, Gaya K.; Bányai, Krisztián; Bào, Yímíng; Basler, Christopher F.; Bavari, Sina; Bejerman, Nicolás; Blasdel, Kim R; Briand, François-Xavier (1 august 2016). „Taxonomia ordinii Mononegavirales: actualizare 2016”. *Arhivele Virologiei*. 161 (8):2351-2360. doi:10.1007/s00705-016-2880-1. ISSN 1432-8798. PMC 4947412. PMID 27216929.
2. Ahne W. (1976). Untersuchungen über die Stabilität des karpfenpathogenen Virusstammes 10/3. *Fisch und Umwelt*, 2, 121-127.
3. Basic A., Schachner O., Bilic I. & Hess M. (2009). Phylogenetic analysis of spring viraemia of carp vi-

rus isolates from Austria indicates the existence of at least two subgroups within genogroup Id. *Dis. aquat. Org.*, 85, 31-40.

4. Carsten E.B. (2010). Ratification vote on taxonomic proposals to the International Committee on Taxonomy of Viruses (2009). *Arch. Virol.*, 155, 133-146.
5. Dăscălescu P., Costea M.: *Manual de diagnostic pentru bolile animalelor acvatice*. Lab. Sanitar Veterinar de Diagnostic, 1995, București.
6. Dixon P.F. & Longshaw C.B. (2005). Assessment of commercial test kits for identification of spring viraemia of carp virus. *Dis. Aquat. Org.*, 67, 25-29.
7. Dixon P.F. (2008). Virus diseases of cyprinids. In: *Fish Diseases*, Vol. 1. Eiras J.C., Segner H., Wahli T. & Kapoor B.G. eds. Science Publishers, Enfield, New Hampshire, USA, 87-184.
8. Lazăr M., Bazele morfologice în maladiile peștilor dulcicoli din amenajările sistematice. Teză de doctorat, 2009, USAMV Iași
9. Roberts R.J.: *Fish pathology*. Balliere Tindall, 2003, London.
10. Stoskopf M.K.: *Clinical Pathology*, in Stoskopf M.K.: *Fish Medicine*, Saunders Comp. Philadelphia, 1993, 113-131.

Link-uri WEB:

Viralzone: Sprivirus

5.3. Branhiomicoza

Etiologie

Agentul etiologic al branhiomicozei este reprezentat de specii de ciuperci aparținând genului *Branchiomyces*. Sunt incriminate două specii, *Branchiomyces sanguinis* și *Branchiomyces demigrans*. Micetul formează hife care se întind în țesutul branhial până la suprafața organului.

Branchiomyces sanguinis parazitează în lumenul vaselor sanguine ale branhiei, la crap și caras. Hifele acestei ciuperci sunt bogat ramificate, neseptate, lungi de 10-15 mm și groase de 8-30 μm. Sporii se formează în interiorul hifelor, au forma sferică și măsoară 5-9 μm în diametru. *Branchiomyces demigrans* dezvoltă spori de 4-10 μm și hife (în diametru) de 16-24 μm.

Epidemiologie

Sursa de boală este reprezentată peștii bolnavi; susceptibile sunt crapul sălbatic, crapul de crescătorie și hibridii acestuia, carasul argintiu, linul, știuca etc. Se pot îmbolnăvi toate categoriile de vârstă dar cel mai sensibil este puietul de o vară și cel de două veri. aceștia elimină secreții și detritusuri din branhiile necrozate iar de aici se eliberează sporii; contaminarea este favorizată de condiții de igienă necorespunzătoare, de contactul peștilor bolnavi cu cei sănătoși, prin intermediul ustensilelor piscicole. Agentul cauzal este prezent în bazinele acvatice naturale și artificiale numai că în bazinele acvatice naturale nu declanșează apariția enzootiilor și epizootilor. Branhiomicoza este înregistrată în bazinele acvatice cu un statut sanitar nefavorabil.

Aparația afecțiunii este în raport cu cantitatea crescută de substanță organică din bazinul piscicol, cu fenomenul de suprapopulare și atunci când temperatura apei (în bazin) depășește valoarea de 20°C. Fungii pot trece din bazinele acvatice nefavorabile în alte bazine acvatice prin intermediul peștelui bolnav sau peștelui trecut prin boală, sau prin apă, contaminarea fiind directă; sporii ajunși

pe branhii generează hife care străpung epitelul branhial și pătrund în vasele sanguine. Dezvoltarea continuă a hifelor conduce la obstruarea lumenului vaselor sanguine favorizând ischemia și necroza locală – clinic se remarcă porțiuni din branhii ce sunt intens afectate – popular-putrezirea branhiilor. Aceste zone se vor complica bacterian sau cu miceli din genul *Saprolegnia*.

Boala evoluează în formă acută, uneori chiar supraacută cu mortalitatea ridicată.

Tablou clinic

Principalul simptom al peștilor este cel de hipoxie, peștii înoată la suprafața apei și în zona surselor de alimentare. La inspecția branhiilor (prin ridicarea operculului) se observă aspectul marmorat al acestora, datorită alternării zonelelor ischemiate/necrozate cu cele normale (care prin compensație au o circulație sanguină mai intensă – congestie) (fig. 5.18). Zonele din branhii ischemiate se necrozează și se desprind; de multe ori branhiile au aspect franjurat. (fig. 5.19)

Datorită acestor leziuni însoțite de hemoragii branhiale și pierdere de țesut, se instalează fenomenul de anemie local (branchială) dar și ca sindrom general. Peștele bolnav nu se hrănește, nu reacționează la stimulii externi, înoată la suprafața apei dar nu înghite aer. În heleșteie moartea poate atinge 50-70% din efectiv. La peștii trecuți prin boală maladia evoluează subacut și cronic.

Prognosticul acestei afecțiuni este grav. Cazurile cu necroze branhiale întinse sunt fatale – mortalitatea poate depăși 40-50%; în formele cu evoluție subacută, pierderile pot fi de până la 30%.

Diagnostic

Se stabilește prin coroborarea datelor examenului clinic cu cel microscopic al raclatului branhial; se poate realiza și examen histopatologic. La examenul clinic, aspectul marmorat



Fig. 5.18. Necroza branhială la crap
(foto: Gologan Ion)

al branhiilor trebuie diferențiat față de alte afecțiuni ca dactilogiroză, infestația branhială cu *Sanguinicola sp* sau intoxicația cu nitriți/amoniac. În infestația cu trematode se observă paraziții ueri mobili între lamelele branhiale, la fel viermele trematod *Sanguinicola* este fixat de branhii iar în intoxicația cu nitriți nu apar anfractuozitățile branhiale descrise.

Profilaxie și tratament

Nu există tratament curativ; exemplarele cu branhiile infestate sucomba, astfel că măsurile de igienă trebuie aplicate riguros: îndepărtarea cadavrelor, arderea sau îngroparea lor, dezinfectarea ustensilelor piscicole, vidarea bazinelor afectate și dezinfectarea cu var nestins, în cantitate de 150-200 kg timp de 2-3 zile cu scopul ridicării pH-ului apei până la 8,0-8,5. Vara, decontaminarea apei cu var nestins se repetă de 2-3 ori. Începând cu luna mai, pe suprafața apei se împrăștie 2-3 kg/ha sulfat de cupru, timp de o lună. Se asigură debitul maxim al apei, se optimizează densitatea peștilor în bazin

Ca măsuri de profilaxie generală trebuie aplicate următoarele:

- reducerea cantității de substanță organică



Fig. 5.19. Anemie branhială și franjurarea branhiei
(foto: Gologan Ion)

- evitarea suprapopulării
- menținerea unui nivel de ridicat de apă în bazine
- intensificarea (primăvara spre vară) a unui curent de apă în vederea scăderii temperaturii și a reducerii masei algale
- examinarea clinică și parazitologică riguroasă în cazul materialului piscicol achiziționat din alte unități.

Bibliografie

1. Abdel-Fattah M.El-Sayed,2020 – Branchiomyces. In The Fungi (third edition), Science direct, <https://www.sciencedirect.com/topics/agricultural-and-biological-sciences/branchiomyces>
2. Munteanu G., Bogatu D., 2008: Tratat de ihtiopatologie, edit. Excelsior Art.
3. Riad H. Khalil, Talaat T. Saad, Talal A. M. Abo Se- lema, Hany M. R. Abdel-Latif, 2015: *Branchiomyces Demigrans* Infection in Farm-Reared Common Carp (*Cyprinus Carpio L.*) and Nile Tilapia (*Oreochromis Niloticus*) at Different Localities in Egypt, With Special Emphasis to the Role of Environmental Stress Factors. International Journal of Innovative Studies in Aquatic Biology and Fisheries, Volume-1 Issue-1, 2015, Page No: 15-23

5.4. Saprolegnioza

Saprolegnia este un gen de mucegaiuri de apă numit „mucegaiul din bumbac” datorită miceliului caracteristic de culoare albă sau gri pe care îl formează pe suprafața peștilor. Taxonomia actuală încadrează genul *Saprolegnia* în ordinul *Saprolegniales*.

Majoritatea speciilor din cadrul genului *Saprolegnia* sunt paraziți oportuniști (Plumb, 1999) care provoacă infecția fungică – saprolegnioză la diferite specii de pești (van West, 2006), amfibieni (Blaustein și colab., 1994), crustacee (Diéguez-Uribeondo și colab., 1994), și alte animale acvatice (Fernandez-Beneitez și colab., 2011).

Saprolegnia, ca majoritatea oomicetelor, este atât saprotrof, cât și necrotrof. Din acest motiv, vom detalia încadrarea taxonomică, fiind un micet periculos pentru toate speciile de ciprinide de cultură, întâlnit și de noi în expedițiile la fermele piscicole, afectând puietul, peștii de toate vârstele și icrele depuse de aceștia. *Saprolegnia* tolerează un interval larg de temperatură, 3-33 °C (37-91 °F), dar este mult mai răspândit la temperaturi mai scăzute. Deși se găsește cel mai frecvent în apă dulce, tolerează, de asemenea, apa salmastră și chiar solul umed.

Etiologie

Încadrare taxonomică:

Regnul: Chromista

Încrângătura: Oomicota

Clasa: Oomicete

Ordinul: Saprolegniales

Familia: Saprolegniaceae

Genul: *Saprolegnia*

Specii: *Saprolegnia aenigmatica*, *Saprolegnia anisospore*, *Saprolegnia anomalies*, *Saprolegnia asterophora*, *Saprolegnia australis*, *Saprolegnia bulbosa*, *Saprolegnia delica*, *Saprolegnia diclina*, *Saprolegnia eccentrica*, *Saprolegnia ferax*, *Saprolegnia cf. ferax*, *Saprolegnia furcate*, *Saprolegnia hypogyna*, *Saprolegnia lapponica*, *Saprolegnia litoralis*, *Saprolegnia*

longicaulis, *Saprolegnia megasperma*, *Saprolegnia milanezii*, *Saprolegnia mixta*, *Saprolegnia monilifera*, *Saprolegnia monoica*, *Saprolegnia multisporea*, *Saprolegnia oliviae*, *Saprolegnia parasitica*, *Saprolegnia polymorpha*, *Saprolegnia racemose*, *Saprolegnia salmonis*, *Saprolegnia semihypogyna*, *Saprolegnia subterranean*, *Saprolegnia terrestris*, *Saprolegnia torulosa*, *Saprolegnia truncate*, *Saprolegnia turfosa*, *Saprolegnia unisporea*

Filamentele de *Saprolegnia* (hifele) sunt lungi, cu capete rotunjite, conținând zoosporii. *Saprolegnia* se extinde în general în colonii formate din una sau mai multe specii. Mai întâi formează o masă de hife individuale, când masa hifelor crește suficient de mare poate fi văzută fără utilizarea unui microscop și este numită miceliu. Coloniile sunt în general de culoare albă, deși pot deveni gri când sunt în prezența bacteriilor sau a altor resturi care s-au prins în miceliu.

Reproducerea

Are un ciclu de viață diploid care include atât reproducerea sexuată, cât și asexuată. În faza asexuată, un spor de *Saprolegnia spp.* eliberează zoospori. În câteva minute, acest zoospor se va enchista, germina și va elibera un alt zoospor. Acest al doilea zoospor are un ciclu mai lung în care are loc cea mai mare parte a dispersării; va continua să enchiseze și să elibereze un nou spor într-un proces numit poliplanetism până când va găsi un substrat adecvat. Când urmează să fie localizat pe un mediu necesar lui, filamentul din jurul sporului se va fixa pe substrat, astfel încât faza de reproducere sexuată să poată începe (fig. 5.20). De asemenea, în această etapă a poliplanetismului, *Saprolegnia* este capabilă să provoace infecție; cele mai patogene specii au niște „cârlige” la capătul filamentelor care le asigură capacitatea infecțioasă.

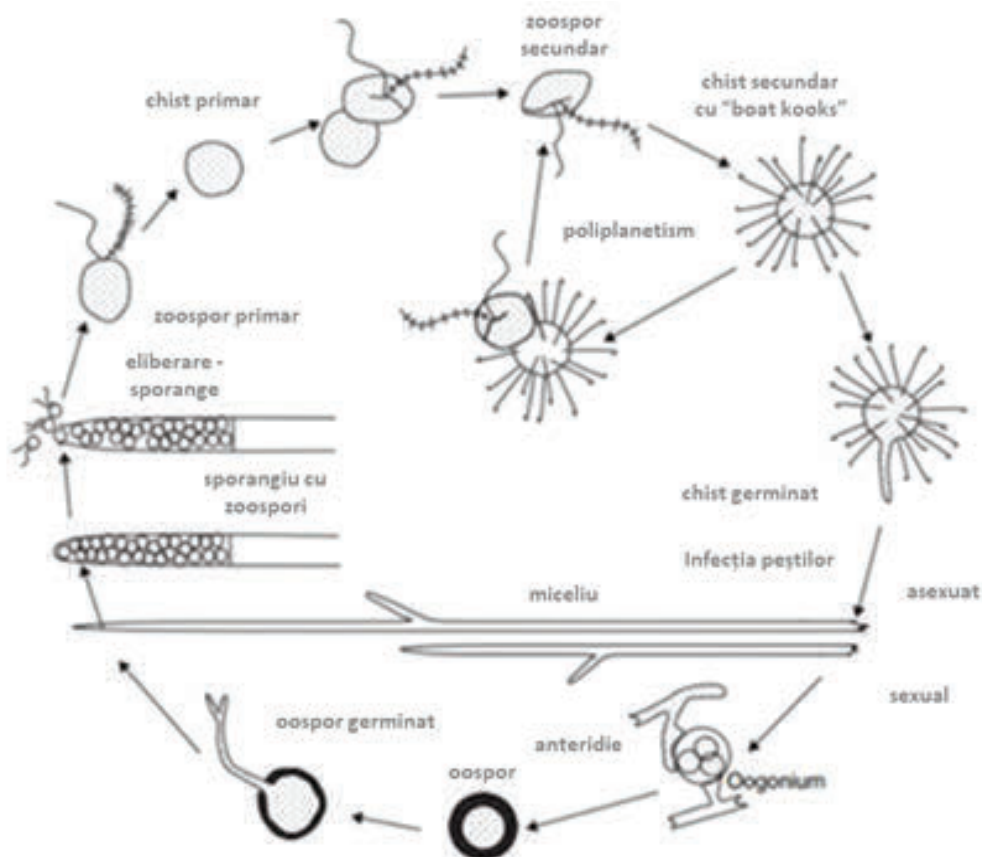


Fig. 5.20. Diagrama schematică a ciclului de viață al speciei *Saprolegnia parasitica* (adaptată după van West, 2006)

Odată atașate ferm, reproducerea sexuată începe cu producția de gametangium masculin și feminin, anteridii și respectiv oogonium. Acestea se unesc și fuzionează împreună prin intermediul tuburilor de fertilizare. Zigotul produs este numit oospor.

Stadiile de viață asexuate ale speciei *S. parasitica* sunt responsabile de saprolegnioză (Andersson și Cerenius 2002; Robertson și colab., 2009). Sporularea este indusă atunci când există o scădere locală a nutrienților, iar sporangii asexuați sunt induși să se formeze pe vârfurile hifelor eliberând biflagelații, mobili și zoosporii primari care se dispersează, în unele cazuri, provocând infecția primară a peștilor gazdă (Torto-Alalibo și colab., 2005; van West 2006; Robertson și colab, 2009). Zoosporii primari se pot închista și pe o gazdă, formând chisturi primare și, ulterior, eliberând lateral zoospori secundari biflagelați, foarte mobili (Torto-Alalibo și colab. 2005; van West 2006; Robertson și colab. 2009). Zoosporii secundari sunt considerați stadiul infecțios al *S.*

parasitica și se vor închista pe peștii gazdă și vor forma chisturi secundare care vor elibera următoarea generație de zoospori biflagelați laterali (Torto-Alalibo și colab. 2005; van West 2006; Robertson și colab. 2009). Formarea generațiilor ulterioare de zoospori secundari este considerată a fi rezultatul unor stimuli nespecifici (de exemplu, mecanici sau fizici) și s-a raportat că are loc timp de până la șase generații, un proces cunoscut sub numele de apariție repetată a zoosporilor (Dieguez-Urbeondo et al. 1994; Torto-Alalibo et al. 2005; van West 2006; Robertson et al. 2009).

Epidemiologie

Saprolegnioza este larg răspândită peste tot în lume, fiind considerată o a doua cauză de îmbolnăvire provocată de fungi la pești, antrenând pierderi economice considerabile în acvacultură (Sun Qi și colab., 2014, Minor K.L., și colab., 2014). Boala este cunoscută de mult timp, dar a fost ținută sub control până în anul 2002, cu ajutorul verdelui de malachit, care

nu a fost niciodată înregistrat ca produs de uz veterinar pentru peștii de consum (Torto-Alalibo et al., 2005; van West 2006; Fugelstad și colab., 2009; Robertson și colab., 2009, Earle G., 2014 și colab.; Sudova E., 2007). În contextul interzicerii la nivel internațional, din anul 2002, a verdelui de malachit pentru utilizare în acvacultură, din cauza efectelor carcinogene, mutagene și toxicologice, infecția cu *Saprolegnia spp.*, este semnalată tot mai frecvent, devenind endemică în multe crescătorii de pești (Earle G., 2014 și colab.; Sudova E., 2007; van West P., 2006).

Saprolegnioză provoacă mari daune și infecții la peștii din acvacultură și fermele piscicole, iar *Saprolegnia parasitica* este recunoscută ca fiind unul dintre cei mai importanți dăunători de oomiceti ai speciilor de somon și păstrăv. Toți peștii din apa dulce pot fi infectați cu *Saprolegnia spp.* Peștii infectați sunt recunoscuți cu ușurință după petele de culoare albă până la cenușie asemănătoare bumbacului de pe tegument și branhiile.

Speciile din genul *Saprolegnia* au fost clasificate în funcție de caracteristicile sexuale și morfologice; cu toate acestea, odată cu caracterizarea moleculară a ADN-ului ribozomal (rADN) s-a demonstrat că *Saprolegnia* este un gen divers din punct de vedere filogenetic (Molina și colab., 1995; Ke și colab., 2009). Din toate speciile din cadrul genului *Saprolegnia*, cele mai potogene sunt reprezentate de *S. diclina*, *S. ferax*, *S. australis* și *S. parasitica* (Molina și colab. 1995; Hussein și colab., 2001; Stueland și colab., 2005; Dieguez-Uribeondo și colab. 2007; Fernandez-Benitez și colab., 2008; Petrisko și colab., 2008; Ke și colab., 2009; Ghiasi și colab., 2010).

S. parasitica afectează puietul de acvacultură și ouăle în incubație (Molina și colab., 1995; van West, 2006; Phillips și colab., 2008). Se estimează că 10% din toți somonul eclozat cedează la saprolegnioză, provocând pierderi financiare majore într-o industrie care reprezintă aproximativ 30% din producția globală de pește pentru consum (Molina și colab., 1995; Murray & Peeler 2005; van West 2006; Fregeneda; Grandes și colab., 2007; Phillips

și colab., 2008). Deși responsabil pentru scăderea populațiilor de pești de acvacultură, *S. parasitica* a fost găsit și în populațiile naturale de salmonide și alte specii de pești de apă dulce și este endemic pentru toate habitatele de apă dulce de pe glob (van West, 2006).

La ouăle de pește, saprolegnioza se caracterizează printr-o creștere abundentă a miceliului pe celule, ducând la moarte, în timp ce la peștii adulți, *S. parasitica* invadează țesuturile epidermice începând cu capul sau aripioarele și răspândindu-se pe întreaga suprafață a corpului (van West 2006).

Mortalitatea extinsă a somonului și păstrăvului migrator în râurile din vestul Europei în anii 1970 și 1980 a fost probabil cauzat în cele din urmă de infecțiile secundare cu *Saprolegnia spp.*

Tabloul clinic

Saprolegnia este în general un agent patogen secundar, deși, în circumstanțe potrivite, poate acționa ca primar. În stadiile incipiente se observă zone periferice de eritem și zone ulcerative cu afectarea musculaturii subiacente (fig. 5.21). Prin necroza pielii, *Saprolegnia spp.* se răspândește pe tegument și branhiile cu o peliculă asemănătoare bumbacului. În această etapă leziunile cutanate sunt de culoare gri sau albă, cu o formă circulară caracteristică sau de semilună (Willoughby, 1989), care se poate dezvolta rapid și poate provoca distrugerea epidermei.

Deși rămâne adesea în straturile epidermice, mușchii nu pare să fie specifici țesuturilor. O infecție cu *Saprolegnia* este de obicei fatală, deși timpul până la moarte variază în funcție de locul inițial al infecției, rata de creștere și capacitatea organismului de a rezista la stresul infecției (Neish și Hughes, 1980; Hussein și colab., 2001; Richards și Pickering, 1978). În cazurile severe, 80% din corp poate fi acoperit.

Odată ce infecția evoluează, urmează letargia și pierderea echilibrului, făcând peștii mai susceptibili la prădare. Cauza reală a morții este cel mai probabil asociată cu dereglarea osmolarității (Gardner, 1974; Hargens

și Perez, 1975). Dificultățile respiratorii pot apărea atunci când infecția este asociată cu afectarea branhiilor (Bruno și Stamps, 1987).

În mod normal, leziunile nu apar la întâmplare, ci sunt localizate inițial în zone specifice asociate cu o leziune mecanică, cu o infecție asociată cu un alt agent patogen (Neish și Hughes, 1980) sau cu diferențe sexuale ale gazdei (White, 1975; Richards și Pickering, 1978).



Fig. 5.21. Ulcere pe tegument și la nivelul înotătoarei caudale la *Carassius auratus gibelio*; Leziune tipică cu hemoragie periferică cauzată de *Saprolegnia spp.*

Locul inițial al infecției poate să nu fie limitat la nivelul tegumentului sau branhiilor și uneori este afectată regiunea olfactivă (Bauer și colab., 1973), care afectează linia laterală și corneea (Leibovitz și Pinello, 1980). Au fost raportate focare cu *S. ferax* cu leziuni la nivelul epitelului intestinal la păstrăvul de pârâu (*Salvelinus fontinalis*) (Agersborg, 1933) puieții de păstrăv curcubeu (Davis și Lazar, 1941), păstrăvul curcubeu, somonul amago (*Oncorhynchus*) (Hatai și Egusa, 1977; Miyazaki și colab., 1977).

Factorii predispozanți

Peștii sunt expuși în mod continuu față de oomicetele potențial patogene și, prin urmare, rezultă că o modificare a unor factori externi sau factori predispozanți care participă la inițierea infecției fungice. Salmonidele sunt susceptibile la saprolegnioză pe tot parcursul etapei de apă dulce a ciclului lor de viață, în special până în timpul smoltificării (Pickering, 1994).

Deși *S. parasitica* poate supraviețui la o salinitate scăzută (Langvad, 1994), nu poate re-

zista apei de mare cu salinitate deplină, prin urmare, infecția este absentă din faza marină la gazdele salmonide anadrome. Saprolegnioză prezintă de asemenea, o sezonabilitate distinctă, și asta variază cu speciile din cadrul genului *Saprolegnia*. De exemplu, infecțiile cu *S. diclina* sunt frecvente în lunile de iarnă (Hughes, 1962), în timp ce *S. ferax* apare predominant primăvara și toamna (Coker, 1923; Hughes, 1962; Klich și Tiffney, 1985).

Factorii de stress, de mediu, calitatea apei, manipularea sau supraaglomerarea, pot duce la creșterea apariției infecțiilor cu oomicete (Bailey, 1984). Focarele anuale de saprolegnioză la păstrăvul brun sălbatic au crescut odată cu creșterea resturilor organice în apă și scăderea debitului (White, 1975). Încărcările organice mari au fost identificate ca o cauză a creșterii infecției cu *S. parasitica* (Toor și colab., 1983). Mai mult, păstrăvul curcubeu expus la niveluri subletale de amoniac și nitriți a crescut importanța economică a bolii.

Diagnosticul diferențial

Nici o altă boală nu are semne clinice care să semene îndeaproape cu aspectul de mucegai dat de saprolegnioză. Cu toate acestea, în stadiile incipiente, odată cu decolorarea pielii, prezența ulcerelor poate fi confundată cu alte boli: protozoarele ciliate ectoparazitare, protozoare flagelate ectoparazite, microsporidioza cutanată, dermocystidium, abraziuni traumatice, micobacterioza, cromomicoza și iritație chimică.

Metode de diagnosticare

Recoltarea și izolarea. O dificultate primară întâlnită când investigarea saprolegniozei peștilor este izolarea agentului patogen. Multe infecții apar la nivelul dermului și pot izolate cu ușurință mai multe specii din aceeași leziune în același timp (Pickering și Willoughby, 1982). Multe specii saprofite pot fi prezente și creșterea lor în cultura poate fi rapidă, mascând astfel speciile primare. Acest lucru este valabil mai ales pentru infecțiile mai vechi, în cazul în care numărul de or-

ganisme saprofite secundare este probabil să fie ridicat (Alderman, 1982). Prin urmare, trebuie evitată prelevarea de probe de pești morți (Willoughby, 1971).

Recoltarea se face de obicei din țesutul afectat (aproximativ 5 mm³). Se recomandă prelucrarea unor probe din țesuturi adânci, pentru a limita contaminarea cu bacterii sau oportuniști.

Fragmentul recoltat se divizează pentru a obține atât material biologic de însămânțat pe medii de cultivare, cât și pentru examenul histopatologic. În acest ultim caz, fragmentul se imersează imediat în soluție de formaldehidă 10%, în vederea fixării.

Examinarea microscopică a prelevatelor pre-tratate cu diverși reactivi/coloranți este un demers obligatoriu în identificare. El poate aduce informații importante despre agentul etiologic și poate ajuta hotărâtor la precizarea precoce a diagnosticului, cu mult înaintea obținerii rezultatelor culturii sau examenului histopatologic.

Din fragmentele biopsice se pregătesc fro-tiuri prin amprentă sau ștergere, care apoi se colorează Gram Gram, Giemsa, Diff-Quik sau cu albastru de metilen 3%.

Cultivarea prelevatelor pe medii dedicate fungilor permite izolarea agentului etiologic și studierea caracterelor morfo-fi-

ziologice în vederea identificării ulterioare. Pentru izolarea fungilor se utilizează mediul de cultură lichid Sabouraud Dextrose Agar (SDA). Creșterea fungică fiind observată prin incubarea acestora timp de 3-5 zile la 20 °C. După izolarea fungilor, toate coloniile de interes sunt examinate macroscopic și microscopic în vederea încadrării taxonomice.

Pentru identificare, lamele sunt preparate din fiecare colonie prin realizarea preparatului extemporaneu cu bandă adezivă într-o picătură de lactofenol plasată pe o lamelă de sticlă și examinate la microscop.

În vederea identificării fungilor se transplantează miceliul obținut pe mediul lichid pe mediul de cultură solid PDA (extract de cartof 12 g/L, dextroză 20 g/L și agar 14 g/L), incubat la 20 °C timp de 3-5 zile cu inspecție zilnică regulată. Din punct de vedere microscopic, se vor avea în vedere aspectul hifelor (septate sau nu), aspectul miceliului (hialin, pigmentat), prezența și morfologia corpurilor fructificanți, modul de producere a sporilor, forma și aspectul acestora, prezența unor structuri particulare (sporange, zoospori, etc.) (Fig. 5.22).

Tratament

Tulpinile virulente de *Saprolegnia parasitica* infectează ouăle, peștii tineri și adulți, ducând la pierderi importante în fermele piscicole din întreaga lume (van West, 2006).



Fig. 5.22. *Saprolegnia* spp.: hife cu diametrul larg fără pereți transversali și un sporangiu (săgeată) care conține zoospori, X 1000.

Verdele de malachit chimic a fost folosit eficient pentru tratamentul saprolegniazei (Willoughby și Roberts, 1992) până când a fost interzis în 2002 de către Statele Unite și alte câteva țări din cauza efectelor sale cancerigene și mutagene la oameni și animale (Srivastava și colab., 2004). Producția de acvacultură crește în fiecare an, iar din cauza lipsei de substanțe chimice adecvate și eficiente pentru controlul saprolegniazei, se observă o reapariție și răspândire a bolii la nivel mondial. Pierderile datorate *S. parasitica* sunt mai mari în fermele piscicole decât în mediile sălbatice, deoarece animalele de crescătorie sunt de obicei ținute în densități mari și expuse la stres constant și la diferite tipuri de poluanți, factori care cresc cu totul riscul de infectare și răspândire a bolii.

Importanța economică a bolii

Micozele peștilor sunt considerate dificil de prevenit și tratat, în special în sistemele intensive de apă dulce și sunt raportate a fi pe locul doi după bolile bacteriene ca importanță economică pentru acvacultură (Meyer, 1991).

Mortalitatea ouălor pot provoca pierderi semnificative, care pot avea un impact economic major. În timpul iernilor severe, unii fermieri au raportat pierderi de până la 50% la somnul de crescătorie.

Controlul saprolegniazei este necesar pentru a asigura o creștere continuă în industria acvaculturii. Pentru o industrie care reprezintă aproximativ 30% din producția globală de pește pentru consum, este important să se continue studiul proceselor care stau la baza saprolegniazei în interacțiunile *S. parasitica* – pește gazdă.

Bibliografie

1. Acar, Ü., İnanan, B. E., Zemheri, F., Kesbiç, O. S., and Yılmaz, S. (2018). Acute exposure to boron in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*): median-lethal concentration (LC50), blood parameters, DNA fragmentation of blood and sperm cells. *Chemosphere* 213, 345-350. doi: 10.1016/j.chemosphere.2018.09.063
2. Ali, S. E., Thoen, E., Evensen, O., and Skaar, I. (2014). Boric acid inhibits germination and colonization of *Saprolegnia* spores in vitro and in vivo. *PLoS One* 9:e91878. doi: 10.1371/journal.pone.0091878
3. Amborabé, B. -E., Fleurat-Lessard, P., Chollet, J. -F., and Roblin, G. (2002). Antifungal effects of salicylic acid and other benzoic acid derivatives towards *Eutypa lata*: structure-activity relationship. *Plant Physiol. Biochem.* 40, 1051-1060. doi: 10.1016/s0981-9428(02)01470-5
4. Ann, P., and Ko, W. (1992). Survey of antibiotic resistance and dependence in *Phytophthora*. *Mycologia* 84, 82-86. doi: 10.2307/3760405
5. Bhardwaj, T., Haque, S., and Somvanshi, P. (2019). Comparative assessment of the therapeutic drug targets of *C. botulinum* ATCC 3502 and *C. difficile* str. 630 using in silico subtractive proteomics approach. *J. Cell. Biochem.* 120, 16160-16184. doi: 10.1002/jcb.28897
6. Bilsland, E., van Vliet, L., Williams, K., Feltham, J., Carrasco, M. P., Fotoran, W. L., et al. (2018). Plasmodium dihydrofolate reductase is a second enzyme target for the antimalarial action of triclosan. *Sci. Rep.* 8:1038. doi: 10.1038/s41598-018-19549-x
7. Biovia, D. S. (2018). „Discovery Studio, 2.5.” Dassault Systèmes San Diego.
8. Blaustein, A. R., Hokit, D. G., O'Hara, R. K., and Holt, R. A. (1994). Pathogenic fungus contributes to amphibian losses in the Pacific northwest. *Biol. Conserv.* 67, 251-254. doi: 10.1016/0006-3207(94)90616-5
9. Bly, J., Quiniou, S., Lawson, L., and Clem, L. (1996). Therapeutic and prophylactic measures for winter saprolegniosis in channel catfish. *Dis. Aquat. Org.* 24, 25-33. doi: 10.3354/dao024025
10. Branson, E. (2002). Efficacy of bronopol against infection of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) with the fungus *Saprolegnia* species. *Vet. Rec.* 151, 539-541. doi: 10.1136/vr.151.18.539
11. Brown, A. E., and Swinburne, T. (1971). Benzoic acid: an antifungal compound formed in Bramley's seedling apple fruits following infection by *Nectria galligena* Bres. *Physiol. Plant Pathol.* 1, 469-475. doi: 10.1016/0048-4059(71)90009-9
12. Bulone, V. (1992). Etude des glycanes pariétaux de *Saprolegnia monoica* et caractérisation biochimique et immunologique de leurs enzymes de synthèse. PhD thesis. Villeurbanne, France: University of Lyon.
13. Bulone, V., and Fèvre, M. (1996). A 34-kilodalton polypeptide is associated with 1,3-beta-glucan synthase activity from the fungus *Saprolegnia monoica*. *FEMS Microbiol. Lett.* 140, 145-150. doi: 10.1111/j.1574-6968.1996.tb08328.x
14. Bulone, V., Girard, V., and Fèvre, M. (1990). Separation and partial purification of 1,3-beta-glucan

- and 1,4-B-Glucan synthases from *Saprolegnia*. *Plant Physiol.* 94, 1748-1755. doi: 10.1104/pp.94.4.1748
15. Cesur, M. F., Siraj, B., Uddin, R., Durmuş, S., and Çakır, T. (2020). Network-based metabolism-centered screening of potential drug targets in *Klebsiella pneumoniae* at genome scale. *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 9:447. doi: 10.3389/fcimb.2019.00447
 16. Dallakyan, S. (2008). PyRx-python prescription v. 0.8. The Scripps Research Institute 2010.
 17. Das, S. K., Murmu, K., Das, A., Shakuntala, I., Das, R. K., Ngachan, S. V., et al. (2012). Studies on the identification and control of pathogen *Saprolegnia* in selected Indian major carp fingerlings at mid hill altitude. *J. Environ. Biol.* 33, 545-549.
 18. Davidse, L. C. (1986). Benzimidazole fungicides: mechanism of action and biological impact. *Annu. Rev. Phytopathol.* 24, 43-65. doi: 10.1146/annurev.py.24.090186.000355
 19. Dhillon, G. S., Kaur, S., Pulicharla, R., Brar, S. K., Cledon, M., Verma, M., et al. (2015). Triclosan: current status, occurrence, environmental risks and bioaccumulation potential. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 12, 5657-5684. doi: 10.3390/ijerph120505657
 20. Diéguez-Uribeondo, J., Cerenius, L., and Söderhäll, K. (1994). *Saprolegnia parasitica* and its virulence on three different species of freshwater crayfish. *Aquaculture* 120, 219-228. doi: 10.1016/0044-8486(94)90080-9
 21. Donovan, M., Schumuke, J. J., Fonzi, W. A., Bonar, S. L., Gheesling-Mullis, K., Jacob, G. S., et al. (2001). Virulence of a phosphoribosylaminoimidazole carboxylase-deficient *Candida albicans* strain in an immunosuppressed murine model of systemic candidiasis. *Infect. Immun.* 69, 2542-2548. doi: 10.1128/IAI.69.4.2542-2548.2001
 22. Dudley, M. N., Levitz, R., Quintiliani, R., Hickingbotham, J., and Nightingale, C. (1984). Pharmacokinetics of trimethoprim and sulfamethoxazole in serum and cerebrospinal fluid of adult patients with normal meninges. *Antimicrob. Agents Chemother.* 26, 811-814. doi: 10.1128/AAC.26.6.811
 23. Efferth, T., Romero, M. R., Wolf, D. G., Stamming, T., Marin, J. J., and Marschall, M. (2008). The antiviral activities of artemisinin and artesunate. *Clin. Infect. Dis.* 47, 804-811. doi: 10.1086/591195
 24. Feder, V., Kmetzsch, L., Staats, C. C., Vidal-Figueiredo, N., Ligabue-Braun, R., Carlini, C. R., et al. (2015). *Cryptococcus gattii* urease as a virulence factor and the relevance of enzymatic activity in cryptococcosis pathogenesis. *FEBS J.* 282, 1406-1418. doi: 10.1111/febs.13229
 25. Fernandez-Beneitez, M. J., Ortiz-Santaliestra, M. E., Lizana, M., and Dieguez-Uribeondo, J. (2011). Differences in susceptibility to *Saprolegnia* infections among embryonic stages of two anuran species. *Oecologia* 165, 819-826. doi: 10.1007/s00442-010-1889-5
 26. Finn, R. D., Coggill, P., Eberhardt, R. Y., Eddy, S. R., Mistry, J., Mitchell, A. L., et al. (2016). The Pfam protein families database: towards a more sustainable future. *Nucleic Acids Res.* 44, D279-D285. doi: 10.1093/nar/gkv1344
 27. Fitton, A., and Goa, K. L. (1991). Azelaic acid: a review of its pharmacological properties and therapeutic efficacy in acne and hyperpigmentary skin disorders. *Drugs* 41, 780-798. doi: 10.2165/00003495-199141050-00007
 28. Flores, S., Montenegro, I., Villena, J., Cuellar, M., Werner, E., Godoy, P., et al. (2016). Synthesis and evaluation of novel oxyalkylated derivatives of 2',4'-dihydroxychalcone as anti-oomycete agents against bronopol resistant strains of *Saprolegnia* sp. *Int. J. Mol. Sci.* 17:1366. doi: 10.3390/ijms17081366
 29. Follmer, C. (2010). Ureases as a target for the treatment of gastric and urinary infections. *J. Clin. Pathol.* 63, 424-430. doi: 10.1136/jcp.2009.072595
 30. Giesecker, C., Serfling, S., and Reimschuessel, R. (2006). Formalin treatment to reduce mortality associated with *Saprolegnia parasitica* in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* 253, 120-129. doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.07.039
 31. Gil-Alonso, S., Jauregizar, N., Canton, E., Eraso, E., and Quindos, G. (2015). In vitro fungicidal activities of anidulafungin, caspofungin, and micafungin against *Candida glabrata*, *Candida bracarensis*, and *Candida nivariensis* evaluated by time-kill studies. *Antimicrob. Agents Chemother.* 59, 3615-3618. doi: 10.1128/AAC.04474-14
 32. Griffith, D. P., Moskowitz, P., and Feldman, S. (1981). „Infection-induced stones: status of clinic trials with Urostat™ (acetoxyamic acid)” in Urolithiasis. eds. L. H. Smith, W. G. Robertson, and B. Finlayson (Boston, MA: Springer), 199-208.
 33. Guerriero, G., Avino, M., Zhou, Q., Fugelstad, J., Clergeot, P. H., and Bulone, V. (2010). Chitin synthases from *Saprolegnia* are involved in tip growth and represent a potential target for anti-oomycete drugs. *PLoS Pathog.* 6:e1001070. doi: 10.1371/journal.ppat.1001070
 34. Hevener, K. E., Yun, M. K., Qi, J., Kerr, I. D., Babagolu, K., Hurdle, J. G., et al. (2010). Structural studies of pterin-based inhibitors of dihydropteroate synthase. *J. Med. Chem.* 53, 166-177. doi: 10.1021/jm900861d
 35. Hoskonen, P., Heikkinen, J., Eskelinen, P., and Pirhonen, J. (2015). Efficacy of clove oil and ethanol against *Saprolegnia* sp. and usability as antifungal agents during incubation of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) eggs. *Aquac. Res.* 46, 581-589. doi: 10.1111/are.12200
 36. Howe, G. E., Gingerich, W. H., Dawson, V. K., and Olson, J. J. (1999). Efficacy of hydrogen peroxide for treating saprolegniasis in channel catfish. *J. Aquat. Anim. Health* 11, 222-230. doi: 10.1577/1548-8667(1999)

37. Hu, K., Ma, R. R., Cheng, J. M., Ye, X., Sun, Q., Yuan, H. L., et al. (2016). Analysis of *Saprolegnia parasitica* transcriptome following treatment with copper sulfate. *PLoS One* 11:e0147445. doi: 10.1371/journal.pone.0147445
38. Illarionova, V., Eisenreich, W., Fischer, M., Haussmann, C., Romisch, W., Richter, G., et al. (2002). Biosynthesis of tetrahydrofolate. Stereochemistry of dihydroneopterin aldolase. *J. Biol. Chem.* 277, 28841-28847. doi: 10.1074/jbc.M204046200
39. Jansen, F. H., Adoubi, I., Comoe, J. C. K., de Cnooder, T., Jansen, N., Tschulakow, A., et al. (2011). First study of oral Artemimol-R in advanced cervical cancer: clinical benefit, tolerability and tumor markers. *Anticancer Res.* 31, 4417-4422.
40. Keller, T. H., Pichota, A., and Yin, Z. (2006). A practical view of 'druggability'. *Curr. Opin. Chem. Biol.* 10, 357-361. doi: 10.1016/j.cbpa.2006.06.014
41. Khodabandeh, S., and Abtahi, B. (2006). Effects of sodium chloride, formalin and iodine on the hatching success of common carp, *Cyprinus carpio*, eggs. *J. Appl. Ichthyol.* 22, 54-56. doi: 10.1111/j.1439-0426.2006.00662.x
42. Laskowski, R. A., and Swindells, M. B. (2011). LigPlot+: multiple ligand-protein interaction diagrams for drug discovery. *J. Chem. Inf. Model.* 51, 2778-2786. doi: 10.1021/ci200227u
43. Lastauskiene, E., Zinkeviciene, A., Girkontaite, I., Kaunietis, A., and Kvedariene, V. (2014). Formic acid and acetic acid induce a programmed cell death in pathogenic *Candida* species. *Curr. Microbiol.* 69, 303-310. doi: 10.1007/s00284-014-0585-9
44. Lee, J. D., Lee, J. Y., Kwack, S. J., Shin, C. Y., Jang, H. J., Kim, H. Y., et al. (2019). Risk assessment of Triclosan, a cosmetic preservative. *Toxicol. Res.* 35, 137-154. doi: 10.5487/TR.2019.35.2.137
45. Lerm, B., Kenyon, C., Schwartz, I. S., Kroukamp, H., de Witt, R., Govender, N. P., et al. (2017). First report of urease activity in the novel systemic fungal pathogen *Emergomyces africanus*: a comparison with the neurotrope *Cryptococcus neoformans*. *FEMS Yeast Res.* 17:fox069. doi: 10.1093/femsyr/fox069
46. Liu, L., Shen, Y. F., Liu, G. L., Ling, F., Liu, X. Y., Hu, K., et al. (2015). Inhibition of dioscin on *Saprolegnia* in vitro. *FEMS Microbiol. Lett.* 362:fmv196. doi: 10.1093/femsle/fmv196
47. Luo, H., Lin, Y., Gao, F., Zhang, C. T., and Zhang, R. (2014). DEG 10, an update of the database of essential genes that includes both protein-coding genes and noncoding genomic elements. *Nucleic Acids Res.* 42, D574-D580. doi: 10.1093/nar/gkt1131
48. Machlis, L. (1953). Growth and nutrition of water molds in the subgenus *Euallomyces*. II. Optimal composition of the minimal medium. *Am. J. Bot.* 40, 450-460. doi: 10.1002/j.1537-2197.1953.tb06505.x
49. Mahmoud, Y. A. (2007). In vitro and in vivo antifungal activity of cetrime (cetyltrimethyl ammonium bromide) against fungal keratitis caused by *Fusarium solani*. *Mycoses* 50, 64-70. doi: 10.1111/j.1439-0507.2006.01313.x
50. Marchand, P. A., Phan, T. M., Straus, D. L., Farmer, B. D., Stüber, A., and Meinelt, T. (2012). Reduction of in vitro growth in *flavobacterium columnare* and *Saprolegnia parasitica* by products containing peracetic acid. *Aquac. Res.* 43, 1861-1866. doi: 10.1111/j.1365-2109.2011.02995.x
51. Marchler-Bauer, A., Bo, Y., Han, L., He, J., Lanczycki, C. J., Lu, S., et al. (2017). CDD/SPARCLE: functional classification of proteins via subfamily domain architectures. *Nucleic Acids Res.* 45, D200-D203. doi: 10.1093/nar/gkw1129
52. Marking, L. L., Rach, J. J., and Schreier, T. M. (1994). American fisheries society evaluation of antifungal agents for fish culture. *Progress. Fish Cult.* 56, 225-231. doi: 10.1577/1548-8640(1994)056<0225:AFSEOA>2.3.CO;2
53. Martin, R. (1968). The effect of malchite green as a fungicide.
54. Matherly, L. H. (2001). Molecular and cellular biology of the human reduced folate carrier. *Prog. Nucleic Acid Res. Mol. Biol.* 67, 131-162. doi: 10.1016/s0079-6603(01)67027-2
55. Mélida, H., Sandoval-Sierra, J. V., Dieguez-Urbeondo, J., and Bulone, V. (2013). Analyses of extracellular carbohydrates in oomycetes unveil the existence of three different cell wall types. *Eukaryot. Cell* 12, 194-203. doi: 10.1128/EC.00288-12
56. Mitchell, A., and Collins, C. (1997). Review of the therapeutic uses of hydrogen.

5.5. Ihtioftirioza

Definiție

Ihtioftirioza, denumită și boala petelor albe sau boala grișului, este produsă de ectoparazitul ciliat *Ichthyophthyrus multifiliis*. Este o parazitoză gravă, care afectează îndeosebi speciile de crap de cultură. Singura specie a genului, ciliatul *Ichthyophthyrus multifiliis* (Fam. *Ichthyophthiriidae*), este cel mai mare dintre protozoare și singurul care se poate

vedea cu ochiul liber. El atinge dimensiuni de 1-1,5 mm, are formă ovală și prezintă cili scurți, dispuși uniform în șiruri, citostomul fiind situat la polul anterior (fig. 5.23). În celulă se găsește un macronucleu în formă de potcoavă și cel puțin un micronucleu sferic. În funcție de temperatură, terontul poate avea unul până la patru micronuclei. (Matthews, 1996).

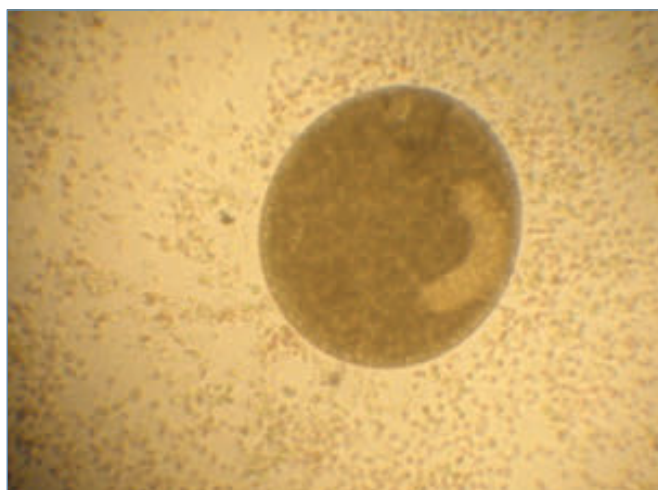


Fig. 5.23a. Trofont de *Ichthyophthyrus multifiliis*; din amprentă branhială; 10 X10 (Foto R. Ghiorghiasa)

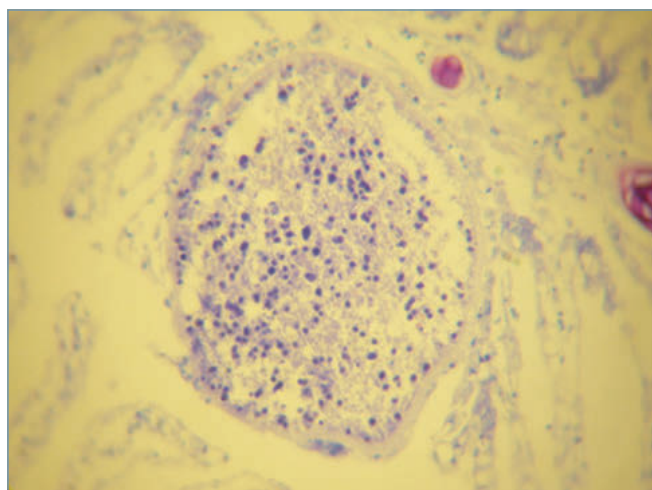


Fig. 5.23b. Trofont de *Ichthyophthyrus multifiliis* în epiteliul lamelelor secundare Col. Giemsa 40X10

Ciclul biologic este indirect și constă în 3 stadii: un tomont reproductiv, un teront infestant și un trofont parazit. Stadiul migrator numit teront (fig. 5.24), infectează gazda, se hrănește și crește în tegumentul și branhiile peștilor după care trece în stadiul de trofont. După atingerea unei dimensiuni convenabile, trofontul iese din gazdă și se închistează în apă pe diferite substraturi.

În interiorul chistului au loc diviziuni binare repetate în urma cărora se formează tomitele care devin teronți din nou și astfel ciclul se reia. Terontul este fototactic, ceea ce îi mărește șansa de contact cu peștele gazdă (Lom J., 1974, Wahli T., 1991). Ajuns pe gazdă, el invadează pielea și branhiile, iar în infestațiile masive se poate extinde și în ochi, epiteliul bucal sau limbă. La contactul cu gazda, formează un înveliș lipicios și tare pe epiteliul acesteia. Prin



Fig. 5.24. Stadiul invazional la *Ichthyophthyrus* (Foto R. Ghiorghiasa)

rotirea corpului și secreția de hialuronidază, terontul pătrunde în țesuturi, sapă galerii (stadiul de phoront) și se hrănește cu descuamațiile rezultate. Localizarea în țesutul subepitelial sau intradermic îi conferă parazitului protecție împotriva salinității și a substanțelor chimice. În perioada de creștere, trofontii ating dimensiunea de 1 mm și cresc în volum de aproape 3000 de ori. După un timp se formează noduli albi, cu aspect de boabe de griș, noduli care conțin 1-3 paraziți. După o perioadă de creștere de 7 zile la 22°C, trofontul adult ajunge pe fundul bazinului sau pe un substrat și secretă o membrană dublă, transparentă, gelatinoasă și lipicioasă care va fi membrana chistului și care va permite tomontului să adere la plante, ornamente, plase sau alte obiecte. Tomontul își resoarbe aparatul bucal după care urmează cel puțin 10 diviziuni succesive, precise, sincrone. Se vor forma cca 250-2000 de tomite ciliate, piriforme, mici (20 x 50 μm) care după ultima diviziune rup membrana chistului și ies în apă unde pot supraviețui 24 ore, timp în care înoată în căutarea gazdei. *Ichthyophthyrus multifiliis* se dezvoltă optim la temperaturi cuprinse între 3-28°C, salinități sub 1% și pH neutru. Temperatura are rolul cheie în infestațiile cu *Ichthyophthyrus multifiliis*. Focarele se dezvoltă adesea la temperaturi mai mici de 10°C, primăvara, când peștele este stresat din iarnă (Noga E.J., 2010). Când boala se produce vara, la temperaturi cuprinse între 20-25°C, ciclul biologic complet are loc în 3-4 zile. La temperaturi de cca 15°C ciclul biologic complet se desfășoară în 10-14 zile.

Peștii sălbatici pot transmite ușor parazitul la peștii de cultură, pe calea apei.

Tablou clinic

Peștii infestați cu *Ichthyophthyrus multifiliis* prezintă noduli parazitari, albicioși, punctiformi, cu diametrul de 0,5-1 mm pe tegument, înotătoare, branhii, ochi, cavități bucală. Datorită prezenței acestor noduli, peștii infestați par stropiți cu griș. În infestațiile slabe sau în cazul peștilor cu tegumentul de culoare deschisă, paraziții se observă cu greutate. În primele stadii ale bolii, un număr mare

de teronți pot omorî peștele înainte să poată fi observați, moartea fiind determinată de deteriorarea masivă a epitelului branhiilor. Primele simptome în infecțiile masive sunt săriturile la suprafață ale peștelui datorate iritației cauzate de prezența parazitului în tegument sau branhii. Acest comportament nu este specific, el putând fi determinat și de alți paraziți, bacterii sau fungi. După pătrunderea teronților în țesut, apare primul focar necrotic. Din cauza mărimii trofontului, datorită abraziunii și mișcărilor printre celule, acesta produce distrofii și disfuncții circulatorii locale. Parazitul se hrănește cu celule distruse, formând mici cavități. Datorită acțiunii mecanice a trofontului se produc distrugerii tisulare și apar modificări epiteliale la nivel tegumentar și branhial. În branhii are loc hiperplazia epitelială, iar trofontii tind să migreze spre vasele de sânge mai mari. Apar punctele albe pe întreaga suprafață a corpului, peștele înoată încet, aripioarele încep să se deșire, mucusul este în strat foarte gros și neuniform, pielea se erodează, branhiile devin palide și ochii sunt înfundați în orbite. Urmează desprinderea solzilor și în cele din urmă peștele moare.

Diagnostic

Boala se diagnostichează cu certitudine prin examenul microscopic al conținutului nodulilor sau al raclatelor de pe branhii. Analizând la microscop un preparat între lamă și lamelă cu obiectiv 10-40x, se pot observa cu ușurință trofontii ciliați (200 μm – 800 μm). Trofontii de *Ichthyophthyrus multifiliis*, sunt de culoare închisă, datorită cililor groși care acoperă întreaga celulă și au un macronucleu în formă de potcoavă care constituie semnul patognomic al infestației. Parazitul matur are o mișcare lentă, de rostogolire, ușor de recunoscut. Formele imature (tomitele) sunt mai mici, translucide și se mișcă foarte repede. Ele se aseamănă cu un alt protozoar numit *Tetrahymina*, a cărui prezență nu necesită tratament și de care trebuie diferențiate. Dacă în preparatul microscopic se observă numai prezența tomitelor, se mai face un preparat între lamă și lamelă și se caută cu mare aten-

ție o formă adultă pentru a confirma diagnosticul. Observarea unui singur parazit este suficientă pentru a confirma diagnosticul.

În ultimii ani, tehnicile moleculare au cunoscut o utilizare crescută în screening-ul agenților patogeni și identificarea lor. În plus, aceste tehnici au permis înțelegerea pe deplin a patogenezei unor boli, fiind utilizate cu succes în elaborarea unor programe de control și prevenire a îmbolnăvirilor precum și elaborarea unor tratamente ale bolilor (de exemplu vaccinuri ADN). Sensibilitatea crescută și specificitatea conferită de testele bazate pe acizi nucleici (ADN sau ARN), au permis identificarea timpurie a bolilor și a semnelor subclinice ale infestațiilor cu paraziți. Astfel de probe au specificitate crescută și permit diferențierea între agenți patogeni foarte apropiați, înrudiți ceea ce ajută la un management de calitate al îmbolnăvirilor și scăderea costurilor pe care acestea le implică. În același timp, deoarece semnele clinice permit identificarea peștilor infestați aflați în fazele terminale ale bolii, s-a încercat realizarea unor teste de diagnostic rapid foarte sensibile, care să identifice prezența parazitului în primele stadii ale bolii. Tehnica PCR în timp real prin fluorescență oferă toate avantajele tehnicii PCR convenționale, cum ar fi sensibilitate și specificitate ridicată și permite cuantificarea formării produsului PCR în timpul fazei exponențiale a reacției (Jousson O., 2005). Metoda presupune un test PCR în timp real și folosește Verde SYBR ca substanță fluorescentă pentru detectarea și cuantificarea ciliatului. Cu ajutorul ei se pot identifica formele libere ale parazitului, prezente în apă. Pe baza ADN-ului extras din formele libere (teronți), se construiește o curbă etalon exprimată în numărul de celule. Tehnica PCR permite identificarea timpurie a prezenței formelor libere, dinamica ciclului biologic și determinarea perioadelor în care concentrația teronților este maximă, pentru a optimiza tratamentele aplicate.

Prognostic

Parazitul poate determina mortalitate considerabilă în populațiile de pești sălbatici, iar apariția sa în crescătorii poate duce la

pierderi masive în rândul populației de pești tineri (Buchmann K., 2001). Mortalitatea depinde de dimensiunea peștelui și intensitatea infestării, putând atinge valori de 50-100% (Dickerson 2006).

Profilaxie și tratament

Boala se manifestă în toate anotimpurile, la temperaturi cuprinse între 3-28 °C, dar intensitatea maximă se înregistrează vara la temperaturi ce depășesc 20 °C. Elementele de bază ale profilaxiei bolii sunt: împiedicarea expunerii peștilor la contactul cu paraziții, identificarea promptă a bolii și în cazul manifestării sale, tratamentul peștilor infectați și imunizarea. Profilaxia bolii este cea mai importantă și mai costisitoare în acest caz. Având în vedere că boala se transmite de la peștii infestați, în culturile intensive, nici o populare sau repopulare nu se va face fără o carantină prealabilă de minimum 2-3 săptămâni. Dacă este posibil, peștii vor fi ținuti în apă la 24 °C – temperatura optimă pentru dezvoltarea parazitului și în cele 2-3 săptămâni se vor desfășura câteva cicluri de infectare. Dacă peștii au un nivel scăzut de infectare, va dura destul de mult până ca infecția să fie evidentă, astfel încât la 24 °C infestarea va fi vizibilă și se va putea trata. În sistemele cu recirculare se recomandă un filtru UV ca măsură de siguranță pentru împiedicarea răspândirii parazitului.

Factorul cheie în tratamentul bolii este temperatura apei. La temperaturi ridicate (26-29 °C), ciclul biologic complet se desfășoară în 48 de ore și ca urmare tratamentele trebuie aplicate zilnic. La temperaturi mai scăzute (15 °C), ciclul biologic durează mai mult, tratamentele fiind aplicate la 4-5 zile. În ape calde este necesară aplicarea unui număr de minimum 3 tratamente la interval de 2-3 zile, iar în ape reci este necesar un minimum de 5 tratamente aplicate la interval de 3-5 zile. Aplicarea tratamentelor continuă până când mortalitatea datorată parazitului este stopată. Alegerea agentului chimic folosit pentru tratarea bolii depinde de calitatea apei, specia de pește și tipul de sistem utili-

zat pentru creșterea peștelui. Incercările de a distruge trofonții de pe peștii infectați înainte de a introduce peștele într-un lac, râu sau acvariu nu au dat rezultate, deoarece trofonțul este bine protejat de mucus și de epiteliul peștelui. *Tratamentele fizice* distrug teronții care înoată liber, întrerupând ciclul biologic și împiedicând astfel reinfectarea. Trofonții care se află localizați adânc în epiderma peștelui, se pot distruge prin metode chimice folosind substanțe sau medicamente capabile să-i distrugă.

O altă metodă fizică utilizată numai în cazul peștilor termofili, este menținerea peștilor timp de o săptămână la temperaturi mai mari de 30°C, metodă ce poate fi combinată cu diluția. În fermele care folosesc sisteme cu recirculare performante, se poate face filtrarea apei cu filtre de dimensiuni până la 70 μm. Astfel de filtre mecanice au fost instalate de curând într-o serie de ferme de creștere a păstrăvului curcubeu din Danemarca, ferme care s-au confruntat cu probleme severe de ihtiofizioză în primii 2 ani de la înființare (Heinecke R.D., 2009). Sistemul de filtrare se bazează pe studii experimentale care au arătat că tomonții de *Ichthyophthyrus multifiliis* cu lungimi cuprinse între 166,2 – 467,5 μm și lățimi cuprinse între 126,9 – 301,9 μm sunt reținuți în proporție de 100% de un microfiltru cu porii de 80 μm. Se poate merge și până la dimensiuni de 5 -20 μm ale porilor pentru reținerea teronților, dar în condiții de fermă pot apare probleme de colmatare. Această microfiltrare este o metodă ecologică, care îndepărtează stadiul de tomont înainte de evoluția în stadiul proliferativ de tomochist împiedicând astfel formarea a sute sau mii de teronți dintr-un singur tomont prezent. O astfel de apă curată va fi mai ușor de tratat cu agenți chimici, pentru că microfiltrarea îndepărtează și altă încărcătură organică care ar necesita concentrații crescute de agenți chimici.

Unul dintre primii agenți chimici recoman- dați în cazul peștilor de acvariu este **clorura de sodiu**. Peștii tind să stea la suprafață, iar tomonții se vor depune la fund fiind dis-

truși de concentrația crescută de sare de la fundul acvariului. Efectul benefic al acestui tratament este acela că ionul de sodiu din apă ajută peștele să își restabilească echilibrul osmotic, știut fiind că peștii infectați cu *Ichthyophthyrus multifiliis* au valori scăzute ale Na și Mg seric. Clorura de sodiu se poate folosi pentru tratamente numai în cazul unor volume mici de apă. Peștii pot fi imersați în soluție 3% (30.000 mg/l) timp de 30 sec până la câteva minute sau li se pot administra băi prelungite de clorură de sodiu în concentrații mai scăzute 0,05% (500 mg/l). Clorura de sodiu în concentrații scăzute (0,01-0,05%) este o modalitate foarte bună de a controla ihtiofizioza în sistemele cu recirculare, fără a deteriora biofiltrul. Peștii de acvariu se mai pot trata cu formalină 25 ppm administrată o dată la două zile până când parazitul dispare.

Până la 1 ianuarie 1998 a fost permisă administrarea tratamentelor chimice bazate pe utilizarea verdelui malachit singur sau în combinație cu formalina și la peștii destinați consumului uman. În țările Uniunii Europene, prin Regulamentul Comisiei Europene nr.2377/90, s-a interzis folosirea acestui colorant triarilmetanic în tratarea peștilor destinați consumului uman, datorită efectelor cancerigene și a potențialului genotoxic constatat. Peștii de acvariu pot fi tratați cu verde malachit 0,1 ppm la interval de 3-4 zile, până când infestația dispare sau prin încorporare în hrană, ceea ce presupune că peștii nu sunt foarte bolnavi și au apetit. Cele mai eficiente tratamente care se pot folosi și astăzi dar numai la peștii de acvariu, constau în administrarea verdelui malachit în concentrație de 1mg/l apă în băi de 30-60 min ori în concentrație de 0,1 mg/l apă în 3 băi timp de 3 zile cu schimbarea a 50% din volumul de apă (Noga E.J., 1996, 2010), sau a unei concentrații de 25 ppm dintr-o soluție de 3,7 g verde malachit în 1000 ml formalină.

Cele mai bune rezultate în combaterea bolii au fost obținute folosind doi agenți chimici dintre care unul este de regulă formalina. Tratamentul se administrează de 3 ori pe săptămână, timp de 2 ore și întotdeauna se

introduce în bazin primul agent chimic după care urmează al doilea care este întotdeauna formalina. Una dintre combinațiile cu eficiență crescută este cloramina T 10 ppm, formalină 100 ppm (Rintamaki-Kinunen P., 2005). Tratamentul durează 3-4 săptămâni, perioadă în care gradul de infestație scade la un nivel care nu mai produce mortalitate crescută, permițând peștelui să-și dezvolte imunitatea. După această perioadă de 3-4 săptămâni, dozele de agenți chimici se pot reduce sau se poate opri tratamentul. Dezvoltarea imunității pe parcursul tratamentului este un aspect confirmat de mai mulți autori (Clark T.G., 1997). *Cyprinus carpio* capătă imunitate în 3 săptămâni, iar *Rutilus rutilus* în 4 săptămâni la temperaturi de 17,5 °C (Aaltonen T.M., 1994).

Alți autori recomandă pentru tratarea bolii, **formalina** în concentrații de 30 ppm sau **sulfatul de cupru** 0,1-0,2 mg/l (Rowland J.S., 2009). Tratamentul cu formalină 30 ppm a dat rezultate bune prin administrare la 2 zile, în condiții de 19,2 – 23,9 °C, la bibanul argintiu (*Bidyanus bidyanus Mitchell*) crescut în sistem intensiv. Teronții sunt distruși după 5 zile, iar nivelul trofonților scade după 15 zile. Se asigură o rată a supraviețuirii de 55,7%. Tratamentul cu sulfat de cupru realizat în condiții de temperatură cuprinsă între 13,7 – 17 °C determină eliminarea teronților după 15 zile, a trofonților după 16 zile și o rată a supraviețuirii de 93,5%. Este important să se asigure concentrația cerută de agent chimic prin administrare zilnică sau la 2 zile, deoarece concentrații mai mici decât cea necesară pot crea posibilități de reinfestare cu teronți și continuare a ciclului biologic al parazitului. Sulfatul de cupru în concentrații crescute are efecte toxice asupra peștelui și a celorlalte organisme acvatice (alge, nevertebrate, plante). Administrând corect concentrațiile recomandate, sulfatul de cupru se poate folosi în tratarea ihtioftiriozei fără a exista riscul unei mortalități crescute datorate efectului toxic sau a acumulării în carnea peștelui cu consecințe pentru consumatorul uman.

Pentru *Ictalurus punctatus* crescut în bazine de pământ, tratamentul cu sulfat de cupru

este cel mai eficient în combaterea ihtioftiriozei (Hawke J.P., 2004). Ca măsură generală de precauție, înainte de aplicarea tratamentului cu sulfat de cupru, trebuie determinată alcalinitatea totală a apei. Acesta nu se folosește niciodată în ape cu alcalinitate scăzută. Dacă alcalinitatea totală este mai mică de 50 mg/l, nu se administrează sulfat de cupru. Volumul de apă și cantitatea de substanță necesară trebuie determinate cu exactitate. Folosirea sulfatului de cupru conduce la o epurizare rapidă a oxigenului și de aceea trebuie să existe posibilitatea asigurării unei aerări de urgență a bazinului. De asemenea nu se recomandă folosirea sulfatului de cupru pe vreme foarte călduroasă sau în ape „înflorite”.

Tratamentul cu **formalină** se pretează mai bine pentru peștii crescuți în bazine cu aerare intensă decât pentru peștii crescuți în bazine de pământ la care nu se recomandă. Formalina se administrează în concentrații de 250 mg/l în băi de 30-60 minute urmate de schimbarea apei. Curățarea bazinului va duce și ea la scăderea numărului de paraziți. Dozele vor fi respectate cu strictețe. Peștii bolnavi nu vor putea tolera un tratament complet. Dacă peștii par stresați sau încearcă să sară din bazin, formalina se va îndepărta imediat din bazin. În cazul administrării de băi de lungă durată, concentrația de formalină va fi cuprinsă între 15-25 ppm, fără îndepărtarea ei din bazin (Dickenson H.W., 2006). Tratamentul cu formalină trebuie să evite folosirea unor concentrații mari (120 ppm) pe timp îndelungat, deoarece acestea au ca efect deteriorări ale epiteliului și modificări în densitatea celulelor producătoare de mucus, ceea ce atrage după sine sensibilitate crescută la agenți patogeni oportuniști și poate determina o imunosupresare datorită creșterii concentrației de cortizol din sânge (Buchmann K., Bresciani J., Jappe C., 2004, Jorgensen T.R., Buchmann K., 2007). Formalina în concentrații crescute are efect toxic și asupra altor organisme acvatice precum algele, insectele sau nevertebratele. În sisteme de creștere performante, cu recircularea apei, se poate ajunge și la concentrații mult mai scăzute de formalină,

sub 50-100 mg/l, dacă se practică microfiltrarea apei care duce la scăderea încărcăturii organice. Rezultate bune s-au obținut folosind percarbonatul de sodiu, substanță alcătuită din carbonat de sodiu și 3 molecule de apă oxigenată (Heinecke R.D., 2009). Compusul cu acțiune antiparazitară este apa oxigenată, concentrațiile optime situându-se la nivelul a 128-512 mg/l

Un alt agent chimic folosit este **permanganatul de potasiu** în concentrații cuprinse între 2-5 ppm (Francis-Floyd R., Reed P., 1997, Francis-Floyd R., Klinger E.R., 1997). Deși este puțin mai scump decât tratamentul cu sulfat de cupru, permanganatul de potasiu are aceeași eficiență și conferă mai multă siguranță decât sulfatul de cupru. În urma administrării sale, apa capătă o culoare roz violet care indică faptul că substanța este în forma sa activă neoxidată. Dacă apa își schimbă culoarea în galben sau brun (ceea ce înseamnă prezența substanței în forma sa inactivă sau oxidată) în mai puțin de 8-10 ore, se face o nouă administrare. De regulă, în cadrul unui tratament se pot face 3 administrări a câte 2 mg/l (maximum 6 mg/l). Dacă după aplicarea a 6 mg/l culoarea roz-violet nu se menține cel puțin 4 ore, înseamnă că încărcătura organică a sistemului este ridicată și acesta trebuie curățat. În general se preferă administrarea de permanganat de potasiu în cazul în care apa are alcalinitate și duritate scăzută, deoarece în ape cu alcalinitate și duritate mare, toxicitatea acută a substanței este ridicată (Straus D., 2004) Permanganatul de potasiu se poate administra și în concentrații de 10 mg/l sub formă de băi de scurtă durată timp de 30 minute. La această concentrație peștii trebuie observați foarte atent pentru a împiedica mortalitatea. În cazul incubatoarelor, permanganatul de potasiu se poate folosi ca dezinfectant de suprafață la concentrații cuprinse între 10 mg/l timp de 30-60 min sau 500 mg/l timp de 30 sec. Permanganatul de potasiu este toxic pentru plante și nevertebrate. Fiind un agent oxidant, el poate arde branhiile și distruge celulele producătoare de mucus, dacă este administrat în concentrații

prea mari. Pentru a evita deteriorarea excesivă a branhiilor, tratamentul cu permanganat de potasiu nu trebuie administrat mai des de o dată pe săptămână, de aceea este o ultimă alegere în cazul tratării ihtioftiriozei care necesită mai multe aplicări la intervale mai scurte de timp.

Până în acest moment nu au fost realizate vaccinuri care să asigure rezistență la boli de natură parazitară sau micotică (Yanong R.P.E., 2009). Vaccinurile administrate în hrană, se folosesc în industria somonului de aproape 30 de ani, dar pentru boli de natură bacteriană sau virală. Imunitatea dobândită de peștele sălbatic după îmbolnăvirea de ihtioftirioză, a condus la încercări de formulare a unui vaccin (D-H Xu, 2004; D-H Xu Klesius P.H., Shoemaker C.A., 2006; D-H Xu, Klesius P.H., Panangala, 2006; Sigh J., 2004,). Testarea produselor obținute pe bază de paraziți distruși cu formalină (trofonți, teronți) au oferit rezultate satisfăcătoare în ceea ce privește rezistența la boala gazdei vaccinate. De asemenea, s-a demonstrat că un anumit grad de protecție față de *Ichthyophthirius multifiliis* poate fi obținut prin folosirea unor vaccinuri heterologe bazate pe alte ciliate, cum ar fi *Tetrahymena sp.* Imunitatea poate fi indusă și cu ajutorul preparatelor de proteine ciliare sau proteine i-antigen recombinante ale acestui parazit. Până în acest moment nu există un vaccin accesibil comercial, deoarece producerea pe scară industrială a materialului antigenic pentru vaccin este foarte dificilă fiind restricționată de dificultatea cultivării acestui parazit obligatoriu *in vitro* (Jousson O., 2005).

Bibliografie

1. Brown L., *Aquaculture for Veterinarians, Fish Husbandry and Medicine*. Editura Pergamon Pres, 1993;
2. Buchmann K., Sigh J., Nielsen CV., Dalgaard M., Host responses against the fish parasitizing ciliate *Ichthyophthirius multifiliis*, *Vet.Parasitol.*, 34, 795-802, 2001;
3. Buchmann K., *An introduction to practical methods in fish parasitology-classical and molecular techniques*, Biofolia Press, 2007;

4. Clark T.G., Dickerson H.W., Antibody-mediated effects on parasite behavior: Evidence of a novel mechanism of immunity against a parasitic protist, *Parasitology Today*, Volume 13, Issue 12, 477-480, 1997;
5. Dickerson H.W., *Ichthyophthirius multifiliis* and *Cryptocaryon irritans* (Phylum Ciliophora), *Fish Disease and Disorders*, vol.1, 2nd ed., Ed.by Woo R.T., 116-154, 2006;
6. D-H Xu Klesius P.H., Shoemaker C.A., Apoptosis in *Ichthyophthirius multifiliis* is associated with expression of the Fas receptor of theronts, *Journal of Fish Disease*, 29, 225-232, 2006;
7. D-H Xu, Klesius P.H., Panangala V.S., Induced cross-protection in channel catfish, *Ictalurus punctatus*(Raffinesque), against different immobilization serotypes of *Ichthyophthirius multifiliis*, *Journal of Fish Disease*, 29, 131-138, 2006;
8. Durborow RM, Protozoan parasites, *SRAC Publication*, No.4701, 2003;
9. Francis-Floyd R., Reed P., *Ichthyophthirius multifiliis* (White Spot) infections in fish, *Circular 920 of Department of Fisheries and Aquatic*, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences from University of Florida, 1997;
10. Guguianu E., Miron L., *-Elemente de ihtiopatologie*. Ed. Pim, 267 p, 2002
11. Jorgensen T.R., Buchmann K., Stress response in rainbow trout during infection with *Ichthyophthirius multifiliis* and formalin bath treatment, *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 37(1) : 25-28, 2007;
12. Jorgensen A., Sterud E., Phylogeny of Spironucleus (Eopharyngia: Diplomonadida: Hexamitinae), *Protist*, Vol.158, 247-254, 2007;
13. Jousson O., Pretti C., Di Bello D., Cognetti-Varriale A.M., Non-invasive detection and quantification of the parasitic ciliate *Ichthyophthirius multifiliis* by real-time PCR, *Disease of Aquatic Organisms*, vol.65, 251-255, 2005;
14. Lom J., Dykova I., Protozoan parasites of fishes, *Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam*, 1992
15. Matthews, R.A., *Ichthyophthirius*: observations on the life-cycle and indications of a possible sexual phase. *Folia Parasitologica* 43, 203-208, 1996;
16. Miron L., Parazitofauna salmonidelor crescute intensiv pe lacurile de acumulare montane și în unele păstrăvării clasice din România, *Lacurile de acumulare din România*, vol.2, 43-47, 1999;
17. Munteanu Gabriela, Dumitru Bogatu – *Tratat de ihtiopatologie*. Editura Excelsior art, Timișoara 2003;

5.6. Trichodinoza

Trichodinoza este o parazitoză foarte răspândită, care se manifestă la pești dulcicoli, marini sau de acvariu, indiferent de vârstă. Cele mai sensibile specii sunt ciprinidele de cultură printre care se numără crapul (*Cyprinus carpio*) și păstrăvul curcubeu (*Oncorhynchus mykiss*), dar și păstrăvul fântânel (*Salvelinus fontinalis*) sau păstrăvul de râu (*Salmo trutta fario*), gazde noi pentru agentul etiologic al bolii (Kayis S., 2009)

Etiologie

Nomenclatură, sistematică și taxonomie

Boala este produsă de protozoare din genul *Trichodina* (Ph. Ciliophora, Cl. Oligohymenophorea, Subcl. Peritrichia, Ord. Mobilina, Fam. Trichodinidae, Gen *Trichodina*). Ciliatele se numără printre cei mai comuni simbioți ai peștilor, și au o largă răspândire, ca paraziți sau comensali (Lom, 1995, Gaze W.H, 1998, Mitra A.K., 2005), iar trichodinele reprezintă

una dintre clasele de simbioți din mediul acvatic, cel mai des întâlnite.

Genul *Trichodina* cuprinde un număr de 112 specii descrise la pești, dintre care până acum sunt insuficient descrise un număr de 69 specii (Lom J., 1992). Morfologia discului este criteriu taxonomic, determinarea speciilor făcându-se în funcție de morfologia discului adeziv din citoschelet. Pentru efectuarea măsurătorilor celulare, a diametrului discului și a numărului de denticule, determinările se fac pe ciliatele mature. (fig. 5.25)

Morfologie

Parazitul are aspect de clopot turtit sau pălărie, cu dimensiuni cuprinse între 26 -75 μm. Pe marginea clopotului, situată ventral, se găsește o coroană de cili cu ajutorul căreia parazitul se poate deplasa. Fața ventrală este concavă și prezintă un inel de fixare de 12 - 40 μm, constituit din denticule chitinoide în număr de 19-31 legate între ele prin partea mediană. Inelul denticular este ușor vizibil la

microscop, iar detaliile structurii chitinoide devin mai evidente prin metoda impregnării argentice și reprezintă criteriu morfologic de bază în taxonomie. Pe partea dorsală a clopotului se găsește citostomul înconjurat de un brâu de cili. În interiorul celulei se află un macronucleu în formă de potcoavă, un micronucleu sferic, vacuole digestive și o vacuolă contractilă.



Fig. 5.25. *Trichodina* sp. (Foto R. Ghiorghiasa)

Trichodinele sunt comensale. Speciile ectozoice atacă gazda temporar și se hrănesc cu particule în suspensie din apă și detritus de pe tegumentul peștelui. Trichodinele nu afectează grav sănătatea peștelui, atașarea lor pe suprafața corpului producând iritații neglijabile datorate discului abraziv. După desprinderea de gazdă, pot rezista în apă 24-36 ore. Dacă parazitul se atașează pe alevini sau pe pește slăbit și debilitat de alți factori, fixarea este profundă și determină modificări ale epitelului. În aceste situații, trichodinele devin ectoparaziți care distrug celulele epidermice cu care se hrănesc și crează posibilitatea unor suprainfecții bacteriene sau fungice care vor conduce la mortalități crescute.

Ciclul biologic

Este direct, înmulțirea se realizează asexuat prin diviziune binară pe gazdă sau sexuat prin conjugare, iar transmiterea se face prin apă prin intermediul formelor care înoată liber. Dezvoltarea speciilor de *Trichodina* este în strânsă legătură cu temperatura apei. Unele specii se multiplică mai ales primăvara în

lunile martie-aprilie, altele pe timpul iernii sau verii. Cel puțin câteva specii de trichodine pot supraviețui în afara gazdei, timp de 1 sau 2 zile (Lom J., 1995)

Sursele de paraziți sunt peștii infectați, apa, echipamentele infestate, plantele și hrana vie. Parazitarea peștelui este favorizată de cantitatea mare de substanță organică prezentă în apă, fiind frecventă mai ales în heleșteele de iernat și manifestându-se cel mai intens în lunile februarie-martie. Densitatea populațională crescută și factorii stresanți conduc la creșterea infestării parazitare. O serie de animale acvatice cum ar fi larvele de amfibieni pot fi rezervor pentru unele specii de *Trichodina*. Infestațiile cu specii de *Trichodina* se produc la temperaturi sub 20°C. Nielsen (1995) a identificat infestații masive cu *Trichodina hippoglossi* la creșterea temperaturii de la 12 la 18°C, iar Balta F. (2008) a constatat prezența *Trichodinei* la specii de păstrăv, la temperaturi care nu depășesc 20°C.

Tablou clinic

Nu există o simptomatologie specifică acestei boli, semnele clinice fiind asemănătoare cu cele din ihtioftirioză, chilodoneoză sau girodactiloză. Majoritatea speciilor clinic importante se localizează la nivelul tegumentului și/sau branhiilor. Există câteva specii cu localizare la nivelul vezicii urinare, oviductelor sau tractusului gastrointestinal dar acestea nu sunt patogene (Noga E.J., 2000). În general, trichodinele cu diametru > 90 μm se localizează la nivelul tegumentului și nu prezintă specificitate de gazdă, în timp ce trichodinele cu diametru < 30 μm au localizare branhială și tind să infesteze una sau câteva specii. Există excepții, cum ar fi *Trichodinella epizootica* care poate infesta cel puțin 19 specii de pește. Localizarea la nivel tegumentar afectează capacitatea pielii de a asigura proprietățile osmoreglatoare. În invaziile slabe, tulburările sunt aproape imperceptibile; în invaziile masive, zonele de fixare și aglomerare sunt pe cap și spate. În aceste locuri apare o hipersecreție de mucus care în amestec cu paraziții și celulele moarte descumate, dă naștere la

pete alburii care pot acoperi tot corpul peștelui. Peștele puternic infestat este agitat, se îndreaptă spre gurile de alimentare și treptat devine molatic, epuizat, corpul său acoperindu-se cu un strat gros de mucus. În cazul localizării branhiale, se produce lipirea filamentelor branhiale și chiar fuziunea lor, ceea ce va afecta capacitatea branhiilor de a menține la nivel optim activitățile respiratorii și excretorii. La puietul de păstrăv de 0-6 luni, boala poate apare după acțiuni de transfer și se manifestă prin înot lent în câduri izolate de pești, lipsă generală de reacție a puietului, culoare cenușiu – albăstrui neagră, asociată cu roaderea înotătoarelor dorsale și caudale.

Diagnostic

Diagnosticul se precizează în urma examinării raclatelor proaspete sau colorate de pe tegument sau branhii. Trichodinele sunt ușor de recunoscut după mișcarea de alunecare (scooting) de la suprafața tegumentului. Identificarea genului necesită impregnare argentică și probe fixate, dar această determinare nu este necesară pentru diagnosticare, deoarece toate trichodinele se combat în mod similar. Observarea unui număr foarte scăzut de paraziți – de exemplu, într-un câmp microscopic de magnitudine 100x al unei biopsii provenite din tegument sau branhie este prezent 1 parazit – nu este alarmantă. Din cauza atașării slabe de tegument sau branhii, paraziții se pot pierde în timpul fixării.

Prognostic

Depinde de gradul de parazitare, dimensiunea peștelui, starea de întreținere a peștelui și condițiile din bazin. Trichodinoza este în mod obișnuit o boală relativ blândă care conduce la morbiditate, mortalitate cronică. Peștii puternic infestați sunt anorexici, procentul de mortalitate fiind de cca 1% pe săptămână (Noga E., 2010). La puietul de crap sau păstrăv intens parazitat, prognosticul este grav și mortalitățile ridicate. Dacă se asociază și alte parazitoze precum ihtioftirioza și chilodone-loza, gravitatea crește și de asemenea pro-

centul de mortalitate. La peștii mai bătrâni, prognosticul devine mai ușor.

Profilaxie și tratament

Cele mai importante măsuri legate de această boală sunt măsurile profilactice legate de materialul piscicol și condițiile de viață din bazine (Sadler Jo, 2007). Echipamentul de lucru folosit în fermă trebuie curățat și dezinfectat după fiecare utilizare. Este absolut necesară carantina pentru peștii nou veniți. Este interzis ca peștii aflați în carantină, apa din bazinul de carantină sau echipamentele folosite, să fie introduse în bazinele cu pești sănătoși fără a fi dezinfectate și curățate înainte. Carantina trebuie să se desfășoare astfel încât peștele să fie expus la domeniul complet de temperaturi de sezon la care poate fi detectată boala. Spre exemplu, nu are sens ca peștele să fie supus carantinei la temperaturi de iarnă ale apei, pentru a-l proteja de boli care se manifestă vara. Apa folosită în creșterii trebuie să fie lipsită de agenți patogeni. O soluție foarte bună este filtrarea apei de rău și stocarea ei în bazine curate, fără pește, timp de 21 de zile înainte de a fi folosită în ferma de pește. Această măsură are scopul de a întrerupe ciclurile biologice ale paraziților care nu pot supraviețui în absența gazdei. Cele mai sigure metode de a obține o apă curată presupun tratarea ei cu ozon sau radiații UV, dar acest lucru înseamnă costuri ridicate care trebuie să se justifice prin obținerea unui pește de foarte bună calitate. Un alt element care intervine în profilaxie este prezența păsărilor care pot transporta peștii bolnavi dintr-un loc în altul.

Trebuie folosite toate metodele legal permise de descurajare a prezenței păsărilor în apropierea fermelor de pește. Echipamentele folosite trebuie curățate și apoi dezinfectate cu diverși agenți: detergenți, substanțe iodofore care să asigure o concentrație de 200 – 250 ppm iod, soluție hipoclorit de sodiu 1000 ppm (imersie timp de 6 ore), formalină 50 ppm, soluție hidroxid de sodiu 1%. După dezinfectare se clătesc cu apă și se usucă.

Dezinfectia sistemelor de crestere se face cu var, clorura de var, formol. Se vor efectua descontroale antiparazitare, astfel ca la identificarea a 2-5 paraziti pe peste, se poate trata imediat efectivul de peste. O singura aplicare a unui tratament corespunzator este eficienta in combaterea bolii.

Tratamente cu agenti fizici nu se pot administra in cazul trichodinozei deoarece spre exemplu doza de radiatii UV care ar fi necesara pentru distrugerea parazitului este mult prea mare (Smith S., 2009). Ca metoda fizica, pentru reducerea nivelului infestatiei cu *Trichodina* se poate inlocui apa din bazin inainte de inceperea tratamentului.

Dintre agentii chimici permisi de Uniunea Europeana conform EEC nr. 2370/90, pentru tratarea bolii se pot folosi ca agenti chimici clorura de sodiu, formalina, acidul acetic, sulfatul de cupru, apa oxigenata, permanganatul de potasiu. Apa oxigenata 35% se poate folosi pentru tratarea trichodinozei la pestii salbatici ornamentali (Russo R., 2007). Pentru tratarea speciei *Xiphophorus helleri* se administreaza doze mai mici pentru o perioada de timp mai indelungata, respectiv 6,5 mg/l timp de 1 ora.

Concentratiile recomandate pentru formalina conform FDA sunt cuprinse intre 170 - 250 ppm timp de 60 min, dar fiind necesare mai multe bai pentru indepartarea tuturor parazitilor este nevoie de tratamente periodice desfasurate pe o perioada mai indelungata. Ca atare se recomanda bai permanente cu formalina 25 ppm (Smith S., 2009). Doza-jul poate fi repetat de ori de cate ori este necesar, dupa monitorizari periodice pana ce in raclele tegumentare nu se mai identifica prezenta *Trichodina spp.*

Clorura de sodiu se poate folosi in doza de 20 mg/l. In ceea ce priveste acidul acetic, administrarea unei doze de 10 ml/l solutie de concentratie 4% timp de 3 min are efect in combaterea trichodinozei si nu este toxica. Deoarece s-a constatat ca administrarea de permanganat de potasiu sub forma de bai cu durata de 30 min si concentratii de 10-20 mg/l sunt toxice pentru pastrav, se pot folosi

concentratii de 2-4 mg/l in bai administrate timp de 1 ora (Kayis S., 2009). Un alt agent chimic cu eficacitate in combaterea trichodinozei este sulfatul de cupru la concentratii de 0,5 mg/l (Kayis.S., 2009).

Bibliografie

1. Buchmann K., An introduction to practical methods in fish parasitology-classical and molecular techniques, Biofolia Press, 2007.
2. Clark T.G., Dickerson H.W., Antibody-mediated effects on parasite behavior: Evidence of a novel mechanism of immunity against a parasitic protist, *Parasitology Today*, Volume 13, Issue 12, 477-480, 1997.
3. Durborow RM, Protozoan parasites, *SRAC Publication, No.4701*, 2003;
4. Hoffman, G.L., Kazubski, S.L., Mitchell, A.J. and Smith, C.E., *Chilodonella hexasticha* (Kiernik, 1909) (Protozoa, Ciliata) from North American warmwater fish. *Journal of Fish Diseases* 2, 153-157, 1979.
5. Kayis S., Ozcelep T., Capkin E., Altinok I., Protozoan and metazoan parasites of cultured fish in Turkey and their applied treatments, *The Israel Journal of Aquaculture-barmidgeh* 61(2), 93-102, 2009.
6. Kelley G.O., Zagmutt-Vergara, F.J., Leutenegger C.M., Myklebust K.A., Adkison M.A., McDowell T.S., Marty G.D., Kahler a.L., Bush A.L., Gardner I.A., Hedrick R.P., Evaluation of five diagnostic methods for the detection and quantification of *Myxobolus cerebralis*, *J Vet Diagn Invest* 16:202-211, 2004.
7. Lom J., Dykova I., Protozoan parasites of fishes, *Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam*, 1992.
8. Lom, J. Trichodinidae and other ciliates (Phylum Ciliophora). In: Woo P.T.K. (ed.) *Fish Diseases*.
9. Mitra A.K., Haldar D.P., Descriptions of Two New Species of the Genus *Trichodina* Ehrenberg, 1838 (Protozoa: Ciliophora: Peritrichida) from Indian Fresh Water Fishes, *Acta Protozool.* 44: 159-165, 2005.
10. Noga E.J., Fish disease : diagnosis and treatment, Second edition, Wille-Blackwell, 2010.
11. Russo R.E., Curtis W., Yanong R.P.E., Preliminary investigations on hydrogen peroxide treatment of selected ornamental fishes and efficacy against external bacteria and parasites in green swordtails, *Journal of Aquatic Animal Health*, 19, 121-127, 2007.
12. Sadler Jo, Goodwin A., Disease Prevention on fish farms, *SRAC Publication No.4703*, 2007.
13. Smith S., Schwartz M., Dealing with Trichodina and Trichodina - like species, *Virginia Cooperative Extension publication 600-205*, 2009.

5.7. Dactilogiroza

Boală cu evoluție acută a peștilor, provocată de viermi monogenetici din genul *Dactylogyrus* (fig.38). Cel mai mare pericol pentru pești îl prezintă speciile *Dactylogyrus vastator*, *D. extensus* și *D. anchoratus*. Reprezentantii acestui gen se fixează de epiteliul lamelelor branhiale la diverse specii de pești din diverse familia (Cyprinidae, Percidae, Salmonidae etc.)



Etiologie

Dactilogiridele au corpul aplatizat cu lungimea de 0,75-1 mm, lățimea 0,15-0,38 mm. Capătul anterior al corpului prezintă 4 papile la nivelul cărora se deschid canalele glandelor ce secretă un lichid lipicios cu ajutorul căruia parazitul se lipește de epiteliul branhial. Între orificiul bucal și papile se găsesc 4 pete pigmentare (pete oculare). (fig. 5.26)



Fig. 5.26. *Dactylogyrus* sp. (autor: Gologan Ion)

Aparatul digestiv este reprezentat de orificiul bucal, faringe, care se continuă cu un sistem digestiv simplu (intestinal) sau ramificat, cu numeroase cecumuri.

Aparatul copulator este reprezentat de un ovar (oval sau ramificat) și unul sau mai multe testicule. Partea posterioară a corpului dispune de un disc de fixare – opisthaptor, prevăzut cu 2 cârlige mari dispuse central și 14 cârlige dispuse.

Forma, dimensiunile cârligelor și a discului de fixare variază în funcție de specie și reprezintă caracteristici importante pentru identificarea speciei. Paraziții adulți depun aproximativ 50-100 de ouă în decurs de 24 ore.

Ouăle au forma ovală, sunt operculate și prevăzute cu un pedicul cu ajutorul cărora se fixează pe lamelele branhiale. Din ou eclozează larva numită oncomiracidium. Larvele au corpul alungit și scurt, dispun de cili cu ajutorul cărora acestea înoată în apă. Larvele

înoată activ în căutarea unei noi gazde și pătrund în cavitatea branhială a peștelui sau se fixează pe tegument. După 7-8 zile viermii devin maturi și încep să depună ouă (Banner C., 2014; Gibson D.I., 1996; Gussev A.V., 1993).

Epidemiologie

Susceptibili sunt peștii dulcicoli din diverse categorii de vârstă, dar boala evoluează cel mai grav la tineretul piscicol. Intensivitatea invaziei în dactilogiroză scade odată cu vârsta gazdei. Boala de regulă apare vara, în perioada lunilor iunie-iulie. Extensivitatea și intensivitatea cresc treptat, atingând maximum la mijlocul verii (EI – 85-100%, II – zeci și sute de helminți). Toamna extensivitatea și intensivitatea invaziei scad. Sursa invaziei o constituie peștii bolnavi și peștii parazițați asimptomatici. Paraziții pot pătrunde în alte heleștee în rezultatul populării cu material piscicol infestat (Öztürk M.O., 2006).

Tabloul clinic

Peștii parazitați sunt agitați, înoată la suprafața apei sau se aglomerează în zona de alimentare cu apă. Inițial apar cazuri unice de boală iar după câteva zile se înregistrează infestarea masivă și moartea în masă a peștilor. Peștii parazitați înoată în apropierea malurilor bazinelor acvatice, devin adinamici și slăbesc considerabil. În cavitatea branhială se acumulează o cantitate mare de mucus, iar pe lamelele branhiale apar hemoragii. Paraziții se fixează de epiteliul lamelelor branhiale cu ajutorul opisthaptorului, cauzând leziuni mecanice și hemoragii la locul fixării. Zonele lezate constituie porți de infecție pentru alți germeni patogeni care cauzează infecția secundară, intensificând astfel procesul de necrotizare a branhiilor.

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza datelor clinice, epidemiologice, și a microscopiei lamelelor branhiale și a mucusului din cavitatea branhială sau de pe tegument. De la peștii parazitați se desprind arcurile branhiale, se colectează porțiuni din țesutul branhial care

se examinează prin metoda compresorie la microscop. Paraziții se examinează asupra dimensiunii, numărului lor, forma organului de fixare, prezența petelor oculare etc.

Profilaxie și tratament

Băi cu hidroxid de amoniu cu o concentrație de 0,2% cu durata expunerii în dependență de temperatura apei. Astfel la temperatura 7-18 °C durata expunerii 1min., 18-25 °C – 0,5 min; băi cu soluție de clorură de sodiu cu concentrația 5% pe o durată de 5 min. Pe canalele de scurgere sunt instalate plase sau filtre din nisip și prundiș pentru a preveni pătrunderea gazdelor infestate. Heleșteiele sunt umplute cu apă cu 10-12 zile înainte de popularea heleșteielor cu pește pentru a combate larvele care au iernat și eclozat din ou. Pentru sporirea rezistenței peștilor aceștia sunt asigurați cu o bază furajeră solidă. Deasemenea este evitată creșterea concomitentă a peștilor din diferite categorii de vârstă, și se efectuează controlul sanitar-veterinar la transportul acestora (Кадермятова Э.А., 2014; Stetter F., 2003)

5.8. Diplostomoza

Diplostomoza sau „cataracta vierminoasă”, este o endoparazitoză determinată de stadiul de metarcercar al unor trematode, ce se manifestă la pești dulcicoli de toate vârstele. Localizarea este la nivelul ochilor (în cristalin, umoarea sticloasă, între sclerotică și retină).

Etiologie

Nomenclatură, sistematică și taxonomie

Sunt întâlnite frecvent speciile: *Diplostomum spathaceum*, *Diplostomum clavatum*, *D. paracaudum*, *D. cercariae* și *D. pseudospathaceum*. Acestea sunt încadrate taxonomic în Încr., *Platyhelminthes*, Cl *Trematoda*, Ord. *Strigeatida*; Fam. *Diplostomatida*.

Ciclul biologic în diplostomoză cuprinde trei gazde. Gazda definitivă este reprezentată de păsările ihtiofage acvatice, care elimină odată cu materiile fecale ouă de diplostomide, din care ies miracizii care pătrund chimiotactic în gasteropodele acvatice din familia *Limnidae*, ce reprezintă G1 -1, peștii fiind gazda intermediară 2. Aceștia se infectează cu cercari proveniți de la gazda intermediară 1, care pătrund activ prin traversarea tegumentului și migrează până la nivelul ochilor. Locul de pătrunderea al cercarilor este important deoarece timpul de migrare spre locul parazitării este mai scurt în cazul pătrunderii pe la nivelul capului, și mai lung în cazul pătrunderii pe la nivelul cozii. Expunerea întregului corp la acțiunea cercarilor face ca la nivelul ochiu-

lui, metacercarii să se găsească după 22 de ore de la infecție (Buchmann și colab., 1995). (fig. 5.27) Mobilitatea metacercarilor este diferită în funcție de specie și temperatură. Astfel s-a observat că temperatura optimă de maturare a metacercarilor este cuprinsă între 3 și 10°C. Activitatea acestora este încetinită dacă temperatura apei nu depășește 10°C nefiind influențată de prezența sau absența luminii. Unii autori susțin la că temperaturile sub 7°C nu are loc eclozarea larvelor și că boala evoluează mai grav în perioada verii, datorită efectului temperaturii crescute a apei asupra peștilor (Lyholt și Buchmann, 1996).



Fig. 5.27. Metacercarii de *Diplostomum spathaceum* în retină la păstrăvul curcubeu. HE 50 μm (după Bruno, 2006)

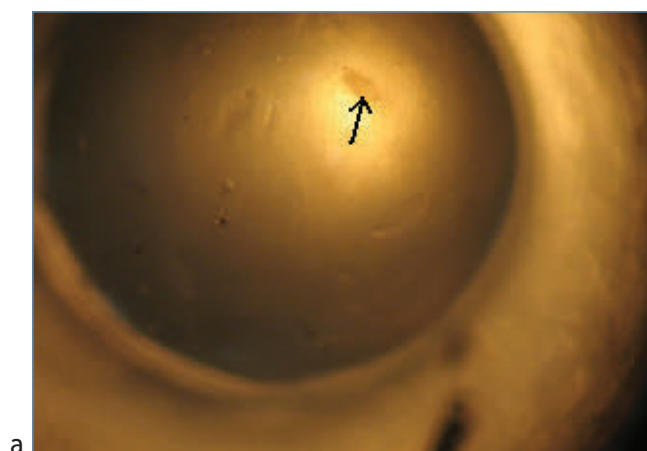
În diplostomoză temperatura mediului acvatic are o mare importanță în eliberarea cercarilor din corpul gasteropodelor acvatice precum și în pătrunderea și migrarea acestora în corpul peștilor. Eliberarea cercarilor este direct proporțională cu creșterea temperaturii apei. Astfel dacă la temperatura de 10°C un gasteropod eliberează 10.000 de cercari/zi, iar la 20°C până la 58.000 de cercari/zi. Activitatea sporociștilor este dependentă de cea a gazdei intermediare și încetează abia la temperaturi ale apei de 3-5°C, odată cu intrarea în hibernare a gazdelor intermediare. În mediul acvatic durata de viață a cercarilor, scade odată cu creșterea temperaturii apei, astfel că la 4°C aceștia trăiesc 219 h, la 10°C trăiesc 96 ore în timp ce la 20°C doar 48 de ore, timp în care trebuie să își găsească gazda intermediară 2 (peștele). Viteza de migrare a cercarilor până în structurile oculare

este mai mică la temperatura mici, de 26 h la 7°C și 15 h la 15°C, în timp ce la 48 de ore post infecție aceștia au ajuns la destinație în proporție de 100% (Lyholt și Buchmann 1996). Transformarea cercarilor în metacercari apti de infectare a gazdei definitive are loc în retină la 17-21 de zile de la infecția peștilor. Dezvoltarea metacercarilor determină modificarea comportamentului la pești prin afectarea capacității vizuale (cataractă), crescând riscul de capturare al acestora. Dintre modificările comportamentale întâlnim înțolul la suprafața apei. (Seppälä et al., 2005).

Diferențele în ceea ce privește capacitatea infectantă a speciilor de *Diplostomum* sunt date gradul de specificitate pentru gazdă, de condițiile ecologice de mediu, de genotipul parazitar și de genotipul gazdei (Sepälä colab., 2009). Patogenitatea cercarilor diferă în funcție de specia de *Diplostomum*. Astfel, *Diplostomum pseudospathaceum* este mai patogen decât *D. paracaudum* (Düröcu, 2002). Patogeneza în diplostomoză este dată de metaboliții eliberați de metacercari precum și de mișcările continue ale acestora și constă în instalarea leziunilor de cataractă, iar consecutiv apare și micșorarea retinei (Marcogliese și colab., 2001).

Tablou clinic

Peștii parazitați au o culoare negricioasă, sunt exoftalmici, emaciați și se hrănesc doar de la fundul bazinului (Woo, 2006). Aceste modificări sunt dependente de trecerea timpului, fiind mai puțin evidente la peștii tineri și de dimensiuni mici la care infecția este mai recentă (Karvonen, 2004). Shariff și colab. (citată de Karvonen, 2008) au observat diminuarea retinei la păstrăvul curcubeu infestat cu un număr mare de metacercari. Alterarea dimensiunii retinei poate fi mai mare peștii infestați cu un număr mic de metacercari față de infestați masiv, gravitatea leziunii fiind dependentă de trecerea timpului, acumularea metacercarilor și de cronicizarea infecției (Karvonen, 2004). În infestațiile cronice are loc degenerarea retinei, formarea aderențelor între componentele globului ocular și contactul direct între iris și retină (Woo, 2006).



a Prezența metacercarilor în cristalin (X6)



b Preparat nativ *Diplostomum sphaaceum* 10x20

Fig. 5.28. Metacercari de *Diplostomum sphaaceum* (Foto R. Ghiorghiasa)

Gravitatea leziunilor poate fi afectată de parazitismul cu mai multe specii sau linii de *Diplostomum* pe aceeași gazdă (Seppälä colab., 2009). Leziuni oculare apar și în cazul închistării intertegumentare a unor stadii de metacercari, acestea fiind agravate de melanjarea zonei, semnalată prin apariția unor pete negre (Woo, 2006) Rezistența metacercarilor în cristalinul peștilor este de peste 4 ani și se pot cumula prin reinfestări, astfel că, intensitatea parazitării este mai mare la peștii mai mari (Karvonen, 2004).

Diagnosticul

Diagnosticul diplostomozei se efectuează prin examene paraclinice de microscopice optice al cristalinului și prin identificarea metacercarilor în umoarea apoasă.

Diagnosticul clinic efectuat prin examinarea vizuală, a dus la observarea înotului la suprafață a peștilor afectați, exoftalmia uni- sau bilaterală, deformarea uni- sau bilaterală a formei capului, precum și lipsa de reactivitate la administrarea hranei. La majoritatea exemplarelor recoltate la care s-a observat exoftalmia uni sau bilaterală, imediat după scoaterea din apă a acestora, datorită presiunii intraoculare foarte mari se observă ruperea, tesuturilor oculare. Consecutiv recoltării peștilor și examinării vizuale a ochilor se poate observa prezența unor pete albicioase pe cristalin sau o ușoară opacifiere a acestuia. Aceste leziuni explică prezența semnelor clinice.

Diagnosticul de certitudine se pune numai după examenul microscopic al preparatelor proaspete, realizate din cristalinul peștilor infestați, ce permite observarea cu ușurință, a metacercarilor (fig. 5.28).

Profilaxie și tratament

Tratamentul preventiv constă în principal în intreruperea ciclului biologic speciei, prin eliminarea fie a gazdelor intermediare reprezentate de gasteropodele acvatice, fie a celor definitive reprezentate de păsările ihtiofage. Acest deziderat este dificil de realizat datorită rezistenței la tratament a gasteropodelor și a imposibilității de control a circulației avifaunei. Cea mai utilizată substanță în eliminarea moluștelor este sulfatul de cupru, dar și clorura de var, dar fără eficacitate de 100% în special în cazul tratamentelor de scurtă durată. În unele țări pentru utilizarea acestei substanțe este nevoie de aprobări speciale. În eliminarea în proporție de 100% a metacercarilor *Diplostomum sphaaceum* se utilizează cu succes paraziquantelul administrat sub formă de îmbăieri, administrat per os sau chiar injectabil. Utilizarea preparatului Droncit Bayer în doză de 330 mg/kg pește /zi, timp de 6 zile consecutiv poate duce la eliminarea metacercarilor.

Bibliografie

1. Bakke T. A., Jensen P. A. & Hansen L. P., Experimental transmission of Gyrodactylus salaris Malmberg (Platyhelminthes, Monogenea) from the Atlantic salmon (*Salmo salar*) to the European eel (*Anguilla anguilla*), *Canadian Journal of Zoology*, vol. 69, p.733-737, 1991.
2. Bruno D. W., Nowak B., Elliott D.G., Guide to the identification of fish protozoan and metazoan parasites in stained tissue section, *Diseases of Aquatic organism*, vol. 70, p 1-36, 2006.
3. Bush O. Albert, Jacqiline C. Fernandes, Esch Gerald W., Seed J. Richard, *Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites*, Editura Cambridge, p. 565, 2001.
4. Collins Catherine M., Kerr Rose, McIntosh Rebecca, Snow Mike, Development of a real-time PCR assay for the identification of Gyrodactylus parasites infecting salmonids in northern Europe, vol. 90, p. 135-142, 2010.
5. Dörücü Mustafa N., Dülüşüz M. C., James Grabbe, 2002, Occurrence and Effects of Diplostomum sp. Infection in Eyes of Acanthobrama marmid in Keban Dam Lake, Elazığ, *Turkey Turk J, Vet Anim Sci.* vol. 26, pag 239-243.
6. Hansen H., Martinsen L., Bakke T.A., Bachmann L., The incongruence of nuclear and mitochondrial DNA variation supports conspecificity of the monogenean parasites Gyrodactylus salaris and G. thymalli. *Parasitology*, vol. 133, p. 639-650, 2006.
7. Heinecke R. D., Martinussen T., Buchmann T., 2007 – Microhabitat selection of Gyrodactylus salaris Malmberg on different salmonids, *Journal of fish Diseases*, vol.30, p. 733-743.
8. Kania P. W., T. R. Jørgensen, K. Buchmann, Differentiation between a pathogenic and a non-pathogenic form of Gyrodactylus salaris using PCR-RFLP, *Journal of Fish Diseases* vol. 30, p.123-126, 2007.
9. Karnonoven Ansi, Transmission of Diplostomum sphaetaceum between Intermediate Host, Lucrare de disertație, Jyväskylä, *Studies in Biological and Environmental Science*, 139, Ed. Jyväskylä University Printing House, pag. 31, 2004.
10. Kuusela Jussi, Marek S. Ziëtara, Jaakko Lumme, Description of three new European cryptic species of Gyrodactylus Nordmann, 1832 supported by nuclear and mitochondrial phylogenetic characterization, *Acta Parasitologica*, vol. 53, nr. 2, p. 120-126, 2009.
11. Lindenstrøm T., Collins C.M., Bresciani J., Cunningham C.O. Buchmann K., Characterization of a Gyrodactylus salaris variant: infection biology, morphology and molecular genetics, *Parasitology*, vol. 127, p. 165-177, 2003.
12. Marcogliese D.J., The impact of climate change on the parasites and infectious diseases of aquatic animals, *Scientific and Technical Review Off. int. Epiz.*, 27 (2), 467-484,2008.
13. Peeler Edmund, Mark Thrush, Larry Paisley, Chris Rodgers, An assessment of the risk of spreading the fish parasite Gyrodactylus salaris to uninfected territories in the European Union with the movement of live Atlantic salmon (*Salmo salar*) from coastal waters, *Aquaculture* 258: 187-197, 2006
14. Seppälä Otto, Anssi Karvonen, E. Tellervo Valtonen și Jukka Jokela, Interactions among co-infecting parasite species: a mechanism maintaining genetic variation in parasites? *Proc. R. Soc. B*, vol. 276, p. 691-697,2009.
15. Stoskopf M.K. *Fish Medicine*, Saunders Comp. Philadelphia, p 882,1993.

5.9. Postodiplostomoza

Boală invazivă ce se manifestă prin apariția pe tegumentul peștilor a unor pete negre de diferite dimensiuni, precum și deformarea coloanei vertebrale, produsă de trematodul *Posthodiplostomum cuticola* din familia Diplostomidae (fig. 5.29).

Etiologie

Agentul etiologic este trematodul digenic *Posthodiplostomum cuticola* din familia Diplostomidae. Metacercarii sunt piriformi, cu lungimea de 0,7-1,5 mm și lățimea de 0,3-0,5 mm. Extremitatea anterioară este prevăzută

cu o ventuza bucală, iar la mijlocul corpului se află ventuza ventrală. Metacercariumul parazitează în tegument, țesutul adipos subcutan. Acesta formează chiști cu diametrul de



Fig. 5.29. Sânger infestat cu trematodul *Posthodiplostomum cuticola* (foto Gologan Ion)

0,6-0,9 mm, înconjurați de depuneri de pigment melanic de culoare neagră. Trematodele adulte parazitează în intestinul păsărilor ihtiofage și la amfibieni (Borysevych B.V., 2013). Din ouăle pe care le elimină gazdele definitive eclozează miracidiumul care infestază gazdele intermediare I – gasteropodele din familia Planorbidae în organismul cărora se vor forma stadiile asexuate de sporochist, redie și cercar. În gazda intermediară II se dezvoltă stadiul de metacercarium (închistat). Timpul necesar dezvoltării metacercariumului depinde de regimul termic al apei, specia, vârsta gasteropodului și durează în jur de 75-95 de zile. Peștele infestat cu metacercari este consumat de către păsările ihtiofage, în intestinul cărora metacercarii timp de 3-7 zile ating stadiul adult (Ondračková, 2004).

Epidemiologie

Infestarea peștilor are loc în perioada de primăvară – vară. Susceptibile la *P. cuticola* sunt peste 60 de specii de pești: crap, plătică, babușcă, cosaș, sânger, novac, roșioară, sabiță, tarancă, biban, ocheană, clean european, scoabar comun. Primele simptome ale bolii sunt petele negre care apar deja la puietul de 10-12 zile. Intensivitatea invaziei crește odată cu vârsta. În unele cazuri extensivitatea poate ajunge la 85-100% iar intensivitatea 150-250 de exemplare (Fedotkina S.N., 2011). Sursele de invazie le constituie peștii infestați, moluștele și păsările ihtiofage (bâtlanii) care infestază bazinele acvatice cu ouăle helminților adulți (Goloshchapova, 2014).

Tablou clinic

La pești în locul parazitării metacercarilor apar hemoragii punctiforme, pete negre, care mai apoi se transformă în mici chisturi înconjurate de pigment melanic – hemomelanina – produsul degradării hemoglobinei și a celulelor pigmentare (cromatofori) din tegument (Bucur C., 2017). Odată cu creșterea peștelui petele se măresc, atingând 1-1,6 cm în diametru. Pigmentul este depus în jurul capsulei ce conține metacercari, atât în interiorul cât

și exteriorul capsulei. Corpul peștilor bolnavi se deformează, coloana vertebrală se deformează și își pierde flexibilitatea, peștii rămân nedezvoltați, predispuși spre a fi capturați de păsările ihtiofage. Petele negre apar în diferite regiuni ale corpului: pe înotătoare, branhiile, pedunculul caudal, regiunea dorsală, laterală, corneele, mucoasa cavității bucale etc. Numărul petelor variază de la câteva zeci sau chiar sute (Athokpam, 2014).

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza depistării pe tegument a chisturilor ce conțin metacercari. Chisturile sunt examinate la microscop. Cu ajutorul pensei și a bisturiului se extrag chisturile din piele, se deschid și se extrag metacercarii. Metacercarii sunt examinați la microscop și se identifică specia (Demidchik, 2003; Makarova, 2021).

Profilaxie și tratament

Tratament medicamentos nu este elaborat. Întrucât dezvoltarea parazitului decurge cu participarea moluștelor acvatice, este posibilă prevenirea bolii prin nimicirea sau reducerea numărului de moluște acvatice din bazinele acvatice (Osipova, 2006). Pentru aceasta bazinele acvatice sunt vidate și prelucrate cu var nestins, clorură de var 500kg/ha.

Bibliografie

1. Athokpam V.D., Tandon V. Morphological and molecular characterization of *Posthodiplostomum* sp. (Digenea: Diplostomidae) metacercaria in the muscles of snakeheads (*Channa punctata*) from Manipur, India. *Helminthologia*. 2014 Jun;51(2):141-52.
2. Borysevych B.V., Ayshpur O.M. Klinichni oznaky ta patolohoanatomichni zminy u koropa za postodyplotomozu. *Naukovyy visnyk Natsional'noho universytetu bioresursiv i pryrodokorystuvannya Ukrayiny*. Seriya: Vetrynarna medytsyna, yakist' i bezpeka produktsiyi tvarynnystva. 2013(188 (4)):20-3.
3. Bucur C, Costache M, Nicolae C.G, Radu D, Costache M. Study regarding the fish diseases in aquatic ecosystems located and landscaped in southern region of Romania. *International Multidisciplinary Scientific GeoConference: SGEM*. 2017;17:907-14.

4. Demidchik L.G. Postodiplostomoz presnovodnykh ryb. Veterinariya. Referativnyy zhurnal. 2003(1):352.
5. Fedotkina S.N., Shinkarenko A.N. Postodiplostomoz ryb Volgogradskoy oblasti. In integratsionnyye protsessy v nauke, obrazovanii i agrarnom proizvodstve-zalog uspeshnogo razvitiya apk 2011 (pp. 224-227).
6. Goloshchapova O.N., Malysheva N.S., Samofalova N.A., Vagin N.A., Yelizarov A.S., Chuvakova N.V. Rasprostraneniye liguleza i postodiplostomoza v vodoyemakh Kurskoy oblasti. *Teoriya i praktika parazitarnykh bolezney zhivotnykh*. 2014(15).
7. Makarova O.I., Radzhabov R.G. Epizootologicheskiy monitoring i veterinarno-sanitarnaya ekspertiza pri parazitarnykh boleznyakh ryb. In Aktual'nyye problemy i metodicheskiye podkhody k diagnostike, lecheniyu i profilaktike bolezney zhivotnykh i ptits 2021 (pp. 131-134).
8. Ondračková M, Reichard M, Jurajda P, Gelnar M. Seasonal dynamics of Posthodiplostomum cuticola (Digenea, Diplostomatidae) metacercariae and parasite-enhanced growth of juvenile host fish. *Parasitology research*. 2004 Jun;93(2):131-6.
9. Osipova N.I. Chernopyatnistoye zabolevaniye karpovykh ryb Yakhromskogo vodokhranilishcha [Postodiplostomoz]. Veterinariya. Referativnyy zhurnal. 2006(3):920.

5.10. Cavoza

Boală invazivă a crapului, cosașului, produsă de cestodul *Khawia sinensis* din familia *Caryophyllidae* (Fig. 5.30).



Fig. 5.30. *Khawia sinensis* – extremitatea anterioară (după: Valdez R.R.)

Etiologie

Agentul etiologic este o cestodă cu corpul neseșgmentat, de culoare albă, cu lungimea de 80-175 mm și lățimea de 2,5-3,5 mm. Capătul anterior este lărgit, cu aspect festonat. Sistemul reproducător este reprezentat de testicule și foliculii glandelor vitelogene dispuse anterior. În partea posterioară a corpului se găsesc ovarul și uterul (Oros, 2009)

Ciclul evolutiv al acestui parazit este de tip dixen, și decurge cu participarea gazdei intermediare – viermii cilindrici din subcla-

sa *Oligochaeta* (*Tubifex tubifex*, *Limnodrilus udekemianus*, *L. hoffmeisteri*, *Limnodrilus hammoniensis*), și gazda definitivă – peștele (Krivenko, 2017).

Peștii infestați elimină ouăle helminților cu excrementele în mediul acvatic. Acestea cad la fundul bazinului acvatic, în mâl, unde pot rezista până la 3-4 luni. În cazul vidării heleșteielor ouăle nu rezistă mult (Scholz, 1991). După 35-45 de zile, în dependență de regimul termic al apei, în ou se dezvoltă embrionul numit coracidu. Oul este deglutit de către nematodul oligochet – gazda intermediară, și timp de 2-3 luni se dezvoltă până la stadiul de larvă infestantă numit proceroid cu lungimea de 1,5-3 mm. Oligochetul infestat este consumat de către gazda definitivă – peștele, în organismul căruia proceroidul devine plerocercoid și în decurs de 1,5-2,5 luni atinge stadiul adult și începe să producă ouă.

Epidemiologie. Boala este înregistrată în toate zonele de creștere a crapului. Susceptibile sunt toate grupele de vârstă mai ales tineretul care se îmbolnăvește în perioada de primăvară-vară. Extensivitatea și intensivitatea cresc începând cu iunie până în septembrie. Peștii infestați toamna, rămân infestați pe tot parcursul iernii. Extensivitatea invaziei poate atinge 80-100% iar intensivitatea – zeci și sute de helminți în intestin. Peștii de vârste mai mari sunt susceptibili, dar extensivitatea și intensivitatea nu sunt atât de mari. În une-

le cazuri pot avea loc mixtinvazii cu speciile de cestode din genurile *Caryophyllaeus* și *Botriocephalus*. Gradul de infestare cu *K. sinensis* este condiționat de condițiile mediului extern. În apele cu curs rapid, fund pietros sau nisipos, oligochetele sunt într-un număr mic, respectiv și gradul de infestare este mai mic, spre deosebire de bazinele acvatice cu apă stătătoare, mâloase, preferate de către oligochete (Mirzoyeva, 2016).

Tablou clinic

Peștii bolnavi sunt slab activi, mișcarea este lentă, peștii stau mai mult în zonele de suprafață, la malul bazinului acvatic. Peștii sunt slăbiți, branhiile și mucoasele sunt anemice, abdomenul este balonat (Scholz, 2021)

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza depistării helminților în intestinul peștilor. Helminții sunt colectați și sunt examinați la microscop pentru a determina specia parazitului. Sunt luate în considerare datele epizootologice și semnele clinice. Diagnosticul intra vitam este stabilit în baza examenului coprologic. Din anus sunt colectate masele fecale care vor fi diluate cu apă și examinate între lamă și lamelă la microscop (Molnár, 2019).

Profilaxie și tratament

Profilaxia caviozei constă în întreruperea contactului dintre gazda intermediară și definitivă, cu scopul inadmiterii infestării oligochetelor cu ouăle helmintului, și diminuarea numărului de gazde intermediare din bazinele acvatice nefavorabile. Combaterea oligochetelor este realizată prin vidarea și dezinfectia bazinelor acvatice cu clorură de var (500kg/ha) primăvara înainte de popularea cu material piscicol, și toamna după capturarea peștelui (Goleneva, 2014). Este realizat un control strict al transportării peștilor, nepermițând popularea cu pești din zone nefavorabile. În bazinele acvatice în care este înregistrată o infestare masivă a crapului și nu

este posibilă efectuarea măsurilor menite să reducă numărul de oligochete este recomandată popularea cu specii de pești precum lin, caras, specii care nu se infestază cu *K. sinensis*. Pentru terapia caviozei sunt utilizate preparatele antiparazitare (Petrishko, 2017).

Bibliografie

1. Goleneva O.M., Shadyeva L.A., Shlenkina T.M., Fedorova Y. Profilaktika i lecheniye botriotsefaleza i kavioza karpovykh ryb v usloviyakh akvakul'tury. *Mezhdunarodnyy nauchno-issledovatel'skiy zhurnal*. 2014(2-1 (21)).
2. Krivenko D.V., Molchanov A.V., Rykhlov A.S., Semivolos A.M., Syrkin Y., Vastyanova A.A. Veterinarno-sanitarnaya i biologicheskaya otsenka prudovogo karpa pri mikstinvazii. *Agrarnyy nauchnyy zhurnal*. 2017 Dec 25(12):34-6.
3. Mirzoyeva N.M., Aliyeva K.G., Kurmanova M.K., Zhitiyeva M.KH., Gazayev M.M., Bittirova A.A., Makhiyev I.I., Bittirov A.M. Epizootologiya kavioza prudovykh ryb v stepnykh vodoyemakh Kabardino-Balkarskoy Respubliki. In *Bioraznoobraziye i ratsional'noye ispol'zovaniye prirodnykh resursov* 2016 (pp. 86-88).
4. Molnár K, Székely C, Láng M. Field guide to warmwater fish diseases in Central and Eastern Europe, the Caucasus and Central Asia (2019).
5. Oros M, Hanzelová V, Scholz T. Tapeworm *Khawia sinensis*: review of the introduction and subsequent decline of a pathogen of carp, *Cyprinus carpio*. *Veterinary parasitology*. 2009 Oct 14;164(2-4):217-22.
6. Petrishko V.YU., Firsova G.D. „Invazionnyye zabolevaniya promyslovykh ryb, registriruyemye v akvatorii Rostovskoy oblasti”. *Vestnik agrarnoy nauki*, no. 6 (69), 2017, pp. 70-76.
7. Scholz T, Kuchta R, Oros M. Tapeworms as pathogens of fish: A review. *Journal of fish diseases*. 2021 Dec;44(12):1883-900.
8. Scholz T. Development of *Khawia sinensis* Hsii, 1935 (Cestoda: Caryophyllidea) in the fish host. *Folia parasitologica*. 1991:38-225.

5.11. Botriocefaloza

Boală invazivă produsă de cestodele *Bothriocephalus acheilognathi*, *B. opsariichthydis* din familia *Bothriocephalidae* (Fig. 5.31). Sunt susceptibile speciile de pești: crap, caras, plătica, cosac, cosaș, sânțer, babușca, văduvița, mreana, somn etc, dar cel mai susceptibil este puietul de crap, cosaș, la care prevalența infestării cu acești helminți poate atinge 80-100%.



Fig. 5.31. *Bothriocephalus opsariichthydis* (scolex)
(autor Gologan Ion)

Etiologie

Cestod de culoare alb-cremoasă cu corp alungit, cu aspect de panglică. Helminții adulți pot atinge 15-25 cm lungime și 1-4 mm lățime, iar extremitatea anterioară a acestora – scolexul în forma de inimă, are două botrii cu ajutorul cărora se fixează de mucoasa intestinală. Strobila este alcătuită dintr-o multitudine de proglote care conțin organele sistemului reproducător feminin și masculin. Helminții se dezvoltă cu participarea gazdelor intermediare reprezentate de copepodele acvatice din genul *Cyclops*, *Mesocyclops*, *Acanthocyclops*.

Helminții adulți, paraziți intestinali la pești, elimină ouă care cu masele fecale ajung în mediul acvatic. În ou, timp de 3-7 zile, în dependență de regimul termic al apei, se dezvoltă coracidiumul cu numeroși cili și trei perechi de cârlige chitinoase, capabil să reziste în apă până la 2-3 zile (Han, 2010).

Gazdele intermediare ingeră coracizii care migrează în cavitatea celomică a gazdelor și se dezvoltă până la stadiul numit procercoid, ce are lungimea de 100-115 μm. Peștii ingeră ciclopii infestați cu plerocercoci care ajungând în intestin, se fixează de peretele intestinal și devin adulți în decurs de 2-3 săptămâni.

Epidemiologie

Botriocefaloza este o maladie des întâlnită în gospodăriile piscicole. Acest fenomen este favorizat de transportul necontrolat al peștilor, prezența surselor de aprovizionare cu apă comune etc. Intensivitatea invaziei puietului de 10-12 zile nu este mare, dar odată cu dezvoltarea acestora și consumul intens de ciclopi intensivitatea și extensivitatea invaziei cresc (puietul de 10 zile (luna iunie) – 12%, puietul de 1 lună – 48%, puietul de 45 zile 75,5%, puietul de 2 luni (luna august) – 93-100% la o intensitate de la 4 până la 95 paraziți la un pește). Cel mai des puietul se infestază în perioada iulie-august, când în bazinele acvatice se dezvoltă intens zooplanctonul iar peștele se hrănește intens (Lisovets, 2014).

Toamna, când în bazinele acvatice sunt puține copepode, iar peștele trece la alimentarea cu combifuraj și viețuitoare bentonice, intensivitatea invaziei scade. Puietul de crap în momentul trecerii acestuia în heleșteiele pentru iernare este infestat în proporție de 35-50%. Iarna infestarea se păstrează la nivelul celei din toamnă, cu toate că se observă o descreștere a extensivității și a intensivității invaziei, fapt datorat morții helminților. Iarna crapul nu se hrănește iar dezvoltarea helmintului se stopează, respectiv o reinfestarea nu are loc.

Cauza principală a bolii o constituie peștii adulți care au rol de purtători, sau creșterea concomitentă a peștilor de diferite categorii de vârstă. Infestarea mai poate avea loc dacă în bazinele indemne de boală nimeresc pești infestați sau gazde intermediare (Bauyer, 1981).

Tablou clinic

Boala evoluează cronic. Peștii adulți sunt purtători asimptomatici. Peștii infestați au următoarele simptome: anemia branhiilor, mișcări molatice, abdomenul retractat sau balonat, endoftalmie. La puiet boala are o evoluție acută. Puietul se adună în grup, în apropiere de mal. Moartea puietului poate ajunge la 75% și mai mult (Skachkov, 2018).

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza datelor epidemiologice, tabloului clinic și a examenului parazitologic. Masele fecale vor fi examinate la microscop pentru depistarea ouălor cestodelor (Mitchell, 2003).

Profilaxie și tratament

În gospodăriile piscicole se desfășoară un complex de măsuri sanitar-veterinare menite să combată și să prevină pătrunderea agentului cauzal, prin utilizarea preparatelor antiparazitare (Goleneva, 2014; Lysenko, 2006; Skachkov, 2017).

În scop de tratament și profilaxie a botriocelulozei la crap se recomandă utilizarea

compoziției și procedurii de deparazitare și alimentare complementară a acestuia descris de autorii: Toderăș I., Gologan I., Rusu Șt., Erhan D. și colab. 2021.

Bibliografie

1. Bauyer O.N., Musselius V.A., Strelkov Y. Bolezni prudovykh ryb. – M.: Logkaya i pishchevaya promyshlennost'yu 1981. – 320 s.
2. Goleneva O.M., Shadyeva L.A., Shlenkina T.M., Fedorova Y.V. „Profilaktika i lecheniye botriotsefaleza i kavioza karpovykh ryb v usloviyakh akvakul'tury” Mezhdunarodnyy nauchno-issledovatel'skiy zhurnal, no. 2-1 (21), 2014, pp. 54-55.
3. Han J.E., Shin S.P., Kim J.H., Choresca C.H., Jun J.W., Gomez D.K., Park S.C. Mortality of cultured koi *Cyprinus carpio* in Korea caused by *Bothriocephalus acheilognathi*. African Journal of Microbiology Research. 2010 Apr 4;4(7):543-6.
4. Lisovets Y, Sarkisova G.A. Botriotsefalez perenoschik bakterial'nogo zabolevaniya ryb. Intensivnyye tekhnologii v apk. 2014:67.
5. Lysenko A.A., Khristich V.A. Parazitarnyye bolezni prudovykh ryb: sposoby lecheniya i profilaktiki. Veterinariya Kubani. 2006(2):23-4.
6. Mitchell A. Bothriocephalus-chapter in suggested procedures for the detection and identification of certain fin fish and shellfish pathogens. American Fishery Society (Fish Health Section) Proceedings. 2003 Jul 14;2.
7. Skachkov D, Thakahova A. Bothriocephalus spp. Infection of cyprinidae: epizootology, clinical features and pathogenesis, diagnostics, therapeutic and prophylactic measures. Agrofor. 2018;3(2).
8. Skachkov D.P. Lechebno-profilakticheskiye obrabotki prudovykh karpovykh ryb pri tsetostozakh. Teoriya i praktika parazitarnykh bolezney zhyvotnykh. 2017(18).

5.12. Liguloza

Boală invazivă produsă de plerocercozii helmintului *Ligula intestinalis* din familia *Ligulidae*. *L. intestinalis* este un cestod ce parazitează în cavitatea abdominală a peștilor și drept rezultat provoacă atrofia organelor interne, infertilitate, uneori ruperea peretelui intestinal care se finalizează cu moartea peștelui (Loot, 2002). (fig. 5.32)



Fig. 5.32. *Ligula intestinalis* (foto Rusu Ștefan)

Etiologie

L. intestinalis este un helmint mare, de culoare albă sau ușor gălbuie, ce poate atinge 5-120 cm lungime și 0,5-1,7 cm lățime.

Capătul anterior este prevăzut cu două mici botridii, cu ajutorul cărora parazitul se fixează de țesuturile gazdei. Strobila este segmentată superficial și dispune de organe genitale, dispuse în partea mijlocie a corpului și care se dezvoltă spre partea posterioară. În regiunea ventrală a strobilei se află șanțul longitudinal (unul la *Ligula intestinalis* și două la *Digamma interrupta*) la nivelul cărui se deschid porii genitali.

Numeroase testicule și glande vitelogene sunt dispuse de-a lungul strobilei. Uterul este sinuos. Ouăle au forma ovală, operculate. Ligulele adulte parazitează în intestinul gazdei definitive – păsările ihtiofage care elimină ouăle cu masele fecale direct în mediul acvatic (Urymbetov A.A, 2016). Durata dezvoltării coracidiului în ou depinde de regimul termic al apei. La temperatura de 21-25 °C coracidiul se dezvoltă timp de 5-7 zile, la 16-19 °C timp de 8-10 zile, la 10-12 °C timp de 12-15 zile. Coracidiul (ciliat, cu 3 perechi de cârlige) eclozează din ou și înoată liber timp de 2-3 zile timp în care acestea sunt ingerate de copepodele acvatice din genul *Diaptomus*, *Cyclops*, *Mesocyclops*, *Eudiatomus*, în organismul cărora din coracidiu se va dezvolta oncosfera, care după 10-15 zile va deveni procercooid infestant (Hoole, 2010).

Copepodele infestante sunt ingerate de către pești-gazda intermediară II în cavitatea abdominală a cărora timp de 10-14 luni procercoizii se dezvoltă în plerocercioizi. În organismul peștilor plerocerciozii pot supraviețui mai mult de 3 ani. Păsările ihtiofage – gazde definitive consumă peștii infestați, în intestinul cărora plerocerciozii după 3-5 zile devin adulți și încep să depună ouă. Ponta durează 5-7 zile, după care ligulele mor și cu excrementele păsărilor sunt eliminate în mediul extern (Goloshchapova, 2014).

Epidemiologie

Boala este înregistrată mai frecvent în heleșteie, limane, bazine de acumulare, mai rar râuri și lacuri. Susceptibile sunt următoarele specii de pești: plătică, babușcă, tarancă, roșioară, caras, batcă, obleț, clean, porcuș, mreană, cosaș, sânger, novac, fufă etc. Rareori plerocerciozii pot fi depistați în cavitatea abdominală a crapului. Mai des sunt infestați peștii cu vârsta de 2-4 ani. Extensivitatea invaziei la plătică, babușcă, roșioară, batcă poate ajunge la 40-60% cu o intensitate a invaziei de 3-7 exemplare. La peștii din grupele de vârstă mai mari extensivitatea și intensivitatea sunt mai mici. Extensivitatea invaziei la porcușor, fufă, obleț ajunge la 100%. Infestările cu paraziții din genul *Ligula* sunt înregistrate în perioada de primăvară-vară (Ryzhnikov, 2001).

Tablou clinic

Peștii infestați se adună în zonele cu apă mică a bazinului acvatic, în zonele de coastă, unde le este mai ușor să se hrănească. Peștii bolnavi înoată lent, în poziții anormale, fiind predispuși spre capturare de către păsările ihtiofage. Peștele este slăbit, are abdomenul balonat și dur. Moartea peștilor survine ca urmare a traumării și penetrării peretelui abdominal de către plerocercioizi (Arbuzova, 2019).

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza examenului parazitologic și a identificării în cavitatea abdominală a plerocercioizilor (Sayfulmulyukov, 2020).

Profilaxie și tratament

Tratament medicamentos nu este elaborat. Pentru combaterea ligulozei se efectuează un complex de măsuri bazate pe particularitățile biologice ale parazitului printre care: sperierea păsărilor, combaterea gazdelor intermediare – crustaceele acvatice prin vidarea și dezinfectia cu var nestins a bazinelor acvatice (Baktybayev, 2021).

Bibliografie

1. Arbuzova A.A. Ligulez ryb: veterinarno-sanitarnaya ekspertiza. In Studenchestvo Rossii: vek XXI 2019 (pp. 122-127).
2. Baktybayev M.S. Profilakticheskiye meropriyatiya s boleznyu ryb ligulez. Vestnik Severo-Kazakhstanskogo Universiteta im. M. Kozybayeva. 2021 Aug 17(3 (44)):23-8.
3. Goloshchapova O.N., Malysheva N.S., Samofalova N.A., Vagin N.A., Yelizarov A.S., Chuvakova N.V. Rasprostraneniye liguleza i postodiplostomoza v vodoyemakh Kurskoy oblasti. Teoriya i praktika parazitarnykh bolezney zhivotnykh. 2014(15).
4. Hoole D, Carter V, Dufour S. Ligula intestinalis (Cestoda: Pseudophyllidea): an ideal fish-metazoan parasite model?. Parasitology. 2010 Mar;137(3):425-38.
5. Loot G, Poulin R, Lek S, Guégan J.F. The differential effects of Ligula intestinalis (L.) plerocercoids on host growth in three natural populations of roach, *Rutilus rutilus* (L.). Ecology of Freshwater Fish. 2002 Sep;11(3):168-77.
6. Ryzhnikov A.I, Dmitriyev V.L, Sarkisyan V.I. Ligulez pestrogo tolstolobika v prudakh yuga Ukrainy. Problemy ikhtiopatologii: materialy. 2001;1:98-100.
7. Sayfulmulyukov E.R., Mizhevikina A.S., Savostina T.V., Mizhevikin I.A. Pokazateli bezopasnosti pri liguleze. In Aktual'nyye voprosy nauki i praktiki v innovatsionnom razvitii APK 2020 (pp. 338-342).
8. Urymbetov A.A. Ligulez karpovykh ryb. In Sovremennyye tendentsii razvitiya agrarnogo kompleksa 2016 (pp. 1004-1005).

5.13. Filometroidoza

Boală invazivă specifică crapului și a hibrizilor acestuia, provocată de nematoda *Philometroides lusiana* din fam *Philometridae*. Helminții adulți parazitează în țesutul muscular, sub solzi, mai rar în cavitatea abdominală, iar stadiile larvare – în organele interne (ficat, rinichi, vezica înotătoare, gonade) (fig. 5.33).

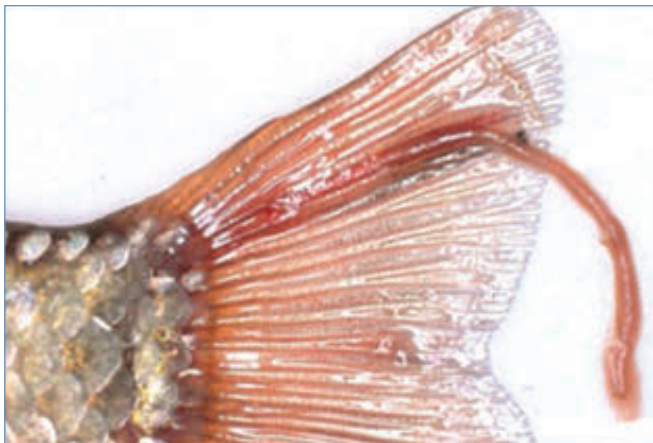


Fig. 5.33. Caras argintiu infestat cu *Philometroides sanguineus* (foto Williams et al.)

Boala se manifestă prin inflamarea ficatului, vezicii înotătoare, rinichilor, și este însoțită de o stare generală de intoxicare.

Din familia *Philometridae* la alte specii de pești parazitează: *Philometroides sanguinea* – caras; *Philometra rischta* – în cavita-

tea branhială la plătică, babușcă, văduviță; *Philometra abdominalis* – în cavitatea abdominală la plătică, babușcă și văduviță (Moravec, 2013).

Etiologie

Femelele adulte de culoare roz-roșie ating 80-125 mm lungime și 0,8-1 mm lățime parazitează intradermic. Femelele sunt vivipare. Masculii parazitează în peretele vezicii înotătoare, mai rar în rinichi și în gonade. Masculii au lungimea 2,9-3,5 mm, iar lățimea 0,035-0,046 mm. Primăvara la temperatura apei de 16-18 C femelele depun ponta infestând bazinele acvatice. După pontă femelele mor. Larvele cu lungimea de 0,3-0,5 mm sunt viabile 8-10 zile. Acestea sunt ingerate de copepodele acvatice – gazda intermediară: *Cyclops strenuus*, *Acanthocyclops viridis*, *Macrocyclus albidus*, *Eucyclops serrulatus*, *E. macruroides* var. *denticulatus* etc. Ciclopul ingeră larvele, care vor suferi două năpârliri (la a 3-a – a 4-a zi și la a 7-a – a 8-a zi) iar peste 9-10 zile ating stadiul infestant (Sokolov S.G., 2008). Gazda definitivă se infestază ingerând ciclopul infestat. Larvele ajung în intestin, penetrează mucoasa intestinală, trec în cavitatea abdominală și migrează în ficat, rinichi, gonade, unde la a

13-15-a zi vor suferi cea de-a treia năpârlire. După cea de-a treia năpârlire larvele penetrează peretele vezicii înotătoare și la a 18-20 zi năpârlesc a patra oară.

Maturarea helminților se finalizează în ziua a 35-40 când are loc fecundarea femelelor. Femelele din vezica înotătoare migrează în țesutul muscular și în derm unde rămân până în primăvara anului următor, când vor atinge stadiul adult. Ciclul vital al paraziților durează 11-12 luni la femele și 13-14 luni la masculi (Molnár, 2006; Williams, 2012).

Epidemiologie

Boala este înregistrată mai des în crescătoriile piscicole în perioada de primăvară-vară. Se infestază peștii începând cu vârsta de 7-8 zile odată cu trecerea la consumul de zooplancton. Extensivitatea și intensivitatea invaziei cresc din mai până în iulie. La finele lunii iulie extensivitatea poate atinge 80-90% la o intensivitate a invaziei de 7-12 exemplare. Peștii puternic parazitați mor. Moartea în masă este înregistrată la peștii cu vârsta de 2-3 săptămâni (în iunie-iulie). Toamna și iarna infestarea nu are loc. Peștii care s-au infestat vara rămân infestați până în primăvara anului următor. În cazul prezenței permanente în bazinul acvatic a gazdelor intermediare (ciclopi) durata necesară dezvoltării helmintului poate ajunge la 6 luni, fiind posibilă infestarea și în alte anotimpuri ale anului. Sursele de invazie le constituie peștii bolnavi și gazdele intermediare infestate ce pot trece dintr-un bazin acvatic într-altul (Naumova, 2016)

Tablou clinic

Boala decurge *acut și cronic*.

Forma acută este specifică peștilor cu vârsta de 2-3 săptămâni. Larvele, nimerind în organismul peștelui, migrează în diferite organe dereglând funcția acestora. Organismul tineretului piscicol este insuficient dezvoltat și foarte sensibil la acțiunea larvelor. Fazele inițiale a bolii îi este caracteristică incoordonata mișcărilor. Forma acută durează 1-3 zile și se termină cu moartea peștilor (până la 40-

70% din efectiv). La examenul parazitologic se constată ruptura peretelui vezicii înotătoare iar în organele interne sunt depistate nu mai puțin de 7-12 larve.

În cazul în care boala evoluează lent, are caracter de durată, apare forma cronică a filometroidozei. Semnele clinice caracteristice formei cronice sunt: slăbirea organismului, mișcări molatice, culoarea anemică a branhiilor. Peștii petrec un timp mai îndelungat la suprafața apei, se hrănesc mai greu. Pe tegument apar tuberculi, tumefacții, congestii; solzii sunt zburliți de culoare mată. Paraziții frecvent parazitează sub solzii din regiunea capului, spatelui, flancurilor și abdominală. cauzând porți de infecție pentru microorganismele patogene (ex. micete din genul *Saprolegnia*). Masa peștelui parazitat este mai mică cu 15-25% comparativ cu cea a peștelui sănătos crescut în aceleași condiții (Bauyer, 1981).

Diagnostic

Parazitoza este diagnosticată în baza semnelor clinice și a examenului parazitologic. Organele interne sunt extrase împreună cu vezica înotătoare și sunt examinate prin metoda compresorie.

Profilaxie și tratament

În caz de filometroidoză este interzis transportul materialului piscicol din gospodăriile piscicole nefavorabile, creșterea în comun a peștilor de diferite vârste. Cea mai efectivă metodă de profilaxie și combatere a filometroidozei constă în utilizarea preparatelor antiparazitare administrate peștilor cu hrana, de două ori pe an: în luna mai pentru nimicirea formelor adulte (femelele), și în perioada lunilor august-septembrie pentru nimicirea stadiilor larvare (Skachkov, 2017).

În scop de tratament și profilaxie a filometroidozei la crap se recomandă utilizarea compoziției și procedului de deparazitare și alimentare complementară a acestuia descris de autorii: Toderăș I., Gologan I., Rusu Șt., Erhan D. și colab. 2021.

Bibliografie

1. Bauyer O.N., Musselius V.A., Strelkov Y. Bolezni prudovoykh ryb. – M.: Logkaya i pishcheyaya promyshlennost'yu 1981. – 320 s.
2. Molnár K., Buchman K., Székely C. 2006. Phylum Nematoda. In P.T.K. Woo, ed. Fish diseases and disorders. Vol. 1. Protozoan and metazoan infections, pp. 418-443. Wallingford, United Kingdom, CAB International.
3. Moravec F, Buron I. A synthesis of our current knowledge of philometrid nematodes, a group of increasingly important fish parasites. Folia Parasitologica. 2013 Jan 1;60(2):81-101.
4. Naumova A.M., Naumova A.Y., Loginov L.S. Epizootological monitoring of fish farms and fishing ponds of Russia. Proceedings of VNIRO. 2016.
5. Skachkov D.P. Therapeutic-prophylactic treatments of carps by philomecide at Philometroides lusiana infection at «Egoryevsky Fish Plant CNA». Materialy dokladov mezhdunarodnoi nauchnoi konferentsii, Teoriya i praktika bor'by s parazitarnymi boleznyami, Vypusk 18, Moscow, Russia, 16-17 May 2017. 2017:454-7.
6. Sokolov S.G., Kazakov B.E. O morfologii i taksonomicheskom statuse nekotorykh vidov roda philometroides (Nematoda, Philometridae). Zoologicheskiy zhurnal. 2008;87(12):1420-4.
7. Toderăș I., Gologan I., Rusu Ș.; Erhan D., Bulat D., Bulat D., Chihai O., Zamornea M., Gherasim E. Compoziție și procedeu de deparazitare și alimentare complementară a crapului (*Cyprinus carpio Linnaeus, 1758*). Brevet de invenție. (13) Y, A61P 33/10. Institutul de Zoologie, MD. Nr. Deposit s 2021 0043. Data deposit 26.05.2021. Publicat 31.01.2022. In: BOPI nr. 1/2022). P. 53.
8. Williams C., Moravec F., Turnbull J., Ferguson H. (2012). Seasonal development and pathological changes associated with the parasitic nematode *Philometroides sanguineus* in wild crucian carp *Carassius carassius* (L.) in England. Journal of Helminthology, 86(3), 329-338. doi:10.1017/S0022149X11000356.

5.14. Lerneoză

Boală invazivă produsă de copepodele parazite din familia Lernaeidae care parazitează pe tegument la diverse specii de pești: *Lernaea cyprinacea* – la caras, crap, plătică; *Lernaea ctenopharyngodonis* – la cosaș, sânșer, novac; *Lernaea esocina* – știucă, mihalț, lin (Hua C.J., 2019). (fig. 5.34).



Fig. 5.34. Sânșer infestat cu crustaceul *Lernaea cyprinacea* (foto Gologan Ion)

Etiologie

Corpul femelei adulte este lung, nesegmentat, extins ușor în zona posterioară. Regiunea proximală a parazitului are forma unei ancore prin intermediul căreia se fixează de tegumentul gazdei. Femelele dispun de doi saci ovigeni ce conțin până la 300-700 ouă (Hossain, 2018).

Ciclul evolutiv al *Lernaea cyprinacea* este de tip monoxen, fără gazde intermediare. Dezvoltarea parazitului este complexă și constă în succesiunea stadiilor naupliar, copepodit, ciclopid, adult. Temperatura optimă pentru dezvoltarea parazitului este cuprinsă între 23-30 °C. Numărul generațiilor parazitilor depinde de temperatura mediului acvatic. Femelele adulte ierneză pe tegumentul organismului gazdă, iar în luna mai acestea elimină ouă. Durata dezvoltării *L. cyprinacea* depinde de regimul termic al apei (Steckler, 2012). Astfel la temperatura de 25 °C ciclul evolutiv durează 20 de zile, 30 °C -16,5 zile, 35 °C – 14 zile. În cazul în care temperatura apei coboară sub 14 °C dezvoltarea parazitului încetează (Vabuyeva, 1996).

Epidemiologie

Sunt susceptibile speciile: crap, caras, scoicar, mai rar sânșerul și novacul. Intensivitatea invaziei la aceste specii poate ajunge: caras (II -1-17 ex.), crap (8-12 ex.). Gazdele rezervoare sunt carasul, oblețul, fufa și alte specii de pești depreciate economic (Bednarska, 2009).

Tablou clinic

Parazitând pe tegumentul peștelui parazitul pătrunde cu ajutorul proceselor cefalice prin tegument până în țesutul muscular. La locul fixării parazitului se formează un ulcer adânc. Marginile ulcerului au o culoare roșie aprinsă, uneori cenușie, și sunt bine delimitate de țesutul sănătos.

Procesul patologic se poate agrava prin acțiunea microflorei patogene; ulcerul se mărește în dimensiuni, marginile devin neregulate. Procesul inflamator se extinde asupra straturilor superioare și țesutului muscular.

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza examenului parazitologic și a depistării parazitului pe tegumentul gazdei (Luneva, 2018)

Profilaxie și tratament

Pulverizarea pe suprafața apei a insecticidului clorofos (carbofos) sau analogii lor: concentrația 0,5 mg/l, 3-4 ori cu interval de 1-2 săptămâni (la t^0 până la 20°C); 3-4 ori în fiecare săptămână (la t^0 peste 20°C). Băi cu Actomar-B100 (50-100 ml/m³, expoziția 1-2 ore), băi cu clorură de amoniu (Hemaprasanth, 2008; Raghavendra, 2012; Pukalo, 2013).

Bibliografie

1. Bednarska M, Bednarski M, Soltysiak Z, Polechonski R. Invasion of *Lernaea cyprinacea* in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Acta Sci Polon, Medic Vet.* 2009 Dec 1;8:27-32.
2. Hossain M.M., Ferdoushi J, Rupom A.H. Biology of anchor worms (*Lernaea cyprinacea*). *J Entomol Zool Stud.* 2018;6(1):910-7.
3. Hua C.J., Zhang D, Zou H, Li M, Jakovlić I, Wu S.G., Wang G.T., Li W.X. Morphology is not a reliable taxonomic tool for the genus *Lernaea*: molecular data and experimental infection reveal that *L. cyprinacea* and *L. cruciata* are conspecific. *Parasites & vectors.* 2019 Dec;12(1):1-3.
4. Luneva N.A. *Lerneoz ryb. Nauka i innovatsii: vektory razvitiya* 2018 (pp. 235-238).
5. Pukalo P. Profilactical and therapeutich measures under the fish lerneosis. *Naukovyy visnyk L'vivs'koho natsional'noho universytetu veterynarnoyi medytsyny ta biotekhnolohiy imeni SZ Gzhyts'koho.* 2013;15(1-1):190-4.
6. Raghavendra A., Hemaprasanth K.P., Singh R., Sridhar N., Kumar V., Raghunath M.R. Ammonium chloride bath treatment as a quarantine measure to prevent spread of *Lernaea cyprinacea* infection during transfer of fish from affected ponds. *Journal of Fish Diseases,* 35(3): 243-247. (2012) <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2011.01339.x>
7. Steckler N, Yanong R.P. *Lernaea* (Anchorworm) infestations in fish. Institute of Food and Agricultural Sciences. University of Florida. FA-185. 2012.
8. Vabuyeva R.V., Skripchenko E.Y. *Lerneoz i diplostomoz raduzhnoy foreli yuga Zapadnoy Sibiri.* In *Pervaya nauch. konf. Novosibirskogo otdeleniya Parazitologicheskogo obshchestva RAN «Parazity i parazitarnyye bolezni v Zapadnoy Sibiri».* Novosibirsk 1996 (pp. 7-8).

5.15. Arguloza

Boala invazivă produsă de crustaceele parazite din ordinul Branchiura ce parazitează la diferite specii de pești: *Argulus foliaceus* – peștii din familia *Cyprinidae*, *A. coregoni* – peștii din subfamiliile *Salmoninae* și *Thymalinae*, *A. japonicus* – crap etc. (Mohanty, 2012) (fig. 5.35).

Etiologie

Agenții cauzali sunt crustacee cu lungimea cuprinsă între 4-8 mm, cu un corp oval, constituit dintr-un cefalotorace contopit cu un abdomen mic. Dispune de organe senzitive (o



Fig. 5.35. *Argulus foliaceus* (foto Gologan Ion)

pereche de ochi) și o trompă prin intermediul cărei se hrănește. Ciclul evolutiv al parazitului este de tip monoxen (Dash, 2009).

Femelele depun ouăle pe substraturi diferite (pietre, construcții hidrotehnice), din care peste 3-5 săptămâni, în dependență de regimul termic al apei, eclozează larvele (Walker, 2004). Acestea eclozează din ouă și înoată în apă în căutarea gazdei definitive timp de 2-3 zile. Larvele se dezvoltă pe tegumentul gazdei, trec printr-o metamorfoză complexă și peste 2-3 săptămâni ating stadiul adult. În timpul verii se pot dezvolta până la 3 noi generații de paraziți (Kuznetsova, 2016).

Epidemiologie

Paraziții, termofili, parazitează pe tegumentul peștilor diferitor categorii de vârstă, cel mai sensibil fiind puietul de o vară (crap, păstrăv, sânger, scoicar, șalău, plătică). Drept gazde rezervor servesc speciile de pești depreciate economic: caras, ghidrin, ghiborț comun. Extensivitatea invaziei maximă în arguloză se înregistrează vara, în perioada iulie-august, iar toamna extensivitatea invaziei scade. Iarna paraziții ierneză pe tegumentul gazdelor, iar primăvara devin sursă de invazie (Pekmezci, 2011).

Tablou clinic

Atașându-se de corpul peștilor, paraziții penetrează tegumentul și sug sânge. În locurile de atașare a paraziților, apar tumefacții, hemoragii, zonele afectate sunt înroșite. Paraziții traumează tegumentul provocând răni și ulcere mici, care mai apoi suferă procese de necroză. Branhiile sunt anemice. Secretul glandei otrăvitoare a crustaceului, care pătrunde în rană prin trompă, provoacă toxicoză (Sergaliyev, 2017).

Diagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza tabloului clinic și a depistării pe tegument a paraziților vizibili cu ochiul liber (Kumar, 2017).

Profilaxie și tratament

În scopul deparazitării peștilor heleșteele nefavorabile sunt prelucrate cu clorofos cre-

ând o concentrație de 100mg/l, sau amendate cu var nestins (100-150 kg/ha), de 2 ori cu un interval de 2 săptămâni. Pot fi întreprinse băi cu permanganat de potasiu cu o concentrație de 0,001% timp de 30 min., 0,5% – 8 min., sau băi cu lizol în concentrație de 0,2% timp de 3-5 secunde. Profilaxia bolii se bazează pe prevenirea contactului peștilor bolnavi cu cei sănătoși, inadmiterea creșterii concomitente a peștilor de diferite categorii de vârstă, amplasarea pe canalele de alimentare cu apă a plaselor și a filtrelor de nisip și prundiș pentru a preveni pătrunderea crustaceelor și a peștilor paraziți (Ahne, 1985).

Bibliografie

1. Ahne W. *Argulus foliaceus* L. and *Piscicola geometra* L. as mechanical vectors of spring viraemia of carp virus (SVCV). *Journal of Fish Diseases*. 1985;8(2):241-2.
2. Dash G, Parida S.K., Sasmal S.K., Sahoo S.N. Argulosis in Carps with Special Reference to Water Quality Parameters in Low Saline Bheries of West Bengal. *Journal of Environment and Sociobiology*. 2009 Jun 1;6(1):45-52.
3. Kumar S, Sathish Kumar T, Vidya R, Pandey P.K. A prospective of epidemiological intervention in investigation and management of argulosis in aquaculture. *Aquaculture international*. 2017 Feb;25(1):303-25.
4. Kuznetsova Y. Vliyaniye parazitov aborigennykh rybn na epizooticheskoye sostoyaniye sadkovykh khozyaystv yevropeyskoy chasti Rossii. *Aktual'nyye voprosy veterinarnoy biologii*. 2016(3 (31)):46-52.
5. Mohanty J, Sahoo P.K., Garnayak S.K., Kar B. Mixed infection of *Argulus japonicus* and *Argulus siamensis* (Branchiura, Argulidae) in carps (Pisces, Cyprinidae): loss estimation and a comparative invasive pattern study. *Crustaceana*. 2012 Jan 1;85(12-13):1449-62.
6. Pekmezci G.Z., Yardimci B., Bolukbas C.S., Beyhan Y.E., Umur S. Mortality due to heavy infestation of *Argulus foliaceus* (Linnaeus, 1758) (Branchiura) in pondreared carp, *Cyprinus carpio* L., 1758 (Pisces). *Crustaceana*, 84: 553-557. (2011) <https://doi.org/10.1163/001121611x574317>
7. Sergaliyev N.H., Absatirov G.G., Tumenov A.N., Sariyev B.T., Ginayatov N.S. Nosological description of fish pathologies in RAS. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*. 2017 Sep 1;9(9):1637.
8. Walker P.D., Flik G, Bonga S.E. The biology of parasites from the genus *Argulus* and a review of the interactions with its host. *Host-parasite interactions*. 2004 Jul 1:107-28.

5.16. Piscicoloza

Boală invazivă produsă de paraziți din clasa Hirudinea, localizați pe tegument, branhii, zona periorbitală, cavitatea bucală, la diverse specii de pești (Goga, 2012) (fig. 5.36).

Etiologie

Agentul cauzal al bolii este hirudineul *Piscicola geometra* – parazit hematofag cu corp cilindric, de culoare brună sau verde. Regiunea anterioară este prevăzută cu o ventuză alături de care există două perechi de pete oculare. De asemenea, în regiunea anterioară există o ventuză de dimensiuni mai mici. Dezvoltarea paraziților debutează primăvara și durează până în toamnă. La un regim termic al apei de 17-18 °C dezvoltarea hirudineelor în ou durează 2 săptămâni, după care eclozează formele tinere care se fixează de tegumentul peștilor, și în decurs de 3-4 săptămâni ating stadiul adult (Moroz, 2017; Vulpe, 2007).



Fig. 5.36. *Piscicola geometra* (foto: Bulat Dumitru)

Epidemiologie

Paraziții sunt răspândiți în diverse bazine acvatice, îndeosebi în bazinele acvatice înnămolite sau cu o bogată vegetație acvatică. Sunt susceptibile diverse specii de pești precum carasul, crapul, șalăul, linul, babușca etc. Sursa infestării o constituie peștii parazițați sau hirudineele libere care trec dintr-un bazin acvatic într-altul prin intermediul curentilor acvatici (Aleksandrovna, 2010).

Tablou clinic

Cahexie în cazul infestărilor masive; peștii sunt agitați; în locul fixării paraziților apar ulcere sângerânde care servesc porți de infecție pentru fungi și bacterii patogene care agravează evoluția bolii.

Dagnostic

Diagnosticul este stabilit în baza semnelor clinice și a depistării paraziților fixați pe tegumentul peștilor.

Profilaxie și tratament

În scop terapeutic pot fi aplicate: băi cu soluție de clorură de sodiu 2,5% timp de 30 min., sau soluție de 5% timp de 5 min., băi cu clorură de cupru în concentrație de 0,005% timp de 15 min. Profilaxia piscicolozei se rezumă la prevenirea dezvoltării abundente a vegetației acvatice ce servește drept substrat pentru depunerea ouălor. Pentru aceasta heleșteiele sunt vidate și dezinfectate cu clorură de var (Cojocaru, 2007).

Bibliografie

1. Vulpe V. Paraziți și parazitoze ale peștilor dulcicoli. Iași, Edit. Ștef, Galați. 2007.
2. Aleksandrovna G.N. Parasite infestation of fishes and sea products. Interactions: Food, Agriculture And Environment-Volume I. 2010 Jul 29:70.
3. Cojocaru C.D. Prevalence, pathogenicity and control of the fish parasites in the Banat region, Romania. In 7th International Symposium on Fish Parasites 2007 (pp. 24-28).
4. Goga C.I., Țimbușescu C. Infestation of gibel carp *Carassius auratus gibelio* (Cyprinidae) with *Piscicola geometra* (Hirudinea, Rhynchobdellida). Oltenia. Studii și comunicări. Științele Naturii. 2012:109-13.
5. Moroz M.D., Lipinskaya T.P. Taksonomicheskiy sostav piyavok (Hirudinea: Rhynchobdellida, Arhynchobdellida) reki Neman i yeye pritokov. Izvestiya Natsional'noy akademii nauk Belarusi. Seriya biologicheskikh nauk. 2017 Aug 5(3):55-60.

CONCLUZII

Realizarea Proiectului 2SOFT2 SOFT/1.2/47 Unirea eforturilor pentru creșterea peștilor sănătoși în sistemele de acvacultură din bazinul râului Prut a demonstrat necesitatea de a uni eforturile cercetătorilor de pe ambele maluri a râului Prut împreună cu piscicultorii pentru a spori eficacitatea creșterii peștilor și implementarea inovațiilor în acvacultură pentru protecția mediului acvatic. .

Sugestii oportune pentru dezvoltarea pisciculturii pe baza unor răspunsuri comune în chestionarele adresate piscicultorilor și cercetătorilor

- Armonizarea cadrului legislativ și instituțional în domeniul acvaculturii la standardele și reglementările europene;
- aderarea la organizații și rețele internaționale și europene de acvacultură (FAO);
- includerea în Planul Național de Dezvoltare Rurală a obiectivului de dezvoltare a pisciculturii și a măsurilor de protecție a apelor;
- subvenționarea pisciculturii inclusiv prin prezentarea proiectelor în vederea obținerii de sprijin financiar de la creditori externi pentru introducerea tehnologiilor moderne în piscicultură (FAO, ONU-”Apa și sănătatea”, etc.).
- asigurarea investigațiilor științifice, organizarea laboratoarelor demonstrative sau pilot de testare a calității și pregătirea personalului pentru testarea calității;
- pregătirea personalului calificat pentru implementarea sarcinilor în domeniu (piscicultori, experți în calitate);
- aplicarea efectivă a legislației prin cooperare cu societatea civilă, informarea și educarea populației.
- rezolvarea problemei păsărilor ihtiofage care transmit și perpetuează boli grave cu incidență mare asupra populațiilor de pești, producând pagube imense, greu de cuantificat de către fermieri, care nu au posibilitatea de a limita prezența lor în zona crescătoriilor piscicole.

„Uniunea Europeană este alcătuită din 27 de state membre care au decis să își unească treptat cunoștințele, resursele și destinele. Împreună, pe o perioadă de extindere de 50 de ani, acestea au construit o zonă de stabilitate, democrație și dezvoltare durabilă menținând, totodată diversitatea culturală, toleranța și libertățile individuale. Uniunea Europeană se angajează să împartă realizările și valorile sale cu țările și popoarele dincolo de granițele sale”.

Această publicație a fost produsă cu asistența financiară a Uniunii Europene. Conținutul acestei publicații este responsabilitatea exclusivă a Institutului de Zoologie și nu poate în nici un fel reflecta opinia structurilor de management ale Uniunii Europene sau ale Programului Operațional Comun România-Republica Moldova 2014-2020.

<https://www.ro-md.net/ro/>



2 SOFT/1.2/47 „Unirea eforturilor pentru creșterea peștilor sănătoși în sistemele de acvacultură din bazinul râului Prut” – TeamUp HealthyFish

Institutul de Zoologie, str. Academiei 1, mun. Chișinău, MD-2028, Republica Moldova,
Tel/fax: +373 22739809, E-mail: izoolasm@yahoo.com, Web site: <https://zoology.md/>