

JIHOČESKÁ UNIVERZITA V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH  
VÝZKUMNÝ ÚSTAV RYBÁŘSKÝ A HYDROBIOLOGICKÝ  
VE VODŇANECH

# METODIKA CHOVU RAKA ŘÍČNÍHO

EDICE | METODIK



**JIHOČESKÁ UNIVERZITA V ČESKÝCH BUDĚJOVICÍCH**  
**VÝZKUMNÝ ÚSTAV RYBÁŘSKÝ A HYDROBIOLOGICKÝ VE VODŇANECH**  
**Oddělení akvakultury a hydrobiologie**

## **METODIKA CHOVU RAKA ŘÍČNÍHO**

**P. Kozák, M. Buřič, A. Kouba, T. Polícar**

**č. 83**

Vodňany  
2008

*ISBN 978-80-85887-76-1*

# Obsah

|   |           |
|---|-----------|
| <b>1. Úvod</b>  | <b>4</b>  |
| <b>2. Rak říční</b>   | <b>5</b>  |
| 2.1. Biologie raka říčního – svlékání a růst                | 5         |
| 2.2. Reprodukce raka říčního                                | 8         |
| <b>3. Potrava raků</b>                                      | <b>12</b> |
| 3.1. Potřeba živin  | 13        |
| 3.2. Krmiva pro chov raků                                   | 14        |
| <b>4. Chov raků</b>   | <b>14</b> |
| 4.1. Získání generačního materiálu                          | 15        |
| 4.2. Páření   | 15        |
| 4.3. Metody inkubace vajíček a líhnutí ráčat                | 15        |
| 4.3.1. Pleopodální inkubace vajíček                         | 16        |
| 4.3.2. Oddělená inkubace vajíček                            | 19        |
| 4.3.3. Zkrácení doby inkubace vajíček řízenou teplotou vody | 22        |
| 4.4. Metody odchovu ráčat                                   | 22        |
| 4.5. Metody dalšího odchovu                                 | 23        |
| 4.5.1. Přírodní – Extenzivní odchov                         | 24        |
| 4.5.2. Polointenzivní odchov                                | 25        |
| 4.5.3. Intenzivní odchov                                    | 26        |
| 4.6. Metody odchovu generačních raků                        | 27        |
| 4.7. Lov a přeprava raků                                    | 27        |
| 4.8. Repatriace raka říčního ve volných vodách              | 28        |
| 4.9. Produkce raka ke konzumním účelům                      | 29        |
| <b>5. Nemoci raků</b>                                       | <b>29</b> |
| 5.1. Plísněná onemocnění                                    | 30        |
| 5.2. Virová onemocnění                                      | 31        |
| 5.3. Bakteriální onemocnění                                 | 31        |
| 5.4. Parazitární onemocnění                                 | 31        |
| <b>6. Závěr</b>   | <b>32</b> |
| <b>7. Literatura</b>  | <b>33</b> |

# 1. ÚVOD

V současnosti se rak říční (*Astacus astacus* L.) v Evropě vyskytuje v 39 zemích a je nejrozšířenějším původním evropským druhem raka v západní a střední Evropě (Holdich *et al.*, 2006). I přesto je početnost raka říčního v Evropě výrazně nižší v porovnání s přirozeným výskytem tohoto druhu v evropských zemích na konci 19. století (Holdich *et al.*, 1999). V celé Evropě byl totiž výskyt raka říčního výrazně potlačen vlivem epidemie račího moru a znečišťování vodního prostředí na začátku a v průběhu 20. století (Henttonen a Huner, 1999). Dnes je výskyt raka říčního ohrožován především neustále se rozšiřujícími populacemi nepůvodních druhů raků (rak signální *Pacifastacus leniusculus* D. a rak pruhovaný *Orconectes limosus* Raf.), které byly do Evropy neuváženě introdukovány v 19. a 20. století (Holdich *et al.*, 1999).

Rak říční je v Evropě označován za jednoho z největších sladkovodních bezobratlých živočichů. Ve vodním ekosystému tento druh působí jako predátor, herbivor, detritivor a současně se pro mnoho živočichů stává důležitou potravou. Mimo to rak říční také v daném ekosystému zastává roli cenného bioindikátoru kvality povrchových vod (Skurdal a Taugbøl, 2002).

Vedle ekologického významu raka říčního pro vodní ekosystémy si v současnosti celá řada evropských zemí (především Švédsko, Norsko, Finsko, Francie a Německo) uvědomuje také jeho ekonomicko-sociální význam. Tyto země proto mají vypracovány národní programy, které koordinují monitoring výskytu, chov, vysazování a lov raka říčního (Skurdal a Taugbøl, 2002). Využití raka říčního jako delikatesy využívané v lidské potravě je potom vedlejším a méně významným produktem těchto programů. Jde pouze o efektivní a účelné využití velkých, starších a méně plodných raků, kteří svojí agresivitou a dominancí potlačují reprodukci mladších a neplodnějších jedinců v dané populaci (Keller, 1999).

Potlačování výskytu nepůvodních druhů raků, umělý chov a vysazené vysazování raka říčního na vhodné přírodní lokality je efektivní a účinnou podporou výskytu tohoto živočicha ve většině evropských zemí (Holdich *et al.*, 1999).

V současnosti je rak říční ve státech Evropské unie zařazen v seznamu přílohy III. Bernské úmluvy a současně v příloze V. úmluvy o přírodním prostředí. Z toho vyplývá, že rak říční je označen za ohroženého živočicha, který za určitých podmínek může být v zemích Evropské unie loven a hospodářsky využíván (Taylor, 2002).

Rak říční je v České republice naším původním a nejvýznamnějším druhem raka, který je v současnosti označen za kriticky ohrožený druh naší fauny (Policar a Kozák, 2000). Legislativní ochrana raka říčního v ČR je realizována podle zákona 114/1992 Sb. a jeho prováděcí vyhlášky č.395/1992 (Kozák *et al.*, 2007). Výsledky posledního detailního monitoringu výskytu raků ukázaly, že rak říční je jedním z nejhojněji zastoupených raků ve vodách ČR (Chobot, 2006). Na druhé straně je nutné dodat, že monitorované populace raka říčního v ČR jsou zbytkového charakteru a z hlediska jedinců početně malé (Kozák *et al.*, 2007). Výskyt velkého množství vhodných a raky neosídlených přírodních lokalit, které jsou vzdálené či prostorově izolované od lokalit s výskytem nepůvodních raků, skýtá do budoucnosti velmi dobré předpoklady pro umělé vysazování a rozšiřování raka říčního na nové lokality, kam se rak říční přirozenou cestou není schopný rozšířit. Z tohoto důvodu je nutné napodobit okolní vyspělé státy Evropy a začít uměle produkovat vhodnou a životaschopnou račí násadu, která bude následně vysazována do předem vybraných pro raky říční vhodných přírodních lokalit.

Cílem metodiky je detailně popsat různé metody chovu raků se zvýšenou pozorností k produkci násadového materiálu raka říčního. Vedle metod chovu raka říčního se tato práce snaží informovat o biologických aspektech raka říčního, které je nutné dodržovat při úspěšné realizaci jeho chovu. Tato metodika je určena široké odborné a laické veřejnosti, která se zabývá chovem vodních živočichů a ochranou životního prostředí..

## 2. RAK ŘÍČNÍ

Morfologické znaky a popis raka říčního včetně jeho nároků na životní prostředí jsou publikovány v předchozích metodikách VÚRH JU Vodňany (Kozák *et al.*, 1998; Kozák *et al.*, 2007).

### 2.1. Biologie raka říčního – svlékání a růst

#### Svlékání

Raci tráví velkou část svého života přípravou nebo naopak zotavováním se z procesu svlékání. Svlékání je událost, při které dochází k celé řadě fyziologických, biochemických a v neposlední řadě i anatomických změn (Aiken a Waddy, 1992). Jedná se taktéž o období se specifickým způsobem chování a omezeným způsobem příjmu potravy (Lowery, 1988). Po celou dobu procesu výměny krunyře je hlavním řídicím systémem endokrinní soustava. Činnost endokrinního systému ovlivňují vnitřní (výživný a zdravotní stav) i vnější faktory (teplota, fotoperioda, chemické složení vody atd.) (Aiken a Waddy, 1992).

Proces svlékání lze rozdělit do několika stádií. Celý cyklus se obvykle popisuje od okamžiku, kdy se rak zbaví starého krunyře. Tělo raků je vlivem příjmu většího množství vody měkké a zranitelné, a proto v tomto stádiu raci zalézají do úkrytů a vyhýbají se vzájemnému kontaktu (Reynolds, 2002).

Vlastní doba svlékání netrvá déle než několik minut, výjimečně hodin a jedná se o nejnáročnější období v celém cyklu svlékání. Ve fázi před svlékáním dochází k velkému zvýšení spotřeby kyslíku až na hranici převyšující 1900 %. Dochází k pohlčení většího množství vody, která má za následek nárůst hydrostatického tlaku a protržení hřbetní blány (Aiken a Waddy, 1992). Kompletní výměna krunyře zahrnuje odloupení kutikuly ze všech partií těla (i z povrchu očí a z ektodermálního povlaku vnitřních orgánů) (Reynolds, 2002). Pod svléknutou starou kutikulou se již nacházejí její nové vrstvy. Následně po svlečení dochází k uvolnění zásobních látek z *hepatopankreatu* a *gastroliitů*, které slouží pro rekalcifikaci důležitých částí těla (klepeta, kráčivé nohy, čelisti, čelistní nožky a přední část střeva). Rekalcifikace těla raků je kompletní během 2 – 4 dnů. Po tomto kroku začíná rak opět přijímat potravu (Chaisemartin, 1967 In: Reynolds, 2002).

V období mezi svlékáním mají raci plně vyvinutý kalcifikovaný krunyř, normálně přijímají potravu a vytvářejí si zásobní látky pro další cyklus. V období před dalším svlékáním raci omezují příjem potravy a jsou méně pohybliví (Reynolds, 2002). V tomto období stoupá spotřeba kyslíku a do tkání se dostává větší množství vody. Samotný princip spočívá v postupném uvolňování minerálních látek z krunyře, což má za následek ztenčení a změknutí kutikuly (Aiken a Waddy, 1992).

*Gastroility* (rakůvky) jsou párové diskovité útvary uložené mezi *kutikulou* a *epidermis* stěny žaludku (Lowery, 1988). Jejich funkce spočívá převážně v odčerpávání vápenatých sloučenin z haemolymfy a jejich ukládání v podobě uhličitanu vápenatého. Před svlékáním dochází k velkému nárůstu *gastroliitů* až na velikost kolem 4 mm. Nicméně množství minerálů uložených v *gastroliitech*, sloužících jako zásoba pro následnou rekalcifikaci, tvoří pouhých 10 % z celkové potřeby raků (Chaisemartin, 1967 In: Reynolds, 2002).

Při procesu svlékání nezřídka dochází ke ztrátě některé z končetin. Špatný zdravotní stav, případně nevhodné podmínky vnějšího prostředí mohou vést ke komplikacím při výměně krunyře nebo dokonce úhynu jedince (Krupauer, 1981). Období po svlékání je pro raka velice náročné na potřebu minerálních látek, a to především vápníku. Tuto potřebu částečně vyrovnává požíváním starého krunyře.

#### Růst

Životní cyklus raků je tvořen sériemi svlékání a obdobími mezi svlékáními. Z toho lze definovat růst raků jako součin přírůstku délky za období mezi svlékáními a počtem svlékání

za určité období (Reynolds, 2002). Zatímco vnitřní fyziologický růst je nepřetržitý, rychlé zvýšení hmotnosti a délky těla nastane jen v období po svlékání (Jussila a Evans, 1996). Přírůstek mezi jednotlivými svlékáními je proměnlivý. Tempo růstu je odlišné v závislosti na druhu raka, na pohlaví a zároveň na individuální schopnosti růstu jedince. Počet svlékání i přírůstek po svlékání je ovlivněn celou řadou faktorů. Jedná se o faktory abiotické (teplota, fotoperioda, chemismus vody atd.) a biotické (hustota populace, potrava, substrát, predace). Obecně lze říci, že rychlost růstu se s postupujícím věkem snižuje z důvodu snížení frekvence svlékání a procentního přírůstku (Aiken a Waddy, 1992).

Růst raků může být buď izometrický (typický pro juvenilní stádia), nebo alometrický (u pohlavně dospělých raků), kdy některá část těla roste rychleji. Izometrický růst je stav, kdy k poměru celého těla rostou jednotlivé části stejně rychle. K alometrickému růstu dochází od dosažení pohlavní dospělosti a projevuje se u samců rychlejším růstem klepet a u samic zvětšením šíře zadečku (Reynolds, 2002). U raků je alometrický růst zadečku u samic a klepet u samců jedním ze sekundárních znaků pohlavního dimorfismu. Rozdílů v růstu samic a samic se využívá rovněž pro komerční účely, kde se zohledňuje, že samci mají oproti samicím více masa v klepetech a naopak samice mají více masa v abdomenu než samci (Rhodes a Holdich, 1979).

#### Enviromentální faktory ovlivňující růst

Potrava, teplota a hustota populace jsou nejvýznamnější faktory ovlivňující celý životní cyklus raků. Reynolds (2002) uvádí, že na rychlost růstu působí i celá řada jiných faktorů (pH, obsah rozpuštěných látek, výživný stav aj.). Tyto faktory můžeme rozdělit na abiotické a biotické.

#### *Faktory abiotické*

*Teplota vody.* Teplota vody je velmi významným faktorem ovlivňujícím příjem potravy, přežití, reprodukci a má vliv také na rychlost a počet svlékání (Jussila a Evans, 1996; Ackefors *et al.*, 1995). Rak přirůstá, pakliže teplota vody je vyšší než spodní hranice potřebná pro jeho růst. Tato hranice, stejně jako rozmezí optimálních teplot, je druhově specifická. U raka říčního se růst a svlékání zastavuje na podzim při poklesu teplot pod 10 °C (Ackefors *et al.*, 1989). Holdich *et al.* (2006) uvádí optimální teplotní rozmezí pro raka říčního 16 – 24 °C. Při nižších teplotách vody dochází ke zpomalení příjmu potravy a nižším přírůstkům. Náhlé kolísání teplot během roku a hodnoty přesahující teplotní optimum mohou vést ke zpoždění svlékání a v krajních případech až k úhynu raků (Jussila a Evans, 1996). Vyšší teploty mají pozitivní vliv na častější svlékání během roku. Tato zdánlivá výhoda může být však získána na úkor přežití (Lowery, 1988). U raka říčního je maximální produkce biomasy dosahováno při teplotě 17 – 21 °C (Jussila, 1997).

*Fotoperioda.* Teplota vody má vliv zejména na metabolické procesy uvnitř těla raků, ale efekty světelného režimu jsou více specifické. Delší světelný režim působí pozitivně na počet svlékání, ale podmínky stálého světla popř. tmy mají spíše negativní charakter. Raci chovaní v příznivých teplotách a dlouhém světelném režimu vykazovali kontinuální cyklus svlékání dokonce i během období, při kterém normálně ke svlékání nedochází (Aiken a Waddy, 1992).

*Chemické složení vody.* Nejdůležitějšími chemickými vlastnostmi vody ovlivňujícími životní projevy a růst raků jsou obsah rozpuštěného kyslíku ve vodě, pH a obsah organických a cizorodých látek. Obsah rozpuštěného kyslíku ve vodě by pro raka říčního neměl klesat pod 7 mg.l<sup>-1</sup>. Obsah kyslíku 3 – 4 mg.l<sup>-1</sup> je pro raka říčního kritickou hranicí. Aiken a Waddy (1992) označují obsah kyslíku jako limitující prvek pro růst a přežití raků. Vyšší obsah kyslíku má vliv na vyšší potravní aktivitu a tedy i na růst. Naopak nízké hodnoty vedou ke snížení potravní aktivity a frekvence svlékání a k nižším přírůstkům (Jussila a Evans, 1996). Růst raků a jejich přežití je rovněž závislé na obsahu rozpuštěných iontů ve vodě (především Ca<sup>2+</sup> a Mg<sup>2+</sup>). Měkčí voda může u koryšů způsobit změknutí krunýře. Optimální množství

vápenatých a hořečnatých iontů ve vodě se uvádí 100 – 150 mg.l<sup>-1</sup>. Jako minimální hranice obsahu vápníku, kdy jsou schopni raci rodu *Astacus* ještě přirůstat, lze považovat 2 mg.l<sup>-1</sup> (Jussila, 1997).

*Chemická reakce vody – pH.* Je dalším faktorem ovlivňujícím růst a svlékání raků (Aiken a Waddy, 1992). Pro raka říčního lze za optimální hranici pH považovat hodnoty pohybující se v rozmezí 7 - 8,7 (Svobodová, 1987). Na většinu raků působí negativně pH pod 5,5 (Nyström, 2002). Při nízkých hodnotách pH dochází u raků ke zhoršení příjmu a absorpci vápníku (Ca<sup>2+</sup>) a tím k redukci kalcifikace krunýře, k vyšší citlivosti vůči onemocnění a k vyššímu predačnímu tlaku (France, 1983).

Kontaminující látky jako fenoly, pesticidy, PCB, rtuť, kadmium a zinek způsobují snížení růstu a frekvence svlékání. Při vyšších koncentracích těchto cizorodých látek ve vodním prostředí často dochází až k úhynu jedince (Aiken a Waddy, 1992).

### *Faktory biotické*

*Hustota populace.* Hustota populace ovlivňuje aktivitu, růst, přežití a svlékání raků (Lowery, 1988). Vlivem vysoké hustoty populace může docházet k nedostatku úkrytů, vhodného substrátu nebo zdrojů potravy. V některých případech může dojít i ke zhoršení některých parametrů kvality vody, jako je obsah rozpuštěného kyslíku ve vodě. Následkem vysoké hustoty raci populace je nižší tempo růstu a nižší míra přežití (vliv častých soubojů a kanibalismu), především u juvenilních stádií (Aiken a Waddy, 1992).

*Potrava.* Potrava je důležitým faktorem ovlivňujícím rychlost růstu, přežití, svlékání a úspěšnou reprodukci (Abrahamsson, 1971). Množství přijaté potravy nejvíce ovlivňuje teplota vody a obsah rozpuštěného kyslíku (Söderbäck *et al.*, 1987). Při nedostatku vhodné potravy raci redukují svůj růst a hrozí nebezpečí vysokých ztrát v důsledku kanibalismu. Pro odpovídající rychlost růstu je důležité i složení krmiva (Ackefors *et al.*, 1992).

*Životní prostředí.* Pro růst a přežití juvenilních stádií je především nezbytný dostatečný počet úkrytů. Při jejich nedostatku dochází ke snížení růstu a ke zvýšení agresivity a konkurence mezi raky (Aiken a Waddy, 1992). Při nedostatku úkrytů jsou raci zároveň vystaveni zvýšenému predačnímu tlaku.

### Rychlost růstu raka říčního

Vylíhlá račata raka říčního měří okolo 9 mm a váží 20 mg (Cukerzis, 1988). Rychlost růstu je závislá na počtu prodělaných svlékání. Za dobu první vegetační sezóny se rak říční (0+) může svléknout celkem šestkrát až osmkrát (Ackefors *et al.*, 1995). Abrahamsson (1971) uvádí, že růstový potenciál juvenilního raka říčního se na konci prvního roku (ve stádiu 0+) pohybuje okolo 15 – 23 mm. V dalších letech se frekvence svlékání snižuje. Ve druhém roce se rak říční (1+) svléká maximálně čtyři až pětkrát, ve třetím roce (2+) dvakrát. V následujících letech dochází u samců ke dvěma svlékáním během roku, zatímco samice se svlékají jen jedenkrát do roka, a to v období po osamostatnění račat. Ve druhém roce rak říční dorůstá (1+) 25 – 48 mm, ve třetím roce (2+) 50 – 70 mm a ve čtvrtém roce (3+) 60 – 80 mm. Za příznivých životních podmínek není výjimkou výskyt raků říčních ve věku čtyř let (3+) větších než 95 mm (Gydemo, 1989). Rak říční obvykle dosahuje celkové délky nad 9 cm ve stáří 5 – 8 let. Samci vlivem častějšího svlékání rostou rychleji než samice. Samci mohou dosáhnout celkové délky více než 150 mm a hmotnosti 250 g. Samice zůstávají poněkud menší a na základě menších klepet zřetelně lehčí. Ackefors *et al.* (1995) však nezjistili rozdíly v růstu mezi juvenilními samci a samicemi raka říčního. Gydemo a Westin (1989) uvádí rychlejší růst samců až po 6 – 9 měsících odchovu.

Při srovnávání tempa růstu je nutné brát v potaz teplotu, výživu, velikost odchovné nádrže (tempo růstu v menších nádržích může být menší), užívanou metodu a hustotu obsádky (Ackefors *et al.*, 1995).

## Pohlavní dospělost

Velikost samic při dosažení pohlavní dospělosti se obvykle pohybuje mezi 76 – 95 mm celkové délky ve věku od 3 do 5 let (Skurdal a Taugbol, 2002) a je variabilní mezi populacemi. Samci obvykle dospívají při dosažení celkové délky mezi 60 – 70 mm (Cukerzis, 1988).

## 2.2. Reprodukce raka říčního

Reprodukce raků je z velké míry ovlivňována podmínkami prostředí podobně jako bylo popsáno v podkapitole „Růst“. Nejdůležitějšími faktory pro načasování reprodukce jsou teplota vody a fotoperioda. Jedná se především o stimulaci dozrávání *oocytů* ve vaječnicích během období před pářením (Taugbol *et al.*, 1987). Na některých lokalitách s nižší teplotou vody mohou *oocyty* dozrávat jen jednou za dva roky (Pursiainen *et al.*, 1987). Úspěšná reprodukce je rovněž závislá na kondici a zdravotním stavu raků či jejich stáří.

### Páření

K páření raka říčního dochází v našich klimatických podmínkách na podzim (září – listopad), kdy se teplota vody pohybuje kolem 8 – 12 °C. Délka období páření závisí na podmínkách lokalit, ve kterých raci žijí. Páření je hormonálně řízeno a je regulováno fotoperiodou a teplotou vody. Vedle toho má na průběh páření raků v raci populaci významný vliv i individuální proces svlékání jednotlivých raků. Neopomenutelný je i vliv feromonů na iniciaci páření (Ingle, 1977). Období páření trvá na dané lokalitě asi 2 - 3 týdny a jeho délka je závislá na teplotě. Obecně lze říci, že pokud dojde k většímu snížení teplot, je období páření kratší než při pomalém ochlazení.

Pohlavně dospělí samci a samice se v tomto období vyznačují zvýšenou aktivitou i v průběhu dne. Žlázy samic po stranách zadečku (*abdomenu*), které při uvolňování *oocytů* produkují sliz, se v tomto období výrazně vyvíjejí a běhají (obr. 1).

V období páření samec sleduje samici, přechází s ní do přímého kontaktu, pevně ji uchopí klepety, obrací ji na hřbet a stlačuje její klepeta ke dnu. Při vlastním páření vytlačuje samec sperma z ústí pohlavních cest na bázi 5. páru *pereopodů*. Vytlačené spermatofoxy jsou pomocí *gonopodů* přilepovány na *ventrální* stranu samice v blízkosti vývodů jejích pohlavních cest. Obal spermator ve vodě rychle tvrdne a je odolný k nepříznivým vlivům vnějšího prostředí. To je nezbytné pro uchování životnosti samotných spermií při delším odstupu mezi pářením a kladením vajíček.

### Kladení a oplodnění vajíček

Kladení vajíček je stimulováno vlastním pářením a některými vnějšími podněty, kdy na prvním místě stojí teplota vody. Časový odstup od páření po kladení, oplodnění a připevnění vajíček na *pleopody* samic raka říčního se pohybuje od 2 do 30 dní. Před ovulací samice očišťuje svou spodní stranu těla (Gherardi, 2002). Krátce před kladením začínají slizové žlázy umístěné na *abdomenu* samic produkovat slizovitý sekret. Ve spodní části vaječnic se hromadí zralé *oocyty* II. řádu, které jsou při kladení uvolňovány z vývodů pohlavních cest. K vlastnímu kladení vajíček dochází často v nočních hodinách a trvá 2 až 3 hodiny. Samice stočí zadní část zadečku pod přední a vytvoří tak uzavřenou dutinu, do které klade vajíčka. Uvolněná vajíčka se při rytmickém pohybu samičího zadečku mísí se sekretem, který rozpouští ztvrdlé obaly připevněných spermator a uvolňuje spermiie. Následně dochází k oplodnění vajíček uvolněnými aktivovanými spermiemi (Vogt, 2002). Oplozená vajíčka jsou během dalších pohybů samičího zadečku přichycena na *pleopody*, kde se odehrává jejich další vývoj (obr. 2).

Průměrná pleopodální plodnost raka říčního se pohybuje v rozmezí mezi 70 – 200 vajíčky, která jsou od října (listopadu) do června zavěšena na zadečku samice. Pleopodální plodnost je lineárně závislá na velikosti samice. Velikost vajíček je obvykle okolo 3 mm.





Obr. 1: Pohlavní dimorfismus raka říčního. Vlevo samec, vpravo samice se zbělalými žlázami na abdomenu (foto: P.Kozák).



Obr. 2: Samice raka říčního s vajíčky (foto: A. Kouba).

## Embryonální vývoj a líhnutí

Přirozená inkubace vajíček raka říčního probíhá na pleopodech samice přes celé zimní období až do jara následujícího roku (Skurdal a Taugbøl, 2002). Několik dnů po naklazení vajíček může často docházet k prvním ztrátám vajíček z důvodu jejich špatného upevnění. Během inkubace samice nosí vajíčka na pleopodech a chrání svou snůšku proti predátorům, čistí ji a odstraňuje odumřelá vajíčka (Burton *et al.*, 2007). V závislosti na podmínkách může zvýšit frekvenci pohybů pleopodů, čímž zabezpečuje vyšší přísun čerstvé kyslíkaté vody k jednotlivým vajíčkům. Samice v období inkubace nepožírají vlastní vajíčka (Gherardi, 2002).

I přesto však dochází v průběhu dlouhé inkubace vajíček raka říčního na pleopodách samic ke ztrátám vajíček, které jsou způsobené především agresivním chováním ostatních raků, manipulací s vejconosými samicemi a vysokou zvolenou hustotou chovaných samic s vajíčky (Celada *et al.*, 1988; Taugbøl a Skurdal, 1990; Carral *et al.*, 1994; Policar *et al.*, 2006a,b). Další příčinou ztráty vajíček je případný úhyn samice nosící vajíčka, kdy dochází ke ztrátě celé snůšky vajíček. Vyšší mortalita samic s vajíčky byla sledována v kontrolovaných podmínkách chovu při využití vyšších hustot obsádek (Taugbøl a Skurdal, 1990). Ztráty vajíček při inkubaci způsobují, že produkce ráčat není závislá jen velikosti a fyziologickém stavu samic, ale především na podmínkách prostředí v průběhu inkubace (Cukerzis, 1988).

Cukerzis *et al.* (1978) uvádějí, že období tzv. diapauzy, které nastává u raka říčního při teplotách vody 5 – 6°C, je důležité pro přežití vajíček a juvenilních jedinců. Oproti tomu Celada *et al.* (1988) popisují negativní vliv dlouhodobého zchlazení na vývoj embrya a pracovní plodnost samic. Období diapauzy slouží v přírodních podmínkách jako regulátor pro synchronizaci embryogeneze (Cukerzis, 1988).

K líhnutí ráčat dochází od června do počátku července (Ackefors *et al.*, 1989). Např. v podmínkách Norska trvá inkubace 8 - 9 měsíců, což je reprezentováno 1900 denními stupni. V podmínkách ČR se doba inkubace rovněž pohybuje v rozmezí 8 - 9 měsíců. Tato vysoká hodnota je způsobena poměrně dlouhým obdobím diapauzy. Uměle je možné inkubaci výrazně zkrátit, a to až na dobu 4 měsíců tj. asi 1300 denních stupňů (Westin a Gydemo, 1986).

## Embryonální vývoj

Při ovulaci dochází k rozpouštění obalů spermatofor a uvolnění spermií, které se tak dostávají do kontaktu s povrchem vajíčka. Poté naruší akrozóm spermií chorion vajíčka a dochází k vniknutí jádra spermií do vajíčka (Vogt, 2002). Embryonální vývoj prochází přes jednotlivá vývojová stádia, která vedou ke kompletaci těla zárodku (Reynolds, 2002).

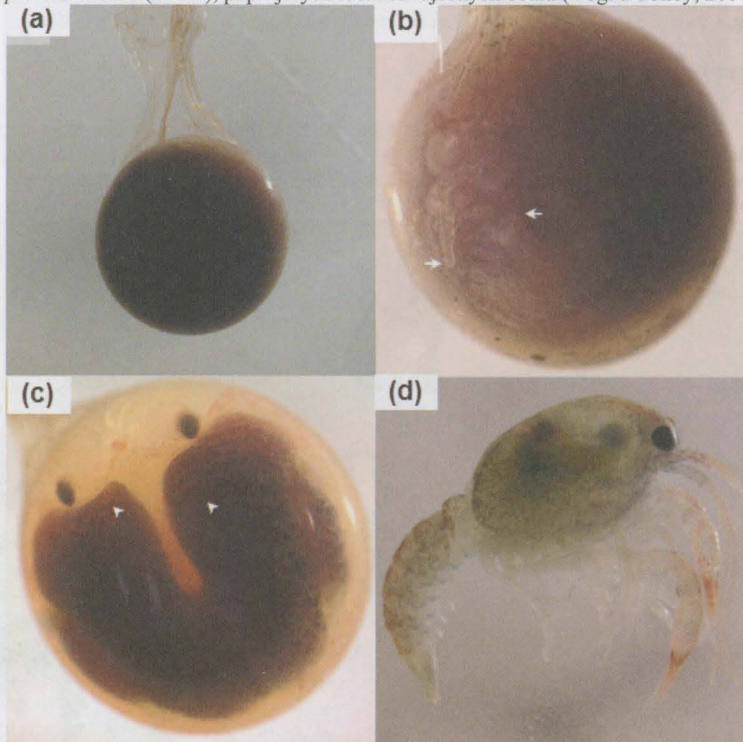
Rozlišení fází embryonálního vývoje je založeno na pozorování externích morfologických znaků (obr. 3). Největšího významu dosáhlo rozdělení embryonálního vývoje podle Zehndera (1934 In: Reynolds, 2002) do celkem 15-ti stádií: I. oplozené vajíčko, II. začátek buněčného dělení, III. stádium blastuly, IV. začátek gastrulace, V. embryo s polokruhovitými žaludečnými brázdami, VI. embryo s kruhovitými žaludečnými brázdami, VII. embryo s uzavírající se blastulou, VIII. embryo s mandibulárními základy, IX. embryo s naupliovými přívěsky, X. stádium formování končetin, XI. objevení se všech končetin, XII. stádium pulzujícího srdce, XIII. stádium pigmentace očí, XIV. stádium žijícího zárodku, XV. ukončený embryonální vývoj - líhnutí ráčete v I. vývojovém stádiu.

Při využití tohoto dělení lze dle Reynoldse (2002) rozlišit v průběhu embryonálního vývoje tři etapy, kdy ke každé etapě přísluší určitá stádia. Tyto etapy jsou následující:

1. etapa - embryonální vývoj před diapauzou (I. – III. stádium)
2. etapa - období diapauzy (snížení teploty vody, embryonální vývoj se výrazně zpomaluje) – po celou dobu etapy IV. stádium
3. etapa - embryonální vývoj po období diapauzy (V. – XV. stádium)

### Líhnutí ráčat a raný postembryonální vývoj

Při počátku líhnutí dojde nejprve k prasknutí obalu vajíčka, zpravidla na protilehlé straně, než na které se nachází stopka. Z vaječného obalu se postupně uvolňuje ráček v I. vývojovém stádiu. Toto stádium je ke své matce připevněno pomocí přichytného vlákna. Struktura vlákna vychází ze zadního okraje abdomenu ráčete, kde je přichycena háčky. Druhý konec je připojený ve vaječném obalu, který je stále uchycen na pleopodech samice. Vlákno zabraňuje ztrátě dosud nesamostatného ráčete. Vyskytuje se jen u I. vývojového stádia ráčat, resp. pouze několik dní. Po vylíhnutí se ráčata snaží zachytit pomocí svých klepet a končetin na *pleopodech* samice (obr. 4), popř. jiných ráčat či vaječných obalů (Vogt a Tolley, 2004).



Obr. 3: Různé fáze embryonálního vývoje raka říčního: a) vajíčko se stopkou na začátku inkubace, b) zárodek se znatelnými základy končetin, c) zárodek ve stádiu očních bodů, d) čerstvě vylíhlý rak v I. vývojovém stádiu (foto: A. Kouba).

Juvenilové jsou po vylíhnutí málo aktivní. Vyznačují se velkou hlavohrudí a malým abdomenem. Ještě nepřijímají potravu. První vývojové stádium u raka říčního trvá (v závislosti na teplotě vody) nejčastěji 5 – 7 dní (Skurdal a Taugbol, 2002). Stucki (2002) uvádí v přírodních podmínkách průměrnou pracovní plodnost 62 vylíhlých ráčat.

Juvenilní raci čeledi *Astacidae* se vyznačují ranou nezávislostí na samici, která nastává již po prvním svlékání (tj. ve II. vývojovém stádiu) (Reynolds, 2002). Ráčata ve druhém vývojovém stádiu (obr. 5) přecházejí na exogenní výživu, začínají se hýbat, opouštět *pleopody* samice a pohybovat se v její těsné blízkosti. V případě nebezpečí se vrací k samici. Munkhammar *et al.* (1989) popisují v tomto období významný vliv hormonů produkovaných

samicí, díky nimž ráčata rozpoznají vlastní matku. Ráčata v II. vývojovém stádiu měří přibližně 10 – 12 mm a váží okolo 40 mg (Gydemo, 1989). Druhé svlékání následuje po 13 až 21 dnech.

Třetí vývojové stádium (obr. 5) vypadá už jako dospělec a zcela se osamostatňuje od samice. U samic se vytrácí mateřský instinkt a začíná se projevovat kanibalismus. Ten se ale může projevit již ve II. vývojovém stádiu. U samic, které během období líhnutí neměly vlastní potomstvo, se projevuje kanibalistické chování daleko dříve než u samic s ráčaty. Ráčata ve III. vývojovém stádiu dosahují velikosti kolem 13 – 15 mm a hmotnosti 50 mg.

Ve čtvrtém stádiu se velikost raka říčního pohybuje mezi 14 – 15 mm a váží v průměru 70 mg, v pátém 17 mm a 130 mg a v šestém asi 20 mm a až 180 mg (Cukerzis, 1988).

### 3. POTRAVA RAKŮ

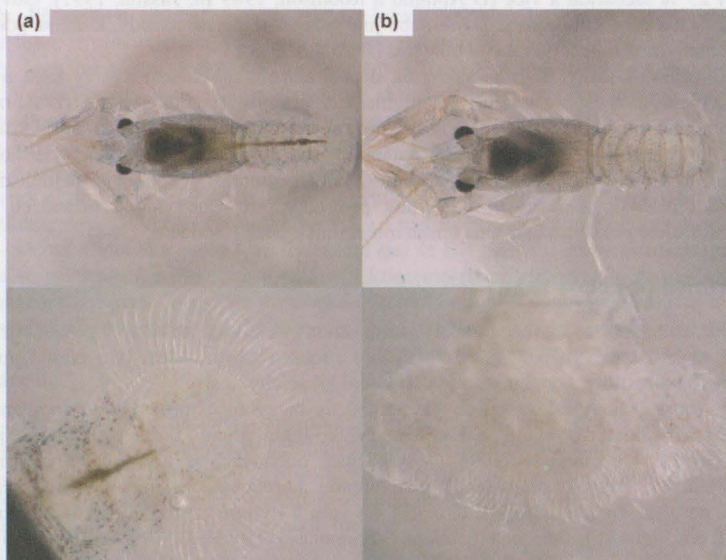
Rak říční je všežravcem využívajícím všechny pro něj dostupné zdroje potravy (Holdich *et al.*, 2006). Ve vodním ekosystému plní významnou roli konzumenta, může působit jako predátor jiných vodních bezobratlých živočichů a současně představovat složku potravy jiných vyšších živočichů (Skurdaľ a Taugbol, 2002). Potravu spíše vyhledává a sbírá.



Obr. 4: Samice s vylihými ráčaty (foto T. Policar).

Složení přirozené potravy se u raků mění s jejich věkem. Ústní dutina raků se v průběhu jejich života přizpůsobuje různému způsobu příjmu potravy. Juvenilní ráčata přijímají potravu filtrováním vodních bezobratlých a seškrabáváním vodních řas. Mladší věkové kategorie raka říčního upřednostňují zooplankton. Živočišná složka potravy je důležitější pro juvenilní raky (Holdich *et al.*, 2006). Starší raci začínají přijímanou potravu drtit a přijímají nejen jemné, ale i robustní rostliny. Hlavní složkou potravy dospělých raků jsou vodní rostliny a detrit. Složení potravy se v přírodních podmínkách mění i průběhu roku, kdy je závislé na svlékání a rozmnožování raků. V tomto období raci preferují potravu živočišného původu (až 50 %). V období před svlékáním se projevuje i určitá inklinace

k rostlinám obsahujícím více vápníku (např. parožnatka, růžkatec, vodní mor) (Cukerzis, 1989).



Obr. 5: Detailní pohled na ráčata ve 2. vývojovém stádiu (a) a ve 3. vývojovém stádiu (b) (foto: J. Kanta, A. Kouba).

### 3.1. Potřeba živin

Raci potřebují přijímat potravu bohatou na energii, která je nutná pro zachování základních tělesných funkcí. Dostatečný příjem energie zajišťuje rychlý růst raků. Energie v přijímané potravě ovlivňuje pohlavní zralost raků, plodnost samic, úspěšnou reprodukci a konkurenceschopnost raků.

Je důležité si uvědomit, že raci mají oproti rybám velmi dobrou schopnost využívat sacharidy z krmiv, a naopak nejsou schopni využívat větší obsah tuků. Raci vykazují nejvyšší růst při použití krmiv s 40 % proteinů a nízkým obsahem tuku (5 %) (Ackefors *et al.*, 1992). Nutriční nároky raka říčního se mění s věkem.

**Bílkoviny.** Optimální obsah bílkovin pro raka říčního v krmivu činí 25 – 30 % (Ackefors a Lindqvist, 1994). Bílkoviny jsou zdrojem esenciálních aminokyselin a energie. Esenciální aminokyseliny pro raky jsou v podstatě stejné jako pro ostatní živočichy. Poměr aminokyselin v krmivu pro raky může být určen analýzou složení račí svaloviny a celého těla. Zdrojem proteinů v umělém krmivu jsou směsi rybí moučky, sojové mouky popř. moučka z jiných koryšů (D'Abramo *et al.*, 1985 In: Jussila, 1997).

**Tuky.** Raci mají nízké požadavky na obsah tuků. Při jejich obsahu nad 8 % se jejich růst redukuje a nad 10 % působí škodlivě. Obsah tuku 0,1 – 3% se pro raky ukázal jako adekvátní, pakliže jsou zahrnuty steroly a polynenasycené mastné kyseliny jako kyselina linolová (18:2 n-6), linolenová (18:3 n-3), eikosapentaenová (20:5 n-3) a dokosahexaenová (20:6 n-3) (D'Abramo *et al.*, 1985 In: Jussila, 1997). Kromě obsahu a složení tuků a bílkovin se u krmiv pro raky používá i poměr bílkovin a energie. Optimální poměr bílkovin a energie v krmivech se pohybuje od 27 do 37 mg.MJ<sup>-1</sup>. Obvyklým zdrojem tuků v krmivech jsou rostlinné oleje a lecithin (Jussila, 1997).

**Sacharidy.** Požadavky na obsah sacharidů jsou poněkud nejasné, ale raci snadno využívají diety s vysokým obsahem sacharidů a komerční krmiva pro odkrm raků obvykle obsahují 25 % sacharidů a více (D'Abramo a Robinson, 1989 In: Jussila, 1997). Obvyklým zdrojem sacharidů v krmivech je škrob nebo jiné rozpustné polysacharidy, které se používají jako alternativní zdroj energie místo bílkovin (Jussila, 1997).

**Doplňkové látky.** Karotenoidy jsou nepostradatelnou součástí výživy raků a jejich nedostatek může způsobovat změny v pigmentaci krunýře i redukci růstu (D'Abramo a Robinson, 1989 In: Jussila, 1997). Do krmiv pro raky je žádoucí rovněž přidat směs vitaminů. Detailní informace o nárocích na obsah vitaminů jsou ale nejasné. Dobrých výsledků bylo dosaženo u krmiv s přidavkem vitamínu C a astaxantinu. Vápník je nejdůležitějším minerálním prvkem přidávaným do krmiv pro raky, ale v obvyklých případech obsah popelovin v dietě pokrývá nároky na obsah minerálních látek (Goddard, 1988).

### 3.2. Krmiva pro chov raků

Přirozená potrava tvoří důležitý zdroj živin v chovech raků a v polointenzivních chovech mohou raci využívat až 50 % výživy z tohoto zdroje. Mezi tyto zdroje můžeme zahrnout vodní rostliny, zooplankton i vyšší vodní živočichy.

Evropské chovy raků jsou obvykle založeny na rybniční produkci ze zooplanktonu, bentosu, řas, vodních rostlin atd., s doplňkem rybiho masa, granulí pro ryby nebo rostlinného krmiva (Ackefors a Lindqvist, 1994). V rybničních odchovech jsou raci často přikrmováni např. brambory, jablky, obilninami, předvařenou kořenovou zeleninou nebo měkkými vodními porosty (Goddard, 1988). Kromě toho jsou v Evropě dostupná peletovaná krmiva, ale jejich použitelnost je omezena (zejména ekonomicky) (Järvenpää, 1996 In: Jussila, 1997).

**Umělá krmiva.** Nedostatek vědomostí o detailně vyváženém krmivu pro raky brzdí vývoj intenzivních chovů a rozšiřování chovů polointenzivních. Přítom raci ochotně přijímají umělé krmivo a uspokojivě přirůstají. Umělá krmiva by měla rakům plně nahradit přirozenou potravu (nebo ji vhodně doplňovat) se současným dosažením co nejrychlejšího růstu. Nezáleží však jen na složení předkládaného krmiva.

Nejdůležitější charakteristikou umělého krmiva (granulí, pelet) pro raky, společně s jeho složením, je odolnost proti vymývání živin, rozpouštění a rozpadu pelet. Krmivo tedy musí obsahovat pojídlo, které činí pelety co nejdéle vodotěsné. Ztráty nutriční hodnoty pelet jsou způsobeny fyzickým rozpadem a vyluhováním (Jussila, 1997).

U juvenilů raka říčního je vhodné používat krmiva s nízkým obsahem tuků, u adultních raků se obsah tuků zvyšuje. Pro starší jedince raka říčního se snižuje poměr bílkovin k energii. Denní krmná dávka v přepočtu na hmotnost těla se pohybuje u pohlavně dospělých raků od 0,3 do 1 % a u juvenilních jedinců od 1 do 4 % (Wickins a Lee, 2002). Ráčata v prvním roce života je ale nutné krmit *ad libitum* (dle libosti). Množství přijaté potravy je nejvíce ovlivněno teplotou a obsahem kyslíku ve vodě. Maximální látková výměna probíhá v období teplotního optima.

Pokud uvažujeme o použití krmných směsí pro ryby, je nutné přihlídnout ke složení směsí (výrobce obvykle uvádí na obalu) a k nárokům raků popsanych výše. Nevhodná jsou rychle rozpadavá krmiva. Vzhledem k vysokému obsahu tuků jsou naprosto nevhodná krmiva pro lososovité ryby.

### 4. CHOV RAKŮ

Metody chovu raků jsou rozdílné, ale technologie je všeobecně velmi jednoduchá. Odchov ráčat je založen na systémech pro rozmnožování, inkubaci a líhnutí kombinovaných s rybničky pro pozdější odchov ročka, remontních a generačních raků.

#### 4.1. Získání generačního materiálu

Generační raci jsou získávány výběrem z obsádek chovaných raků nebo z volné přírody. Při odlovu generačního materiálu z lokalit přirozeného výskytu musíme dbát na zásady lovu, zvolit vhodnou lokalitu a vhodný způsob přepravy raků. Základní principy a metody lovu raků jsou podrobně rozpracovány v naší předchozí metodice (Kozák *et al.*, 2007). Volba lokality je závislá na dostatečné abundanci raků, aby po odlovení generačního materiálu nebyla negativně ovlivněna původní populace a její reprodukce.

Po přenesení na objekt líhně mohou být generační raci nasazeni do různých typů nádrží. Rozměry a typ prostor pro generační materiál jsou především založeny na individuální preferenci a zkušenosti chovatele nebo na přítomnosti existujících zařízení. Mohou to být např. nádrže typu žlabů (2 – 10 m dlouhé, 0,5 – 1 m široké a 0,5 – 1 m hluboké) nebo rybníky (100 – 500 m<sup>2</sup> a hloubka okolo 1 m). Nasazení raci se živí různými druhy přirozené potravy a mohou se přikrmovat náhradním rostlinným krmivem (např. mrkev). Počet nakladených a poté nošených vajíček je značně variabilní a komplikuje tak plánování inkubace a dalšího odchovu (nároky na prostor aj.). Proto je lepší mít spíše větší množství generačního materiálu.

#### 4.2. Páření

Páření raků je podrobněji popsáno výše v kapitole 3.3. Reprodukce raků a budeme se tedy věnovat přípravě podmínek pro jeho průběh v podmínkách chovu.

Do nádrží (žlabů) v líhni či rybníků nasazujeme buď samice s vajíčky (odlovené na jaře) rovnou k inkubaci nebo generační raky obou pohlaví (odlovené na podzim) připravené k páření (Wickins a Lee, 2002). Obvyklá hustota obsádky je 4 ks na m<sup>2</sup> při poměru pohlaví 3:1 ve prospěch samic. Dostatek úkrytů v nádržích je nepostradatelný (Köksal, 1988). Při dodržení optimálních podmínek lze dosáhnout dobrých výsledků i při extrémně vysokých obsádkách – až 50 raků na m<sup>2</sup> a poměru pohlaví 1:1. Žlaby se doporučuje zakrývat proti úniku generačních raků. Úplné zatemnění nádrží ale může způsobit nadměrnou aktivitu raků a ztráty na vajíčkách. Frekvence a úspěšnost páření se zvyšuje, když nasazení samci jsou průměrně větší (o 1 – 1,5 cm) než samice. Následně po páření jsou samci odstraněni ze žlabů (nádrží) a vysazeni zpět na lokalitu odlovu nebo uchovávaní v připravených nádržích nebo rybnících. Pokud by samci nebyli odstraněni, mohli by rušit samice při inkubaci vajíček, konkurovat jim při příjmu potravy a negativně tak ovlivnit průběh inkubace.

#### 4.3. Metody inkubace vajíček a líhnutí ráčat

Líheň může být složitějším komplexem nebo poměrně jednoduchým zařízením v závislosti na tom, zda jsou vajíčka inkubována odděleně nebo u samic a jakým způsobem, zda je regulována teplota vody, podle způsobu odchovu vylíhlých ráčat atd.

Odchov a uchování generačních raků, průběh páření i inkubace jsou v líhních obvykle situovány do obdélníkových nádrží (10 m x 2 m x 0,4m), ale využitelné jsou obvykle i jiné typy nádrží, např. kruhové (průměr 0,8 – 1 m a hloubka 0,8 m) (Wickins a Lee, 2002). Nádrže musí být vybaveny úkryty. Tyto nádrže mohou navíc sloužit pro přechování ráčat před jejich nasazením.

Líhnutí ráčat nastává brzy v létě, kdy teplota vody přesáhne 14 °C. Výměna vody v nádržích by měla proběhnout alespoň jednou za den. Podmínkou je rovněž dobrá kvalita vody: kyslík nad 7 mg.l<sup>-1</sup>, pH 6,5 – 7,5, nízký obsah dusitanů a amoniaku ve vodě. Pro inkubaci vajíček je možné použít i uzavřené recirkulační systémy s oteplenou vodou. Velice žádoucí je používat vodu z vrtu, prostou patogenních zárodků.

Inkubaci vajíček můžeme rozdělit na **pleopodální**, kdy inkubace probíhá na pleopodech samice a na **oddělenou** inkubaci, kdy od samic vajíčka ve vhodném stupni vývoje odebíráme a inkubujeme na inkubačních láhvích nebo aparátech.

### 4.3.1. Pleopodální inkubace vajíček

#### Extenzivní způsob líhnutí v rybnících či zemních sádkách s generačními raky

Je to velice jednoduchá metoda, která je obdobou přirozené reprodukce raků ve volných vodách s tím rozdílem, že můžeme rakům upravit prostředí dle jejich nároků. K tomuto účelu užíváme malé rybníky nebo zemní sádky (obr. 6). Rybník by neměl být příliš organicky zatížen, ale musí být natolik úživný, aby po líhnutí poskytoval ráčatům dostatek přirozené potravy ve formě zooplanktonu a řas. Před nasazením raků je důležité rybník opatřit dostatečným množstvím úkrytů jak pro generační raky (vrstvy kamene, zatížené trubky aj.), tak pro na jaře vylíhnutá ráčata (cihly). Obvyklá obsádka rybníka je 4 ks.m<sup>2</sup> při poměru pohlaví 1–3:1 ve prospěch samic. Pro doplnění přirozené potravy můžeme během odchovu přikrmovat.



Obr. 6: K extenzivní inkubaci vajíček lze využít např. zemních sádek (Vodňany) (foto: T. Polícar).

#### Inkubace v klecích ve žlabech nebo zemních sádkách

Samice s vajíčky jsou na jaře umístěny do plovoucích či zavěšených klecí nebo beden z různého materiálu s perforovaným dnem (např. pletivo s průměrem ok cca 1 cm). Je možné použít i spojené individuální boxy (obr. 7). Bedny, klece nebo boxy jsou zavěšeny do větších odchovných nádrží, sádek, malých rybníků popř. žlabů podle toho, kde bude následně probíhat odchov vylíhnutých ráčat. Perforované dno umožňuje ráčatům opustit samice jakmile dosáhnou nezávislosti, čímž se eliminuje kanibalismus samic. Ráčata navíc propadávají do nádrží určených pro jejich další odchov, a tak jsou ona i chovatel ušetřeni zbytečné manipulace. Prostor dna klecí je opatřen dostatečným množstvím úkrytů (lepší je více úkrytů než samic) např. ve formě drenážních trubek. Obsádka je však také závislá na množství ráčat, které hodláme odchovávat ve spodní nádrže či žlabu. Od každé samice raka



řičního je možno v průměru počítat se získáním až 100 kusů ráčat. Tzn., že když např. hodláme produkovat jednoleté raky, potřebujeme na 1 m<sup>2</sup> líhnuoucí bedny nasadit 3 - 4 samice, což zabezpečí vhodnou obsádku ráčat pro následný odchov (300 - 400 ráčat.m<sup>-2</sup>).



Obr. 7: Inkubace vajíček může být provedena i v klecích (a) zavěšených v odchovné nádrži (Nová Pec) nebo v plovoucích individuálních boxech (b) (Koryčany) (foto: T. Policar, P. Kozák).

Samice se v průběhu inkubace vajíček dvakrát týdně krmí kousky ryb a hrubě strouhanou karotkou. Zbytky krmiv musí být pravidelně odstraňovány z důvodu udržování stabilně dobré kvality vody. Ráčata po vylíhnutí a osamostatnění se od samice (tj. ve 2. - 3. vývojovém stádiu) propadnou dnem do připravených žlabů či sádek atd. Ty musí být předem vybaveny nadbytkem vhodných úkrytů. Vhodné jsou ve formě bloků ležících na dně nádrže. Ráčata jsou obvykle ve spodní nádrži odchována do konce vegetační sezóny. Samice se po odlíhnutí vysadí do rybníka s generačními raky nebo se vrátí na lokalitu odlovu.

#### Inkubace ve žlabech s úkryty

K líhnutí se používají klasické žlaby opatřené nadbytkem úkrytů (např. trubek) (obr. 8). Do žlabů nasazujeme obvykle na jaře samice s vajíčky při hustotě 10 - 15 samic na m<sup>2</sup> dna žlabu. Žlab musí být rovněž vybaven úkryty pro ráčata, nejčastěji ve formě perforovaných cihel. Samice je v průběhu líhnutí snadné kontrolovat a zaznamenat tak období líhnutí ráčat. Samice se dvakrát týdně krmí kousky ryb a hrubě strouhanou karotkou popř. vodními rostlinami. Zbytky krmiv musí být pravidelně odstraňovány. Po vylíhnutí a osamostatnění ráčat samice ze žlabu odstraníme a přemístíme do nádrží pro generační raky nebo vysadíme zpět na lokalitu odlovu. V období prvního svlékání ráčat tj. několik dní po vylíhnutí, musíme počítat s osamostatňováním ráčat a počátku jejich potravní aktivity. Proto musí být na žlabech neustále nadbytek potravy, obvykle ve formě zooplanktonu, řas apod. Zamezíme tak nadměrným ztrátám způsobených kanibalismem. Obsádku vylíhlých ráčat ve 2. - 3. vývojovém stádiu rozesadíme na žlaby nebo jiné nádrže podle potřeb dalšího odchovu.

#### Inkubace v Rückel-Vackových aparátech

Samice s vajíčky jsou na jaře (květen) individuálně umístěny na Rückel-Vackovy aparáty s úkrytem (obr. 9). Samice je možné individuálně kontrolovat a je možné zjistit pracovní plodnost jednotlivých samic. Samice jsou během inkubace krmeny rybím masem nebo hrubě strouhanou karotkou. Po vylíhnutí a osamostatnění ráčat jsou samice vyjmuty z aparátů a vysazeny. Ráčata je možné dále odchovávat na aparátech nebo umístit na žlaby či vysadit.



Obr. 8: Inkubace vajíček a raný odchov ráčat je možný ve žlabech opatřených úkryty (Vodňany) (foto: T. Polícar).



Obr. 9: Pleopodální inkubace vajíček v Rückel-Vackových aparátech, vertikální uspořádání aparátů (Vodňany) (foto: T. Polícar).

#### Inkubace ve speciálních aparátech k líhnutí raků

K líhnutí se používá bednových aparátů s nerezovou vložkou obvykle sestavených kaskádovitě za sebou (obr. 10). Do aparátu (60 x 40 x 31 cm) se umístí obvykle na jaře samice s vajíčky. Do jednoho aparátu je možné nasadit až 6 samic. Aparáty je nutné vybavit úkryty ve formě trubek pro samice a úkryty pro vylíhlá ráčata (plastové spirály o průměru cca 1 cm). Jako u předchozích metod jsou samice krmeny a po osamostatnění ráčat odebrány z aparátů. Ráčata musí mít v době osamostatnění zabezpečen nadbytek krmiva. Po odebrání samic mohou být ráčata dále odchována v aparátech (odchov vhodný jen do 3. – 4. vývojového stádia tj. cca 2 měsíce, je možno odchovat 600 – 700 ráčat na 1 aparát) nebo přesazena do jiných zařízení. Poněkud problematické je ale vyjmutí ráčat z použitých plastových spirál jako úkrytů.



Obr. 10: Pro účely inkubace byly vyvinuty i speciální aparáty s nerezovou vložkou (Vodňany) (foto:T. Policar).

#### 4.3.2. Oddělená umělá inkubace vajíček

Jak již bylo popsáno výše, rak říční, stejně jako ostatní raci čeledi *Astacidae*, se vyznačuje velmi dlouhou dobou inkubace vajíček (Reynolds *et al.*, 1992), při které dochází k vysokým ztrátám (Celada *et al.*, 1988; Taugbøl a Skurdal, 1990; Carral *et al.*, 1994; Policar *et al.*, 2006a).

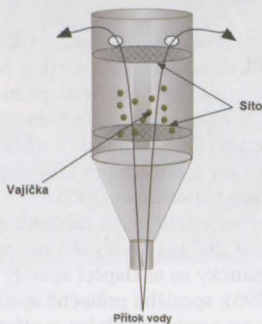
Při oddělené a tzv. umělé inkubaci vajíček dochází k větší nezávislosti zárodků na samicích, minimalizují se ztráty vajíček způsobované vlivem predátorů, patogenů, parazitů a stresem samotných samic. Současně chovatel má větší přehled o budoucí produkci ráčat (Pérez *et al.*, 1999; Policar *et al.*, 2006b) a do značné míry je omezen přenos parazitů a chorob z matky na potomstvo (Carral *et al.*, 2003). Dále dochází na račích farmách ke snížení nákladů na energie, práci, spotřebu vody a krmivo pro samice při lepším využití odchovného zařízení (Carral *et al.*, 1992; Järvenpää a Ilmarinen, 1995).

K inkubaci vajíček raků je možné využít různá zařízení: Zugské láhve (Stempel, 1973; Köksal, 1988; Cukerzis, 1988); vertikální aparáty využívané pro inkubaci jiker lososovitých ryb (Mason, 1977); speciální automaticky se naklápěcí aparáty umožňující pohyb vajíček při inkubaci (Järvenpää a Ilmarinen, 1995); speciální průtočné aparáty konstruované pro inkubaci vajíček raků, které jsou napojeny na semirecirkulační systémy vody (Carral *et al.*, 1988, 1992) nebo na průtočné systémy vody (Rhodes, 1981; Matthews a Reynolds, 1995; Carral *et al.*, 2004; Celada *et al.* 1988, 2004; Pérez *et al.* 1998ab, 1999).

Při umělé inkubaci v Zugských láhvích nebo vertikálních Rückel-Vackových aparátech je nutné dodržovat určité zásady, které jsou následující:

- Vajíčka jsou od samic odebrána násoskou nebo stáhnuta pomocí tupých kleštěček či pinzety.
- Voda používaná při umělé inkubaci vajíček raků musí splňovat přísné nároky na její kvalitu a čistotu.
- Do inkubační lahve je možné nasadit 6 – 10 000 vajíček (při objemu 10 litrů).
- Do plochých inkubačních aparátů pro líhnutí jiker lososovitých ryb (Rückel-Vackovy aparáty) se vajíčka nasazují jen v jedné vrstvě.
- Průtok v lahvicích musí zajišťovat mírný pohyb vajíček, v aparátech musí být vajíčka dostatečně promývána. Vajíčka raků se v inkubačních lahvích chovají odlišně od jiker ryb, jelikož mají stopku a jsou často unášena (obr. 11).

- Průtok v inkubačních lahvích je udržován okolo  $1 \text{ l} \cdot \text{min}^{-1}$  a je zmírněn při začátku líhnutí tak, aby se ráčata udržovala 1 – 2 cm nade dnem.
- Jakmile začne líhnutí ráčat, průtok nastavíme na  $0,7 \text{ l} \cdot \text{min}^{-1}$  tak, že ráčata mohou přilnout k ostatním a tvoří „živou kouli“ cca 1 – 2 cm nade dnem.
- V tomto období je možné do lahvi přidat kousky houby, aby měla vylíhlá ráčata možnost se na ně přichytit.
- Při svlékání ráčat do druhého vývojového stádia se průtok sníží na  $0,4 - 0,5 \text{ l} \cdot \text{min}^{-1}$ .
- V tomto stádiu musí být ráčata již odlovena popř. odsáta a přesazena do dalších odchovných zařízení, kde začíná jejich intenzivní odchov.



Obr. 11: Inkubace vajíček odděleně od samic v inkubačních lahvích (a) a schéma inkubační láhve (b) (Vodňany) (foto T. Polícar).

Z hlediska délky trvání můžeme realizovat dva základní způsoby - krátkou nebo dlouhou umělou inkubaci. Při **krátké inkubaci** jsou vajíčka od samice odebrána v pozdních fázích embryonálního vývoje (obvykle ve stádiu očních bodů, XIII. stádium). Inkubace potom trvá pouze několik dní. Tento přístup byl prosazován v minulosti, kdy se předpokládalo za nezbytné, aby podstatná část vývoje račích zárodků probíhala na pleopodách samic (Strempel, 1973; Mason, 1977; Cukerzis, 1988; Köksal, 1988).

Na začátku **dlouhodobé umělé inkubace** jsou zárodky do inkubačních zařízení nasazovány již v raných fázích embryonálního vývoje (Polícar *et al.* 2006b). Různí autoři využívají k dlouhodobé umělé inkubaci vajíček různě staré račí zárodky oddělené od samic: III. – IV. stádium (zárodek blastuly – začátek gastrulace) (Pérez *et al.*, 1998b), IV. – V. stádium (začátek gastrulace – zárodek s půlkruhovou žaludeční brázdou) (Carral *et al.*, 1992;

2004) a XII. stádium (zárodek s pulzujícím srdcem) (Celada *et al.*, 2004). Takto započatá umělá inkubace vajíček potom trvá několik měsíců. Aby byla dlouhodobá umělá inkubace vajíček úspěšná musí být dodržováno několik následujících zásad:

- Období diapaazy lze výrazně zkrátit, musí však trvat alespoň 3 týdny. Po tuto dobu by měla být teplota vody držena na  $5 \pm 1^\circ\text{C}$  (Carral *et al.*, 1992).
- Při množství vajíček do  $2,2 \text{ ks.cm}^{-2}$  postačuje průtok aparátem na úrovni  $0,5 - 1 \text{ l.min}^{-1}$  (Carral *et al.*, 1992).
- Ke konci období inkubace může být líhnutí ráčat urychleno zvýšením teploty vody na  $18 - 24^\circ\text{C}$  (Wickins a Lee, 2002)

V průběhu inkubace dochází k odumírání některých vajíček. Tato vajíčka rychle porůstají plísní a při těsném kontaktu s živými vajíčky dochází k přerůstání plísně na živé zárodky. Tím dochází k dalším ztrátám na vajíčkách. Tomu lze předcházet ručním odstraňováním odumřelých vajíček, například pomocí pinzety. Při častějším odstraňování odumřelých vajíček byly prokázány nižší ztráty. Vysoká frekvence takovéto manipulace však může vést k poškození zdravých vajíček (Carral *et al.*, 2004, Policar *et al.*, 2006a,b). Tomu se lze do značné míry vyhnout kombinací nasazení menšího množství vajíček do inkubační lahve či aparátu a přiměřenou intenzitou odstraňování vajíček (jednou za 3 - 7 dní).

Zároveň byly navrženy různé protiplísňové koupele račích vajíček, které využívají jako účinnou látku formaldehyd, peroxid vodíku, kuchyňskou sůl, malachitovou zeleň, modrou skalici, hypermangan, isopropylalkohol a jododetergentní preparát Jodisol (Celada *et al.*, 2004; Melendre *et al.*, 2006; Policar *et al.*, 2006a,b). V současné době se jako nejvýhodnější protiplísňová koupel račích vajíček jeví použití formaldehydu v koncentraci  $3 \text{ g.l}^{-1}$  po dobu 15 minut s opakováním koupele každý druhý den od začátku inkubace až do vylihnutí ráčat (Melendre *et al.*, 2006). Při umělé inkubaci vajíček lze velmi účinně použít kombinaci protiplísňových koupelí s odstraňováním odumřelých vajíček (Carral *et al.*, 2004, Policar *et al.* 2006a,b).

Četné studie využívající umělou inkubaci vajíček raků získaly následující závěry:

- Ráčata získaná umělou inkubací nevykazují rozdíly v přežití a růstu v porovnání s ráčaty z pleopodální inkubace (Sáez-Royuela *et al.*, 1995).
- Využitím umělé inkubace lze dosáhnout stejného nebo i vyššího počtu odchovaných ráčat na 1 využitou samici s vajíčky (Pérez *et al.*, 1999).
- Umělá inkubace vajíček od raných stádiích embryonálního vývoje nemá negativní vliv na jejich líhivost a produkci ráčat ve II. vývojovém stádiu (Carral *et al.*, 1988; 1992).
- Podmínky prostředí při inkubaci jsou důležitější než termín nasazení (Carral *et al.*, 1988; Reynolds *et al.*, 1992).
- K největším ztrátám uměle inkubovaných vajíček dochází mezi XIII. embryonálním stádiem a II. vývojovým stádiem. Při nešetrné manipulaci mohou být ztráty na vajíčkách 30 - 80 % (Hessen *et al.*, 1987; Pérez *et al.* 1998ab; Carral *et al.*, 2004; Policar *et al.*, 2004).

S rozvojem technik umělé inkubace došlo i k rozšíření poznatků o možnosti dlouhodobého skladování a transportu račích vajíček mimo tělo samice. Pro skladování a transport se nejvíce osvědčily polystyrénové boxy s odnímatelným víkem a navlhčeným molitanem na dně nádoby (Celada *et al.*, 2001). Embryonální vývoj během tohoto uskladnění stále probíhá. Například u raka signálního byla od samic odebrána vajíčka pro skladování již v V. a VI. stádiu embryonálního vývoje (zárodek s pŕlkruhovou žaludeční brázdou). Po 84 denním skladováním při  $4^\circ\text{C}$  bylo dosaženo přežití 59 % vajíček. Přežití vylihých ráčat

z takto skladovaných vajíček bylo na úrovni 39 % a ráčata ve druhém vývojovém stádiu dosáhla přežití 33 % ráčat.

I tato technika má však svá omezení. Skladovaná vajíčka lze takto uchovávat jen do XII. stádia (stádium pulzujícího srdce). V tomto stádiu se vývoj uchovávaných vajíček zastavuje a následně dochází k jejich odumření. Proto musí být u skladovaných vajíček nejdéle po dosažení XII. stádia provedena jejich umělá inkubace (Pérez *et al.*, 2003). Techniky skladování vajíček snižují nároky na energii a prostor nutný pro chov samic s vajíčky a umožňují efektivněji využívat kapacitu račích líhní (Celada *et al.*, 2001).

#### 4.3.3. Zkrácení doby inkubace vajíček řízenou teplotou vody

Zkrácení doby inkubace vajíček řízenou teplotou vody můžeme použít u obou způsobů inkubace vajíček, jak u pleopodální tak i u oddělené inkubace (Polícar *et al.*, 2004; Carral *et al.*, 1992). Pro úspěšné využití zkrácené doby inkubace vajíček musí být zajištěny základní požadavky zárodků raků na teplotu vody při začátku embryonálního vývoje. To znamená, že zárodky musí projít dostatečně dlouhým obdobím diapauzy (2 - 4 týdny teplota kolem 4 - 6 °C) (Cukerzis, 1988). Principem zkrácené inkubace vajíček je výrazné zkrácení délky období diapauzy při inkubaci vajíček.

Nejjednodušší způsob je **zkrácení pleopodální inkubace**, kdy se získávají samice s vajíčky v přirozených podmínkách (rybník či zemní sádka) s následným transportem samic (po období diapauzy) do kontrolovaných podmínek chovu. V kontrolovaných podmínkách potom dochází k postupnému zvyšování teploty vody až na konečných 15 - 20 °C, při kterých dochází k líhnutí ráčat (Polícar a Kozák, 2002). Další způsob zkrácené pleopodální inkubace vajíček je soustavné držení generačního materiálu raků v kontrolovaných podmínkách, kde se generační raci páří, samice kladou vajíčka, dále procházejí obdobím diapauzy, po které se následně teplota vody opět postupně zvyšuje až na teplotu, při které dochází k líhnutí ráčat.

Zkrácení doby inkubace vajíček lze také velmi úspěšně využít **při dlouhodobé oddělené umělé inkubaci** vajíček raků. Nasazená raná vývojová stádia raků jsou vystavena teplotní manipulaci s cílem výrazně zkrátit inkubaci vajíček. Jako příklad lze uvést nasazení vajíček již ve III. - IV. stádiu embryonálního vývoje s následnou inkubací při 10 ± 1 °C a po dosažení XII. stádia (stádium pulzujícího srdce) zvýšením na 15 ± 1 °C (Pérez *et al.* 1998b). Dalším způsobem zkrácené oddělené inkubace vajíček je nasazení vajíček ve IV. - V. stádiu (začátek gastrulace). Období diapauzy (teplota vody 5 ± 1 °C) se zkrátí na 3 týdny a ve zbývajícím období probíhá inkubace při 15 ± 1 °C (Carral *et al.*, 1992). Takto je možné dosáhnout úspěšného líhnutí ráčat o tři až čtyři měsíce dříve než u ráčat inkubovaných v přírodních podmínkách (Pérez *et al.* 1998b; Carral *et al.*, 1992).

Je zřejmé, že vhodnou teplotní manipulací lze inkubaci vajíček raků výrazně zkrátit a získat vylíhnutá ráčata mnohem dříve v porovnání s inkubací v přírodních podmínkách. Časnější termín líhnutí ráčat významně prodlouží délku jejich odchovu v 1. vegetačním období. Na konci první vegetační sezóny tzv. rychlená ráčata dosahují větší velikosti a vyššího stupně vývoje. Při vysazení rychlených ráčat do přírodních podmínek je dosaženo vyššího přežití v novém prostředí a v pozdějších letech rychlejší dosažení pohlavní dospělosti (Polícar a Kozák, 2002; Polícar *et al.*, 2004).

#### 4.4. Metody odchovu ráčat

##### Všeobecné zásady

- Nadbytek stabilních úkrytů ve formě bloku (např. perforované cihly).
- Vysoká kvalita vody: teplota 18 - 20 °C, kyslík nad 7 mg.l<sup>-1</sup>, pH 6,5 - 7,5, nízký obsah dusitanů, dusičnanů a amoniaku ve vodě, dostatečná výměna vody.
- Světelná intenzita nejméně 600 luxů.

- Přijatelná hustota ráčat – počáteční: 300 – 400 ráčat ve II. vývojovém stádiu na  $m^2$ , konečná: 100 ráčat po 1. vegetační sezóně na  $m^2$ .
- Dostatek (nadbytek) čerstvé potravy – zooplankton čerstvý nebo mražený, řasy, umělá krmiva s vyšším obsahem proteinů a nízkým obsahem tuků.

Odchov juvenilních ráků může probíhat v líhni na žlabech nebo jiných nádržích, ve venkovních nádržích, v rybnících či zemních sádkách. V extenzivních chovech se ráčata ve 2. – 3. vývojovém stádiu nasazují rovnou do rybníků, kanálů či příkopových rybníků, kde dorůstají až do dospělosti. Ráčata pro repatriace původních lokalit mohou být rovněž s úspěchem odchovávána v pstruhařských líhních mimo sezonu. Pakliže jsou např. lososovité ryby odchovávány od listopadu do června, je možné zařízení využít pro raky od července do října.

Pro odchov ráčat se nejčastěji používají mělké žlaby nebo dlouhé obdélníkové nádrže vybavené početnými úkryty, zejména podél okrajů nádrže. Ráčata mohou být krmena širokým spektrem potravy zahrnujícím detrit, zelené vláknité řasy, živý popř. mražený zooplankton či umělé krmivo. Později lze přikrmovat např. i nastrouhanou mrkví, rozetřenými játry, nadrobno nasekaným rybím masem a vařenými brambory. Krmíme *ad libitum*, neboli dle libosti, pro maximální snížení ztrát způsobených kanibalismem. Při odchovu v rybnících dbáme na maximální rozvoj přirozené potravy (přihnojení minerálními hnojivy).

Odchov ráčat začíná od osamostatnění ráčat a začátkem krmení do dosažení velikosti kolem 2 – 3 cm na konci vegetační sezóny, kdy jsou ráčata určena buď pro vysazení do volných vod nebo pro další odchov. Optimální teplota pro odchov se pohybuje mezi 18 a 22 °C. Průběžně je třeba kontrolovat obsah kyslíku, pH a ostatní parametry kvality vody. Výlov nádrží se provádí obvykle v říjnu, kdy již při klesajících teplotách nelze očekávat svlékání ráků. Pro odchov ráčat se používají různé hustoty obsádek. Keller (1988) ale uvádí, že nejvýhodnější je obsádka ráčat raka říčního okolo 400 ks. $m^{-2}$ , při přežití 70 – 80 % (pro 3,5 měsíční odchov do velikosti 2 – 3 cm). Při hustších obsádkách se velikost i přežití ráčat výrazně snižují, naproti tomu při menší hustotě lze dosáhnout vyššího přežití a větší průměrné velikosti. Během 3 – 4 měsíčního odchovu obsádku snižujeme až na 100 ks. $m^{-2}$ . Odchované raky odlovujeme (obr. 12) a nasazujeme do připravených nádrží nebo rybníků pro další odchov.



Obr. 12: Odlov odchovaných ráčat, odlovená ráčata, připravená na transport (Vodňany, Žleby u Čáslavy) (foto: T. Polícar).

#### 4.5. Metody dalšího odchovu

Obecně rozeznáváme tři stupně chovu ráků: přírodní neboli extenzivní, polointenzivní a intenzivní (odchov v kontrolovaných podmínkách). Příklady objektů pro extenzivní a polointenzivní chov, líhni a farem jsou uvedeny na obr. 13 – 18.

#### 4.5.1. Přírodní – Extenzivní odchov

Zahrnuje jak odchov raků určených pro repatriaci, tak pro komerční účely tradičními extenzivními metodami. V současnosti pochází okolo 90 % raků zkonsumovaných v Evropě z odlovů a extenzivních chovů. Stejně tak i většina raků určených k repatriaci lokalit zpusťovaných v minulosti degradací prostředí nebo infekcí račího moru. Rybníky pro odchov je vhodné opatřit dostatkem úkrytů jako např. uměle vytvořenými vrstvami kamenů nebo ostrůvky (obr. 16) a udržováním přibřežní vegetace. Pro tento způsob jsou vhodné např. lesní rybníky, jezera atd.

Rybníky nasazujeme odchovanými ráčaty (po první vegetační sezóně) v počtu 200 – 1000 ks.ha<sup>-1</sup> na 3 – 5 let. Ráčata jsou vysazována ve skupinách po padesáti kusech postupně podél břehové linie nádrže. Tyto nádrže jsou ráčaty nasazovány každoročně, což znamená, že jejich odchov probíhá společně s dalšími věkovými kategoriemi raků (jedinci požadované velikosti jsou průběžně odlovováni).



Obr. 13: Pro líhnutí ráčat a jejich odchov v první vegetační sezóně lze s úspěchem využít líheň pro lososovité ryby (Itálie) (foto: M. Buřič).

V extenzivních chovech jako potrava rakům vystačí vodní vegetace, larvy hmyzu, jini korýši či měkkýši.

Při tomto způsobu odchovu („nasadit a zapomenout“) v přírodních nebo částečně upravených podmínkách (jako zavlažovací kanály či lomy) můžeme dosáhnout roční produkce od desítek po stovky kg.ha<sup>-1</sup> (Wickins a Lee, 2002). Dosažitelná produkce z odchovu raka říčního v kaprových rybnících se pohybuje okolo 220 kg.ha<sup>-1</sup> (Piwernetz a Balg, 1999). Pro komerční využití je možné nasazovat celosamčí populace z důvodu rychlejšího růstu samců.



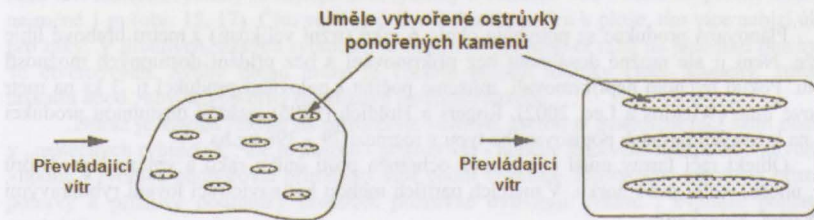


Obr. 14: Račí farma v Augsburgu (Německo) (foto:T. Policar).

Obr. 15: Vypuštěný matečný rybník, kde byly uchovávány samice s vajíčky (Francie, Thonnance les Joinville) (Foto: T. Policar)

#### 4.5.2. Polointenzivní odchov

Pro odchov jsou vhodné rybníky nebo zemní sádky. Rybníky lze vhodně upravit přidáním úkrytů. Možná je navážka kamenů a vytvoření ostrůvků na dně nebo umístění zatížených trubek. Stejně jako kruhové nebo čtvercové rybníky o výměře kolem 2500 m<sup>2</sup> jsou pro odchovy používány obdélníkové zemní rybníčky (okolo 10 – 15 m dlouhé, 3 m široké a 1 – 2 m hluboké). Jejich vybudování je levnější a jejich údržba je jednodušší, ale musí být striktně kontrolována dobrá výměna vody a nadměrné zarůstání. Pro produkci raků se rovněž dají využít vhodné úseky toků (obr. 18). Kontrola průtoku je pak provedena pomocí jízků, stavidel, přepážek nebo obtokových stok. Zkoušeny byly také části jezer či rybníků uzavřené pletivem, nebo odchovy v klecích, které umožňují mít v průběhu odchovu lepší představu o stavu obsádky. Mnoho komerčních podniků stále používá strouhy či kanály na základě farem budovaných v 80. letech. Některé farmy ve Velké Británii vybudovaly speciální příkopové rybníky, ve kterých je možno spolu s vyšším příkrmováním dosáhnout vysokých výnosů. Jsou kolem 1,5 – 2 m hluboké se svažujícími se břehy, 3 – 10 m široké a jejich délka se pohybuje od 50 do 150 m (Wickins a Lee, 2002).



Obr. 16: Možnost vybavení nádrží k odchovu raků trvalými úkryty (upraveno, Wickins a Lee, 2002).

Vhodná obsádka do rybníků se pohybuje okolo 8 – 25 jedinců raka říčního na m<sup>2</sup> dna (Wickins a Lee, 2002). Nádrže či příkopové rybníčky se nasazují každoročně na podzim juvenilními raky po jejich první vegetační sezóně v hustotě 3 raci na metr břehové linie. Takto odchováváme (a průběžně dosazujeme) raky nejméně tři roky nebo až 5 let. Jelikož až 70 % přirozené potravy raků tvoří rostlinná složka, podporují chovatelé rozvoj přibřežní vegetace.

Juvenilní raci se žíví hlavně drobnými bezobratlými (larvy hmyzu, korýši, měkkýši), kteří se hojně vyskytují ve vodách bohatých na vápník. Neopominutelný je význam doplňkových krmných směsí. Management během odchovu je minimální. Pokud krmíme např. brambory, jablky nebo jiným rostlinným krmivem, je nutné sledovat zkonsumované množství této potravy (popř. odstraňovat přebytky) pro předejití zbytečného znečišťování nádrže a následného poklesu obsahu kyslíku. Je nutno dodržovat dostatečnou cirkulaci vody a udržovat její dobrou kvalitu.



Obr. 17: Rybník s úkryty využívaný pro chov generačního materiálu raka říčního (Německo, Augsburg) – detail na umělé úkryty v litorálu rybníka (foto: T. Policar).

Plánovaná produkce se pohybuje okolo 6 raků (tržní velikosti) z metru břehové linie nádrže. Není jí ale možné dosáhnout bez přikrmování a bez přidání dostupných možností úkrytu. Pokud bychom nepřikrmovali, můžeme počítat s poloviční produkcí tj. 3 ks na metr břehové linie (Wickins a Lee, 2002). Rogers a Holdich (1995) uvádějí dostupnou produkci raků na britských farmách popisovaného typu v rozmezí 79 – 396 kg.ha<sup>-1</sup>.

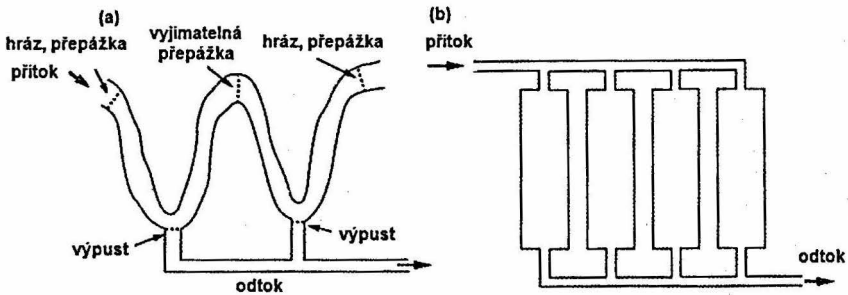
Objekt račí farmy musí být rovněž ochráněn proti úniku raků a vniknutí predátorů např. úhořů, vyder nebo norků. V mělčích partiích mohou být navíc raci loveni rybožravými ptáky např. volavkami.

#### 4.5.3. Intenzivní odchov

Všeobecně vzato, pojem intenzivní odchov je v současnosti aplikován pouze pro raný odchov rácat pro potřeby dalšího nasazování. V současnosti je tímto způsobem v Evropě produkováno okolo 2 – 4 milionů juvenilů raka říčního, bahenního a signálního. Pro intenzivní odchov jsou typické umělé kruhové nádrže (např. betonové) s průměrem 0,8 – 1 m a hloubkou 0,8 m, vybavené dostatečným množstvím úkrytů a s kruhovým prouděním vody. Pro intenzivní chovy raků je možné (a vhodné) použít i recirkulačních systémů s možností

úpravy teploty vody. Počáteční obsádka může být vysoká až  $750 - 1000 \text{ ks.m}^2$ , ale po první zimě je třeba obsádku snížit na  $300 - 500 \text{ ks.m}^2$ . Po následující zimě už se obsádka redukuje na  $50 \text{ ks.m}^2$ , ale tento prodloužený odchov se praktikuje pouze v případech, když je požadována větší velikost raků pro nasazení (Wickins a Lee, 2002).

V intenzivních odchovech se již plně využívá krmení raků krmnými směsmi. Jsou obvykle z velké části složeny z rybí moučky a obilovin. Obecně se krmiva aplikují ve velmi nízkých krmných dávkách: 1 – 4 % pro juvenilny a 0,3 – 1 % pro adultní raky, kdy ke snížení krmné dávky pod 1 % dochází po páření raků.



Obr. 18: Odchov raků je možný rovněž v upravených tocích: obtokových stokách (a) nebo v soustavě rybníků s vysokým břehovým koeficientem (b) (upraveno, Wickins a Lee, 2002).

#### 4.6. Metody odchovu generačních raků

Nejčastějším řešením potřeby generačních raků je jejich výběr z odchovaných dospělých jedinců nebo odlov raků z lokalit přirozeného výskytu. Je však samozřejmě možné odchovávat a selektovat si své vlastní remontní a generační raky.

K odchovu remontních a generačních raků je zapotřebí jeden nebo lépe více rybníků. Jako tzv. matečné rybníky se nejlépe hodí rybníky o velikosti  $300 - 2000 \text{ m}^2$  plochy a hloubce nejméně 1 m (obr. 15, 17). Čím větší je délka břehu v poměru k ploše, tím více nabízí úkrytů pro raky. V dlouhých, úzkých rybnících je možná vyšší hustota raků na jednotku plochy než ve čtvercových. Svahy břehů hráze je vhodné obložit úlomky cihel, kameny, střešními taškami apod., aby se vytvořily doplňkové možnosti úkrytů.

Důraz je kladen hlavně na přirozenou potravu, kterou si generační raci sami obstarají v „matečných rybnících“, ale je možno i přikrmovat - nejlépe krmivem rostlinného původu. Je vhodné v rybníce podporovat přiměřený růst vodní vegetace. Dostatečné množství přirozené potravy a příznivé podmínky prostředí pozitivně ovlivňují kvalitu i kvantitu pohlavních produktů.

#### 4.7. Lov a přeprava raků

##### Výlov

Raci mohou být odloveni pomocí čerenů nebo vrší s návnadou. Při tomto typu lovu se doporučuje klást vrše každý 5. metr příkopového rybníka nebo kanálu v množství 25 – 50 vrší.  $\text{ha}^{-1}$  rybníka. Vrše jsou instalovány večer před soumrakem a vybírány v ranních hodinách.

Odlovovat začínáme 2 – 3 roky po nasazení nádrží. Další metodou je postupné nebo úplně vypuštění nádrže a sběr raků. V intenzivních odchovech je odlov jednodušší, neboť odchovné nádrže jsou zcela vypustitelné a všechny úkryty dostupné – je proto možné úplně odlovené obsádky. Více o lovu raků viz. Metodika lovu raků (Kozák *et al.*, 2007).

### Přeprava

Juvenilní raci pro vysazování jsou přepravováni v PE vácích pod kyslíkovou atmosférou podobně jako plůdek ryb. Je ale nutné do každého vaku přidat vhodné úkryty např. drobné plastové spirály nebo síťový pytel tzv. „cibulák“. Při použití 12 l PE vaku se vak naplní do jedné třetiny vodou, zbylé 2/3 objemu tvoří kyslíková atmosféra. Obsádka ráčat ve III. vývojovém stádiu potom činí až 500 ks na vak. Při teplotě vody do 10 °C jsou ráčata schopna transportu trvajícímu až 40 hodin. Ráčata po jedné vegetační sezóně můžeme přepravovat stejně, ale obsádku vaku redukuje na 300 ks na vak. Při vysazování dbáme na vyrovnání teplotních rozdílů vody ve vaku a okolního prostředí. Pro vyrovnání chemismu vody postupně přiléváme vodu z lokality k ráčatům.

Generační raky přepravujeme v boxech max. ve dvou vrstvách proložených vlhkým materiálem (houbou, trávou, tkaninou apod.). Např. pro box o rozměrech 40 x 40 x 15 cm můžeme uvažovat o 60 – 80 ks raků. Při teplotě kolem 10 °C se raci v těchto přepravních podmínkách udrží v dobré kondici až 20 hodin. Pakliže to vyžadují podmínky, můžeme k přepravovaným rakům přidat chladicí sáčky s ledem. Během přepravy nesmí být boxy převráceny. Rakům, kteří byli při přepravě dlouho mimo vodní prostředí, je nutné před vysazením naplnit žaberní dutinu vodou. Vysazujeme je tedy tak, že raka několik okamžiků držíme ve vodě ventrální stranou vzhůru a teprve potom ho vypustíme. Při vysazování dbáme také na vyrovnání teplotních rozdílů.

### 4.8. Repatriace raka říčního ve volných vodách

Vlastnímu vysazení raků říčních na vhodné přírodní lokalitě musí předcházet sledování a vyhodnocování životních podmínek dané lokality. Lokalita vhodná pro vysazení raka říčního musí splňovat všechny jeho nároky na životní prostředí. Nesmíme opomenout ani údaje o minimálních průtocích, o obsahu kyslíku, hodnotách pH obvyklých během roku apod. Důležitý je kompletní předchozí astakologický průzkum lokality z důvodu možného výskytu nepůvodních druhů raků.

Vysazení raků musí být konzultováno s orgány ochrany přírody a může ho provádět pouze osoba mající příslušnou výjimku ze zákona 114/1992 Sb. o ochraně přírody a jeho prováděcí vyhlášky č. 395/1992. V současné době se spekuluje o narušení genetické diverzity populací nasazováním raků různého původu. Z tohoto hlediska je proto třeba přihlídnout při osazování nových lokalit na původ vysazovaných raků.

Nejvhodnější dobou pro vysazování raků je jarní nebo podzimní období. Vysazování mohou být různé věkové kategorie raků. Obecně platí, že čím starší jsou vysazovaní raci, tím vyšší je úspěšnost vysazení z hlediska přežití. Ráčata se vysazují nejdříve po dosažení třetího vývojového stádia, nejlépe však na konci vegetační sezóny. Vedle ráčat je možné vysazovat i dospělé raky. Při vysazování dospělých raků by se mělo pro zdárný vývoj populace raků vysazovat méně samic než samců. Optimálním poměrem dospělých vysazovaných raků je poměr samců k samicím 1 : 2 – 6. Při vysazování ráčat se na dané lokalitě ráčata rozsazují ve skupinách po 50 – 100 jedincích. Dospělí raci se na lokalitě rozsazují maximálně po 10 jedincích. Do tekoucích vod jsou raci vysazováni do klidných částí toku bez silného proudění vody (obr. 19). U dospělých jedinců je vyšší pravděpodobnost migrace z místa vysazení.

Je vhodné s ročním či delším časovým odstupem od vysazení raků provádět vyhodnocení úspěšnosti vysazení raka říčního. Cílem vyhodnocení repatriace je zjistit výskyt raka říčního na nasazované lokalitě, popřípadě odhadnout velikost dané populace raků.



Obr. 19: Vysazování odchovaných račat na novou lokalitu (foto: T. Policar).

#### 4.9. Produkce raka ke konzumním účelům

V Evropě existují prosperující račí farmy produkující původní druhy raků pro vysazování do volných vod i pro konzumní účely. Pro konzumní účely se často využívají velcí samci nevhodní pro další odchov. Konzumace račího masa je oblíbená např. ve Švédsku, Finsku nebo Velké Británii.

Račí maso je nejen chutné, ale splňuje také kritéria zdravé výživy. Obsahuje přibližně 16 % bílkovin, 0,1 % tuků, 1,4 % popelovin a až 80 % vody. Výtěžnost masa u raků se ale pohybuje pouze okolo 10 – 20 %. Po výlovu raků a před jejich expedicí ke spotřebiteli nebo před jejich vařením je nejlepší raky držet v čisté proudné vodě po dobu 24 – 48 hodin k pročištění jejich trávicího traktu.

Odlovení raci pro konzum jsou často expedováni v širokých polystyrénových boxech ve vrstvách oddělených vlhkou houbou k zajištění vysoké vlhkosti. V některých zemích není povolen transport živých raků (nepůvodních), a proto jsou přepravováni po zmrazení nebo po „usmrcení“ vytržením telsonu se střevem. Mnohem humánnější než tento bizarní způsob je usmrcení raků pomocí elektrického proudu. Usmrcení raci jsou poté přepravováni v chladicích prostorech přepravních aut proloženi šupinkovým ledem. Raci jsou prodáváni buďto živí, mražení a nebo méně obvykle vaření a mražení.

### 5. NEMOCI RAKŮ

Významným bodem ovlivňujícím úspěšnost odchovu je výskyt onemocnění a parazitů. Většinou onemocnění lze předcházet dobrou hygienou chovu a udržováním co nejlepších podmínek prostředí a tím i kondice raků. Pokud se přece jen v našem chovu vyskytne onemocnění, je nutné udělat vše proti jeho dalšímu šíření a nemocné jedince co možná

nejdříve odstraníme z chovu. Skupina raků (nádrž), kde se onemocnění vyskytlo, by potom měla být izolována (pokud je to možné) od ostatních odchovných zařízení.

## 5.1. Plíšíňová onemocnění

### Račí mor

Nejvýznamnější chorobou raků je bezpochyby račí mor. Rozšíření této choroby je především způsobeno antropogenními vlivy (vysazováním amerických druhů raků), rozšiřováním nakažených jedinců a používáním infekčního vybavení.

Původcem račího moru je plíseň *Aphanomyces astaci*. Přenos račího moru se děje v infekčním stádiu zoospór. Ty se uvolňují buď z mrtvých nebo svlékajících se raků. Spóry mohou aktivně plavat za pomoci dvou bičíků. Díky chemotaxi vyhledávají nového hostitele, přichytí se na kutikulu a začnou do ní prorůstat. Pokud se jedná o americký druh, račí imunitní systém je schopný zastavit prorůstání ještě v kutikule. Pomocí melaninu jsou zde spóry zapouzdřeny a mohou zde přežívat až do svlékání raka nebo do jeho úhynu, který je zapříčiněn jiným důvodem. Poté se mohou uvolněné spóry přenést na další hostitele. Vnímavé druhy raků (evropské, asijské a austrálské) mají velmi malou schopnost zastavit prorůstání plísně kutikulou a obvykle infekci podléhají. Pokud je infekce malá (např. jen několik spór) nemusí se projevit. V závislosti na dávce infekce (počtu spór ve vodě) a teplotě vody se mohou symptomy onemocnění projevit již po 1 – 2 dnech nebo až po 3 měsících od nakažení. Nejrychlejší průběh onemocnění byl zaznamenán při teplotě 15 – 20 °C (Oidtmann, 2000). Ztráty jsou většinou 100 % obsádky.

Infekce napadá zejména nervový systém. Projevuje se apatií, poškozením očí, vyšší denní aktivitou, polohou na zádech, ztrátou končetin a prorůstáním plísně na očích. Přenos infekce se může dít buď z nakažených raků, vodou nebo predátory, kteří pozřeli raky. Spóry mohou přežít v chladném a vlhkém prostředí až 16 dní, proto mohou být přeneseny na obuvi nebo nářadí (Oidtmann, 2000).

Dnes je možné stanovit diagnózu do dvou dnů pomocí PCR metody (reakce řetězce polymerázy). Výhodou metody je, že je možno stanovit diagnózu i u starších vzorků uchovaných v 80 – 90 % alkoholu (Oidtmann, 2000). U nás je tato metoda plně rozvinuta na Přírodovědecké fakultě Univerzity Karlovy v Praze.

### Saprolegnióza

Mezi plíšíňová onemocnění patří kromě račího moru také infekce plísní *Saprolegnia parasitica*, která způsobuje zaplísnění ryb. Parazitické plísně čeledi *Saprolegniaceae* jsou fakultativními saprofyty, takže jejich přítomnost na mrtvých nebo poškozených tkáních je třeba předpokládat. Obvykle se nevyskytují na zdravých jedincích, některé druhy však mohou být problémem v podmínkách intenzivních chovů u jedinců stresovaných důsledkem kyslíkového deficitu nebo vysokého obsahu nerozpuštěných látek. *Saprolegnia* také napadá mrtvá vajíčka raka a následně přerůstá na sousední živá. Ohrožuje také jedince oslabené jiným onemocněním a může tak překrýt jeho projevy (Adámek, 1998). U raků může v extrémním případě způsobit až 60% úhyn. Na rozdíl od račího moru jsou k ní vnímavé i americké druhy raků. Přenos onemocnění je vodou. Při větší hustotě obsádek je rychlost infekce vyšší (Oidtmann, 2000).

### Skvrnitost raků

Za název tato choroba vděčí pigmentovým skvrnám. Způsobovat je mohou plísně (*Oidium astaci*, *Achlya prolifera*, *Ramularia astaci*) nebo bakteriální původci se schopností rozkládat chitin. Projevuje se skvrnami na krunýři, které mohou dosahovat velikosti i 2 – 3 cm. Skvrny mají většinou tmavý střed a načervenalé nebo žlutavé okraje. Raci se zraněním krunýře jsou k nemoci náchylnější. Chov raků v příliš vysokých obsádkách vede k častým soubojům a podporuje tak vznik zranění a následně tohoto onemocnění. Nedostatek vápníku

může vést k měknutí krunýře a tím i k vyšší citlivosti ke skvrnitosti. Procento nakažených jedinců je obvykle nízké, ale při zhoršených podmínkách prostředí se četnost jeho výskytu může zvýšit (Oidtmann, 2000). Ztráty obvykle nepřesahují 15 – 30 %.

## 5.2. Virová onemocnění

Virové nákazy mohou způsobit značnou mortalitu při inkubaci vajíček, odchovu ráčat i dalším odchovu. Jsou snadno přenosné z přírodních podmínek do lhní, z odchoven ráčat na farmy i mezi zeměmi díky přesunům obsádek či dodávkám tržních raků, jiných živých koryšů i mražených produktů. Pro chované druhy koryšů už bylo identifikováno více než 30 druhů virů, z toho asi deset u raků. U raka říčního byly nalezeny jak DNA tak RNA viry (Edgerton, 1999). Předpokládá se však, že pro evropské raky nejsou virové nákazy příliš nebezpečné (Oidtmann, 2000).

## 5.3. Bakteriální onemocnění

### Septikémie

Raci vystavení nepříznivým podmínkám prostředí jsou náchylní k rozvoji bakterií v haemolymfě. Bakterie můžeme nalézt i v haemolymfě zdravých raků, ale míra infekce a počet infikovaných raků roste, když jsou raci vystaveni stresorům jako je vysoká teplota vody, vysoké organické znečištění, vysoká koncentrace dusičnanů a dusitanů, nízký obsah kyslíku a vysoká hustota obsádek. Bakterie vyskytující se v haemolymfě náleží mezi aeromonády, pseudomonády a enterobakterie. To jsou skupiny obvykle zastoupené v životním prostředí raků.

Příznakem septikémie je apatie raků. Nemoc může vést až k úhynu raků. Úhyn je způsoben jak selháním imunitního systému, tak účinkem toxinů uvolňovaných bakteriemi. V chovech raků můžeme najít 20 – 60 % jedinců s bakteriemi v haemolymfě (Oidtmann, 2000). Prevencí je udržování co nejlepších podmínek chovu.

### Infekce hepatopankreatu

*Hepatopankreas* je orgánem zajišťujícím rakům funkci jater a slinivky a má tak na starost jak trávení, tak ukládání živin. Bakteriální infekci hepatopankreatu nejčastěji způsobuje bakterie *Citrobacter freundii*. Následkem infekce je nekróza hepatopankreatu. Infekce je u vypitvaných jedinců patrná pouhým okem. Jednotlivé tubuly hepatopankreatu jsou melanizovány a proto na něm můžeme pozorovat hnědé skvrny (Oidtmann, 2000).

### Skvrnitost raků

Způsobovat ji mohou bakteriální původci se schopností rozkládat chitin nebo plísňě (viz. kapitola 6.1. Plísňová onemocnění).

## 5.4. Parazitární onemocnění

### Porcelánová choroba

Porcelánová choroba je způsobovaná protozoálním parazitem *Thelohania contejeani* a je velmi běžná. Tento parazit napadá svalovou tkáň raků a rozrušuje svalová vlákna. Jméno choroby je odvozeno podle charakteristického a snadně rozpoznatelného vzhledu svaloviny napadených raků, která je matně bílá. To je důsledkem nahromadění spór. Spóry mohou být nalezeny ve všech typech svalové tkáně včetně srdečních svalů. Průvodním znakem je apatie a snížená pohyblivost raků. K chorobě jsou citlivé všechny druhy evropských raků. Procento nakažených jedinců se obvykle pohybuje mezi 0,1 – 2 %, ale jsou známy případy až 30% nakaženosti. Toto onemocnění se může šířit jen pozřením spór z nakaženého jedince. To znamená, že se zvyšující se hustotou raků se vzhledem ke kanibalismu zvyšuje i riziko zvýšené mortality způsobené tímto onemocněním. *Telohanóza* je chronické onemocnění a k

úhynu postiženého raka může dojít až po letech, mívá však i akutní průběh. Spory jsou velmi odolné a dokáží přežívat mnoho let. V současnosti na tuto chorobu není známa léčba. Jediným protiopatřením je odstraňování raků se známkami infekce.

### ***Psorospermium haeckeli***

K nakažení dochází ve stádiu améby proniknutím přes kutikulu nebo zažívací ústrojí. Parazita lze obvykle najít v tkáni bezprostředně pod hlavohrudí. Je charakteristický svým ovoidním tvarem o velikosti 45 x 90 mikrometrů se silnou buněčnou stěnou a mnoha kapénkami v cytoplazmě. Infekce tímto parazitem není nebezpečná a dosud není znám její vliv na raky. Ve spojení s jinou infekcí může však způsobit oslabení imunitního systému raků. *P. haeckeli* bylo zaznamenáno nejen u evropských, ale i u amerických a australských druhů raků a v Evropě a Skandinávii je velmi rozšířeno. Ve Skandinávii je napadeno skoro 3/4 všech obsádek, přičemž procento napadených jedinců v populaci se pohybuje od několika procent až po 100 % (Oidtmann, 2000).

### ***Branchiobdellidae* (potočnice)**

Potočnice jsou parazitičtí máloštětinatí kroužkovci měřící 1 – 12 mm. Vzhledem jsou podobné malým pijavkám. V Evropě se vyskytuje 7 druhů. Většina druhů branchiobdel (*Branchiobdella parasitica*, *B. pentodonta*) jsou spíše ektokomenzálové na povrchu raků. Jen jeden druh, *B. hexodonta*, může parazitovat na pokožce a žábrech a živit se haemolymfou. Pro reprodukční proces čeledi *Branchiobdellae* jsou raci nezbytní. Vývojový cyklus je přímý. Dospělci nakladou vajíčka na raky a ta se během několika týdnů vylhnou (Oidtmann, 2000). Pro dospělé jedince uchycené na povrchu krunýře slouží raci pouze jako dopravní prostředek, který je přenáší na místa s velkým množstvím detritu.

Při silnější invazi se může provést ponořovací koupel na 25 vteřin v 1%-ním roztoku páleného vápna. Tuto koupel lze aplikovat i preventivně při přesazování nebo před vysazením raků.

### **Komenzálové raků**

Mezi ektokomenzály raků patří někteří korýši (*Ostracoda*, *Copepoda*) a celá řada prvoků (*Infusoria*, *Suctorina*), kolonizujících krunýř raka. Škodlivé účinky u nich sice nebyly zjištěny, ale jejich masový výskyt může mít na raky negativní vliv.

## **6. ZÁVĚR**

K návratu dřívějších vysokých stavů raků v potocích i nádržích je nezbytné přijmout řadu legislativních, organizačních a technologických opatření. Současně je proto žádoucí podpora vzniku a rozvoje perspektivních farem, vybudovaných a provozovaných na základě současných osvědčených poznatků ze zahraničí a realizovat produkci násadového materiálu raků ve významnějším rozsahu. Zájem o chov raků, zejména pro účely reintrodukcí, stále roste. V podstatě celá Evropa chová raky a věnuje se navrácení původních raků do volných vod. V ČR ale dochází k naprostému útlumu těchto aktivit. Proč?

V současné době podléhá jakákoli manipulace s chráněným rakem říčním přísnému dohledu a chov a repatriace raka říčního není prioritou orgánů ochrany přírody. Vhodné kroky k navrácení raka říčního do lokalit, kam ekologicky i historicky patří, by jistě přinesly lepší výsledky než konzervace současných populací a jejich monitoring. V ČR jsou momentálně stovky lokalit s výskytem raka říčního, ale často jsou to populace spíše zbytkové, bez možnosti dalšího postupu – tento jev se nazývá fragmentace. Právě fragmentace populací je největší hrozbou pro původní druhy raků, řazenou výše než šíření nepůvodních invazních druhů nebo račí mor (Füderer *et al.*, 2006).



#### Poděkování:

Metodika je výsledkem řešení výzkumného záměru MSM 600766809, projektu MZE NAZV QH 71305 a projektu MŠMT Kontakt ME 855.

## 7. LITERATURA

- Abrahamsson, S.A.A., 1971. Density, growth and reproduction in populations of *Astacus astacus* and *Pacifastacus leniusculus* in an isolated pond. *Oikos* 22, 373 – 380.
- Ackefors, H., Gydemo, R., Westin, L., 1989. Growth and survival of juvenile crayfish *Astacus astacus* in relation to food and density. Aquaculture - a biotechnology in progress. De Pauw, N., Jaaspers, E., Ackefors, H., Wilkins, N. (eds), European Aquaculture Society, Bredene, Belgium, 383 – 391.
- Ackefors, H., Castell, J.D., Boston, L.D., Raty, P., Swensson, M., 1992. Standard experimental diets for crustacean nutrition research. II. Growth and survival of juvenile crayfish *Astacus astacus* (Linné) fed diets containing various amounts of protein, carbohydrate and lipid. *Aquaculture* 104, 341 – 356.
- Ackefors, H., Lindqvist, O.V., 1994. Cultivation of freshwater crayfishes in Europe. *Freshwater Crayfish Aquaculture*. Huner, J.V. (ed), Food Products Press, The Haworth Press, New York. 157 – 216.
- Ackefors, H., Gydemo, R., Keyser, P., 1995. Growth and moulting in confined juvenile noble crayfish *Astacus astacus* (L.) (Decapoda, Astacidae). *Freshwater Crayfish* 10, 396 – 409.
- Adámek, Z., 1998. Choroby raka. *Bulletin VÚRH Vodňany* 3, 109 – 111.
- Aiken, D.E., Waddy, S.L., 1992. The growth process in crayfish. *Reviews in Aquatic Sciences* 6, 335 – 381.
- Burton, T., Knott, B., Judge, D., Vercoe, P., Brearley, A., 2007. Embryonic And Juvenile Attachment Structures In *Cherax Cainii* (decapoda: *Parastacidae*): Implications For Maternal Care. *The American Midland Naturalist* 157, 127 – 136.
- Carral, J.M., Celada, J.D., Gaudioso, V.R., Temiño, C., Fernández, R., 1988. Artificial incubation improvement of crayfish eggs (*Pacifastacus leniusculus* Dana) under low temperatures during embryonic development. *Freshwater Crayfish* 7, 239 – 250.
- Carral, J.M., Celada, J.D., González, J., Gaudioso, V.R., Fernández, R., López-Baísson, C., 1992. Artificial incubation of crayfish eggs (*Pacifastacus leniusculus* Dana) from early stages of embryonic development. *Aquaculture* 104, 261 – 269.
- Carral, J.M., Celada, J.D., González, J., Sáez-Royuela, M., Gaudioso, V.R., 1994. Mating and spawning of freshwater crayfish (*Austropotamobius pallipes* Lereboullet) under laboratory conditions. *Aquaculture and Fisheries Management* 25, 721 – 727.
- Carral, J.M., Sáez-Royuela, M., Celada, J.D., Pérez, J.R., Melendre, P.M., Aguilera, A., 2003. Advantages of artificial reproduction techniques for white-clawed crayfish (*Austropotamobius pallipes* Lereboullet). *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 370 – 371, 181 – 184.
- Carral, J.M., Pérez, J.R., Celada, J.D., Sáez-Royuela, M., Melendre, P.M., Aguilera, A., 2004. Effects of dead egg removal frequency on stage 2 juvenile production in artificial incubation of *Austropotamobius pallipes* Lereboullet. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 372 – 373, 425 – 430.
- Celada, J.D., Carral, J.M., Gaudioso, V.R., Consuelo, T., Fernández, R., 1988. Effects of thermic manipulation throughout egg development on the reproductive efficiency of the freshwater crayfish (*Pacifastacus leniusculus* Dana). *Aquaculture* 72, 341 – 348.
- Celada, J.D., Carral, J.M., Sáez-Royuela, M., Muñoz, C., Pérez, J.R., 2001. Effects of different thermal treatments on the maternal incubation efficiency of the astacid crayfish *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet, 1858) under controlled conditions. *Crustaceana* 74, 801 – 808.
- Celada, J.D., Carral, J.M., Sáez-Royuela, M., Melendre, P.M., Aguilera, A., 2004. Effects of different antifungal treatments on artificial incubation of the astacid crayfish (*Pacifastacus leniusculus* Dana) eggs. *Aquaculture* 239 (1), 249 – 259.
- Cukerzis, J.M., Sheshtokas, A.L., Terentyev, A.L., 1978. Method for accelerated artificial breeding of crayfish juveniles. *Freshwater Crayfish* 4, 452 – 458.

- Cukerzis, J.M., 1988. *Astacus astacus* in Europe. Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation. Holdich, D.M., Lowery, R.S. (eds), Croom Helm, London, 309 – 340.
- Cukerzis, J.M., 1989. Rečnyje raki. Vilnius, 140 pp.
- Edgerton, B.F., 1999. A review of freshwater crayfish viruses. Freshwater crayfish 12, 261 – 278.
- France, R.L., 1983. Response of the crayfish *Orconectes virilis* to experimental acidification of a lake with special reference to the importance of calcium. Freshwater crayfish 5, 98 – 111.
- Füderer, L., Edsman, L., Holdich, D.M., Kozák, P., Machino, Y., Pöckl, M., Renai, B., Reynolds, J.D., Schulz, H., Schulz, R., Sint, D., Taugbol, T., Trouilhé, M.C., 2006. Indigenous crayfish habitat and threats. Atlas of Crayfish in Europe. Souty-Groset, C., Holdich, D.M., Noël, P., Reynolds, J.D., Haffner, P. (eds), 25 – 48. Publications Scientifiques du MNHN, Paris.
- Gherardi, F., 2002. Behaviour. Biology of Freshwater Crayfish. Holdich, D.M. (ed), 258 – 290. Blackwell Science Ltd., London.
- Goddard, J.S., 1988. Food and Feeding. Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation. Holdich, D.M., Lowery, R.S. (eds), Croom Helm, London, 145 – 166.
- Gydemo, R., 1989. Studies on reproduction and growth in the noble crayfish, *Astacus astacus* L.. Doctoral thesis at the Department of Zoology and Askö Laboratory, the University of Stockholm, Sweden.
- Gydemo, R., Westin, L., 1989. Growth and survival of juvenile *Astacus astacus* L. in optimized water temperature. Aquaculture – a biotechnology in progress. De Pauw, N., Jaspers, E., Ackefors, H., Wilkins, N. (eds), 383 – 391. European Aquaculture Society, Bredene, Belgium.
- Henttonen, P., Huner, J.V., 1999. The introduction of alien species of crayfish in Europe: A historical introduction. Crayfish in Europe as alien species: How to make the best of the bad situation? Gherardi, F., Holdich, D.M. (eds), 13 – 22. A.A. Balkema, Rotterdam, Brookfield.
- Hessen, D.O., Taugbøl, T., Fjeld, E., Skurdal, J., 1987. Egg development and lifecycle timing in the Noble crayfish (*Astacus astacus*). Aquaculture 64, 77 – 82.
- Holdich, D.M., Ackefors, H., Gherardi, F., Rogers, W.D. & Skurdal, J., 1999. Native and alien crayfish in Europe: Some conclusions. In: *Crayfish in Europe as Alien Species. How to Make the Best of a Bad Situation?* Gherardi, F., Holdich, D.M. (eds), 281 – 292. A.A. Balkema, Rotterdam.
- Holdich, D.M., Haffner, P., Noël, P., Carral, J., Füderer, L., Gherardi, F., Machino, Y., Madec, J., Pöckl, M., Šmítana, P., Taugbol, T., Vigneux, E., 2006. Species files. Atlas of Crayfish in Europe. Souty-Groset, C., Holdich, D.M., Noël, P., Reynolds, J.D., Haffner, P. (eds), 49 – 130. Publications Scientifiques du MNHN, Paris.
- Chobot, K., 2006. Mapování raků v AOPK ČR. Ochrana přírody 61 (2), 57 – 59.
- Ingle, R.W., 1977. Laboratory and SCUBA studies on the behaviour of the freshwater crayfish, *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet). Report of the Underwater Association, NS 2, 1 – 15.
- Järvenpää, T., Ilmarinen, P., 1995. Artificial incubation of crayfish eggs on moving tray. Freshwater Crayfish 8, 716.
- Jussila, J., 1997. Physiological responses of stacid and parastacid crayfishes (Crustacea: Decapoda) to conditions of intensive culture. Doctoral thesis at the Department of Applied Zoology & Veterinary Medicine, the University of Kuopio, Finland. 140s.
- Jussila, J., Evans L.H., 1996. On the factors affecting marron, *Cherax tenuimanus*, growth in intensive culture. Freshwater crayfish 11, 428 – 440.
- Keller, M., 1987. Finding a profitable population density in rearing summerlings of European crayfish *Astacus astacus* L. Freshwater crayfish 7, 259 – 266.
- Keller, M., 1999. Yields of a 2000m<sup>2</sup> pond, stocked with noble crayfish (*Astacus astacus*), over 6 years. Freshwater Crayfish 12, 529 – 534.
- Köksal, G., 1988. *Astacus leptodactylus* in Europe, Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation. Holdich, D.M., Lowery, R.S. (eds), 365 – 400. Croom Helm, London.
- Kozák, P., Pokorný, J., Polícar, T., Kouřil, J., 1998. Základní morfologické znaky k rozlišení raků v ČR. VÚRH JU, Vodňany, edice Metodik č. 56, 14s.
- Kozák, P., Buřič, M., Polícar, T., 2007. Metodika lovu raků, Vodňany, VÚRH JU, edice Metodik (Technologická řada), č. 81, 24 s. – in press.
- Krupauer, V., 1981. Raci. ČRS, Pardubice. 67s.
- Lowery, R.S., 1988. Growth, Moulting and Reproduction. Freshwater Crayfish: Biology, Management and Exploitation. Holdich, D.M., Lowery, R.S. (eds), 83 – 113. Croom Helm, London.

- Mason, J.C., 1977. Artificial incubation of crayfish eggs (*Pacifastacus leniusculus* Dana). *Freshwater Crayfish* 3, 119 – 132.
- Matthews, M., Reynolds, J.D., 1995. The in vitro culture of crayfish eggs using a recirculating airlift incubator. *Freshwater Crayfish* 8, 300 – 306.
- Melendre, P.M., Celada, J.D., Carral, J.M., Sáez-Royuel, M., Aguilera, A., 2006. Effectiveness of antifungal treatments during artificial incubation of the signal crayfish eggs (*Pacifastacus leniusculus* Dana, Astacidae). *Aquaculture* 257 (1-4), 257 – 265.
- Munkhammar, T., Gydemo, R., Westin, L., Ackefors, H., 1989. Survival of noble crayfish, *Astacus astacus* L., larvae alone and in the presence of females. *Aquaculture - a biotechnology in progress*. DePauw, N., Jaspers, E., Ackefors, H., Wilkins, N.(eds), European Aquaculture Society, Bredene, Belgium, 409 – 414.
- Nyström, P., 2002. Ecology. *Biology of Freshwater Crayfish*. Holdich, D.M. (ed), 192 – 235. Blackwell Science Ltd., London.
- Oidtmann, B., 2000. Diseases in freshwater crayfish. *Crayfish Conference Leeds*: 9 – 18.
- Pérez, J.R., Carral, J.M., Celada, J.D., Sáez-Royuela, M., Romero, M.P., 1998a. Effects of different thermal treatments throughout the embryonic development on the artificial incubation efficiency of crayfish (*Austropotamobius pallipes* Lereboullet) eggs. Control of the embryogenic duration and implications for commercial production. *Invertebrate Reproduction and Development* 34 (2-3), 253 – 258.
- Pérez, J.R., Carral, J.M., Celada, J.D., Sáez-Royuela, M., Romero, M.P., 1998b. Effects of stripping time on the success of the artificial incubation of white-clawed crayfish, *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet), eggs. *Aquaculture Research* 29, 389 – 395.
- Pérez, J.R., Carral, J.M., Celada, J.D., Sáez-Royuela, M., Muñoz, C., Antolín, J.I., 1999. The possibilities for artificial incubation of white-clawed crayfish (*Austropotamobius pallipes* Lereboullet) eggs. Comparison between maternal and artificial incubation. *Aquaculture* 170, 29 – 35.
- Pérez, J.R., Celada, J.D., González, J., Carral, J.M., Sáez-Royuela, M., Fernández, R., 2003. Duration of egg storage at different temperatures in the astacid crayfish *Pacifastacus leniusculus*: critical embryonic phase. *Aquaculture* 219, 347 – 354.
- Piwernetz, D., Balg, J., 1999. Growth experiments with *Astacus astacus* in a 6,000 m<sup>2</sup> pond previously used for extensive farming of carp. *Freshwater Crayfish* 12, 535 – 539.
- Polícar, T., Kozák, P., 2000. Výskyt raků v ČR. *Bulletin VÚRH Vodňany, Biologie, ochrana a chov raků* 36, 18 – 22.
- Polícar, T., Kozák, P., 2002. Líhnutí ráčat v kontrolovaných podmínkách – zkrácení inkubační doby a prodloužení odchovu ráčat v I. vegetačním období. In: *Produkce násadového materiálu ryb a raků*. Vykusová, B. (ed), sborník referátů z konference, Vodňany, 72 – 78.
- Polícar, T., Simon, V., Kozák, P., 2004. Egg incubation in the noble crayfish (*Astacus astacus* L.): the effect of controlled laboratory and outdoor ambient condition on hatching success, growth and survival rate of juveniles. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 372 – 373, 411 – 423.
- Polícar, T., Kozák, P., Martín, J., 2006a. Effects of egg bath and daily removal of dead eggs on hatching success and production of stage 2 juveniles during artificial incubation in noble crayfish (*Astacus astacus* L.). *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 380 – 381, 1197 – 1206.
- Polícar, T., Kozák, P., Kouba, A., 2006b. Vliv protiplísňových opatření na líhnutí a produkci ráčat ve II. vývojovém stádiu při umělé inkubaci vajíček raka říčního (*Astacus astacus* L.). *Bulletin VÚRH Vodňany* 42, 9 – 17.
- Pursiainen, M., Saarela, M., Westman, K., 1987. Moulting and growth of the noble crayfish *Astacus astacus* in an oligotrophic lake. *Freshwater Crayfish* 7, 155 – 164.
- Reynolds, J.D., Celada, J.D., Carral, J.M., Matthews, M.A., 1992. Reproduction of astacid crayfish in captivity - current developments and implications for culture, with special reference to Ireland and Spain. *Invertebrate Reproduction and Development* 22, 253 – 266.
- Reynolds, J.D., 2002. Growth and reproduction. *Biology of Freshwater Crayfish*. Holdich, D.M. (ed), 152 – 191. Blackwell Science Ltd., London.
- Rhodes, C.P., Holdich, D.M., 1979. Observation on the fecundity of the freshwater crayfish *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet). *Aquaculture* 17, 345 – 358.
- Rhodes, C.P., 1981. Artificial incubation of the crayfish *Austropotamobius pallipes* (Lereboullet). *Aquaculture* 25, 129 – 140.

- Rogers, W.D., Holdich, D.M., 1995. Crayfish production in Britain. *Freshwater crayfish* 10, 583 – 595.
- Sáez-Royuela, M., Carral, J. M., Celada, J. D., Munoz, C., 1995. Effects of management on survival and growth of Stage 2 juvenile freshwater signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus* Dana) under laboratory conditions. *Aquaculture* 133, 123 – 133.
- Skurdal, J., Taugbøl, T., 2002. *Astacus*. Biology of Freshwater Crayfish. Holdich, D.M., (ed.), 467 – 510. Blackwell Science Ltd., Oxford.
- Söderbäck, B., Appelberg, M., Odelström, T., Lindqvist, U., 1987. Food consumption and growth of the crayfish *Astacus astacus* L. in laboratory experiments. *Freshwater Crayfish* 7, 145 – 153.
- Stempel, K., 1973. Edelkreserbrutung in Zuger-Glasern und Anfütterung der Krebsbrut. *Freshwater Crayfish* 1, 233 – 237.
- Stucki, T.P., 2002. Differences in live history of native and introduced crayfish species in Switzerland. *Freshwater crayfish* 13, 463 – 476.
- Svobodová, Z., Gelnarová, J., Justýn, J., Krupauer, V., Máchová, J., Simanov, L., Valentová, V., Vykusová, B., Wolgemuth, E., 1987. Toxikologie vodních živočichů. SZN Praha, 231s.
- Taugbøl, T., Wærvågen, S.B., Linløkken, A.N., Skurdal, J., 1987. Post-molt exoskeleton mineralisation in adult noble crayfish, *Astacus astacus*, in three lakes with different calcium levels. *Freshwater Crayfish* 11, 219 – 226.
- Taugbøl, T., Skurdal, J., 1990. Effect of density on brood size in noble crayfish, *Astacus astacus* L., subjected to indoor rearing conditions. *Aquaculture and Fisheries Management* 21, 17 – 23.
- Taylor, C.A., 2002: Taxonomy and Conservation of Native Crayfish Stocks. Biology of Freshwater Crayfish. Holdich, D.M. (ed), Blackwell Science Ltd., London: 236 – 257.
- Vogt, G., 2002. Functional Anatomy. Biology of Freshwater Crayfish. Holdich, D.M. (ed), 53 – 151. Blackwell Science Ltd., London.
- Vogt, G., Tolley, L., 2004. Brood Care in Freshwater crayfish and Relationship With the Offspring's Sensory Deficiencies. *Journal of Morphology* 262, 566 – 582.
- Westin, L., a Gydemo, R., 1986. Influence of light and temperature on reproduction and moulting frequency in the crayfish, *Astacus astacus*. *Aquaculture* 52, 43 – 50.
- Wickins, J.F., Lee, D.O'C., 2002. Crustacean farming. Ranching and Culture. Second Edition. Blackwell Scientific Publications. 446s.

#### Lektoroval:

Doc. RNDr. **Zdeněk Ďuriš**, CSc., Katedra biologie a ekologie, Přírodovědecká fakulta, Ostravská univerzita v Ostravě, Chittussiho 10, 710 00 Ostrava.

#### Adresy autorů:

Ing. **Pavel Kozák**, Ph.D., Ing. **Miloš Buřič**, Ing. **Antonín Kouba**, Ing. **Tomáš Policar**, Ph.D., Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích, Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický ve Vodňanech, Oddělení akvakultury a hydrobiologie, 389 25 Vodňany

---

V edici Metodik (Technologická řada) vydala Jihočeská univerzita v Českých Budějovicích, Výzkumný ústav rybářský a hydrobiologický ve Vodňanech. – Náklad: 120 výtisků – Technická realizace: PTS spol. s r.o. – Vodňany. Předáno do tisku: 21. 2. 2008.