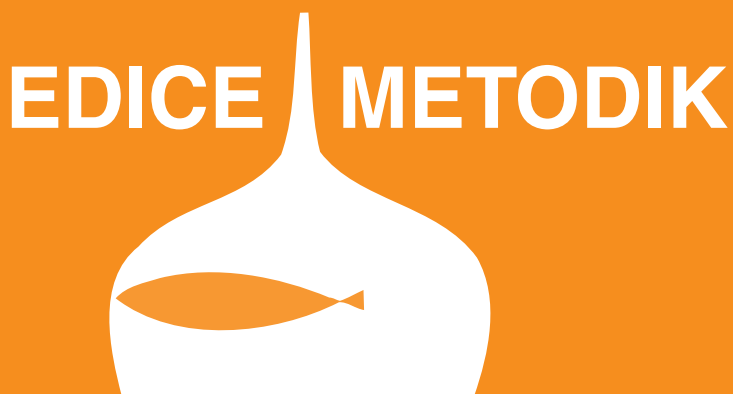


JIHOČESKÁ UNIVERZITA V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH
FAKULTA RYBÁŘSTVÍ A OCHRANY VOD

**TECHNOLOGIE ŘÍZENÉ REPRODUKCE
KAPRA OBECNÉHO (*CYPRINUS CARPIO* L.)**



**JIHOČESKÁ UNIVERZITA V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH
FAKULTA RYBÁŘSTVÍ A OCHRANY VOD**

**TECHNOLOGIE ŘÍZENÉ REPRODUKCE
KAPRA OBECNÉHO (*CYPRINUS CARPIO* L.)**

**D. GELA, M. KOCOUR, M. RODINA, M. FLAJŠHANS,
P. BERÁNKOVÁ, O. LINHART**

č. 99

Vodňany
2009

ISBN 978-80-85887-99-0

Obsahová část publikace byla zpracována za finanční podpory následujících projektů:

**Zachování biodiverzity u kulturních plemen kapra obecného
(MZe ČR NAZV č. QH82118)**

**Biologické, environmentální a chovatelské aspekty v rybářství
(výzkumný záměr MSM6007665809)**

Poděkování

Autoři děkují za vytvoření a poskytnutí části fotopřílohy Ing. Vojtěchu Kašparovi, našemu kolegovi z FROV JU Vodňany, a autorskému kolektivu publikace „Early development of the carp, Cyprinus carpio“ (Peňáz a kol., 1983) za souhlas s reprodukcí výstižných perokreseb vývojových stádií kapra obecného.

Rovněž děkujeme všem našim spolupracovníkům, s nimiž se každoročně pouštíme do nelehké práce s nejistým výsledkem, kterou práce na rybí líně spojená s vědou a výzkumem skutečně je.

Obsah

1.	Cíl technologie	4
2.	Získání generačního hejna	4
3.	Značení a evidence remontních a generačních ryb	6
4.	Obnova generačního hejna	7
5.	Manipulace s generační rybou	8
6.	Příprava a selekce ryb před řízenou reprodukcí	8
7.	Řízená reprodukce ryb	12
7.1.	Hormonální stimulace ryb	12
7.2.	Výtěr ryb	16
7.3.	Ošetření generačních ryb po řízené reprodukci	19
7.4.	Osemenění, aktivace, oplození jiker	19
7.5.	Odlepkování jiker	20
7.6.	Inkubace jiker	22
8.	Období endogenní výživy	25
9.	Nemoci váčkového plůdka	26
9.1.	Bakteriózy	26
9.2.	Ictyobodóza	27
9.3.	Ichtyoftirióza	29
9.4.	Trichodinóza	29
10.	Expedice váčkového plůdka	29
11.	Závěr	31
12.	Popis uplatnění technologie	32
13.	Srovnání „novosti postupů“	32
14.	Literatura	32
14.1	Seznam publikací, které předcházely technologii	32
14.2	Použitá literatura	32
15.	Přílohy	35

1. Cíl technologie

Cílem autorského kolektivu této technologie je aktualizovat a doplnit sbírku metodik vydaných do poloviny 80. let ve VÚRH Vodňany (Smíšek, 1971; Smíšek a Pokorný, 1982) o současné poznatky, které odborné veřejnosti a chovatelům ryb rozšíří stávající praktické znalosti a zkušenosti. Novým zájemcům o tuto problematiku práce popisuje technologii řízení reprodukce ryb od výběru a přípravy generačních ryb, až po expedici váčkového plůdku k vysazení do rybníků.

2. Získání generačního hejna

Příslušná plemena či linie kapra obecného, které chtějí chovatelé využít k produkci obsádek k nasazení produkčních ploch, mohou pocházet z vlastního prověřeného a registrovaného chovu nebo si je lze zajistit objednaním a nákupem mladších věkových kategorií, případně nákupem dospělých ryb od registrovaných chovatelů plemenných ryb.

Plemenitba generačních (plemenných) ryb podléhá v České republice zákonu č. 154/2000 Sb., o šlechtění, plemenitbě a evidenci hospodářských zvířat a o změně některých souvisejících zákonů (plemenářskému zákonu) ve znění pozdějších předpisů, v úplném znění zákona č. 344/2006 Sb. Podle tohoto zákona a jeho prováděcích vyhlášek musí mít chovatelé plemenných ryb oprávnění Ministerstva zemědělství ČR k provádění šlechtitelské práce, musí být registrováni v Ústřední evidenci plemenných ryb, a pokud sami provádějí i testování užitkovosti a odhad plemenné hodnoty, musí výsledky poskytovat Rybářskému sdružení České republiky, které je uznaným chovatelským sdružením zastřešujícím plemenářskou práci u ryb v ČR (Flajšhans a kol., 2009).

Zájemce o získání generačního hejna si tedy může prostřednictvím Rybářského sdružení České republiky vyžádat informace o užitkovosti jednotlivých plemen nebo kříženců kapra obecného, stejně jako kontaktní informace o aktuálních chovatelích čistokrevných plemen nebo linií k produkci kříženců.

V současné době si lze vybrat řadu lysých i šupinatých plemen a linií, z nichž lze získat čistokrevnou plemenitbou nebo vzájemným křížením potomstvo vhodné pro chov v konkrétních podmínkách (Pokorný a kol., 1995). VÚRH JU (od 1. 9. 2009 Fakulta rybnářství a ochrany vod Jihočeské univerzity v Českých Budějovicích – FROV JU) se již řadu let ve spolupráci s privátními rybářskými podniky zabývá testováním užitkovosti jednotlivých plemen, linií a jejich kříženců.

Při testování odlišných plemen se sledují rozdíly v užitkovosti důležitých užitkových vlastností, jako je reprodukční užitkovost, růst, přežití a jateční výtěžnost. Testování kříženců se provádí za účelem stanovení výše heterozního efektu růstu, přežití a jateční výtěžnosti vůči rodičovskému plemeni/linii z mateřské či otcovské strany (tzv. vrcholové křížení) (Linhart a kol., 2002; Gela a kol., 2003a; Kocour a kol., 2005) nebo oběma rodičovským plemenům/liniím zároveň (tzv. dialelní křížení) (Gela a Linhart, 2000). Heterozní efekt je zvláštní fenomén, který vzniká v důsledku neaditivního působení genů u potomstva zpravidla jen v F_1 (první filiální) generaci po meziplemném, příp. meziliniovém křížení. Potomstvo (kříženci nebo také hybridy) se zpravidla vyznačuje vyšší životaschopností, odolností vůči nepříznivým vlivům, zvýšenou plodností a vyšší růstovou schopností. Heterozní efekt se vyjadřuje jako fenotypový rozdíl v užitkovosti mezi rodiči a jejich potomky (Kuciel a Dvořák, 1988). U kapra obecného je vyhledávání heterozního efektu dosud nejčastější a nejučinnější metodou zlepšování užitkovosti u produkčních obsádek (Kocour a kol., 2005). Nejvyšší heterozní efekt lze předpokládat při křížení plemen/linií s nejvyšší genetickou vzdáleností (Falconer a Mackay, 1996). Genetická vzdálenost či příbuznost se dříve určovala pomocí polymorfismu vybraných proteinů, dnes se využívají genetické markéry, jako jsou

mikrosatelitní DNA, mitochondriální DNA či jiné vybrané geny nebo skupiny genů (např. Kohlmann a kol., 2005; Flajšhans a kol., 2009; Hulák a kol., 2009).

Přehled plemen a linií kapra obecného chovaných v České republice uvádí Tab. 1.

Tab. 1: Přehled plemen kapra obecného, *Cyprinus carpio*, chovaných v ČR podle způsobu produkce tržních ryb.

Plemeno (zkratka)	Nukleus konzervován jako genetický zdroj v ČR*	Používáno k produkci tržních ryb	
		čistokrevnou plemenitbou	hybridizací (mateřské x otcovské)
Amurský sazan (AS)	ne	ne	HSMxAS
Dor 70, izraelský lysec (Dor 70)	ne	ne	M2xDoR 70
Jihočeský kapr šupinatý (C73)	ano	ano	C73xROP
Jihočeský lysec (BV)	ano	po r. 2000 zakonzervováno celé plemeno jen jako genetický zdroj	
Maďarský lysec (M2)	ne	ano	M2xM72, M2xPoL
Maďarský lysec (215)	ne	po r. 2005 zakonzervováno jen jako šlechtitelská rezerva	
Milevský lysec (MV)	ano	po r. 2000 zakonzervováno celé plemeno jen jako genetický zdroj	
Mariánskolázeňský kapr šupinatý (ML)	ano	ano	MLxROP
Pohořelický lysec (PoL)	ano	ano	M2xPoL, Dor 70xPoL
Ropšinský kapr šupinatý (ROP)	ne	ne	TATxROP, MLxROP, Žď-ŠxROP
Severský lysec (M 72)	ne	ano	Ano
Syntetická linie C434 (C434)		po r. 2000 zakonzervována celá linie jen jako genetický zdroj	
Syntetická linie C 435 (C435)		po r. 2000 zakonzervována celá linie jen jako genetický zdroj	
Syntetická populace maďarských lyců (HSM)	ne	ano	HSMxAS
Tatajský kapr šupinatý (TAT)	ne	ne	TATxROP
Telčský lysec (Te)	ano	ano	Ne
Třeboňský kapr šupinatý (TŠ)	ano	ano	Ne
Žďárský kapr šupinatý (Žď-Š)	ano	zřídka	Žď-ŠxROP
Žďárský lysec (Žď-L)	ano	zřídka	Žď-LxM72

* podle vyhlášky č. 447/2006 Sb. o genetických zdrojích zvířat

Při nákupu vybraného plemenného materiálu je registrovaný chovatel plemenných ryb povinen vystavit kromě dodacího listu i „Záznam o prodeji plemenných ryb a plemenného materiálu“ (spermatu, oocytů, jiker v očních bodech, plůdku nebo násady). Kupující si může od chovatele prostřednictvím Rybářského sdružení ČR vyžádat i „Potvrzení o původu plemenných ryb a plemenného materiálu“, v němž se potvrdí, že nakoupené plemenné ryby nebo plemenný materiál skutečně pochází z plemenných ryb zapsaných v plemenářské evidenci (u drůbeže a ryb se jedná o období plemenných knih koní, skotu, prasat apod.). Formuláře uvedených dokumentů si mohou zájemci stáhnout z webové stránky Rybářského sdružení ČR <http://rybsdr.fish-net.cz/plemenarstvi.htm>.

3. Značení a evidence remontních a generačních ryb

Při pořízení plemenných ryb určených k založení vlastního generačního hejna v jakékoliv věkové kategorii je potřeba ryby před vysazením do rybníků k dalšímu odchovu označit v případě, že nebyly označeny dodavatelem. Značením se minimalizuje riziko záměny ryb. Mladší věkové kategorie (K_1 – K_3) se značí skupinově, remontní (od K_4) a generační ryby individuálně. Skupinově značení lze provádět nejdříve od stádia K_r , ale z praktického hlediska je lepší značení provádět ve věkové kategorii K_1 po prvním komorování.

Nejrychlejší a technicky nejjednodušší metodou skupinového značení u kapra obecného je „amputace jedné z párových ploutví – prsní nebo břišní“. Více než jednu ploutev se nedoporučuje amputovat. V tomto případě lze v jednom rybníce chovat čtyři odlišné skupiny kapra jednoho typu ošupení, každou z nich označenou střížením jiné z ploutví. Tuto metodu směji ale provádět pouze osoby odborně způsobilé a organizace musí mít na toto značení udělenou výjimku ze zákona na ochranu zvířat proti týrání č. 312/2008 Sb. Po amputaci je samozřejmě nutné ránu dezinfikovat, nejlépe krátkodobou koupelí v nějakém z řady dezinfekčních roztoků (viz Svobodová a kol., 2007).

Lysé populace kapra obecného lze skupinově označit kryogenní metodou. Princip této široce známé a užívané metody spočívá v přerušení inervace melanoforů v kůži ryb. Ke značení se používá speciálně zhotovených hliníkových matric, které se po vychlazení v kontejneru s kapalným dusíkem ($-196\text{ }^\circ\text{C}$) přikládají na určené místo, zpravidla levý bok ryby pod hřbetní ploutev a mimo postranní čáru. Doba přiložení matrice v průměru činí 4–6 sekund a je odvislá od řady činitelů, jako je velikost ryby, velikost matrice atd. (Smíšek a Pokorný, 1982). Označené místo se před vysazením ryby do vody ošetří dezinfekčním roztokem (např. 4% roztok manganistanu draselného nebo jiný dezinfekční prostředek, viz Svobodová a kol., 2007). Další možnou metodou skupinového značení je implantace barevných elastomerů do podkoží ryb v oblasti hlavy (www.nmt-inc.com), u kapra obecného nebyla tato metoda ale zatím vyzkoušena.

U ryb, které není možné z technických důvodů skupinově označit (např. váčkový plůdek), nebo pokud chovatel není schopen značení z technických důvodů provést, nezbyvá než nasadit jednu skupinu (popř. dvě skupiny každou jiného ošupení) na jeden rybník. Rybníky nebo jiné odchovné nádrže musí být zabezpečeny tak, aby byl minimalizován možný pasivní vstup ryb stejného druhu z jiných rybníků či povodí (např. zastavený přítok či zabezpečený vstup z přívodního potrubí jemnou síťovinou zabráňující vstupu plůdku ryb apod.).

Jsou-li ryby ve věku a velikosti, kdy je možno identifikovat jejich pohlaví a zařadit je do stavu remontních nebo generačních ryb, provádí se individuální značení. U kapra obecného se za optimální věk pro individuální označení a zařazení do generačního hejna považuje kategorie K_4 – K_5 s tím, že maximální reprodukční ukazatele jikernaček jsou dosahovány ve věku šesti až deseti let ryby. Pro individuální značení ryb se nejlépe osvědčila kombinace implantovatelných mikročipových značek – P.I.T. s kryogenní metodou značení lysých plemen a populací u kapra obecného. Mikročipové značky (které nesou numerický či alfanumerický řetězec zpravidla ne více než 15 znaků, např. 7F7A10594B nebo 276098101198403) se nejčastěji implantují vnitrosvalově pomocí sterilního jednorázového nebo desinfikovatelného opakovaně využitelného implantátoru, do hřbetní svaloviny na levém boku ryby zhruba na úrovni prvního tvrdého paprsku hřbetní ploutve nebo za hlavou, kraniálním směrem pod úhlem asi 30° do hloubky 1 až 1,5 cm (Rodina a Flajšhans, 2008). Druhým možným, ale méně využívaným způsobem, je implantace mikročipové značky do tělní dutiny za bázi břišní ploutve kaudálním směrem mezi břišní stěnu a vnitřní orgány. Podkožní implantaci tito autoři nedoporučují vzhledem k možnosti poškození značky při manipulaci s rybou. V každém případě je po aplikaci nutné místo vpichu desinfikovat vhodným dezinfekčním roztokem (Flajšhans a kol., 2009).

Nezbytnou samozřejmostí je zavedení všech dat individuálně značených ryb do databáze (nejlépe počítačové např. „Evidence 2003“; Gela a kol., 2006; Flajšhans a kol., 2009), kde mohou být data tříděna dle druhu, původu populace, pohlaví, individuálních hodnot atd.). Použití přívěsných značek se v současné době u kapra obecného ve větší míře již nevyužívá. Rybám bylo nutno přivazovat nejméně dvě značky (jednu na druhý tvrdý paprsek hřbetní ploutve a druhou na tvrdý paprsek ploutve řitní) (Smišek a Pokorný, 1982). Tato metoda byla velice pracná a ztrátovost značek manipulací s rybou při výloveh a selekcích vysoká. Při ztrátě jedné značky se musela operativně vyrobit a přišít značka nová, pokud se ztratily značky obě, bylo nutno rybu z generačního hejna a chovu vyřadit.

Individuální značení dále umožňuje:

- a) vytvořit plán obratu chovného hejna;
- b) evidovat pohlaví, morfologické ukazatele, růst a další charakteristiky;
- c) určit a evidovat stádia zralosti ovocytů u jikernaček a jejich stádium vývoje; managementem teploty vody lze připravit příslušný počet ryb k výtěrům podle požadavků trhu nebo kapacity odchovných ploch daného podniku;
- d) cíleně vyřazovat nevhodnou a neperspektivní jedince, jedince neschopné výtěru nebo jedince s nízkými reprodukčními vlastnostmi.

4. Obnova generačního hejna

Dle zákona č. 154/2000 Sb., o šlechtění, plemenitbě a evidenci hospodářských zvířat a o změně některých souvisejících zákonů (plemenářský zákon), je z genetického a zootechnického hlediska nutné udržovat stav generačního hejna plemenných ryb v počtu minimálně 120 ks reprodukčně schopných jedinců s poměrem pohlaví 1:1 nebo jemu blízkému. K úplné obnově generačního hejna se doporučuje odchovat přibližně 300 ks remontních ryb a asi 900 kusů juvenilních ryb. Pokud si chovatel nemůže dovolit takto veliký chov remontních a generačních ryb, je řešením tzv. osvětzení krve, kdy jednou za 4–5 generací nakoupí nebo si domluví výměnu jedinců nebo pohlavních produktů daného plemene od jiného chovatele. Proto je nevhodnější, aby bylo příslušné plemeno/linie chováno alespoň ve třech, původem odlišných, hejnech (populacích) na jednom či více podnicích.

Způsob obnovy generačních ryb jakéhokoliv plemene či linie kapra obecného se neliší od způsobu obnovy nových zdrojů ryb (Flajšhans a kol., 2009). Pro obnovu generačních ryb v hejnu je možné využít potomstvo těchto generačních ryb. Důležité ale je, aby nově zařazené ryby vznikly výtěrem co nejvíce, nejlépe všech, generačních ryb původního generačního hejna. Proto se doporučuje obnovit původní generační hejno potomstvem pocházejícím ze třech výtěrů a v každém jednotlivém výtěru se použije minimálně 15 samic a 25 samců. Výtěry mohou probíhat v různých výtěrových sezónách s odstupem 1–3 let a při každém z nich by měli být použiti přednostně jiní rodiče než v předchozím výtěru.

Způsob vlastního osemeňování pohlavních produktů musí být prováděn takovým způsobem, který zajistí maximální možnou genetickou variabilitu vzniklého potomstva. Z tohoto důvodu je doporučováno individuální oplození jiker, které odpovídá tzv. úplnému faktoriálnímu schématu křížení (Vandeputte a kol., 2004). Při faktoriálním schématu osemeňování pohlavních produktů může vzniknout potomstvo všech možných rodičovských kombinací reprodukovaných rodičů s co nejvíce vyrovnaným počtem potomků po každém z rodičovských párů.

Jen tento po všech stránkách velmi náročný způsob chovu a reprodukce snižuje nebezpečí příbuzenské plemenitby a případného nechtěného genetického driftu, který hrozí právě populacím s malým počtem reprodukovaných jedinců.

5. Manipulace s generační rybou

Úspěch řízené reprodukce kapra obecného spočívá ve výběru a křížení vhodných generačních ryb, správném načasování, šetrné manipulaci s rybami a jejich následné povýřetové rekonvalescenci. Proto je nutno v předreprodukčním období, v průběhu reprodukce i po ní zajistit generačním rybám optimální podmínky (tj. potravu, kvalitu vody, preventivní kontroly zdravotního stavu, minimum stresových faktorů).

Při selekci a řízené reprodukci je hlavním zdrojem stresu manipulace s rybou, proto je třeba věnovat velkou pozornost šetrnému a odbornému zacházení s rybami. Ochrana zdraví ryb je jedním z významných požadavků i podle zákona na ochranu zvířat proti týrání. Zákon požaduje, aby bylo zabráněno nešetrné manipulaci a následnému, obvykle mechanickému, poškození ryb během manipulace. Intenzita mechanického poškození může být různá, od poranění slizové vrstvy, až po hluboké rány ve svalovině, na ploutvích, případně poškození žaber. Přestože u ryb existuje velká schopnost regenerace tkání, nelze působení mechanických vlivů podceňovat. Aby se zabránilo mechanickému poranění, doporučuje se před vlastní manipulací v rybí líhni provést znehybnění ryb pomocí anestetik (Svobodová a kol. 2007; blíže viz kapitola Vlastní řízená reprodukce).

6. Příprava a selekce ryb před řízenou reprodukci

Rybníky, v nichž jsou generační ryby komorovány, se loví v průběhu měsíců března a dubna. Při výlovu je třeba dbát na dobrý technický stav použitého nářadí, vyloučit mechanizační prostředky, jako mechanický keser, nakladač či pevné skluzy a spíše upřednostnit ruční manipulaci, gumotextilní plachetky či skluzy pro vysazování ryb. Samozřejmostí by měl být přítok čisté kyslíkaté vody do kádí, popř. vzduchování kádí a rovněž funkční areace či oxygenace přepravních beden při převozu ryb na rybí líheň nebo sádky. Generační ryby se po výlovu do selekce ryb k výřetru přechodně přechovávají v manipulačních rybníčkách, nádržích či sádkách s dostatečným přítokem čisté kyslíkaté vody (alespoň $0,5 \text{ l} \cdot \text{s}^{-1}$ pro nádrž o objemu 100 m^3 , v hustotě až $10 \text{ kg ryb} \cdot \text{m}^{-3}$, při teplotě do $12 \text{ }^\circ\text{C}$). Pokud je teplota vody vyšší, je nutné snížit přiměřeně hustotu ryb. Dovolují-li to technické možnosti, je vhodné zajistit zároveň i areaci vody v nádržích využitím vhodných typů areátorů (injektorů). Velmi vhodné je zabezpečit přítokovou rouru proti poranění ryb, neboť ryby často „jdou proti vodě“, případně ji mohou svým tělem upcat a zamezit přítoku vody do nádrže. Stěny nádrže by měly být nejlépe potažené gumotextilní fólií nebo fólií zemní. Štěrkové a betonové jsou méně vhodné, dno nádrží by mělo být šterkovité či písčité, dobře vyspádované a bez možnosti poranění nasazených ryb.

K vlastnímu výběru ryb k řízené reprodukci je vhodné přikročit co nejdříve po výlovu matečného rybníka, aby se ryby v manipulačních nádržích zdržely co nejkratší dobu. Při dlouhodobějším pobytu, kdy jsou ryby ve velmi vysokých koncentracích, hrozí zvýšené riziko propuknutí nemoci a celkového snížení kondice a zdravotního stavu ryb. Pro manipulaci s rybou je třeba zajistit dostatečné množství pomocného personálu, který loví generační ryby v manipulačním rybníce (sádce), nosí je po jednom kuse v gumotextilní plachetce na selekční stůl a odnáší ryby do jednotlivých přípravných nádrží dle pokynů vedoucího selekce. Selekční stůl by se měl optimálně skládat z pevné pracovní desky, na níž je položen dostatečně velký navlhčený molitan o síle min. 5 cm. Pro fixaci ryby na stole používá určená osoba dvě dostatečně velké mokré utěrky. Jedna se pokládá přes hlavu a oči ryby, druhá slouží k jistějšímu uchopení ryby za ocasní násadec. Každá ryba by měla být zkušeným chovatelem individuálně posouzena, je dobré v tomto období také zaevidovat různé užitkové či biometrické ukazatele a další důležité informace či poznámky. Evidence údajů je umožněna díky individuálnímu značení a elektronické databázi, v které jsou všechny ryby vedeny. Databázi je možno vést v programu Excel dle požadavků chovatele, jak již bylo

zmíněno v předchozím textu, doporučován je ale především evidenční systém aplikace MS Access „Evidence 2003“, kterou chovatelům plemenných ryb distribuuje na požádání Rybářské sdružení ČR.

Ryby, které nebyly vybrány pro reprodukci v daném roce a nebyly vyřazeny z chovu, se vrací zpět do chovného rybníka. Při posuzování ryb se zjišťuje:

a) **Zdravotní stav.** Pouze ryby v kondici, bez výrazného mechanického poškození kůže, šupin a žaber a bez příznaků nemoci jsou vybírány k případné reprodukci. Ryby vážně nemocné či silně poraněné se doporučuje z generačního hejna vyřadit. Ostatní ryby se vrátí do matečného rybníka k rekonvalescenci.

b) **Pohlaví ryb a založení pohlavních produktů.** Pohlaví ryb se určuje a eviduje před zařazením ryb do generačního hejna, v dalším období se pouze provádí kontrola u ryb, kde nemá chovatel 100% jistotu nebo hodnotí založení pohlavních produktů. Pohlaví se určuje dle tvaru břišní dutiny a močopohlavní papily. Břišní dutina samic (jikernaček) je v této době již zaplněna ovocytami, je zpravidla výrazně zvětšená, zaoblená a většinou již měkká. Močopohlavní papila je zpravidla oválná. U samců (mlíčáků) je břišní dutina zpravidla užší a močopohlavní papila šterbinovitá. Tyto znaky nejsou ale plně spolehlivé a jsou závislé i na plemeni či linii, která je posuzována. Proto je vždy vhodnější se přesvědčit, zda hodnocená ryba neuvolňuje (sperma) mlíčí. Tento test se provádí tak, že se ryba položí hřbetem na selekční stůl, loktem pracovník fixuje hlavu ryby proti svému boku a rukou drží ocasní násadec. Druhou rukou lehce masíruje břišní partii ryby v okolí močopohlavní papily. U samců (mlíčáků) se téměř vždy objeví po této masáži uvolněné mlíčí. U samic (jikernaček) se v tomto období nesmí objevit jikra nebo krev. K reprodukci se přednostně vybírají samci, kteří uvolňují mlíčí bez příměsi krve, a samice se zvětšenou a měkkou břišní dutinou a které neuvolňují jikru ani krev. Ryby, u kterých nebylo po několika letech možno spolehlivě určit pohlaví nebo vykazovaly v předchozích letech nízké reprodukční ukazatele či opakovaně nepřipravenost k reprodukci z generačního hejna, chovatel vyřadí.

c) Optimálně **hmotnost individuálním vážením** a minimálně jednou za období života ryby v generačním hejnu i **ostatní délkové ukazatele** (viz Flajšhans a kol., 2009).

d) **Čitelnost individuálního či skupinového značení** v případě používání kryogenní metody. Je-li číslo nečitelné a nepoužívají-li se zároveň mikročipové značky (P.I.T.), je nutno rybu vyřadit, aby nedošlo k záměně s jedincem jiného plemene či s jiným jedincem. U ryb se zhoršenou čitelností značky se provede jejich přeznačení.

V případě časové tísně je výjimečně možné některé výše popsané body při individuálním hodnocení vynechat, zejména je-li již např. vybrán dostatečný počet ryb k reprodukci. Chovatelé by si ale měli čas naplánovat tak, aby se vše dalo stihnout v požadovaném termínu. Řádná evidence je totiž první předpoklad k úspěšnému a udržitelnému managementu řízené reprodukce. Jakékoliv zanedbání této evidence se může později mnohokrát nevyplatit.

Ryby, které nebyly předvybrány k reprodukci, se vrátí co nejrychleji do matečného rybníka. Ryby vybrané k řízené reprodukci se rozdělí podle pohlaví, čímž se eliminuje riziko přirozeného výtěru v rybnících, a dle termínu reprodukce se přemístí do menších rybníčků, nejlépe přírodního charakteru, k předvýtěrové přípravě (Obr. 1). Obsádka ryb by podle bonity rybníků neměla převyšovat 100 kg na 100 m² vodní plochy. V manipulačních rybníčcích se zajistí rybám dostatečné množství kvalitní potravy, nejlépe potravy přirozené. V případě potřeby se přikrmuje obilovinami nebo krmnými směsmi průměrně dvakrát až třikrát týdně, přičemž denní dávka činí až 5 % celkové hmotnosti nasazených ryb v rybníce. Odpovědná osoba za přípravu ryb pravidelně v ranních hodinách kontroluje a zapisuje teplotu vody v rybníce a měří úroveň rozpuštěného kyslíku. V případě nízkých hodnot O₂ zvýší průtok čerstvé kyslíkaté vody rybníkem (pozor na nebezpečí zchlazení nádrže) nebo uvede do provozu účinnou aeraci a omezí krmnou dávku do doby zlepšení situace. Dochází-li

k „přehřívání“ nádrže (teplota vody u dna nádrže se pohybuje okolo 20 °C), obsluha opět zvýší průtok a zajistí odtok „horní“ přehřáté vody z nádrže, např. tak, že přemístí mřížku z první řady v požeráku (výpustní zařízení rybníka) ze spodu nahoru.

Není-li jistota reprodukční připravenosti ryb, je vhodné u několika kusů jikernaček provést v druhé polovině dubna až počátkem května odběr ovocytů pro posouzení jejich velikosti a polohy jádra ovocytch (Kálal a kol., 1986). V celkové anestezii (viz kapitola Vlastní řízená reprodukce) se provede biopsie pomocí tuhého katetru (pipeta o vnitřním průměru 3 mm) (Obr. č. 2) přes pohlavní papilu a vejcovody nebo přes stěnu břišní jehlou o vnitřním průměru min. 2,5 mm napojenou přes průhlednou hadičku o stejném průměru s 10–20ml injekční stříkačkou. V průběhu zákroku se přidržuje ryba ve vlhké utěrce, nejlépe podloženou mokrým molitanem na selekčním stole, aby se eliminovalo riziko poranění nebo narušení ochranné hlenové vrstvy na povrchu ryby. Také je nutné katetr před zákrokem dezinfikovat koncentrovaným alkoholem, aby se minimalizovalo riziko infekce ryby. Před provedením vlastního odběru se nasaje do injekční stříkačky 0,5 ml Ringerova fyziologického roztoku (6,5 g NaCl do 1 l destilované vody) nebo fyziologického roztoku. Injekční stříkačkou se nasaje do hadičky 0,5–1 ml ovocytů, které se vytlačí do zkumavky a po doplnění pětinasobným objemem prosvětlovacího roztoku (Sérúv roztok viz Příloha č. 1) se po pěti minutách posuzuje poloha jader v ovocytch. Při poloze jádra III lze začít se závěrečnou fází přípravy k řízené reprodukci (viz Příloha č. 2).



Obr. 1: Manipulační rybníčky pro přípravu generačních ryb.



Obr. 2: Biopsie jiker kapra obecného přes močopohlavní otvor.

7. Řízená reprodukce ryb

7.1. Hormonální stimulace ryb

Pro zajištění synchronizace výtěru samců (mlíčáků) a samic (jikernaček) do jednoho dne se využívá hormonální stimulace pomocí kapří hypofýzy, přípravků na bázi kapří hypofýzy (např. Repro-Genol) nebo syntetických přípravků (např. Ovopel). Ke stimulaci mlíčáků se nejčastěji používá jednorázová injekce suspenzí kapří hypofýzy a fyziologického roztoku v dávce $0,7\text{--}1,5 \text{ mg hypofýzy.kg}^{-1}$ živé hmotnosti ryby nebo Ovopelu (Tab. 2). Individuální živou hmotnost ryb lze nejpozději zjistit před vlastní injekcí. Z důvodu velké aktivity ryb v tomto období se však doporučuje vážit ryby v období výběru ryb k reprodukci (viz kapitola 6) a k výpočtu dávky hormonálního preparátu použít tento již známý hmotnostní údaj. Pokud se používají k reprodukci ryby přibližně stejné velikosti a hmotnosti (tzn. $\pm 0,5 \text{ kg}$), je možné dávat pro ulehčení všem rybám stejnou dávku vypočtenou na průměrnou hmotnost ryb. Objem injikované suspenze se dle velikosti ryby pohybuje v rozmezí $0,2\text{--}1 \text{ ml suspenze.kg}^{-1}$ živé hmotnosti ryby s tím, že u ryb s nižší hmotností se používá nižší koncentrace hormonální látky (vyšší objem suspenze na kg živé hmotnosti) a u ryb s vyšší průměrnou hmotností vyšší koncentrace (nižší objem suspenze na kg živé hmotnosti). Optimální uvolňování spermatu samců (spermie) se dostaví přibližně po 24 hodinách od injekce při teplotě vody $19\text{--}21 \text{ }^\circ\text{C}$.

Ke stimulaci jikernaček se již řadu let úspěšně používá injekce suspenze kapří hypofýzy a fyziologického roztoku ve **dvou dávkách**. První dávka je $0,5 \text{ mg hypofýzy.kg}^{-1}$ živé hmotnosti ryby při teplotě vody $19,5\text{--}20,0 \text{ }^\circ\text{C}$. Po 12 hodinách následuje dávka druhá, a to $2,5 \text{ mg.kg}^{-1}$ živé hmotnosti ryby. Při zjišťování hmotnosti a výpočtu dávky se postupuje stejně jako u mlíčáků. Ovulace jiker nastává přibližně po 24 hodinách **od první dávky** suspenze hypofýzy, kdy na dně přípravného bazénu nebo na vzduchovacích válcích lze pozorovat (či spíše rukou nahmatat) samovolně ovulované jikry. Pro zamezení velkým ztrátám samovolně ovulovaných jiker před vlastním výtěrem je možné močopohlavní otvor samic nejpozději po druhé hormonální stimulaci zašít tzv. křížovým stehem (Steffens, 1985). V tomto případě je potřeba vybavit se chirurgickou soupravou obsahující chirurgické jehly vhodné velikosti, peány, pinzety a chirurgické hedvábní a je nutno počítat s vyšší časovou náročností nebo početnějším personálem. Připravenost k výtěru se pak zjišťuje jemným tlakem na břišní dutinu samice v oblasti před močopohlavním otvorem, kdy i přes zašitý otvor lze pozorovat únik malého množství jiker. Schéma postupu provedení „křížového stehu“ dle Horvátha a kol. (1992) je uvedeno v Příloze č. 3.

Teplota vody v bazénu po první injekci ryb nesmí klesat, naopak po druhé dávce se postupně zvyšuje na úroveň $21\text{--}22 \text{ }^\circ\text{C}$. Mimetickou pomůckou ovulace jiker u samic může být i to, že voda v bazénu se silně zpění díky vysokému obsahu proteinů v ovariální plasmě ovulovaných jiker. K vyvolání ovulace lze se stejným úspěchem použít i Ovopel (savčí GnRH analog + metoclopramid) v dávce 1 peletky. 5 kg^{-1} živé hmotnosti ryby u první dávky a 1 peletky. kg^{-1} živé hmotnosti ryby u druhé dávky. Časování dávek a nástup ovulace je při použití Ovopelu stejně jako u stimulace hypofýzou (Tab. 2). Objem injikované suspenze hypofýzy i Ovopelu je stejný jako u mlíčáků, tj. v rozmezí $0,2\text{--}1 \text{ ml suspenze.kg}^{-1}$ živé hmotnosti ryby. Hmotnost kvalitní hypofýzy se zpravidla pohybuje mezi $3\text{--}4 \text{ mg}$ na jednu kuličku, čerstvá hypofýza je smetanově bílá, nezažloutlá (Obr. č. 3). Při uchovávání v suchu a při teplotě $0\text{--}5 \text{ }^\circ\text{C}$ je její použitelnost cca 2–3 roky, poté účinnost skladované hypofýzy klesá. Stejně podmínky pro uchovávání platí i pro Ovopel. Proto se doporučuje pro každou sezónu pořídit pro injekci jikernaček čerstvé přípravky a hypofýzu (Ovopel) z předcházejícího roku spíše použít k injekci mlíčáků. Hypofýzu lze nakoupit ve zpracovných ryb. Ovopel byl vyvinut v laboratoři Prof. L. Hovátha, University of Agricultural Sciences,

Institute of Animal Husbandry, Biotechnology Laboratory, 2103 Godollo, Pater K.Str.1., Maďarsko (Das, 2004).

Suspenze se připravuje důkladným rozetřením hypofýzy (Ovopelu) v suché třecí misce a až poté se postupně v malých dávkách přidává odměřené množství fyziologického roztoku (Obr. č. 4). Suspenze musí být připravena svědomitě, aby zbylé části neucpávaly injekční jehlu a všechny ryby dostaly potřebnou dávku hormonů dle své hmotnosti. Aplikace hormonálních preparátů ke stimulaci a synchronizaci výtěru je prováděna injekční aplikací (injekční stříkačka o objemu 2–5 ml a jehla – lze zakoupit v lékárnách) do hřbetní svaloviny s pomocí dlouhé jehly. Vpich do svaloviny se vede pod úhlem 20–30° kraniálním směrem (Obr. č. 5a). Jehla se do svalu zasune celá a započne se s pomalou aplikací dávky suspenze za současného vytahování jehly ze svalu. Po aplikaci dávky a vytažení jehly se palec ruky přiloží na místo vpichu a prsty druhé ruky se současně provádí krouživými pohyby masáž v místě aplikace, aby se suspenze dostala do tělní tkáně ryby. Suspenzi lze aplikovat i do tělní dutiny pomocí krátké a úzké jehly nebo do jamky prsní ploutve. Pod prsní ploutev se většinou injikují okrasné ryby (KOI kapři), protože při injikaci do hřbetní svaloviny může dojít ke ztrátě šupiny, což může při pozorování ryb v okrasném rybníčku mírně kazit estetický dojem, ale rybám tato ztráta nevadí. V průběhu injikace je opět nutno dbát zvýšené opatrnosti a šetrnosti při manipulaci s rybami (těžší ryby zklidnit v anestetiku) a rybu odlovovat vhodným nářadím, např. tzv. přelovovacím rukávem. Během injikace je nutno rybu bezpečně fixovat na měkké podložce a místo vpichu dezinfikovat!



Obr. 3: Acetonovaná kapří hypofýza „A“ kvality.



Obr. 4: Vše potřebné pro hormonální stimulaci ryb: třecí miska s tloučkem, dvě krátké injekční jehly a injekční stříkačka o objemu 20 ml pro odměření potřebného množství fyziologického roztoku, hormonální přípravek Ovopel, injekční stříkačka 2 ml s dlouhou jehlou pro aplikaci suspenze



Obr. 5: Injekční hormonální stimulace kapra obecného.

Přípravek Repro-Genol je maďarské výroby. Distribuuje se ve vzduchotěsně balených gelových kapslích (Obr. č. 6). Každá kapsle obsahuje 50 mg extraktu kapří hypofýzy o známé úrovni hormonů a 66 mg mikrokrytalické čištěné soli NaCl. Doporučené užití dle návodu výrobce je rozpuštění obsahu 1 kapsle v 10 ml čisté vody a injekční intramuskulární aplikace 1 ml suspenze. 1 kg⁻¹ připravených generačních ryb. Ovulace jiker nastává ve stejném časovém horizontu jako při užití klasické hypofýzy. Autoři této technologie prozatím neměli možnost preparát Repro-Genol vyzkoušet a ověřit deklarovanou účinnost při doporučeném dávkování.



Obr. 6: Komerčně vyráběný hormonální přípravek Repro-Genol.

Tab. 2: Časový a teplotní harmonogram hormonální stimulace kapra obecného.

Čas od první injekce (h)	0	12	± 22–24
Nasycení O ₂	min. 60 % na odtoku z přípravného bazénu		
Teplota vody u ♀ (°C)	19,5–20,0	20,0–20,5	21,0–22,0
Kapří hypofýza (mg hypofýzy.kg ⁻¹)	0,5	2,5	ovulace zralých jiker
Ovopel	1 ks peletky.5–10* kg ⁻¹	1 ks peletky.1 kg ⁻¹	ovulace zralých jiker
Teplota vody u ♂ (°C)	19,0–21,0		
Kapří hypofýza (mg hypofýzy.kg ⁻¹)	0,7–1,5	---	odběr spermatu
Ovopel	1 ks peletky.10 kg ⁻¹	---	odběr spermatu

* dávku 1 **čerstvé** peletky pro 10 kg jikernaček lze použít v případě jistoty dokonalé zralosti a připravenosti všech injikovaných generačních ryb, tzn. spíše v druhé polovině výtěrové sezóny.

7.2. Výtěr ryb

Při řízené reprodukci kapra je pro snadnější a bezpečnější manipulaci s rybou využívána anestézie, a to koupelí v lázni anestetika. Doporučuje se využívat poměrně dobře osvědčené přípravky, jako je 2-fenoxyetanol (ethylen glycol monophenyl ether), Merck spol. s r. o. nebo hřebíčkový olej (účinná látka eugenol), Dr. Kulich Pharma, s. r. o. Lázeň se připraví do zvláštní nádrže, než probíhá příprava ryb. Pro praktické využití a manipulaci je velikostně nejvhodnější rybářská kád' naplněná do výšky vodního sloupce 25–40 cm vytemperovanou vodou na teplotu, v níž jsou ryby připravovány. Při vlastní anestezii je třeba zajistit neustálý dohled nad uspávanými rybami a počítat se zvýšenou aktivitou ryb v počáteční fázi působení anestetika (nebezpečí vyskočení z lázně apod.). Anestézii se zmírní stres ryb v průběhu manipulace a vyvarujeme se nečekaného pohybu ryby s nebezpečím jejího zranění nebo ztráty získaných jiker. Ryby se uvádí do fáze anestéze 3a–3b (Kolářová a kol., 2007), kdy ryby poté, co je mírným tlakem ve hřbetní krajině uvedeme do polohy na boku, zůstávají v této pozici nebo se jen pomalu vrací zpět do původní polohy zpravidla jen díky gravitačním silám. Lázeň z hřebíčkového oleje (ke koupi v lékárnách) se připravuje o koncentraci do 0,07 ml.l⁻¹. Pro lepší rozpuštění hřebíčkového oleje se naředí 3–5 (maximálně 7 ml) koncentrovaného hřebíčkového oleje 60 ml 96% ethanolu a následně rozmíchá ve 100 litrech vytemperované vody. 2-fenoxyetanol je obecně používán v koncentraci 0,3–0,4 ml.l⁻¹ (Kolářová a kol., 2007). Při použití anestetik je nutno dodržovat základní bezpečnostní opatření a používat ochranné pomůcky.

V praxi se používají dva postupy výtěru:

- a) jako první se provede výtěr samic a na získané jikry se přímo vytírají připravení samci (mlíčáci);
- b) jako první se odebírá sperma od připravených samců (např. do speciálních 50–100ml kontejnerů na tkáňové kultury, 20–50ml injekčních stříkaček či jiných vhodných uzavíratelných 50–100ml nádob plněných maximálně do 1/2 objemu), sperma v nádobách se naplocho uloží v chladu a použije se až po výtěru samic.

ad a) Tento postup se využívá spíše v provozních podmínkách, kdy jsou ovulující ryby opatrně přeloveny do připravené lázně s anestetikem. Ovulace se zjišťuje individuálně a do anestetika se dávají pouze ryby, které při mírném tlaku na břišní dutinu samovolně uvolňují jikry. Ryby, u kterých ovulace ještě plně nastala, se vrací do původní nádrže, do druhé části téže nádrže oddělené přepážkou nebo do jiné nádrže s vodou o stejné kvalitě a teplotě jako v nádrži původní. Neovulující ryby pak podle možností znovu kontrolují 1–2krát s odstupem 1–2 hodin. Pokud ani poté u nich nedojde k ovulaci jiker, poznamená se tato skutečnost v evidenci a ryby se buď vyřadí z generačního hejna (jedná-li se o opakovaný jev), nebo se umístí do nádrže k vytýřeným rybám pro jejich vyzáření zpět do matečného rybníka. Narkotizované ryby ve fázi anestézie 3a až 3b (Kolářová a kol., 2007) se otočí hřbetem dolů a ručně bez použití náradí se vyloví do mokrého, ale vyždímaného látkového vaku (příp. velké utěrky). Při této manipulaci je vhodné prst ruky stále držet na močopohlavní papile ryby, aby nedošlo ke zbytečné ztrátě jiker. Podle velikosti vytýrané ryby je zapotřebí dvou až třech pracovníků. U větších ryb (5 kg a více) jeden pracovník sedí na židli, drží rybu v látkovém vaku ve svém klíně stále hřbetem dolů a prstem přidržuje močopohlavní papilu. Druhý pracovník osuší suchou utěrkou břišní partii ryby, řitní ploutev a močopohlavní papilu a drží rybu za ocasní násadec obalený v mokré utěrce. Třetí pracovník si připraví suchou misku na získané jikry, která je opatřena číslem a hmotností prázdné misky. Po osušení patřičných partií ryby se ryba otočí na bok s břichem nakloněným mírně směrem dolů (ventrálně), ocas směřuje rovněž více k zemi a je fixován za násadec druhým pracovníkem proti nečekanému pohybu ryby. Třetí pracovník přiloží připravenou misku pod močopohlavní

papilu tak, aby uvolněný proud jiker stékal po stěně misky na její dno. Sedící pracovník začne s pozvolnou masáží břišní partie nejprve v kaudální části těla, postupně tato masáž postupuje stále blíže od hlavy směrem k papile. Pracovník držící misku dává pozor, aby jikry nebyly kontaminovány exkrementy, krví, slizem nebo vodou. V případě hrozcího znečištění jiker okamžitě odstraní misku z dosahu nečistot a po očištění ryby výtěr může pokračovat. Blíží-li se výtěr ke svému závěru, je vhodné rybu otočit hřbetem dolů, occasion směřujícím k zemi a lehkým protřesením poloprázdné břišní dutiny setřást zbývající množství jiker k papile a po opětovném otočení ryby jikry dotřít do misky. Vytřená ryba se identifikuje načtením mikročipové či kryogenní značky a porovná s evidencí ryb připravených k reprodukci, kde se poznamená, že ryba byla již vytřena. Poté se ryba opatrně umístí do nádrže s čistou vodou o stejné teplotě, v jaké probíhala příprava, a za průběžného dozoru personálu se nechá ryba probrat z anestézie. Je nutno zajistit co nejvyšší nasycení vody kyslíkem. Miska se získanými jikrami se ihned nesmazatelně (lihovým fixem) popíše plemenem (linií) ryby, její individuální značkou a skutečnou hmotností získaných jiker. Miska překrytá čistou vlhkou utěrkou se umístí do stínu a teploty okolního prostředí 18–20 °C. Veškeré hmotnostní údaje s identifikačním kódem ryby se zaznamenávají do výtěrových listů (Příloha 4a). Je možné očekávat získání jiker na úrovni 10–20 % hmotnosti vytíraných jikernaček. Zpravidla se používá jedna miska na jednu jikernačku.

Mírnou modifikací způsobu výtěru může být položení narkotizované samice na bok na stůl s mokřým hadrem, kusem látky nebo molitanem (viz kapitola 6) tak, aby břišní partie a zejména močopohlavní otvor byly na hraně stolu nebo již mírně za hranou. Jeden z pracovníků přidržuje rybu mokřým kusem látky v místě ocasní partie, druhý rybu vytírá jednou rukou výše popsaným způsobem a druhou rukou fixuje rybu v její hlavové části a třetí drží misku pro sběr jiker. Další postup včetně osušení ryby před výtěrem je totožný.

V případě reprodukce menších jikernaček lze také využít postupu, kdy se na výtěrový stůl položí suchá miska nebo je miska fixována jejím vložením do otvoru ve stole podobně jako kuchyňský dřez v kuchyňské pracovní desce, ryba vytažená z anestetika se zabalí do vlhké utěrky tak, aby byla zakryta její hlava a koncem utěrky obalen ocas ryby. Provede se identifikace ryby. Mírně vlhkou utěrkou se otfě močopohlavní papila od vody a případných výkalů, ryba se uchopí způsobem, aby se zabránilo jejímu nečekanému pohybu a pádu a po natočení ryby papilou na misku se provede masáže břišní dutiny rukou její výtěr. Při tomto postupu je bezpodmínečná nutnost anestézie ryb a jistá praxe pracovníků (Obr. č. 7).

Kvalitní a optimálně ovulovaná jikra je žlutohnědé až žlutozelené jednotlivé barvy (závisí na plemeni a u KOI kaprů i na vlastním zbarvení jikernačky), bez příměsí krve, exkrementů, bílých přezrálých jiker, násilným výtěrem utrahaných kusů tkáně vaječníků a bez nadměrného množství ovariální tekutiny. Celková konzistence jiker v laboru je jako u husté kaše.

Po vytření cca pěti ryb (podle získaného množství jiker) se misky s jikrou umístí na stůl, z lázně s anestetikem se opatrně ručně bez použití nářadí vyloví do mokřého, ale vyždímaného látkového vaku mlíčáci. Proběhne identifikace ryby a po odsouhlasení s plánem křížení se přistoupí k vlastnímu výtěru. Po osušení stejných partií těla jako u samic se vytře sperma přímo do misky s jikrou. Při výtěru je nutno samce opravdu dobře fixovat, aby při nenadálém pohybu nesrazil misku(y) s jikrou. Na jednu jikernačku se používá 3–5 kusů mlíčáků tak, aby na 1 kg suchých jiker celkem připadalo 10–20 ml spermatu. Použité plemeno (linie) a individuální kód ryby se zaznamená na misku a do výtěrových listů (Příloha 4c). Jikry se spermatem se řádně nasucho smísí.

ad b) Při tomto postupu se jako první v anestetiku připraví samci, tzn. že po nástupu 3a až 3b fáze anestézie (Kolářová a kol., 2007) se ručně bez použití nářadí vyloví do mokřého, ale vyždímaného látkového vaku nebo kusu látky. Možných způsobů výtěru je opět několik:

1. Pracovník si s rybou sedne na židli. Rybu drží tak, aby byla fixována proti neočekávanému pohybu a otočena hřbetem dolů. Odhalí se močopohlavní papila samce. Spolupracovník mírně vlhkou utěrkou osuší obnaženou část těla ryby od vody. Masáží břišní partie se získává sperma ryby, které je spolupracovníkem nasáváno na principu podtlaku (např. použitím vývěvy a tlakové vody, různých typů malých kompresorů či nejde-li jinak, tak ústy) do suchého kontejneru pro buněčné kultury o objemu 50–100 ml. Spolupracovník dohlíží, aby odebírané sperma bylo čisté, tzn. bez příměsí výkalů, krve a moči, jež snižují kvalitu spermatu a jeho životnost. Kontejner se drží v úrovni těla ryby. Plní se maximálně do 1/2 objemu a nesmazatelným způsobem označí individuálním kódem a plemenem (linií) samce. Po výtěru se provede identifikace ryby a množství získaného spermatu v ml se запиše do výtěrového listu (Příloha 4b). Odebrané sperma lze v uzavřených kontejnerech v aerobních podmínkách uchovávat v horizontální poloze po dobu až 24 hodin v chladu a temnu při 0–4 °C (např. v přenosných termoboxech na vrstvě drceného ledu). Nejsou-li k dispozici tyto kontejnery, lze využít jiných vhodných uzavíratelných nádob nebo injekčních stříkaček. Při použití injekčních stříkaček využíváme podtlak vzniklý sáním vlastní stříkaček a nepotřebujeme jiný zdroj podtlaku. Pro ryby do hmotnosti cca 3 kg (např. KOI kapři) postačují stříkačky o objemu 10 ml, pro větší ryby se používají stříkačky o objemu 20 ml. Opět se plní maximálně do 1/2 objemu, nesmazatelným způsobem se označí individuálním kódem a plemenem (linií) mlíčáka a před uložením v chladu se píst stříkačky natáhne do maximální polohy, čímž ke spermatu zajistíme přístup vzduchu, jež má pozitivní vliv na kvalitu krátkodobě uchovávaného spermatu.

2. Narkotizovaný samec se položí na bok na stůl s mokrým hadrem, kusem látky nebo molitanem (viz kapitola 6) tak, aby břišní partie a zejména močopohlavní otvor byly na hraně stolu nebo již mírně za hranou. Jeden z pracovníků může u větších ryb přidržovat samce mokrým kusem látky v místě ocasní partie, druhý masíruje jednou rukou břišní partii samce směrem od hlavy k močopohlavnímu otvoru a druhou rukou fixuje rybu v její hlavové oblasti. Další pracovník drží nádobu u močopohlavního otvoru pro sběr spermatu. Další postup včetně osušení ryby před výtěrem je totožný. Výhodou tohoto postupu je jeho nižší technická náročnost, nevýhodou vyšší ztráty spermatu okolním stékáním po stěnách nádoby a těle ryby a pravděpodobnější kontaminace spermatu vodou, krví, močí či exkrementy.

Po odebrání spermatu od všech připravených mlíčáků se doporučuje provést makroskopické hodnocení čerstvého spermatu (Linhart a Pokorný, 1984).

Po nástupu ovulace u připravovaných jikernaček se tyto ryby vytřou stejným postupem, jak bylo popsáno v této kapitole v odstavci ad a). Misky se po zvážení a zapsání hmotnosti jiker do výtěrového listu překryjí čistou vlhkou utěrkou a umístí do stínu při teplotě okolního prostředí 18–20 °C, kde jsou uloženy až do doby oplození jiker (do 1 hodiny od výtěru jikernaček).

Počet jiker v jednom gramu se pohybuje v závislosti na stáří a plemeni ryby v rozmezí 600–800 ks, u mladých jikernaček KOI kaprů může být až 1000 ks jiker.g⁻¹.

Výhodou postupu, kdy se provádí výtěr samců před výtěrem samic do nádob, je možnost lepšího posouzení kvality spermatu a výběru jen spermatu o dobré kvalitě. Při tomto způsobu také nehrozí kontaminace jiker vodou, krví a exkrementy z vytíraných samic, příp. pád vlastní ryby do misky s jikrou. Tento postup je také mnohem vhodnější při složitějším provádění různých schémat křížení, neboť nám dává větší časovou volnost a je méně náchylný na vznik chyb díky možnosti několikanásobné kontroly před vlastním osemeněním jiker. Nevýhodou metody je nebezpečí nižšího oplození jiker při zhoršené kvalitě získaného a krátkodobě uchovávaného spermatu.



Obr. 7: Výtěr jikernačky KOI-kapra jedním pracovníkem.

7.3. Ošetření generačních ryb po řízené reprodukci

Bezprostředně po výtěru je zapotřebí kontrolovat bezproblémové odeznění působení anestetik. Před odvozem ryb na chovný rybník je vhodné je při jejich nakládání prohlédnout, zda nedošlo k povrchovému poškození ryb. Případné rány se důkladně ošetří lokálně dezinfekčním roztokem (např. 4% roztok hypermanganu nebo jiného vhodného dezinfekčního prostředku) nebo se provede preventivní krátkodobá koupel v nádržích před nebo při převozu (Svobodová a kol., 2007) a ryby se vysadí zpět do matečného rybníka nebo jiného rybníka bohatého na přirozenou potravu. Následně v průběhu vegetační sezóny se provádí přikrmování ryb kvalitním krmivem pro jejich rychlou rekonvalescenci a přípravu na příští výtěrovou sezónu. V rybnících mají ryby možnost přirozeného dotření, čímž je minimalizována pravděpodobnost jejich úhynu v důsledku rozkladu nevytřených jiker v těle samic. Pozdější povýtěrovou mortalitu ryb (do 15 dnů) zpravidla způsobí u samic násilný výtěr neuvolněných ovocytů, kdy dojde k poškození vaječníků nebo poškození jiných vnitřních orgánů doprovázeném silným krvácením nebo naopak nedostatečný výtěr dobře ovulovaných ovocytů. Ovulované ovocyty, které nejsou vytřeny a které zůstanou v těle, po několika hodinách přezrají a začnou se rozkládat, což způsobí silnou zánětlivou reakci, sepsi a následný úhyn. Případně uhynulé ryby je z rybníků nutné co nejrychleji odstraňovat a zajistit jejich likvidaci v kafilérii, aby nedošlo k ohrožení zdraví zbytku generačních ryb.

7.4. Osemenění, aktivace, oplození jiker

Osemenění jiker se provádí buď přímým výtěrem mlíčáků do misky s jikrami (viz kapitola 7.2. a) nebo přidáním spermatu odebraného předem do kontejnerů či jiných nádob (viz kapitola 7.2. b), a to dle připraveného plánu křížení. Pokud se provádí reprodukce za účelem obnovy generačního hejna nebo za účelem založení experimentálních populací pro test užitkovosti, postupuje se dle zásad popsaných v metodice o uchování genetických zdrojů ryb od Flajšhane a kol. (2009). Při běžném provozním výtěru za účelem produkce tržních obsádek lze osemenění provádět přidáním 2–10 ml kvalitního (motilita 95–100 %) spermatu od každého z libovolně vybraných 3–5 samců na 1 kg jiker. Jikry se spermatem se jemně a dokonale promísí stěrkou (30 sekund). Pro aktivaci gamet se použije čistá voda, nejlépe stejná, na které se jikry budou inkubovat, vytemperovaná na teplotu 19–22 °C.

Na 1 kg jiker se spermatem se přidá 0,5 l vody. Až tímto přidáním vody nastává aktivace gamet, tzn. že spermie se stanou aktivní, svým pohybem bičíku a pozitivní chemotaxí vyhledávají mikropyle jikry. U jiker dochází aktivaci k ireverzibilním změnám (k růstu fertilizačního kónu, kortikální reakci, formování periviteliního prostoru a k bipolární diferenciaci) (Linhart, 2004). Nastává oplození. Je to proces následující po aktivaci gamet a je definován jako fúze samčích a samičích prvojadér. Okamžitě po přilítí vody je zapotřebí vše lehce, ale řádně promíchat (10–15 sekund) a poté nechat dalších 30–45 sekund v klidu. Po cca jedné minutě od aktivace gamet se započne s odlepkováním jiker. Na misku se nesmazatelným způsobem zapíše čas aktivace. Jikry kapra obecného jsou oplozenischnopné po dobu nejdéle třech minut od aktivace čistou vodou, poté se mikropyle uzavírá (Saad a Billard, 1987). Stejní autoři uvádí možnost prodloužení této doby až na osm minut při použití aktivačního roztoku 40 mM NaCl, 5 mM KCl, 20 mM Tris při pH 8.

7.5. Odlepkování jiker

Aktivovaná kapří jikra osmotickým procesem přijímá vodu a zvětšuje svůj objem. Průměr jikry je 1,6–1,65 mm po nabobtnání (Linhart a kol., 1995), přičemž dochází k nápadnému zbytnění povrchové lepkavé proteinové vrstvy. Tento sekundární obal umožňuje v přirozeném prostředí zachycení jiker na povrchu rostlin nebo výjimečně na jiných vhodných ponořených předmětech. Při řízené reprodukci s inkubací jiker v inkubačních lahvích je tato lepkavost jiker nežádoucí, došlo by k vzájemnému slepení jiker. Vytvořený shluk poté zabraňuje dokonalému omývání jejich povrchu kyslíkatou vodou a dochází k odumření zárodka, čímž se vytvoří nosná půda pro růst plísní a pronikání jejich hyf do zbývajících živých jiker.

Odlepkování jiker je tedy proces, kdy se mechanickým či chemickým způsobem lepivost jiker eliminuje na stav, kdy je každá jikra samostatná a bez tendence se přichytit k jiné jikře či povrchu inkubačního aparátu.

V současnosti lze využít několik možností odlepkování. Nejčastěji a nejspolehlivěji se v provozu jako odlepkovací suspenze používá přes uhelonoové sítko rozpuštěné **plnotučné** sušené mléko v poměru 1:30 s vodou o teplotě 20–22 °C (Gela a kol., 2003b). Stejně dobře lze k odlepkování jiker použít čerstvé, příp. UHT ošetřené **plnotučné** mléko v ředění 1 litr mléka:9 litrům vody z lžhně. Odlepkování se provádí tak, že po 1–2 minutách od aktivace gamet se sleje co největší množství aktivační vody přes okraj misky a poté se za stálého jemného míchání stěrkou pohybem připomínajícím číslici 8 v celém objemu misky přidává suspenze mléka. Nejprve je přidáváno mléko v menším množství (zhruba do 5 min po oplození), postupně se odlepkovací médium přidá v takovém objemu, kdy jikry ponechané několik sekund bez míchání jsou po klesnutí ke dnu přikryty 1 cm vrstvou mléka. Jikry se v odlepkovacím médiu míchají po dobu přibližně jedné hodiny. Po této době se za stálého míchání přidává temperovaná voda z inkubačních aparátů. Po naplnění misky se nechají jikry klesnout na dno a zředěné mléko se opatrně přes hranu misky slijde do odpadu. Cyklus se opakuje tak dlouho, až je veškeré mléko odplaveno. Kvalitně ošetřené jikry, které se nelepí, se mohou vysadit opatrným přelítím do předem připravených inkubačních lahví, u kterých byl krátce před vysazením jiker zastaven přítok vody a voda z láhve byla hadičkou odsáta na hladinu, kdy ve spodním hrdle láhve zůstalo cca 10–15 cm vody (platí pro klasické Zugské láhve o objemu 10 l). Teplota vody by se měla pohybovat v rozmezí 18–22 °C. Láhve se jikrou plní tak, aby po jejich klesnutí zabíraly 1/2 – 3/4 objemu láhve (cca 500–600 g suchých jiker). Při usazování jiker do láhve se pustí přívod vody v množství, aby jikry nebyly proudem vody vyneseny přes okraj láhve, ale aby se odplavily případné zbytky odlepkovací suspenze. Nedojde-li ke slepení jiker, tak se po cca 10–15 minutách silnějšého proplachování seřídí střík vody do láhve na úroveň, kdy se jikry v láhvi lehce „převalují“. Dojde-li po vysazení jiker

na láhev k jejich masivnímu slepení, je třeba jikry hadičkou o větším průměru (1/4–1/2'') odsát zpět do misky a pokračovat v odlepkování mlékem.

Odlepkování je možno provádět i v inkubačních Zugských lahvích s pomocí vzduchu. V tomto případě jsou jikry v suspenzi mléka prvních 10–15 minut míchány ručně, poté se i se suspenzí mléka přelíjí do inkubačních lahví, kde jsou probublávány vzduchem přiváděným trubičkou k hrdlu láhve nebo stojan s láhvemi má zabudován zvláštní okruh pro rozvod vzduchu napojený na dmychadlo. Po hodině odlepkování vzduchem se přívod vzduchu zastaví a začne se s promýváním jiker otevřením přívodu vody. Metodu odlepkování jiker vzduchem nelze aplikovat v plně recirkulačních systémech líhni, ale pouze u plně průtočného systému, kdy je voda s mlékem vypouštěna do odpadu.

Na některých rybních líhních mají dobré zkušenosti s odlepkováním kapřích jiker v suspenzi kvalitního jílu, který se připravuje ve výsledné koncentraci okolo 30 g jílu v 1 litru vody z líhně (Gela a kol., 2003b). Přesný poměr nelze stanovit, vše je závislé na kvalitě a čistotě jílu. Rovněž i příprava suspenze před vlastním použitím je časově náročná, proto je tato metoda pro kapří jikry méně rozšířená, ale nachází využití při odlepkování jiker těch druhů ryb, které se vytírají při teplotách okolo 15 °C (jeseterovití).

Rovněž se lze setkat s odlepkováním jiker v suspenzi talku (Dr. Kulich Pharma, s. r. o.). Při užití tohoto přípravku je prvním krokem vytvoření suspenze talku s vodou z líhně o konzistenci hutné malty a z ní následně suspenze v koncentraci jako u sušeného mléka (viz výše). V druhém kroku se připraví stojany se Zugskými láhvemi s možností odlepkování pomocí vzduchu tak, že se každá láhev napustí do jedné třetiny až poloviny vodou, přiměřeně se otevře přívod vzduchu a přidá se cca jedna hrst husté suspenze talku. Vzduchové bubliny suspenzi rozmělní. Takto se připraví tolik lahví, kolik je plánováno k odlepkování použít. Poté lze přistoupit k vlastnímu osemenění a aktivaci jiker a spermii, kdy po třech minutách od aktivace pohlavních produktů se za jemného míchání rukou přidá cca jeden litr připravené řídké suspenze talku na 2 kg jiker. V průběhu následujících třech minut se při ručním míchání opatrně mezi prsty rozruší případně tvořící se hrudky jiker. Takto ošetřené oplozené jikry se přelíjí z misek do připravených Zugských lahví, kde pokračuje odlepkování vzduchem po dobu přibližně 20 minut. Následuje odstavení přívodu vzduchu a postupným průplachem vodou se odplaví odlepkovací suspenze.

Koncentrace odlepkovacích suspenzí a časy potřebné k ošetření jiker výše uvedené je třeba brát jako orientační a doporučené. Odlepkovací procesy bývají ovlivněny kvalitou, teplotou a chemickým složením vody v líhni používané a rovněž i kvalitou získaných jiker. Proto jsou velice důležité vlastní zkušenosti a praxe líháře, aby výsledkem odlepkování byly jednotlivé jikry bez poškození.

Po vysazení jiker na láhev je zapotřebí **okamžitě** zapsat číslo láhve do výtěrového listu (Příloha č. 4c) k danému křížení, aby nemohlo dojít k záměně křížení či osušení při kulení a vysazování embrya.

U jiných druhů ryb (sumec velký, lín obecný, jeseterovití) je již několik let úspěšně používána metoda odlepkování oplozených jiker enzymy (Alkaláza), příp. chemickou cestou (tanin, neboli kyselina tříslová) (Linhart a kol., 2000; Linhart a kol., 2001; nepublikované zkušenosti autorského kolektivu). U kapra obecného byly prováděny experimenty s odlepkováním jiker pomocí enzymu (Linhart a kol., 2003) i taninu (nepublikováno), ale úspěšnost výsledku je závislá na fyzikálně-chemických vlastnostech vody v rybí líhni, kdy za určitých podmínek toto odlepkování nedosahuje takové úrovně, aby tyto metody bylo možno běžně a ve větším měřítku využívat na rybních líhních. Důvodem vývoje nových metod odlepkování jiker je snaha o zkrácení doby odlepkování z 1 hodiny na několik málo minut tam, kde se jikry odlepkují po celou dobu ručně.

7.6. Inkubace jiker

Jikry kapra obecného se převážně nasazují k inkubaci do inkubačních Zugských (Weisových) (Obr. č. 8a, b), případně Chasseových lahví o objemu deset litrů v množství přibližně 500–600 g suchých jiker na láhev, což se rovná asi 2/3 objemu láhve nabobtnalých jiker. Jikry se optimálně vyvíjejí při teplotě vody 18–22 °C. Teploty 14 °C a 25 °C můžeme pokládat za hraniční, při jejichž dlouhodobém působení dojde k úhynu vyvíjejících se zárodků, příp. k vzniku malformací embryí. Průtok vody lahvemi je seřízen tak, aby docházelo k pozvolnému „vlnění a přelévání“ jiker. To odpovídá cca 3 litrům vody za minutu a láhev. V průběhu inkubace se denně odstraňují uhynulé jikry odsáváním hadičkou. Neoplozené a mrtvé jikry po dni a půl inkubace zbledají a po dalších dvou dnech se shromažďují v horní části objemu jiker, kde se snáze odsávají.



Obr. 8a: Celkový pohled na rybí líheň při přípravě na sezónu s ohřevnými nádržemi, Zugskými inkubačními lahvemi, řadou kolíbků a inkubátory o objemu 225 l.



Obr. 8b: Detail na Zugské inkubační láhve s odlepkovanými jikrami.

K prevenci a tlumení výskytu plišňových onemocnění jiker se používají prostředky běžné v líhňářské praxi (UV lampy, ozonizace) (Liltved, 2003). Ke krátkodobým koupelím do stádia očních bodů jiker lze použít Jodisol (účinná látka poly-N-vinylpyrrolidon-2) v koncentraci 5–10 ml.l⁻¹ při délce koupele 2 minuty (Kouřil a Hamáčková, 1998) nebo roztok Acriflavinu v dávkování dle návodu výrobce (možno běžně koupit v akvaristických potřebách). Koupel se provádí tak, že se zastaví přítok vody do inkubační láhve, jikry se nechají klesnout a z láhve se hadičkou odsaje (nebo PET lahvi vytlačí přes okraj inkubační láhve) cca 1,5–2 litry vody. Do zbývajících objemu vody s jikrou v inkubační láhvi se aplikuje odměřené množství léčebného prostředku. Prolouženou stěrkou nebo pevnou tyčinkou se opatrným mícháním jikry v láhvi zvíří tak, aby se léčebný preparát rozptýlil rovnoměrně v celém objemu. Po požadované době působení léčiva se opět pustí střík do inkubační láhve a postupně dojde k vyplavení koupele. Je třeba upozornit na případ, kdy jsou inkubační láhve napojeny na recirkulační systém, příp. i biofiltr. Použitá koupel by v tomto systému zůstala a mohla by poškodit funkci biofiltru.

Pro desinfekci veškerého vybavení rybí líhně před nasazením jiker a plůdku a po každém vyskladnění plůdku se používají chemické prostředky na bázi chlóru (např. Savo) dle pokynů výrobce. Po desinfekci je třeba vše dostatečně opláchnout čistou vodou.

Plůdek se kulí za **60–70 denních stupňů** (d°) v závislosti na teplotě vody a průtoku převážně najednou a v celé láhvi v průběhu jedné hodiny. V případě, že se kulení na láhvi prodlužuje, je možno zvýšit teplotu vody na maximálně 22 °C nebo lze zastavit přítok vody a po krátkodobém „přidušení“ embrya (15–20 min) nastává jeho masivní kulení.

Pokud je kulení na láhvi dokončeno, přesaje se obsah láhve do dostatečně velké laboru, kde je zapotřebí „roztáčením“ a následnou sedimentací docílit separace a odsátí zbytků jikerných obalů a zbylých mrtvých jiker od embrya. Po dokonalém vyčištění se přenesou nebo přeploví vykulený plůdek do inkubátorů nebo kolíbek pro váčkový plůdek kapra (Obr. č. 9, 10).

Na velkých líhních s produkcí desítek miliónů kusů váčkového plůdku kapra obecného z jednoho výtěru by metoda separace vykuleného plůdku sedimentací byla časově neefektivní, proto se dokonale vyčištěné jikry krátce před počátkem kulení přesadí do inkubátorů,

kde dojde k vlastnímu vykulení. Plůdek po vykulení klesá ke dnu inkubátoru, rozpadlé jikerné obaly se zachytí na uhelonovém sítu, které se musí pravidelně čistit, aby nedošlo k jeho stržení z rámu nebo přetečení. Někde rozmístění technologie líhně umožňuje přeplovování vykuleného plůdku z inkubačních lahví do uhelonových kolíbek ve žlabech, kde plůdek může zůstat až do jeho rozplavání nebo se přeplovávaný plůdek opatrně přeloví a přesadí do inkubátoru.

Kolíbky pro odchov kapřího plůdku se používají uhelonové o velikosti ok 0,25–0,35 mm (např. Pokorný – síť s. r. o.) zavěšené na pevném rámu do odchovného žlabu typu „Ewos“ nebo plastové s jemným dvojitým přepadovým nerezovým sítkem (velikost ok K-20, např. Aston Johnson, s. r. o. Strakonice). Usazení sít v kolíbce musí být dokonalé, plůdek uniká sebemenším otvorem, kterým se dokáže protáhnout. K utěsnění se hodí dětská modelovací plastelína, která se po každém vysazení plůdku lehce seškrábne a vymění za novou, čistou. Rovněž lze k utěsnění sít použít akvaristické lepidlo (jednosložkový lepicí tmel na bázi silikonu). Nevýhodou použití silikonu je doba potřebná od vyspárování do vytvrzení (min. 6 hodin). Do každé kolíčky je neustálý přítok čisté líhňové vody o teplotě 16–22 °C. Průtok pro kolíčku o objemu 100 l je seřizen na cca 1,5–2 l.min⁻¹.

Velké produkční líhně používají pro odchov kapra od vykulení po rozplavání a expedici do rybníků speciální inkubátory o objemu vody 225 l. Přívod vody do inkubátoru je uprostřed kónického dna a proud vody je vyfrézovanými drážkami vsazeného kužele vpouštěn do vlastní síla inkubátoru. Drážky způsobí, že proud vody má točivý směr a málo pohyblivému plůdku nedovolí klesnout ke dnu ve větší vrstvě, neustále jej nadnáší a zásobuje čerstvou kyslíkatou vodou. Část plůdku se také zachycuje na vnitřních stěnách aparátů. V době nadechnutí a rozplavání se plůdek již zdržuje u hladiny a horní třetině síla. Horní část síla je proto opatřena uhelonovým límcem, který zabraňuje úniku plůdku. Průtok sílem se seřizuje podle množství nasazeného plůdku na cca 20 l.min⁻¹. Kapacita jednoho síla je 2–3 miliony K₀.



Obr. 9: Inkubátor o objemu 225 l pro kapří plůdek.



Obr. 10: Plastová kolíbká pro odchov váčkového plůdku kapra obecného a lína obecného od vykulení po rozplavání.

8. Období endogenní výživy

Čerstvě vykulený váčkový plůdek (celková délka zárodku je 5,6–5,9 mm) se zavěšuje na rostlinách nebo jiných vhodných ponořených materiálech a v této poloze, bez výrazného pohybu, setrvává obvykle 3–5 dní (v závislosti na teplotě vody). K zavěšení slouží ztuhlý sekret v podobě vláčenka produkovaný žlázkou ležící na předním spodním okraji hlavy. Kapří plůdek v této době není světloplachý, a proto k zavěšování dochází zpravidla přímo na místě vykulení. Pokud chybí dostatečné množství vhodného materiálu k zavěšení váčkového plůdku, jedinci klesají ke dnu, kde hynou (Krupauer a Kubů, 1985). Proto je bezpodmínečně nutné do kolíbek vložit inertní materiál, který k zavěšení poslouží. Lze použít v pitné nebo ve vodě z líhně oprané listy ostřice, rákosu, chřastice apod., zbavených květních klásků s pylem. Zvýšený obsah SiO_2 v listech těchto druhů rostlin zamezí hnití a kažení vody. Rovněž lze použít větvičky s lístky břízy, vrby. Nedoporučuje se používat větvičky jehličnanů, jejichž silice mohou být toxické.

V průběhu tohoto období dochází u embrya k dotváření anatomické stavby a funkcí jednotlivých základních orgánů. Např. u čerstvě vylíhnutého kapřího plůdku chybí žábra. Funkci dýchání přejímají rozšířené a hojně rozvětvené krevní cévy na předním okraji žlutkového váčku (Cuvierův krevní splav). Stejnou úlohu sehrávají i cévy v oblasti budoucí řitní ploutve. Plůdek se v této etapě živí ze zásob ve žlutkovém váčku. Čerpáním výživných zásob se zmenšuje objem žlutkového váčku, čímž se i zmenšuje plocha Cuvierova splavu. Proto funkci náhradního orgánu dýchání přejímají hustě rozvětvené cévy v oblasti budoucí hřbetní ploutve a později i cévní systém na zadní části žlutkového váčku pod tvořícím se střevem. V této době se již objevují základy žaberního aparátu, který v okamžiku přechodu na pohyblivý způsob života je již rozhodujícím orgánem dýchání. Ploutevní lem je nediferenciován a střevo má přímý průběh (Krupauer a Kubů, 1985).

Na začátku larvální periody se kapří plůdek živí ještě ze zbytků zásob žlutkového váčku, ale již v jejím průběhu přechází na aktivní příjem potravy. Celková délka těla je 6,0–7,5 mm. Charakteristickým znakem této etapy je aktivní, ale ještě patrný trhavý pohyb a naplnění zadní části plynového měchýře vzduchem tak, že ústním otvorem larva nasaje vzduch a přes jícen ho propasiruje do budoucího plynového měchýře (Štěch, 2007). Přítomnost vzduchu v plynovém měchýři lze identifikovat nabráním několika kusů plůdku

do skleněné či velmi čiré plastové kádinky nebo jiné vhodné nádoby s menším množstvím vody. Pohledem proti světlu je vzduchová bublinka v plynovém měchýři plůdku poměrně dobře viditelná. U dosud existujícího ploutevního lemu v hřbetní a ocasní partii dochází k mírnému rozšíření jako předzvěst tvořících se nepárových ploutví. Dochází k osifikaci některých kostí (kraniální část páteře, spodní čelist, požerákové zuby, operculum) (Krupauer a Kubů, 1985).

9. Nemoci váčkového plůdku

Při odchovu váčkového plůdku kapra obecného v období endogenní výživy se na rybních líhních lze setkat s úhyny plůdku, které díky hustým obsádkám v odchovných zařízeních bývají většinou masivní (často až 100 % obsádky odchovného zařízení i celého výtěru). Pokud se vyloučí technologická závada na zařízení, která může zapříčinit prudký pokles nebo nárůst teploty vody až za letální hranici (např. při kolapsu regulace ohřevného a kontrolního systému na rybní líhni), nedostatečný přítok čerstvé a okysličené vody do inkubátoru, otravu přítokové vody nebo otravu ryb díky nedostatečně opláchnutému vybavení rybní líhně po předcházejícím čištění a desinfekci (např. Savem), je zapotřebí příčinu případných zjištěných úhynů zjistit v co nejkratší době vyšetřením, pokud možno přímo v laboratoři rybní líhně. Rychlost postupujících úhynů bývá při teplotách vody 20 °C tak razantní, že při odvozu vzorků na vyšetření do vzdálenější laboratoře bývá čekání na její výsledek to poslední, co pro váčkový plůdek uděláme. Z tohoto důvodu autoři doporučují vybavit líheň základním laboratorním vybavením (lupa o zvětšení 6–50x, mikroskop o zvětšení 50–400x), jednoduchá pítavní souprava (pinzety, jehly, sada mikroskopických skel apod.). V takto vybavené laboratoři bude zkušena obsluha rybní líhně schopna základního rychlého vyšetření a rozpoznání nejběžnějších původců masivních úhynů. Včasnou identifikaci možného původce chorob se personál může pokusit provést některá základní opatření k minimalizaci ztrát do doby příjezdu povoláného veterinárního lékaře nebo do doby získání oficiálního potvrzení původce onemocnění v některém z veterinárních ústavů. Je potřeba zdůraznit, že na příslušné veterinární specialisty je vhodné se obrátit v každém případě.

9.1. Bakteriózy

Z bakteriálních nákaz se u váčkového plůdku lze setkat s invazí druhů rodu *Aeromonas*, které při masivním napadení mohou způsobovat nekrózu ploutevního lemu ryb a poškozování vyvíjejícího se žaberního aparátu (Čítek a kol., 1997). Příčinou patologického rozvoje těchto bakterií bývají zhoršené hygienické podmínky (např. při kulení nedostatečně vyčištěný plůdek od mrtvých jiker a rozpadlých jikerných obalů, který je vysazován do kolíbků) nebo vysoce organicky znečištěná voda používaná v průběhu inkubace jiker a v období endogenní výživy plůdku. Předběžnou diagnózu lze stanovit mikroskopickým vyšetřením, kdy je možno pozorovat roztřepené okraje ploutevního lemu. Pro potvrzení nálezu rybobpatogenních bakterií rodu *Aeromonas* je ale zapotřebí laboratorního vyšetření ve specializovaném veterinárním ústavu.

Čítek a kol. (1997) jako terapii doporučují koupel plůdku v modré skalici (koncentrace 1:2000 po dobu 1–2 minut), popř. koupel ve formaldehydu. Autorský kolektiv nemá vlastní prakticky ověřené zkušenosti s těmito léčebnými koupelemi u váčkového plůdku, proto důsledně doporučuje provedení testu snášenlivosti u vzorku ryb před vlastní hromadnou aplikací koupele.

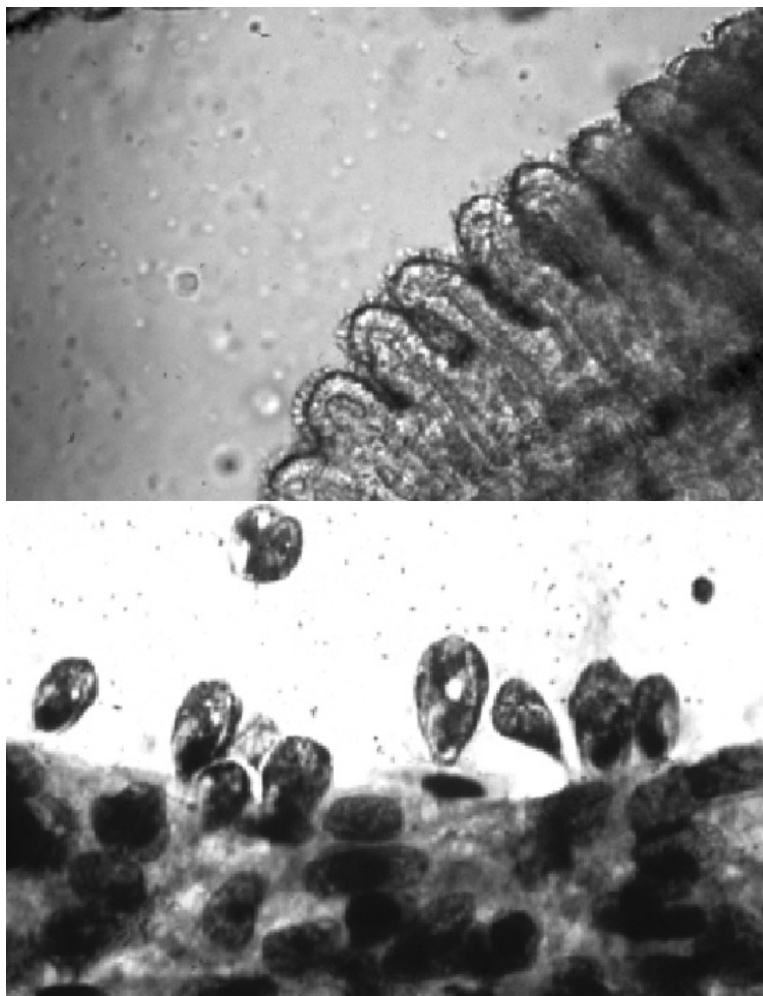
9.2. Ichtyobodóza

Jednou z nejčastěji se vyskytujících protozoárních onemocnění je ichtyobodóza (lze se setkat s pojmenováním costie). Původce (bičíkovec *Ichthyobodo necator*) napadá kůži a žábrý ryb. Cizopasník má fazolovitý tvar, jeho velikost je až 20 μm a má jeden kratší a jeden delší bičík (Obr. č. 11, Durborow, 2003). V levém okraji má zobákovitý výběžek s ústím cytosomu, který se po přilnutí cizopasnika k hostitelské buňce vysune a vysává buněčný obsah. Po opuštění hostitele vytváří cysty, které si po krátkou dobu zachovávají životnost. Podstatou patologických změn vyvolaných tímto bičíkovcem je troj až pětinasobné zesílení epidermis, které je doprovázeno úplným vymizením hlenových buněk. V buňkách epidermis a v buňkách respiračního epitelu dochází k vážným poruchám, které vrcholí odlupováním těchto buněk. Vznikají tak plošné eroze a rozplavávající se plůdek hynie v důsledku selhání osmoregulace či udušení (Čítek a kol., 1997), a to ve velice krátké době po objevení prvních příznaků (několik desítek minut až pár hodin). *Ichthyobodo necator* cizopasí na rybách při teplotě vody 2–30 °C, takže teplota vody v rybí líhni při odchovu raných stádií kapra obecného je pro invazi tohoto parazita ideální. Vedle optimální teploty vody je významným podmiňujícím faktorem pro vzplanutí ichtyobodózy vysoká hustota plůdku v inkubačních aparátech, kdy k infekci mezi rybami dochází přímým dotykem ryb anebo se odpadlý cizopasník přichytí na novém hostiteli (Čítek a kol., 1997). K zamoření prostředí inkubačních přístrojů dochází cystami ve zdrojové vodě pro rybí líheň nebo nedodržením základních zoohygienických pravidel, kdy obsluha nebo personál rybí líhně manipuluje s generační rybou nebo je kontaminován vodou z odchovných nádrží s těmito rybami a bez desinfekce rukou, ochranných a pracovních pomůček vstupují do prostoru s inkubačními láhvemi a aparáty. Zde již stačí jen málo, aby se voda v inkubátorech infikovala a během několika hodin zamořila celý provoz.

Příznaky onemocnění parazitem jsou u plůdku akutní, kdy rozplavávající se nebo již rozplavaný plůdek před expedicí se začne lepit na odtoková síta, ve velkokapacitních inkubátorech se shlukne u hladiny uprostřed inkubátoru a nehybný padá ke dnu, kde hynie. Interval mezi prvními příznaky a úhynem celé obsádky inkubátoru je 5–12 hodin v závislosti na teplotě vody a intenzitě napadení. Diagnózu lze stanovit mikroskopickým vyšetřením plůdku, kdy na okrajích ploutevního lemu lze pozorovat typický tvar přisedlé „hruštičky“. Terapie váčkového plůdku v hustých obsádkách inkubátorů a při rychlosti postupu nákazy je velice komplikovaná. Krátkodobé koupele v chloridu sodném (Čítek a kol., 1997) nejsou z praktického hlediska v doporučených koncentracích proveditelné, koupel v roztoku formaldehydu (Čítek a kol., 1997) je z hlediska případného karcinogenního působení vůči obsluze líhně diskutabilní. Při aplikaci komerčně vyráběného a prodávaného přípravku na bázi Acriflavinu dle návodu na výrobku uvedeném autorský kolektiv nezaznamenal úspěšnou léčbu. První kladné výsledky léčby ichtyobodózy získali autoři této technologie při použití přípravku Persteril® 15 (Overlack, spol. s r. o., účinná látka kyselina peroctová 15 %). Dávkování dodávaného roztoku je 7 ml koncentrátu zředěných v 1m³ technologické vody v rybí líhni. Nejlépe se osvědčila metoda aplikace odměřeného objemu Persterilu® 15 do zásobní (ohřevné) nádrže, odkud je přípravek postupně rozveden do jednotlivých inkubačních přístrojů a působí desinfekčně již v rozvodech technologické vody, které rovněž mohou být při nedostatečné desinfekci mezi jednotlivými výtěry zdrojem nákazy. Přípravek se do recirkulačních systémů aplikuje denně až do vymizení pozitivních nálezů vyšetřovaných vzorků. V průtočných systémech rybích líhni se aplikuje v takových časových intervalech, kdy dojde k výměně objemu vody.

Využití přípravku Persteril® 15 v rybářské praxi k prevenci či případné léčbě a potlačení nálezů ryb a jejich vývojových stádií bude pravděpodobně dle jeho účinnosti mnohem širší, pouze je třeba vypracovat technologické metodiky pro daný druh a vývojové stádium.

Jelikož každá nadměrná manipulace a expozice různými chemikáliemi je pro plůdek zátěží spojená s nejistotou úspěšnosti terapie, je lépe věnovat důslednou péči prevenci, která spočívá v zajištění kvalitní přítokové vody pro rybí líhně po celou dobu jejího provozu, důslednost při čištění vykuleného plůdku a případného odstranění usazených organických kalů z inkubačních kolíbek a v neposlední řadě dodržování maximální úrovně hygieny a zoohygieny v rybí líhni.



Obr. 11: *Ichthyobodo necator* (Photo by Andrew Mitchell, Durborow, 2003).

9.3. Ichtyoftirióza

Dalším parazitem způsobujícím hromadné úhyny ryb je nálevník *Ichthyophthirius multifiliis* (kožovec). Kožovec cizopasí mezi pokožkou a škárou ryb a v žaberním epitelu. Živí se rozrušenou buněčnou drtí. Způsobuje rozsáhlé poškození tkání až nekrotické změny. Kožovcem jsou ohroženy zejména ryby chované při vyšších teplotách (15–26 °C) v nahloučené obsáde ve špatném výživovém a kondičním stavu. Léčba ryb napadených kožovcem je komplikovaná. Účinnou léčbu lze provádět pouze v okamžiku, kdy dospělí jedinci (tzv. trofonti) opouštějí tělo ryby, aby se mohli zapouzdřit na dně a pomnožit se. Nejvíce se v praxi osvědčilo každodenní přelovování ryb a důsledná desinfekce rybolovného náčiní. Z praxe však nejsou známy hromadné úhyny váčkového plůdku kapra, neboť k největšímu rozmachu kožovce ve vodách dochází koncem jara a začátkem léta. Je však nutné věnovat tomuto parazitu pozornost při odchovávaní plůdku v násadových rybnících a sádkách (Čítek a kol., 1997).

9.4. Trichodinóza

Také prvok *Trichodina* může při svém přemnožení způsobovat úhyn ryb. Jedná se o endokomenzála, který využívá rybu k přenosu vodním prostředím. Živí se bakteriemi z okolního prostředí a přirozeně uvolněnými buňkami z pokožky ryb. Při masivním namnožení způsobuje svým přichycováním a soustavným pohybem dráždění a poškozování povrchu těla. V extrémních případech může dojít až k úhynu ryb. Účinnou terapií jsou krátko- a dlouhodobé koupele v roztoku chloridu sodného či formaldehydu. Stejně jako u kožovce není z praxe znám hromadný úhyn váčkového plůdku kapra (Čítek a kol., 1997).

10. Expedice váčkového plůdku

V průběhu larvální periody po úplném rozplavání (cca 80–90 d^o po vykulení v závislosti na teplotě vody a genetických předpokladech potomstva) se plůdek vysazuje do plůdkových rybníků (výtažníků). Jedná se zpravidla o mělké rybníky, které je vhodné napustit vodou 2–7 dní před vlastním nasazením, případně je v tomto termínu chemicky ošetřit (např. přípravkem Diazinon, Fajna a kol., 2007) tak, aby podmínky pro vysazování byly optimalizovány. Tím je zajištěn ideální rozvoj přirozené potravy ve výtažníku. Zdravý a plně rozplavaný plůdek se po nabrání vzorku, např. do kádinky, zdržuje ve vodním sloupci, aktivně plave, neklesá na dno a je viditelný naplněný plynový měchýř.

Expedice probíhá tak, že dobře rozplavaný plůdek je s co nejvyšší opatností jemnou uhelonoou sítkou přeloven do lavoru s vodou o známém objemu. Po nalovení dostatečného množství plůdku je plůdek rukou rovnoměrně rozptýlen v celém objemu lavoru a je odebrán vzorek měrkou o známém objemu (doporučeno 20 ml) (foto č. 12). Tento vzorek je dán do menší misky s trochou vody a plůdek je přeléváním přes hranu do jiné misky (lavoru) spočítán. Tento postup je 3–5krát zopakován. Ze zjištěných hodnot se vypočítá průměr kusů ryb ve vzorku. Výsledný počet je vynásoben 50 při použití 20ml měrky (při použití 10ml měrky se násobí 100, při použití 50ml měrky se násobí 20 atd.) a je získán počet ryb v 1 litru. Výsledek je vynásoben litry vody v lavoru s plůdkem, a tím je zjištěno celkové množství naloveného plůdku v lavoru. Potřebné množství plůdku je s vodou pomocí odměrky (např. misky o známém objemu či jiné vhodné kalibrované nádoby) přeneseno do připravených dvojitých PVC vaků o objemu 30–50 l (podle množství vysazovaného plůdku), nejlépe se zatavenými zakulacenými rohy, v nichž je již několik litrů vody z líně o stejné teplotě, v jaké byl plůdek doposud (např. je-li v lavoru 10 000 ks plůdku v 1 l vody a je potřeba odměřit 100 tis. ks plůdku, odebere se z lavoru 10 l vody). Před každým odběrem je potřeba plůdek v lavoru nádobou k odběru jemně promíchat, aby se zajistilo rovnoměrné rozvrstvení plůdku v lavoru. Do jednoho PVC vaku se balí 50–200 tisíc K₀ v závislosti na velikosti vaku a době přepravy. Na krátké převozy (do 30 minut) lze nasadit do 50 l vaku

až 300 tisíc kusů K_0 . Vaky se doplní na celkový objem vody 10–20 l (podle velikosti vaku) a po nafouknutí zbylého objemu vnitřního vaku technickým O_2 se oba vaky samostatně uzavřou (dvojitá gumička, lepicí páska, speciální spojovač apod.). Výhodou této metody je její relativní přesnost a při počítání plůdku určeného k nasazení menších rybníčních ploch (např. při počtech K_0 do 100 tis. ks) se jiná nedoporučuje. Nevýhodou je časová náročnost při jednorázovém balení většího počtu plůdku (nad 2 mil. ks K_0).

Naplněné vaky se nesmazatelně popíší množstvím ryb ve vaku a plemenem (linií, křížencem), které je expedováno. Před odvozem jsou vaky naležato uskladněny ve stínu, nejlépe na měkké podložce na podlaze v líně.

Při rozvozu ryb je třeba zabezpečit, aby vaky po dobu přepravy byly zastíněny a chráněny proti přímému slunci a přehřátí. V případě chladného počasí v době převozu naopak je třeba zabránit prochlazení vody pod 15 °C. Kapří plůdek v období přechodu z endogenní výživy na aktivní příjem potravy je zvláště vnímavý na teplotní změny. Za kritickou hranici se označuje pokles teploty vody na 10–12 °C, kdy se začíná projevovat útlum pohybové aktivity. Při dalším snížení teploty vody na 6–7 °C dochází již k masovému úhynu (Smíšek, 1977). Pokud se z důvodu prudkého ochlazení počasí sníží v době předpokládaného vysazování plůdku teplota vody pod hranici 12 °C, je výhodnější (dovolují-li to technické možnosti) odložit dobu vysazení váčkového plůdku o několik dní (3–5 dní) a udržovat teplotu vody v líně 16–18 °C. Váčkový plůdek při této teplotě ještě i po rozplavání přežije bez větších ztrát ze zásob žloutkového váčku. Vyšší náklady spojené s případným ohřevem vody se jistě vyplatí, neboť při vysazení plůdku do studené vody by byly ztráty mnohem vyšší.

Na některých rybních línách se můžeme setkat s metodou počítání plůdku tak, že se přesně měří objem vyčištěných jiker v očních bodech krátce před počátkem kulení. Prvním krokem je objemové „ocejchování“ alespoň jedné inkubační láhve ještě před začátkem sezóny a vytvoření odpovídající měrky, kterou se cejchování přenáší na ostatní láhve. Jikry vyčištěné od uhynulých a případně plísni zasažených kusů se nechají v láhvi sedimentovat úplným zastavením přítoku vody, k láhvi se přiloží měrka a zaznamená se objem živých jiker v láhvi. Skleněnou trubičkou o vhodném průměru (příp. gumovou hadičkou) se odebere vzorek jiker do odměrného válce (kalibrované zkumavky) – např. 10 ml jiker. Opět se obnoví průtok vody inkubační lahví. Jikry z odměrného válce se přelijí do Petriho misky a pomocí jehel či jednorázových plastových Pasteurových pipet se spočítají živé jikry (tzn. bílé či poškozené jikry, které téměř vždy mezi živými i po vyčištění zůstanou, se nepočítají) a přepočtou na celkový objem vyčištěných jiker v inkubační láhvi. Při vlastním kulení plůdku je zapotřebí dodržovat schéma nasazování jednotlivých lahví na konkrétní inkubátory (kolíbků) a nerozdělovat jednu láhev na více inkubátorů (kolíbek). Expedice plůdku pak probíhá bez počítání, počty se kalkulují z výsledků počtu jiker v lahvích, které do daného inkubátoru byly nasazeny. Správné je počítat s počty váčkového plůdku poníženými o 5 %, které připadají na ztráty v průběhu endogenní výživy, přenosu plůdku z aparátu na kolíbků a nepřesnosti použití této metody. Popsaná metoda je vhodná spíše pro velkoodběratele, kteří nasazují váčkový plůdek v řádech několika milionů kusů a případná odchylka od skutečnosti v řádech tisíců až desetitisíců nehraje tak významnou roli, jakou je například péče, kterou je nutno věnovat vlastní přípravě nasazovaného rybníka a následně péči po vysazení plůdku.



Obr. 12: Lavor s provozním cejchováním po 10 l, počítací miska a měrka 20 ml pro odběr vzorku plůdku.

11. Závěr

Správně prováděná řízená reprodukce kapra obecného je spolehlivou technologií pro získání požadovaného počtu kvalitního plůdku pro produkční rybářské i zájmové chovy. Aby byla zachována stabilní reprodukční schopnost generačních ryb a kvalita produkovaného plůdku i pro další roky, je nutné respektovat základní technologické principy:

- v předvýtěrovém a v výtěrovém období poskytnout generačním rybám optimální podmínky prostředí s kvalitní výživou, nejlépe přirozenou;
- pro řízenou reprodukci používat pouze zdravé ryby v chovné kondici, vhodného věku a původu;
- minimalizovat fyzickou manipulaci s rybou (je hlavním zdrojem stresů a poškození generačních ryb), tj. omezit počet manipulací, zkrátit dobu manipulace na nezbytné minimum a používat vhodné nářadí a pomůcky zohledňující druh a velikost generačních ryb a pro minimalizaci stresu a možnosti poranění využívat anestezii;
- během manipulace s rybou především v místě větší koncentrace ryb (doprava, selekce, předvýtěrová příprava a vlastní výtěr) důsledně kontrolovat a udržovat hlavní hydrochemické parametry vody na optimálních hodnotách – především obsah kyslíku;
- v rybí líhni v průběhu od inkubace jiker až expedici plůdku co nejpečlivěji dodržovat standardní zoohygienická a veterinární pravidla. Raná stádia ryb jsou velice náchylná na infekční a parazitární choroby, jejichž průběh v líhních při hustých obsádkách bývá velice rychlý a masivní s častým až 100% úhynem. Včasná a úspěšná léčba je prakticky nemožná či velmi komplikovaná s nejistým výsledkem.

Dlouholeté zkušenosti s řízenou reprodukcí ryb ve většině rybochovných zařízení potvrdzují, že ryby, s nimiž bylo v průběhu řízené reprodukce a výtěru zacházeno podle uvedených principů, mohou být úspěšně použity k výtěru opakovaně a že respektování těchto zásad minimalizuje ztráty cenných generačních ryb.

12. Popis uplatnění technologie

Technologie shrnuje současné poznatky a zkušenosti s řízenou reprodukcí kapra obecného. Poskytuje informace a detailně popsané postupy, které jsou platné jak pro velké komerční líhně produkující každoročně desítky miliónů kusů rozplaveného váčkového plůdku kapra obecného pro nasazování produkčních rybníků k výrobě tržního kapra, pro rybářské svazy a malé organizace, které produkují plůdek pro nasazení svých revírů, ale platí i pro ty chovatele, kteří mají na své zahradě malé jezírko s okrasnými kapry nishiki-koi pro své potěšení. Často je autorský tým žádán těmito chovateli o rady a neaktuálnější metody, jak si tyto ryby mohou rozmnožit. Novým zájemcům o problematiku rozmnožování ryb práce popisuje technologii od managementu chovu generačního hejna, výběru a jeho přípravy pro řízenou reprodukci, hormonální stimulaci, vlastní výtěr, nakládání a uchovávání získaných gamet, inkubaci a ošetřování jiker a embrya až po expedici váčkového plůdku k vysazení do rybníků. Přiloženy jsou schémata, vzory formulářů výtěrových listů a fotogalerie postupů práce.

13. Srovnání „novosti postupů“

Tato metodika je první publikací v českém jazyce, která přináší ucelený a detailně popsaný postup chovu, výběru, předreprodukční přípravy a vlastního provedení řízené reprodukce kapra obecného. Uvádí dávkování v současnosti využívaných a na trhu nových stimulačních přípravků pro připravené generační ryby s přesným časovým postupem při optimální teplotě vody. Dále se uživatelé metodiky seznámí s různými postupy při odlepkování oplozených jiker, jejich inkubací a ošetřováním v líhňářských přístrojích, metodami kulení, až po expedici váčkového plůdku do připravených rybníků.

14. Literatura

14.1. Seznam publikací, které předcházely technologii

- Gela, D., Linhart, O., 2000. Evaluation of slaughtering value of common carp from diallel crossing. Czech J. Anim. Sci., 45: 53–58.
- Gela, D., Rodina, M., Linhart, O., 2003a. Top-crossing with evaluation of slaughtering value in common carp (*Cyprinus carpio* L.) offspring. Aquaculture International, 11: 379–387.
- Krupauer, V., Kubů, F., 1985. Kapr obecný. Český rybářský svaz, 96–100.
- Pokorný, J., Flajšhans, M., Hartvich, P., Kvasnička, P., Pružina, I., 1995. Atlas kaprů chovaných v České republice. Victoria Publishing, a.s., 23–54.
- Smišek, J., 1971. Plemenitba a umělý výtěr kapra. Metodika Československé akademie zemědělské.
- Smišek, J., 1977. Teplotní minimum chovného prostředí pro kapří plůdek ve stáří 4–16 dní. Buletín VÚRH Vodňany, 13 (3): 11–16.
- Smišek, J., Pokorný, J., 1982. Odchov a selekce generačních kaprů. Edice Metodik, č. 1: 2–16.

14.2. Použitá literatura

- Čítek, J., Svobodová, Z., Tesarčík, J., 1997. Nemoci sladkovodních ryb. Informatorium., 110–112, 130–132.
- Das, S.K., 2004. Evaluation of a New Spawning Agent, Ovopel in Induced Breeding of Indian Carps. Asian Fisheries Science, 17: 313–322.
- Durborow, R.M., 2003. Protozoan parasites. SRAC Publication No. 4701.
- Fajna, R., Máchová, J., Svobodová, Z., Kroupová, H., Valentová, O., 2007. Použití přípravku Diazinon 60EC v rybníkařské praxi k tlumení nadměrného rozvoje hrubého dafniového zooplanktonu. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 80: 3–18.
- Falconer, D.S., Mackay, T.F.C., 1996. Introduction to quantitative genetics. Prentice Hall, San Francisco. 480 pp.

- Flajšhans, M., Hulák, M., Kašpar, V., Rodina, M., Kocour, M., Gela, D., 2009. Metodika uchování genetických zdrojů ryb v živé genové bance. Edice Metodik, FROV JU Vodňany, č. 91, 25 s.
- Gela, D., Linhart, O., 2000. Evaluation of slaughtering value of common carp from diallel crossing. Czech J. Anim. Sci., 45: 53–58.
- Gela, D., Rodina, M., Linhart, O., 2003a. Top-crossing with evaluation of slaughtering value in common carp (*Cyprinus carpio* L.) offspring. Aquaculture International, 11: 379–387.
- Gela, D., Linhart, O., Flajšhans, M., Rodina, M., 2003b. Egg incubation time and hatching success in tench (*Tinca tinca* L.) related to the procedure of egg stickiness elimination. Journal of Appl. Ichthyol., 19: 132–133.
- Gela, D., Flajšhans, M., Kocour, M., Rodina, M., Linhart, O., 2006. Tench (*Tinca tinca*) broodstock management in breeding station under conditions of pond culture. Aquaculture International, 14: 195–203.
- Horváth, L., Tamás, G. and Seagrave, Ch., 1992. Carp and pond fish culture. Fishing News Books, Blackwell Scientific Publications Ltd. 40 pp.
- Hulák, M., Kašpar, V., Kohlmann, K., Coward, K., Tešitel, J., Rodina, M., Gela, D., Kocour, M., Linhart, O., 2009. Microsatellite-based genetic diversity and differentiation of foreign common carp (*Cyprinus carpio*) strains farmed in the Czech Republic. Aquaculture, 298 (3–4): 194–201.
- Kálal, L., Pružina, I., Tezner, J., 1986. Odběr ovocytů biopsií. Reprodukce a genetika ryb – sborník referátů z vědecké konference, Vodňany, 188–190.
- Kocour, M., Gela, D., Rodina, M., Linhart, O., 2005. Testing of performance in common carp *Cyprinus carpio* L. under pond husbandry conditions I: top-crossing with Northern mirror carp. Aquaculture Research, 36 (12): 1207–1215.
- Kolářová, J., Velíšek, J., Nepejchalová, L., Svobodová, Z., Kouřil, J., Hamáčková, J., Máchová, J., Piačková, V., Hájšlová, J., Holadová, K., Kocourek, V., Klimánková, E., Modrá, H., Dobšíková, R., Groch, L., Novotný, L., 2007. Anestetika pro ryby. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 77: 3–19.
- Kohlmann, K., Kersten, P., Flajšhans, M., 2005. Microsatellite based genetic variability and differentiation of domesticated, wild and feral common carp (*Cyprinus carpio* L.) populations. Aquaculture, 247 (1–4): 253–266.
- Kouřil, J., Hamáčková, J., 1998. Použití Jodisolu k prevenci mykóz jiker kaprovitých a některých dalších druhů ryb. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 55: 2–3.
- Krupauer, V., Kubů, F., 1985. Kapr obecný. Český rybářský svaz, 96–100.
- Kuciel, J., Dvořák, J., 1988. Genetika hospodářských zvířat. VŠZ Brno, 136–137.
- Liltved, H., 2003. Dezinfekce vody v akvakultuře. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 71: 1–12.
- Linhart, O., Pokorný, J., 1984. Hodnocení čerstvého spermatu ryb. Edice Metodik, VÚRH Vodňany, č. 14: 1–13.
- Linhart, O., Kudo, S., Billard, R., Šlechta, V. a Mikodina, Y.V., 1995. Morphology composition and fertilization of carp eggs. Aquaculture, 129: 75–93.
- Linhart O., Gela D., Flajšhans M., Rodina M., 2000. Umělý výtěr lína obecného s využitím enzymu při odlepkování jiker. Edice Metodik, VÚRH JU Vodňany, č. 63: 1–14.
- Linhart, O., Gela, D., Rodina, M., 2001. Umělá reprodukce sumce velkého (*Silurus glanis* L.) s použitím enzymu k odlepkování jiker. Edice metodik VÚRH JU Vodňany, č. 70: 1–15.
- Linhart, O., Gela, D., Rodina, M., Šlechtová, V., Šlechta, V., 2002. Topcrossing with paternal inheritance testing of common carp (*Cyprinus carpio* L.) progeny under two altitude conditions. Aquaculture, 204: 481–491.
- Linhart, O., Rodina, M., Gela, D., Kocour, M., Rodriguez, M., 2003. Improvement of common carp artificial reproduction using enzyme for elimination of egg stickiness. Aquatic Living Resources, 16 (5): 450–456.
- Linhart, O., 2004. Učební text, Řízená reprodukce ryb, ZF/VÚRH JU.
- Peňáz, M., Prokeš, M., Kouřil, J., Hamáčková, J., 1983. Early development of the carp, *Cyprinus carpio*. Přírodovědné práce ústavů ČSAV v Brně, Acta Sc. Nat. Brno, 17 (2). Academia Praha, XVII, 8–16.
- Pokorný, J., Flajšhans, M., Hartvich, P., Kvasnička, P., Pružina, I., 1995. Atlas kaprů chovaných v České republice. Victoria Publishing, a.s., 23–54.

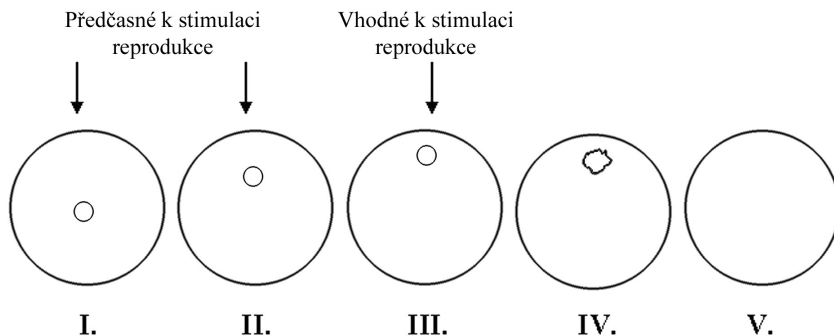
- Rodina, M., Flajšhans, M., 2008. Využití RFID technologie ke značení ryb v ČR. Bulletin VÚRH Vodňany, 44 (4): 100–108.
- Saad, A., Billard, R., 1987. The composition and use of a sperm diluent in the carp, *Cyprinus carpio*. Aquaculture, 66: 329–345.
- Smíšek, J., 1971. Plemenitba a umělý výtěr kapra. Metodika Československé akademie zemědělské.
- Smíšek, J., 1977. Teplotní minimum chovného prostředí pro kapří plůdek ve stáří 4–16 dní. Buletin VÚRH Vodňany, 13 (3): 11–16.
- Smíšek, J., Pokorný, J., 1982. Odchov a selekce generačních kaprů. Edice Metodik, VÚRH Vodňany, č. 1: 2–16.
- Svobodová, Z., Kolářová, J., Navrátil, S., Veselý, S., Chloupek, P., Tesarčík, J., Čítek, J., 2007. Nemoci sladkovodních a akvariálních ryb. Informatorium Praha, 264 s.
- Steffens, V., 1985. Industrialnye metody vyrasčivaniya ryby. Agropromizdat: 86–87.
- Štěch, L., 2007. KOI – barevní japonští kapři. Alcedor, s.r.o. Zliv, 243–248.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2006, částka 106: Zákon č. 344/2006 Sb. Úplné znění zákona č. 154/2000 Sb. o šlechtění, plemenitbě a evidenci hospodářských zvířat a o změně některých souvisejících zákonů (plemenářský zákon), jak vyplývá z pozdějších změn. Tiskárna MV, Praha.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2006, částka 145: Vyhláška MZe ČR č. 447/2006 Sb. o genetických zdrojích zvířat. Tiskárna MV, Praha.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2006, částka 145: Vyhláška MZe ČR č. 448/2006 Sb. o provedení některých ustanovení plemenářského zákona. Tiskárna MV, Praha.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2007, částka 63: Vyhláška MZe ČR č. 199/2007 Sb., kterou se mění vyhláška č. 136/2004 Sb., kterou se stanoví podrobnosti označování zvířat a jejich evidence a evidence hospodářství a osob stanovených plemenářským zákonem. Tiskárna MV, Praha.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2008, částka 100: Zákon č. 312/2008 Sb., kterým se mění zákon č. 246/1992 Sb., na ochranu zvířat proti týrání, ve znění pozdějších předpisů. Tiskárna MV, Praha.
- Sbírka zákonů ČR, roč. 2009, částka 64: Vyhláška, kterou se mění vyhláška č. 136/2004 Sb., kterou se stanoví podrobnosti označování zvířat a jejich evidence a evidence hospodářství a osob stanovených plemenářským zákonem, ve znění vyhlášky č. 199/2007 Sb. Tiskárna MV, Praha.
- Vandeputte, M., Kocour, M., Mauger, S., Dupont-Nivet, M., De Guerry, D., Rodina, M., Gela, D., Vallod, D., Chevassus, B., Linhart, O., 2004. Heritability estimates for growth-related traits using microsatellite parentage assignment in juvenile common carp (*Cyprinus carpio* L.). Aquaculture, 235: 223–236.
- webové stránky Rybářského sdružení ČR, 2009: <http://rybsdr.fish-net.cz/plemenarstvi.htm> se vzory tiskopisů
- webové stránky www.nmt-inc.com

15. Přílohy

1. Složení Sérova roztoku:

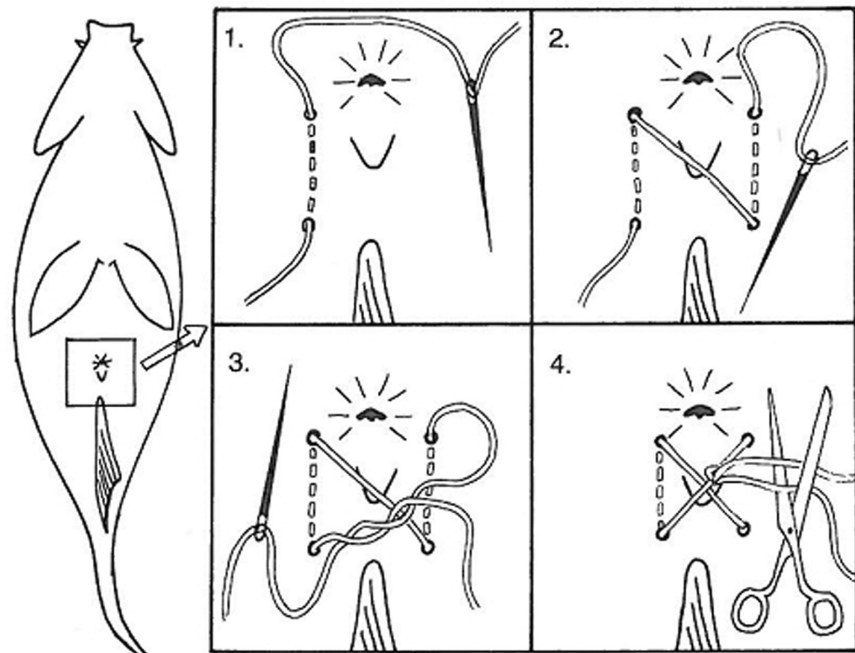
díly: 6x ethanol 96%
3x formaldehyd 38%
1x ledová kyselina octová

2. Znázornění stádií migrace jádra vizualizací v prosvětlovacích médiích při růstu, zrání a ovulaci ovocytu



I. jádro v centrální pozici, **II.** jádro s velmi významnou migrací k animálnímu pólu, **III.** jádro na periferii, optimální stav a připravenost jikernačky k řízení reprodukci, **IV.** Zrající ovocyt s „rozpadajícím se jádrem“, tzn. v období I. meiozy, **V.** ovulovaný ovocyt – neznatelné jádro (Linhart, 2004)

3. Schéma křížového stehu dle Horvátha a kol. (1992)



4. Vzory výtěrových listů: 4a) pro mlíčáky; 4b) pro jikernačky; 4c) oplození

Záznam o výtěru

Druh ryby

List č.

Datum zahájení přípravy

Datum injikace

Datum výtěru

Mličáci

	Evidenční číslo		Hmotnost (g)	Objem spermatu (ml)	Vzorek na koncentraci	
	Chovná skupina	PIT /značka				
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						
21						
22						
23						
24						
25						
26						
27						
28						
29						
30						
31						
32						
33						
34						
35						
36						
37						
38						
39						
40						

Záznam o výtěru

Druh ryby

Líst č.

Datum zahájení přípravy

Datum injikace

Datum výtěru

Jikernačky

	Evidenční číslo		Hmotnost (g)	Miska číslo	Hmotnost prázdné misky (g)	Hmotnost misky s jikrami (g)	Hmotnost jiker (g)	Vzorek
	Chovná skupina	PIT /značka						
1								
2								
3								
4								
5								
6								
7								
8								
9								
10								
11								
12								
13								
14								
15								
16								
17								
18								
19								
20								

Druh ryby

List č.

Datum zahájení přípravy

Záznam o výtěru

Datum injikace

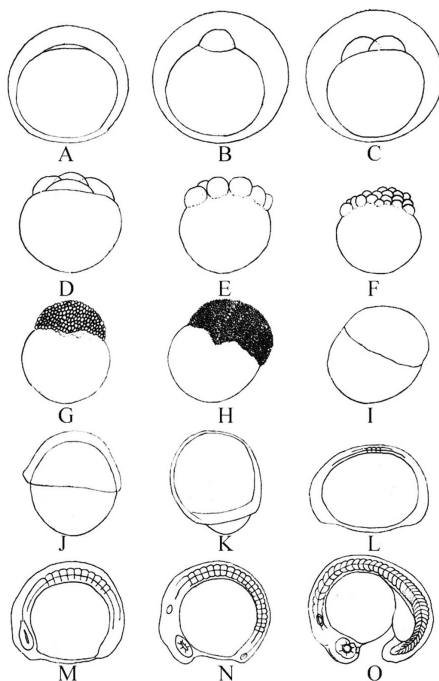
Datum výtěru

Oplození

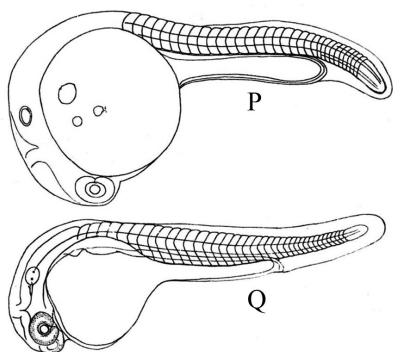
Miska	Jikernáčky		Mlčičáci	Objem spermatu (ml)	Láhev č.	Vykuleno		Spotčeno
	Číslo	Barva				evidenční číslo	evidenční číslo	

Zvláštní příloha

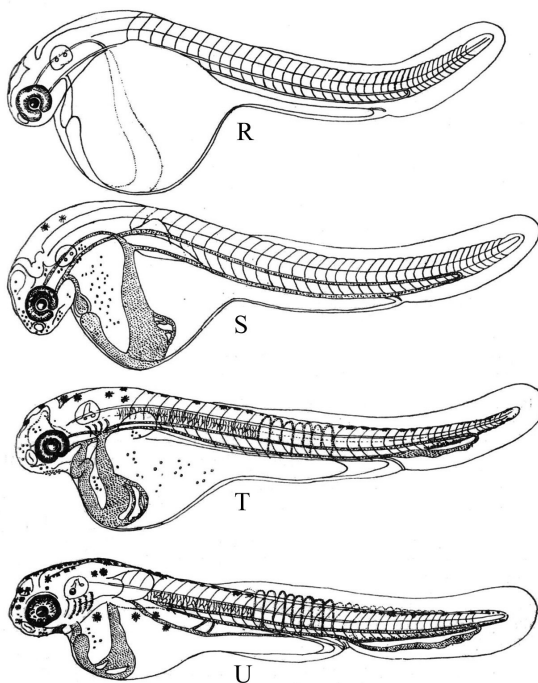
Embryonální vývoj oplozených jiker kapra obecného (*Cyprinus carpio*) při teplotě vody 25 °C. Reprint perokreseb byl umožněn a převzat díky laskavému svolení autorů publikace Peňáz a kol., 1983.



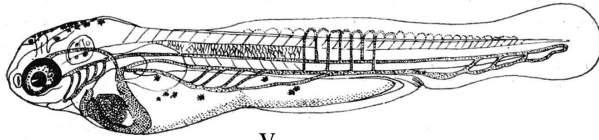
- A počátek formování perivitelinního prostoru a blastodisku (40 min po aktivaci)
- B blastodisk plně formován (50 min po aktivaci)
- C blastomery (55 min po aktivaci)
- D 4 blastomery (69 min po aktivaci)
- E 8 blastomer (95 min po aktivaci)
- F 32 blastomery (125 min po aktivaci)
- G několikabuněčná morula (3 hodiny po aktivaci)
- H mnohobuněčná morula (4 hodiny po aktivaci)
- I blastula (5,5 hodiny po aktivaci)
- J, K gastrula (7a 10 hodin po aktivaci)
- L počátek segmentace myotomu (14 hodin po aktivaci)
- M 10 párů myotomů (17,5 hodin po aktivaci)
- N 21 párů myotomů (19 hodin po aktivaci)
- O růst a segmentace kaudální části (21 hodin po aktivaci)



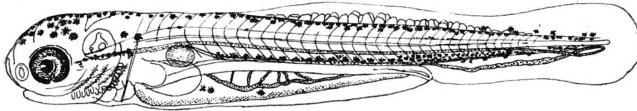
- P 22 hodin po aktivaci
 Q 30 hodin po aktivaci, celková délka embrya 2,8 mm



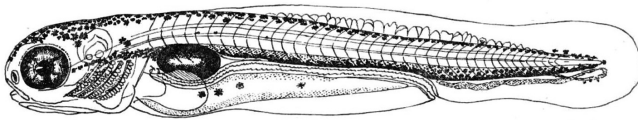
- R 35 hodin po aktivaci, celková délka embrya 3,1 mm
 S 44 hodin po aktivaci, celková délka embrya 3,3 mm
 T 48 hodin po aktivaci, celková délka embrya 3,7 mm, kulení započalo 51 hodin po aktivaci s kulminací po 54 hodinách a bylo ukončeno po 57,5 hodinách od aktivace
 U 58 hodin po aktivaci, celková délka embrya 4,8 mm



V



W



X

- V 62 hodin po aktivaci, celková délka embrya 5,0 mm
 W 75 hodin po aktivaci, celková délka embrya 5,7 mm
 X 88 hodin po aktivaci, celková délka embrya 6,0 mm, konec embryonálního vývoje a endogenní výživy, „rozplavání“ a počátek příjmu potravy

Oponent za státní správu

Ing. Vladimír Gall
MZe Praha
Odbor rybářství, myslivosti a včelařství (16230)
Těšnov 17
117 05 Praha 1

Odborný oponent

Lubomír Zvonář
Rybářství Nové Hrady, s. r. o.
Štiptůň 67
373 33 Nové Hrady

Osvědčení o uplatněné certifikované metodice č. 9/5654/2009-16230 ze dne 29. 3. 2010

Vydalo: Ministerstvo zemědělství, úsek lesního hospodářství, sekce lesního hospodářství, odbor rybářství, myslivosti a včelařství, Těšnov 17, 117 05 Praha 1.

Adresa autorského kolektivu

Ing. David Gela, Ph.D. (gela@vurh.jcu.cz), Ing. Martin Kocour, Ph.D. (kocour@vurh.jcu.cz),
Ing. Marek Rodina, Ph.D. (rodina@vurh.jcu.cz), doc. Ing. Martin Flajšhans, Dr.rer.agr.
(flajshans@vurh.jcu.cz), Mgr. Petra Beránková (berankova@vurh.jcu.cz), prof. Ing. Otomar
Linhart, DrSc. (linhart@vurh.jcu.cz)
Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod, Zátíší 728/II,
389 25 Vodňany

V edici Metodik (Technologická řada) vydala Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích, Fakulta rybářství a ochrany vod – Náklad: 200 ks, předáno do tisku duben 2010 – Technická realizace: PTS spol. s r. o. Vodňany.

RYBÁŘSTVÍ HULÍN

Ing. Antonín Pálka



IČ: 47924578, DIČ: CZ5804040770
Doubravice 271, 768 24 Hulín
Tel./fax: 573 350 706
e-mail: rybarstvi.palka@tiscali.cz

Chov a prodej tržních ryb i násad

kapr, štika, pstruh, amur, tolstolobik, sumec, lín, candát

Drůbež

kuřice, housata, káčata, kachny, barbarie

Zvěřina

Prodejní doba

pondělí – pátek od 7 do 17 hodin

sobota od 8 do 12 hodin

